

MARISTELA ROSÁLIA ANASTÁCIO

**ASPECTOS GERMINATIVOS DE 25 ESPÉCIES FLORESTAIS
BRASILEIRAS: EFICIÊNCIA DO MÉTODO, ANORMALIDADES DE
PLÂNTULAS E MORTALIDADE DE SEMENTES**

Tese apresentada à Universidade Federal de Uberlândia,
como parte das exigências do Programa de Pós-graduação
em Agronomia – Doutorado, área de concentração em
Fitotecnia, para obtenção do título de “Doutor”.

Orientadora

Prof^a.Dr^a.Denise Garcia de Santana

UBERLÂNDIA
MINAS GERAIS – BRASIL
2014

MARISTELA ROSÁLIA ANASTÁCIO

**ASPECTOS GERMINATIVOS DE 25 ESPÉCIES FLORESTAIS
BRASILEIRAS: EFICIÊNCIA DO MÉTODO, ANORMALIDADES DE
PLÂNTULAS E MORTALIDADE DE SEMENTES**

Tese apresentada à Universidade Federal de Uberlândia,
como parte das exigências do Programa de Pós-graduação
em Agronomia – Doutorado, área de concentração em
Fitotecnia, para obtenção do título de “Doutor”.

APROVADA em ____ de ____ de 2014.

Prof. Dr. Carlos Machado dos Santos

Prof. Dr. Reginaldo de Camargo

Prof^a. Dr^a. Ana Lúcia Pereira Kikuti

Prof^a. Dr^a. Auristela dos santos Conserva

Prof^a. Dr^a. Denise Garcia de Santana
ICIAG – UFU
(Orientadora)

UBERLÂNDIA
MINAS GERAIS – BRASIL
2014

DEDICO,

As pessoas especiais da minha vida...

AGRADECIMENTOS

Agradeço aos meus familiares por entenderem minha ausência...

Agradeço meu precioso companheiro Fernando Rodrigues pela ajuda intelectual, pessoal e profissional.

Agradeço à minha orientadora Denise por todo o apoio, dedicação e paciência.

Agradeço aos meus companheiros, estagiários do LASEF pela valiosa convivência e aprendizagem.

SUMÁRIO

CAPÍTULO I

CONTEXTO HISTÓRICO DE VALIDAÇÃO PARA TESTES DE GERMINAÇÃO DE SEMENTES

1. INTRODUÇÃO GERAL.....	1
2. REFERÊNCIAS.....	3

CAPÍTULO II

ENSAIOS DE GERMINAÇÃO PARA VALIDAÇÃO DE MÉTODOS EM 25 ESPÉCIES FLORESTAIS BRASILEIRAS

1. INTRODUÇÃO	7
2. MATERIAL E MÉTODOS	11
2.1 Escolha das espécies e beneficiamento dos frutos e sementes	11
2.2 Formação das amostras e pré-testes de germinação das sementes	11
3. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	30
3.1 Temperatura na germinação das sementes	30
3.2 Substratos na germinação das sementes	35
3.3 Desinfestação das sementes na condução dos testes de germinação...	40
3.4 Tratamentos pré-germinativos	46
3.5 Determinação dos tempos de contagem	50
3.6 Formação de amostras de sementes com potenciais germinativos distintos.....	51
4. CONCLUSÕES	54
5. REFERÊNCIAS.....	55

CAPÍTULO III

ASPECTOS DE GERMINAÇÃO EM 25 ESPÉCIES FLORESTAIS BRASILEIRAS: ANORMALIDADES DE PLÂNTULAS E SEMENTES MORTAS COMO PRESSUPOSTOS DE VALIDAÇÃO

1. INTRODUÇÃO	69
2. MATERIAL E MÉTODOS	72
3. RESULTADOS E DISCUSSÃO	76
3.1 Pressuposições do modelo para plântulas anormais e sementes mortas	76
3.2 Análise de variância para plântulas anormais e sementes mortas	79
3.3 Distribuição gráfica de plântulas anormais dos lotes nos laboratórios	92
4. CONCLUSÕES	114
5. REFERÊNCIAS.....	115
ANEXO	
1A.....	120
ANEXO	
1B.....	121

CAPÍTULO I

CONTEXTO HISTÓRICO DE VALIDAÇÃO PARA TESTES DE GERMINAÇÃO DE SEMENTES

1 INTRODUÇÃO GERAL

O primeiro registro de validação em testes de germinação foi para sementes de *Poa pratensis* L. (grama-azul) em 1877, em Munique na Alemanha (PEREIRA, 2012). Entretanto, a inclusão de espécies arbóreas somente veio a ocorrer no ano de 1954, na 3ª edição revisada das Regras Internacionais da ISTA (STEINER et al., 2009).

Do primeiro registro de validação em 1877 até 1954 passaram-se 77 anos e essa histórica defasagem metodológica entre espécies cultivadas e florestais perdura até os dias atuais (PEREIRA, 2012). Por esse motivo, os pesquisadores de sementes florestais encontram-se empenhados em conduzir ensaios onde seja possível o fornecimento de maiores e melhores informações sobre a qualidade das sementes, principalmente sobre a padronização, aperfeiçoamento e estabelecimento de métodos de análises (MACHADO et al., 2002).

Na versão mais recente das Regras para Análise de Sementes, publicada em 2009, as espécies florestais e arbustivas representaram 20% dos registros de métodos de germinação oficializados (BRASIL, 2009), representando um aumento numérico expressivo, ao se considerar que até 1980 as espécies florestais não passavam de 0,1% na RAS (OLIVEIRA et al., 1996). Em partes, as limitações de se determinar procedimentos para padronização de testes em espécies florestais se dão pela grande carga de variabilidade genética e a interação com os locais de distribuição geográfica dessas espécies (WIELEWICKI et al., 2006).

Desde a inclusão das primeiras espécies arbóreas florestais e ornamentais em 1954, nas Regras Internacionais da ISTA até 2010, decorreram-se 56 anos para que 10 espécies florestais brasileiras tivessem seus métodos para testes de germinação oficializados. No ano seguinte (2011), a lista foi reforçada com o acréscimo de mais 15 espécies (BRASIL, 2010; BRASIL, 2011).

A inclusão de espécies nas Regras para Análise de Sementes depende da estruturação de um processo de validação que deve ter por base o manual da Associação

Internacional para Análise de Sementes (ISTA, 2007) e, principalmente, a revisão bibliográfica indicativa das metodologias a serem empregadas para testes de germinação. E para que a metodologia seja validada, será necessário garantir que os lotes de sementes possam manifestar o máximo do seu potencial germinativo, independentemente da qualidade desses lotes.

Além disso, os resultados dos testes do processo de validação em lotes de sementes florestais brasileiras, cujos potenciais germinativos e laboratórios executores sejam distintos, devem ser analisados por ferramentas estatísticas robustas, que não permitam dúvidas sobre as inferências e que possam indicar quais decisões devem ser empregadas (NOMELINI, 2012) para cada caso em concreto. Ademais, devem ter a possibilidade de quantificar precisamente e por meio de estudos dos efeitos sistemáticos e aleatórios (EURACHEM, 1998) esses resultados encontrados.

Os resultados do processo de validação precisam demonstrar que os laboratórios são capazes de fazer a distinção entre os lotes testados, além do mais, a comparação entre os lotes não podem ser inconsistentes. Essas análises estatísticas confirmarão ou não se os métodos e os laboratórios executores encontram-se observando o controle de qualidade e se são possuidores da capacidade de produção mediante resultados aceitáveis (EURACHEM, 1998).

Deste modo, o segundo capítulo dedica-se a esclarecer dúvidas sobre a condução de testes de germinação de sementes para 25 espécies florestais brasileiras, principalmente no que se relaciona ao tipo de substrato, assepsia, temperatura, tratamentos pré-germinativos e prazos de encerramento dos testes. Sugere ainda adaptações, quando necessárias, para atendimento dos procedimentos laboratoriais.

O terceiro capítulo trata sobre testes de germinação por meio do emprego de metodologias validadas, para tanto, leva em consideração anormalidades de plântulas e mortalidade de sementes nos lotes, identifica sensibilidades das sementes e a influência daí decorrentes em relação à análise do resultado germinativo final.

2 REFERÊNCIAS

BRASIL. Instrução Normativa nº 35 de 14 de Julho de 2011. Acrescentar ao caput do art. 1º da Instrução Normativa nº 44, de 23 de dezembro de 2010, as sementes de *Acacia polyphylla*, *Cariniana estrellensis*, *Cedrela fissilis*, *Cedrela odorata*, *Cytharexylum myrianthum*, *Jacaranda cuspidifolia*, *Jacaranda micrantha*, *Ormosia arborea*, *Parapiptadenia rigida*, *Parkia pendula*, *Plathymenia reticulata*, *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum*, *Senna macranthera*, *Tabebuia chrysotricha* e *Tabebuia roseo-albus*. **Diário oficial da República Federativa do Brasil**, Poder executivo, Brasília, DF, 15, Jul. 2011.

BRASIL. Instrução Normativa nº 44 de 23 de Dezembro de 2010. Oficializar os métodos para testes de germinação de sementes de *Astronium fraxinifolium*, *Ceiba speciosa*, *Cydistax antisiphilitica*, *Enterolobium contortisiliquum*, *Guazuma ulmifolia*, *Lafoensi pacari*, *Mimosa caesalpiniaefolia*, *Peltophorum dubium*, *Pseudobombax tomentosum* e *Pterogyne nitens*. **Diário oficial da República Federativa do Brasil**, Poder executivo, Brasília, DF, 24, dez. 2010.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Regras para análise de sementes**. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Secretaria de Defesa Agropecuária. Brasília, DF: MAPA/ACS. 2009. 395p.

EURACHEM Guide. The fitness for purpose of analytical methods. A laboratory guide to method validation and related topics. Middlesex, 1998. Disponível em: <<http://www.eurachem.org/guides/valid.pdf>>. Acesso em: 20 jun. 2014.

ISTA. International Seed Testing Association. **Method validation for seed testing**. Bassersdorf: International Seed Testing Association. 2007.

MACHADO, C. F. et al. Metodologia para a condução do teste de germinação em sementes de ipê-amarelo (*Tabebuia serratifolia* (Vahl) Nicholson). **Cerne**, Lavras, v.8, n.2, p. 17-25, 2002.

NOMELINI, Q. S. S. **Enfoque estatístico na validação de métodos para teste de germinação de sementes florestais**. 2012. 163 f. Tese (Doutorado). Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 2012.

OLIVEIRA, E. C.; PIÑA-RODRIGUES, F. C. M.; FIGLIOLIA, M. B. Propostas para a padronização de metodologias em análise de sementes florestais. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.11, n. 1,2,3, p. 1-42, 1996.

PEREIRA, V. J. **Validação de métodos para teste de germinação em sementes de espécies florestais da família Fabaceae**. 2012. 90 f. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 2012.

STEINER, A. M.; KRUSE, M.; LEIST, N. Method validation in the early days – testing forest tree seeds in 1928-1934. **Seed Testing International**, Zurich, n. 138, p. 33-36, 2009.

WIELEWICKI, A. P. et al. Proposta de padrões de germinação e teor de água para sementes de algumas espécies florestais presentes na região sul do Brasil. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v. 28, n. 3, p. 191-197, 2006.

CAPÍTULO II

ENSAIOS DE GERMINAÇÃO PARA VALIDAÇÃO DE MÉTODOS EM 25 ESPÉCIES FLORESTAIS BRASILEIRAS

RESUMO: As Regras para Análise de Sementes determinam métodos de uso obrigatório para Laboratórios de Análise de Sementes credenciados pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. No entanto, há poucos métodos validados disponíveis para espécies florestais neste manual. Por este motivo, as dúvidas sobre a condução de testes de germinação dessas sementes são constantes, principalmente, as relacionadas ao tipo de substrato, assepsia, temperatura, tratamentos pré-germinativos e prazos de encerramento de testes. Partindo de tais considerações e com base em registros literários os objetivos foram executar pré-testes de germinação, de modo a permitir a elaboração de protocolos para 25 espécies florestais brasileiras. Conclui-se que o hipoclorito de sódio é eficiente na desinfestação de sementes dormentes e não dormentes como *C. estrellensis*, *C. speciosa* e *P. tomentosum*. O papel de filtro na forma de rolos e a temperatura constante de 25° C garantem a germinação de sementes de todas as espécies, exceto em *G. ulmifolia*, na qual foi utilizada papel mata borrão em caixas tipo germitest e *P. pendula* em temperatura de 30°C. A escarificação e o desponete são tratamentos efetivos de superação de dormência, entretanto, podem ocorrer danos nas sementes e plântulas dependendo do tamanho da área atritada e da profundidade, como ocorrido em *S. parahyba* var. *amazonicum*. As contagens se encerraram na segunda leitura para a maioria das espécies, com determinação do tempo inicial pelas sementes com maior potencial germinativo e o tempo final pelas de menor potencial germinativo.

Palavras-chave: potencial germinativo, pré-testes, desinfestação, dormência

GERMINATION EXPERIMENT FOR METHODS VALIDATION IN 25

BRAZILIAN FOREST SPECIES

Abstract: The Rules for Seed Analysis determine mandatory methods for Analysis Laboratories Seeds accredited by the Ministry of Agriculture, Livestock and Supply. However, there are few validated methods available for forest species in this manual. For this reason, doubts about the conduct tests of these seeds are constant, especially, those related to the type of substrate, sterilization, temperature, pre-germination treatments and periods of tests closure. Starting from these considerations and based on literary records the goals pre-germination tests were run in order to allow the development of protocols for 25 Brazilian forest species. It is concluded that sodium hypochlorite is effective for disinfection of non-dormant and dormant seeds as *estrellensis*, *C. speciosa* and *P. tomentosum*. The filter paper in the form of rolls and a constant temperature of 25 ° C ensure the germination of all species, except *G. ulmifolia*, which was used blotting paper in boxes germitest type and *P. pendula* at 30 ° C . Scarification and clipping, are effective treatments for breaking dormancy, however, damage may occur to the seeds and seedlings depending on the size of the rubbed area and depth, as occurred in *S. parahyba* var. *amazonicum*. The scores ended up in second reading for most species, determining the starting time for the seeds with higher germination and the final time by lower germination potential.

Keywords: germination potential, pre-testing, disinfection, numbness

1 INTRODUÇÃO

As análises de sementes foram determinadas em face da necessidade de se regulamentar seu comércio, avaliar e definir padrões de qualidade de lotes, fiscalizar e normatizar a produção, beneficiamento, armazenamento e distribuição de sementes, além de gerar conhecimentos para o estabelecimento de leis, dada a intensificação das práticas de comércio (MARCOS FILHO et al., 1987; WIELEWICKI et al., 2006; BRÜNING et al., 2011). No entanto, a insuficiência de procedimentos padrões para realização de análises em sementes florestais, tendentes a garantir identidade e qualidade dessas sementes, limitam a aplicação da Lei 10.711 que rege essa matéria.

Neste sentido, vários trabalhos vêm reunindo e sistematizando informações sobre a germinação e outras características fisiológicas das sementes de espécies florestais. A título de exemplo, informações sobre problemas e propostas para análises de sementes florestais foram apresentadas por Oliveira et al. (1996); e outras se seguiram, como metodologia para condução de testes de germinação em sementes de ipê-amarelo (*Handroanthus serratifolia* (Vahl) Nicholson) (MACHADO et al., 2002) e a metodização em produção, análise e conservação de sementes de pupunheira cultivada (RAMALHO et al., 2005).

Nos últimos anos foram feitas propostas para padrões de germinação, teor de água de sementes, prazo de validade dos testes de germinação para 27 espécies florestais brasileiras do sul do Brasil (WIELEWICKI et al., 2006), padronização do teste de germinação e qualidade sementes de pinhão-manso (*Jatropha curcas* L.) (MORAIS, 2008) e propostas em escala piloto de validação de métodos de análise da germinação para 10 espécies florestais (PIÑA-RODRIGUES et al., 2011).

No Brasil, as Regras para Análise de Sementes (RAS, 2009) indicam métodos de uso obrigatório aos laboratórios de análises de sementes credenciados pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Testes de germinação para mais de 1000 espécies entre grandes culturas, forrageiras, olerícolas e florestais exóticas têm seus procedimentos descritos nas aludidas regras.

Ocorre que o conjunto de procedimentos descritos nas Regras para Análise de Sementes, não são exaustivos no que tange à suficiência de métodos validados, de modo a suprir a demanda de análises a serem empregadas no âmbito da diversidade das muitas

espécies florestais brasileiras. Por esse motivo, dúvidas sobre a condução de testes de germinação, quanto ao tipo de substrato, desinfestação, temperatura, tratamentos pré-germinativos e prazo de encerramento dos testes em sementes tem sido constantes.

Em parte, um dos fatores limitantes ao estabelecimento de condições e técnicas adequadas de análise das espécies florestais brasileiras encontra-se na grande variação biomorfológica das sementes (BRÜNING et al., 2011), na sazonalidade da produção de frutos e sementes (CALDATO et al., 1996; LOCATELLI; MACHADO, 2004), levando também em conta a variação da quantidade de sementes produzidas por um indivíduo na mesma área (TONINI et al., 2009). De tal modo, o armazenamento torna-se necessário para garantir a demanda anual de sementes em anos de baixa produção, muito embora muitas dessas possam perder rapidamente suas qualidades fisiológicas.

Dentre os fatores que dificultam a padronização está a contaminação das sementes de espécies florestais brasileiras por agentes patogênicos tanto no campo quanto na colheita, na secagem e no beneficiamento. Os fungos patogênicos de solo, as bactérias e os vírus são frequentemente os principais agentes causadores de doenças em plântulas, quando presentes nas sementes (MAUDE, 1973). A associação principalmente entre fungos e sementes pode causar deterioração e lesões nas plântulas e nas sementes (CARNEIRO, 1986; MARTINS NETTO; FAIAD, 1995; SANTOS et al., 1998), prejudicando a posterior avaliação durante os testes de germinação. Sementes coletadas no solo, após a deiscência dos frutos, detêm maior possibilidade de apresentar inóculos de fungos patogênicos de solo (MARTINS-CORDER; BORGES JÚNIOR, 1999) que podem reduzir o potencial germinativo, vigor, emergência e período de armazenamento (MACHADO, 1988).

Com a finalidade de reduzir a quantidade de agentes patogênicos nas sementes, várias formas de desinfestação têm sido empregadas nos testes de germinação, com destaque para a utilização do hipoclorito de sódio (NaClO) em várias concentrações e tempos de exposição das sementes (MELO et al., 1979; LACERDA et al., 2004; LOPES et al., 2004; ARAÚJO NETO et al., 2005; FANTI et al., 2005; SCALON et al., 2006; KOPPER et al., 2010). Contudo, tal uso deve ser cauteloso, principalmente em se tratando de sementes possuidoras de tegumento fino, permeáveis ou com permeabilidade parcial, devido ao efeito escarificante que pode ocasionar danos aos tecidos vivos do embrião (HSIAO et al., 1981; CARNELOSSI et al., 1995) e

comprometer a morfologia das plântulas, ainda que utilizando-o em baixas concentrações (FERREIRA; RANAL, 1999). Acrescenta-se que a ação escarificante pode aumentar a permeabilidade do tegumento ao oxigênio, água e solutos e permitir a remoção ou oxidação de inibidores de germinação (HSIAO et al. (1981); SOFIATTI et al., 2009).

Ocorre que o percentual e a velocidade de germinação são influenciados ainda pela dormência, geralmente associada a fatores intrínsecos, como dureza e impermeabilidade do tegumento à água e gases, embrião imaturo e presença de inibidores da germinação (BEWLEY; BLACK, 1994). Muitas espécies, em especial as da família Fabaceae, apresentam forte resistência do tegumento à penetração da água, caracterizando a dormência física (HYDE, 1954; ROLSTON, 1978).

Entre os métodos mais utilizados para a superação da dormência tegumentar de sementes de espécies lenhosas brasileiras destaca-se a escarificação química com ácido sulfúrico (ESCHIAPATI-FERREIRA; PEREZ, 1997; NASSIF; PEREZ, 1997; CASSARO-SILVA, 2001; SOUZA FILHO et al., 2007; BRANCALION et al., 2011); a escarificação com lixa (MALAVASI; MALAVASI, 2004; PIROLI et al., 2005; NOVENBRE et al., 2007; ROSSETO et al., 2009) e a imersão em água quente (EIRA et al., 1993; NUNES et al., 2006; ANASTÁCIO; SANTANA, 2010; COELHO et al., 2010). E, por sua vez, o desponte é outra técnica eficiente para romper o tegumento das sementes, empregado com sucesso para *Senna macranthera* (DC. Ex Collad.) H.S. Irwin & Barneby (SANTARÉM; AQUILA, 1995), *Parkia pendula* [Benth ex Walp] (PINEDO; FERRAZ, 2008) e *Mimosa caesalpiniaefolia* Benth. (BRUNO et al., 2001; ALVES et al., 2005; SILVA et al., 2008).

Mesmo com reconhecida eficiência dos tratamentos pré-germinativos, muitos autores não relatam os danos ocorridos nas plântulas, devido à posição relativa da escarificação mecânica ou desponte e a intensidade da aplicação do método nas sementes.

Tratamentos de quebra de dormência devem influenciar positivamente na germinação e na qualidade das plântulas, reduzindo o tempo de avaliação do teste e a contaminação das sementes por agentes patogênicos. Cabe aqui salientar, que os tratamentos pré-germinativos a serem aplicados precisam se adequar às diferentes

qualidades fisiológicas das sementes de modo a preservar ao máximo suas especificidades.

Outro procedimento de importância é a pré-embebição em água, associada aos métodos de superação de dormência. Tal prática tem incrementado os percentuais germinativos e reduzido os tempos de contagens devido ao amolecimento do tegumento, o que diminui a pressão exercida pelo mesmo sobre o embrião, além de acelerar suas reações fisiológicas, absorção de água, trocas gasosas e germinação (MARTINS et al., 1997).

Em algumas sementes a submersão em água causa efeitos negativos como em *Erythrina variegata* L. (MATHEUS; LOPES, 2007); *Parkia multijuga* Benth (CALVI et al., 2008) e *Parkia pendula* (BENTH ex WALP) (PINEDO; FERRAZ, 2008). Nesse contexto, os danos promovidos por este tratamento são atribuídos à rápida embebição e/ou hidratação diferencial nas proteínas, resultando em pressões internas, a ruptura dos tecidos (OBENDORF; HOBBS, 1970; EVANGELISTA et al., 2007) e até a demanda crescente de oxigênio pelas sementes com o avanço da embebição e da ativação metabólica (PINEDO; FERRAZ, 2008).

Como resultado de muitos estudos, autores consideram uma semente como germinada quando ocorre a protrusão da raiz. Mas, esse critério envolve somente uma sequência ordenada de eventos metabólicos (LABOURIAU, 1983; DIAS et al., 2008) e não inclui os aspectos relacionados ao crescimento inicial da plântula. Na germinação normal e sob condições favoráveis em campo, de acordo com o critério tecnológico, ocorrerá a emergência e o desenvolvimento das estruturas essenciais do embrião sendo esse o conjunto de fatores que demonstram a aptidão para produzir uma planta normal (BRASIL, 2009). E este critério, embora seja usual para as espécies cultivadas e de ciclo germinativo curto pode subestimar o percentual final de germinação de espécies florestais que demoram a liberar as estruturas essenciais para o desenvolvimento do embrião. A diferença de critérios exige que os períodos de contagens sejam redefinidos, pois a maioria dos artigos marca a germinação apenas nos seus momentos iniciais.

Partindo de tais considerações e com base em registros literários, os objetivos foram executar pré-testes de germinação, de modo que permitisse a elaboração de protocolos para 25 espécies florestais brasileiras.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Escolha das espécies e beneficiamento dos frutos e sementes

A condição inicial para a escolha da espécie foi a existência de cadastro no Registro Nacional de Cultivares (RNC) do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA). Dado o registro, a escolha das 25 espécies para os ensaios preliminares de padronização de métodos de germinação baseou-se na disponibilidade de sementes para compra, doação e coleta em áreas dos diferentes biomas brasileiros, além de comportamento ortodoxo, com possibilidade de armazenamento e manutenção da capacidade germinativa.

A maioria das sementes foi adquirida sem as partes dos frutos e restos florais, com exceção de *Astronium fraxinifolium* que por ser uma núcula, o fruto não se separa da semente. A secagem de frutos deiscentes foi feita sobre peneiras à temperatura ambiente até os mesmos completarem a secagem e as sementes serem liberadas como ocorreu para *Ceiba speciosa*, *Cybistax antisyphilitica*, *Jacaranda cuspidifolia*, *Handroanthus chrysotrichus*, *Ormosia arborea*, *Plathymenia reticulata* e *Pseudobombax tomentosum*. Sementes de todas as amostras, independente da época de colheita e procedência foram beneficiadas excluindo-se as más formadas, sem embrião, quebradas em partes essenciais, com fungos presentes no tegumento, além da remoção dos restos florais e qualquer impureza da amostra. Cabe destacar que nem sempre a ausência do embrião ou mesmo a presença de fungos foi perceptível.

2.2 Formação das amostras e pré-testes de germinação das sementes

Para agrupar sementes em diferentes potenciais germinativos, as amostras foram compostas por sementes separadas pelo tempo de colheita (recém-colhidas e armazenadas), pelo estágio de maturação, coloração, tamanho e turgidez. A partir da revisão de literatura, foi possível determinar a metodologia inicial específica para cada

uma das 25 espécies. Os fatores relatados como temperatura, substrato, recipiente, os tratamentos pré-germinativos incluindo métodos para superação de dormência, períodos de embebição e a desinfestação das sementes foram acompanhados dos percentuais mínimos e máximos de germinação (Tabela 1). Nessa revisão, não foi possível estabelecer com precisão as contagens inicial, intermediária e final de plântulas para os pré-testes pela ausência de um critério único de avaliação.

Quando a literatura não indicava o tipo de desinfestação (detergente ou hipoclorito) e o tempo de exposição das sementes, observou-se o tipo de tegumento e sua permeabilidade para definir uma combinação de produto, concentração e tempo que não danificasse as estruturas internas da semente e causasse retardamento ou amarelecimento das plântulas. Para as sementes com o tegumento permeável foi utilizada preferivelmente uma solução com cinco gotas de detergente neutro para cada 100 mL de água e imersão das sementes por 5 a 10 minutos (Tabela 2).

Para sementes de tegumento parcialmente ou totalmente impermeáveis, principalmente de espécies dormentes, foi empregado o hipoclorito de sódio (NaClO) comercial, cerca de 2,0% de princípio ativo, para preparar as soluções entre 0,025 e 0,5% utilizadas antes e após o método de superação da dormência e o período de permanência das sementes na solução variou de 1 até 5 minutos. Após a desinfestação, detergente ou hipoclorito, as sementes passaram por lavagem em água corrente e permanência em água destilada durante 3 minutos, as sem dormência foram semeadas imediatamente, as sementes com dormência receberam o tratamento pré-germinativo e passaram por nova desinfestação seguindo o mesmo procedimento usado anteriormente (Tabela 2).

Além das sementes, o papel de filtro tipo “germitest” e o mata-borrão foram imersos em solução de 2L de água destilada para cinco gotas da solução comercial de hipoclorito de sódio (NaClO), cerca de 2,0% de princípio ativo. Cada amostra de 100 sementes foi dividida em quatro repetições com 25 sementes, dispostas de forma alternada e equidistante sobre duas folhas de papel de filtro, cobertas por mais duas folhas formando os rolos, os quais foram embalados em sacos de plástico. Uma exceção foram as sementes de *Guazuma ulmifolia* semeadas em caixas do tipo gerbox sobre uma folha de papel mata borrão. As sementes foram mantidas em incubadoras do tipo BOD

reguladas a 25 °C e luz branca fluorescente contínua, com exceção de *Parkia pendula* e *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* que também foram testadas a 30°C (Tabela 2). Na literatura não foi encontrada indicação de metodologia específica para a germinação de sementes de *Pseudobombax tomentosum*, sendo empregado o mesmo substrato, desinfestação e temperatura de *Ceiba speciosa*, ambas da Família Malvaceae. As condições iniciais das sementes testadas, os critérios de formação das amostras e as metodologias mais adequadas para cada espécie foram descritas na forma de tabela para subsidiar a condução dos pré-testes (Tabela 2).

TABELA 1. Métodos para condução de teste de germinação de sementes descritos na literatura para 25 espécies florestais, incluindo o critério tecnológico de plântulas normais e protrusão de raiz.

ANACARDIACEAE				
Espécies/ nome popular	Metodologias	Plântulas normais ou protrusão de raiz	Autores	Informações adicionais
<i>Astronium fraxinifolium</i> Schott ex. Spreng. (Gonçalo-alves)	Luz natural; 25°C	80%	Melo et al. (1979)	¹ Desinfestação: NaClO a 0,2%
	Papel de filtro/Rolo de Papel; 20-30°C	82%	Martins Netto e Faiad (1995)	-
	Papel de filtro em gerbox ² ; 25°C	62-70%	Aguiar et al. (2001)	-
	Papel de filtro/Rolo de Papel; 25°C	> 90%	Lima et al. (2008)	-
BIGNONIACEAE				
<i>Cybistax antispyhilitica</i> (Mart.) Mart.	Papel de filtro/Rolo de Papel; 25°C	43-69%	Santos et al. (1998)	-
(Ipê-caroba-da-flor-verde)	Papel de filtro/Rolo de Papel; 25°C	79-91%	Melo (2009)	-
<i>Jacaranda cuspidifolia</i> Mart. (Carobão)	Areia e solo em recipiente plástico; 22°C	59%	Scalon et al. (2006)	Desinfestação: NaClO a 1% por 10 minutos
	Vermiculita em gerbox; 25°C	34-81%	Martins et al. (2008)	-
<i>Jacaranda micrantha</i> Cham.(Caroba-rosa)	Papel toalha; 25°C	57%	Ramos et al. (1995)	-

... continua...

“TABELA 1, cont.”

<i>Handroanthus chrysotricha</i> (Mart. Ex A. DC.) Standl. (Ipê-dourado)	Papel de filtro em gerbox; 25°C	47%	Santos et al. (2005)	-
		14-84%	Santos (2007)	-
		48-70%	Martinelli-Seneme et al. (2008)	-
	Papel de filtro/Rolo de Papel; 25°C	46-67%	Martins et al. (2008)	-
<i>Handroanthus roseo-albus</i> (Ridl.) Sand (Ipê-branco)	Papel de filtro em gerbox; 25°C	80%	Santos et al. (2005)	-
	Papel mata borrão em gerbox; 25°C	93-95%	Stockman et al. (2007)	-
	Papel mata borrão em gerbox; 27°C	91%	Borba Filho et al. (2009)	-
FABACEAE				
<i>Acacia polyphylla</i> DC. (Acácia-monjolo)	Papel de filtro em gerbox; 25°C	51%	Araújo Neto et al. (2003)	Desinfestação: NaClO a 2% por 10 minutos e álcool 70% por 1 minuto
		80%	Araújo Neto et al. (2005)	Desinfestação: NaClO a 0,2% e álcool 70%

“... continua...”

“TABELA 1, cont.”

<p><i>Enterolobium contortisiliquum</i> (Vell.) Morong. (Tamboril-da-mata)</p>	Embebição	0,2-47% (24 h); 0,2-45% (48 h); 0,5-45% (72h)	Eira et al. (1993)	Água a temperatura ambiente por 24, 48 ou 72 h
	Escarificação térmica	0,8-94 % (2 min.); 13-99% (3 min.)		Água fervente por 2 ou 3 minutos
	Escarificação química; papel de filtro/Rolo de papel; 20-30 °C	91-97% (15 seg.); 97-100% (30 seg.); 99-100% (60 seg.); 91-100% (90seg.)		³ H ₂ SO ₄ por 15, 30, 60 ou 90 segundos
	Escarificação mecânica	92%	Malavasi e Malavasi (2004)	Lixa ⁴ 80 na região oposta ao embrião até exposição dos cotilédones
	Escarificação mecânica e embebição	80%		Lixa 80 na região oposta ao embrião até exposição dos cotilédones e embebição em água a 25°C por 24 h
	Escarificação química; papel de filtro/Rolo de papel; 25°C	90% (5 min.); 82% (15 min.); 90% (30 min.); 89% (60 min.); 87% (120 min.); 93% (180 min.)		H ₂ SO ₄ por 5, 15, 30, 60, 120 ou 180 minutos
	Corte	86%	Silva e Santos (2009)	Corte com alicate de cutícula
	Corte e embebição	80%		Água à temperatura ambiente por 24 h

...”continua...”

				“TABELA 1, cont.”
<i>Mimosa caesalpiniaefolia</i> Benth. (Sansão-do-Campo)	Escarificação química; Vermiculita em gerbox; 25°C	30%		Desinfestação: NaClO a 2% por 2 minutos; H ₂ SO ₄ por 5 minutos
	Escarificação química; areia em bandeja; temperatura ambiente	>90%	Aquino et al. (2009)	H ₂ SO ₄ por 15 minutos
	Escarificação mecânica	83%		Lixa no lado oposto à micrópila
	Escarificação química; papel de filtro; 25° C	44-62% (1min.); 46-85% (3 min.); 56-90% (5 min.); 48-94 (7 min.); 55-93% (10 min.); 58-92% (13 min.)	Martins et al. (1992)	H ₂ SO ₄ por 1, 3, 5, 7, 10 ou 13 minutos
	Escarificação mecânica	100%		Desponte; lado oposto à micrópila
	Escarificação térmica	37-53% (1 min.); 12-24% (2 min.)	Bruno et al. (2001)	Água fervente por 1 ou 2 minutos
	Escarificação química; papel de filtro/Rolo de papel; 25°C	90-96% (7 min.); 94-100% (10 min.); 99-100% (13 min)		H ₂ SO ₄ por 7, 10 ou 13 minutos
	Papel de filtro/Rolo de papel; 25° C	99%	Alves et al. (2002)	-
	Escarificação mecânica; papel de filtro em placa Petri; 25°C	93%	Novembre et al. (2007)	Lixa 80 no lado oposto à micrópila
	Desponte; Vermiculita em gerbox; 25°C	45-82%	Silva et al. (2008)	Tesoura na região oposta ao eixo embrionário
				“... continua...”

“TABELA 1, cont.”

<i>Parapiptadenia rígida</i> (Benth.) Brenan (Angico-vermelho)	Papel toalha; 25°C	79%	Ramos et al. (1995)	-
	Papel toalha; 25°C	83%	Fowler e Carpanezzi (1998)	-
	Papel de filtro/Rolo de papel; 25°C	71%	Mondo et al. (2008)	-
<i>Parkia pendula</i> (Willd.) Benth. ex Walp. (Visgueiro-bolota)	Escarificação química; papel de filtro em gerbox; 25°C	90%	Camara et al. (2008)	H ₂ SO ₄ por 30 minutos
	Areia em gerbox; 26-36°C	52-76%	Pinedo e Ferraz (2008)	-
	Escarificação mecânica; papel de filtro/Rolo de papel; 25°C	99%	Rosseto et al. (2009)	Lixa 100 na região oposta ao hilo; desinfestação: NaClO a 2% por 2 minutos
<i>Peltophorum dubium</i> (Spreng.) Taub. (Canafístula-branca)	Escarificação mecânica e embebição; sobre areia em recipiente plástico; 25°C	50-91%	Oliveira et al. (2003)	Lixa 60 no lado oposto à micrópila; embebição por 24 h a 25 °C; Desinfestação: NaClO a 2% por 3 minutos
	Escarificação térmica e embebição	44-72%		Água a 95°C e permanência fora do aquecimento por 24 h a 25°C
	Escarificação química e embebição	57-76% (15 min.); 0-3% (30 min.)		H ₂ SO ₄ por 15 ou 30 minutos e embebição em água por 14 h a 25°C

“... continua...”

“TABELA 1, cont.”

	Escarificação mecânica	89	Piroli et al. (2005)	Lixa 60 no lado oposto à micrópila até o rompimento do tegumento
	Escarificação química	31% (5 min.); 77% (10 min.); 83% (15 min.)		H ₂ SO ₄ por 5, 10 ou 15 minutos
	Escarificação térmica e embebição; papel de filtro/Rolo de papel; 30°C	45%		Água a 100 °C e permanência fora da fonte de calor por 22 h
	Escarificação térmica e embebição 24 horas; Rolo de papel; 25°C	61-82%	Oliveira et al. (2008)	Água a 95°C e permanência fora da fonte de calor por 24 h à 25°C
<i>Plathymentia reticulata</i> Benth. (Vinhático-do-campo)	Escarificação mecânica; papel de filtro em placa de Petri; 28°C	84-89%	Lacerda et al. (2004)	Lixa 60; desinfestação: NaClO a 20% por 10 minutos
<i>Pterogyne nitens</i> Tul. (Pau-amendoim)	Escarificação mecânica	91%	Nassif e Perez (1997)	Lixa 60
	Punção; papel de filtro em placa de Petri; 30 °C	92%		Estilete na região oposta à emissão da radícula
	Escarificação química; papel de filtro em placa de Petri; 24 °C	94%	Nassif e Perez (2000)	H ₂ SO ₄ por 5 minutos
	Escarificação mecânica; papel de filtro/Rolo de papel; 25 °C	88-90%	Nascimento et al. (2006)	Lixa 80 na porção mais larga da semente

“... continua...”

“TABELA 1, cont.”

<i>Ormosia arborea</i> (Vell.) Harms (Tento-vermelho)	Escarificação mecânica	35	Lopes et al. (2004)	Lixa 60
	Escarificação química; papel de filtro em placa de Petri; 30 °C	53% (1 min.); 49% (5 min.); 56% (10 min.); 61% (15 min.); 48% (20 min.); 37% (25 min.); 24% (30 min.)		H ₂ SO ₄ por 1, 5, 10, 15, 20, 25 ou 30 minutos; Desinfestação: NaClO a 5% por 2 minutos
	Escarificação mecânica; papel de filtro em gerbox; 25 °C	99%	Marques et al. (2004)	Lixa 120
<i>Schizolobium parahyba</i> var.	Areia e serragem em bandejas plásticas; Escarificação mecânica	79%	Silva Neto et al. (2007)	Lixa d'água por 3 minutos
<i>amazonicum</i> (Huber ex Ducke) Barneby (Paricá)	Escarificação mecânica; areia em gerbox	75-100%	Sousa et al. (2005)	Lixa, esmeril ou corte no lado oposto à micrópila
<i>Senna macranthera</i> (DC. ex Collad.) H. S. Irwin & Barneby (Sena-fedegosa)	Corte; papel de filtro em gerbox; 20 °C	99	Santarém e Áquila (1995)	Bisturi; região oposta ao eixo embrionário
	Escarificação química	77% (10 min.); 71% (20 min.); 70% (25 min.); 87% (30 min.); 88% (35 min.); 88% (40 min.); 87% (45 min.); 90% (50 min.); 87% (55 min.); 83% (60 min.)	Eschiapati-Ferreira e Perez (1997)	H ₂ SO ₄ por 10, 20, 25, 30, 35, 40, 45, 50, 55 ou 60 minutos
	Choque térmico	7% (24 h); 14% (48 h); 9% (72 h)		65°C por 24; 48; 72 h
	Escarificação mecânica; papel de filtro em placa de Petri; 27°C	24%		Lixa 150 por 1 minuto

“... continua...”

“TABELA 1, cont.”

	Escarificação química; papel de filtro em placa de Petri; 27°C	90%	Cassaro-Silva (2001)	H ₂ SO ₄ por 50 minutos
LECYTHIDACEAE				
<i>Cariniana estrellensis</i> (Raddi) Kuntze (Jequitibá-rei)	Papel de filtro em gerbox; 25°C	60-75%	Kopper et al. (2010)	Desinfestação: NaClO a 10% por 10 minutos
LYTHRACEAE				
<i>Lafoensia pacari</i> A. St.-Hil. (Pacari-verdadeiro)	Papel de filtro/Rolo de papel; 25°C	30-73%	Salomão et al. (2003)	-
	Papel de filtro/Rolo de papel; 25°C	81%	Mendonça et al. (2006)	-
	Papel de filtro em gerbox; 20°C	43-66%	Seneme et al. (2010)	-
MALVACEAE				
<i>Ceiba speciosa</i> (A. St.-Hill.) Ravenna (Sumaúma-especiosa)	Papel de filtro/Rolo de papel; 25°C	55%	Wetzel et al. (2003)	-
	Papel de filtro em placa de Petri; 27°C	96%	Fanti et al. (2005)	Desinfestação: NaClO a 2,5% por 5 minutos
	Papel de filtro em gerbox; 25°C	60%	Lazarotto et al. (2010)	Desinfestação: álcool 70% por 5 minutos e NaClO a 1% por 2 minutos

“... continua...”

“TABELA 1, cont.”

<i>Guazuma ulmifolia</i> Lam. (Mutamba-verdadeira)	Escarificação química; germitest em gerbox; 25°C	70%	Motta et al. (2006)	H ₂ SO ₄ por 50 minutos
	Escarificação térmica	>60%	Nunes et al. (2006)	Água a 70°C até que a temperatura atinja 50°C
	Escarificação química	0%		H ₂ SO ₄ por 5 minutos
	Escarificação mecânica; papel de filtro em placa de Petri; 20-30°C	3%		Lixa 80 até o aparecimento do endosperma
	Escarificação química; papel de filtro em gerbox; 30°C	58-73%	Gonçalves et al. (2009)	H ₂ SO ₄ por 50 minutos
<i>Pseudobambax tomentosum</i> (C. Martius & Zuccarini) Robyns (Embiruçu-peludo)	Papel de filtro/Rolo de papel; 25°C	-	Wetzel et al. (2003)	-
MELIACEAE				
<i>Cedrela fissilis</i> Vell. (Cedro-vermelho)	Areia em bandeja de plástico; 25°C	40-93%	Corvello et al. (1999)	-
	Papel de filtro/Rolo de papel; 25°C	90%	Salomão et al. (2003)	-
	Papel de filtro/Rolo de papel; 25°C	87%	Wielewicz et al. (2006)	-
<i>Cedrela odorata</i> L. (Cedro-cheiroso)	Papel de filtro/Rolo de papel; 25°C	60%	Andrade et al. (1994)	-
	Papel de filtro/Rolo de papel; 25°C	75-86%	Passos et al. (2008)	-

“... continua...”

“TABELA 1, cont.”

VERBENACEAE				
<i>Citharexylum myrianthum</i> Cham.	Vermiculita em gerbox; 25°C	43%	Zanon et al. (1997)	-
(Pau-de-viola)	Vermiculita em tubetes	64%	Alves et al. (2007)	-

¹Desinfestação das sementes com solução comercial de NaClO (hipoclorito de sódio) de 2 a 2,5%; ²Gerbox: caixas plásticas (20x30x6,5 cm); ³H₂SO₄: Ácido sulfúrico;

⁴Granulometria: determina a capacidade de desgaste em função tamanho dos grãos do material abrasivo da lixa.

A base para as contagens de plântulas foi a revisão de literaturas, mas a confirmação das leituras e os ajustes foram feitos durante a execução dos pré-testes. O tempo para a primeira leitura foi determinado de preferência em dias múltiplos de sete em relação ao dia da semeadura quando grande parte das sementes se transformou em plântulas, em torno de 50%. O tempo para a última leitura, também em múltiplos de sete, foi determinado quando o número de plântulas se estabilizou ou quando a contaminação do papel ou das plântulas não permitiu a avaliação. Para as espécies *Cariniana estrellensis*, *Cedrela odorata*, *Guazuma ulmifolia* e *Jacaranda micrantha* foi necessária uma leitura intermediária, devido a grande distribuição da germinação no tempo ou pela grande quantidade de fungos. Nas leituras foram contabilizadas as plântulas normais, ou seja, com estruturas essenciais bem desenvolvidas, completas, proporcionais e sadias.

As informações referentes ao tipo de desinfestação e tempo de imersão nas soluções; tratamento pré-germinativo, incluindo a posição relativa da semente para a aplicação da escarificação mecânica com lixa ou do desponte utilizando cortador de unha; substrato; temperatura; dias para leituras e a quantidade de amostras testadas para definir a melhor metodologia que contemplasse sementes com qualidade fisiológica distinta foram reunidas em um protocolo final de germinação, na forma de tabela. Os dados dos testes de germinação foram agrupados em gráficos que relacionaram os percentuais de plântulas normais com as amostras utilizadas. As plântulas anormais serviram de referência para definir a eficiência dos procedimentos empregados, principalmente o de quebra da dormência, mas os dados não foram explorados em forma de gráficos, e sim em imagens para caracterizar as anormalidades causadas por fungos.

TABELA 2. Condições iniciais das sementes e critérios utilizados na formação das amostras durante o beneficiamento, substratos, temperatura e procedimentos de desinfestação e superação da dormência para 25 espécies florestais brasileiras.

Espécie (família)	Condição inicial/formação das amostras	Substrato	Temperatura (°C)	Informações sobre desinfestação ^{3,4} e superação da dormência
<i>Acacia polyphylla</i> (Fabaceae)	Sementes recém-colhidas e armazenadas/ tamanho e turgidez das sementes	RP ¹	25	Solução de detergente
<i>Astronium fraxinifolium</i> (Anacardiaceae)	Remoção dos cálices florais dos frutos (núculas) recém-colhidos/ coloração dos frutos recém-colhidos e armazenados	RP; SP ²	25	Solução de detergente
<i>Cariniana estrellensis</i> (Lecythidaceae)	Sementes recém-colhidas e armazenadas/ tamanho, coloração e turgidez	RP	25	Solução de NaClO a 0,025%, por 2 minutos
<i>Cedrela fissilis</i> (Meliaceae)	Sementes recém-colhidas e armazenadas/ coloração	RP	25	Solução de detergente, seguida da solução de NaClO a 0,025%, por 1 minuto
<i>Cedrela odorata</i> (Meliaceae)	Sementes recém-colhidas e armazenadas/ coloração	RP	25	Solução de NaClO a 0,025%, por 1 minuto
<i>Ceiba speciosa</i> (Malvaceae)	Sementes recém-colhidas e armazenadas/ coloração, maturação e turgidez	RP	25	Solução de NaClO a 0,025%, por 1 minuto
<i>Citharexylum myrianthum</i> (Verbenaceae)	Sementes recém-colhidas e armazenadas/ tamanho	RP	25	Solução de detergente, seguida da solução de NaClO a 0,25%, por 5 minutos

“... continua...”

“TABELA 2, cont.”

<i>Cybistax antisyphilitica</i> (Bignoniaceae)	Sementes recém-colhidas e armazenadas/ coloração da borda; remoção das alas	RP	25	Solução de detergente
<i>Enterolobium contortisiliquum</i> (Fabaceae)	Sementes armazenadas/ período de coleta	RP	25	Escarificação com lixa para ferro nº 50, na extremidade oposta à micrópila da semente sem atingir os cotilédones
<i>Guazuma ulmifolia</i> * (Malvaceae)	Sementes armazenadas/ período de coleta	SP	25	1. Solução de detergente; tratamento térmico a 70°C, tirar a fonte de calor e deixar na mesma água à temperatura ambiente por 1 hora e lavar as sementes em água corrente para a remoção da mucilagem 2. Solução de detergente; tratamento térmico a 90°C, tirar a fonte de calor e deixar na mesma água à temperatura ambiente por 1 hora e lavar as sementes em água corrente para a remoção da mucilagem
<i>Handroanthus chrysotricha</i> (Bignoniaceae)	Sementes recém-colhidas e armazenadas/ coloração dos cotilédones em função da oxidação; tamanho, maturação e turgidez	RP	25	Solução de detergente
<i>Handroanthus roseo-albus</i> * (Bignoniaceae)	Sementes armazenadas e recém-colhidas/ coloração dos cotilédones em função da oxidação; turgidez e tamanho	RP	25	1. Solução de detergente 2. Solução de NaClO a 0,025%, por 2 minutos

“... continua...”

“TABELA 2, cont.”

<i>Jacaranda cuspidifolia*</i> (Bignoniaceae)	Sementes recém-colhidas e armazenadas/ coloração, maturação e turgidez	RP	25	1. Solução de detergente 2. Solução de NaClO a 0,125%, por 2 minutos
<i>Jacaranda micrantha</i> (Bignoniaceae)	Sementes recém-colhidas e armazenadas/ coloração e tamanho	RP	25	Solução de detergente
<i>Lafoensia pacari</i> (Lythraceae)	Sementes recém-colhidas e armazenadas/ coloração das sementes	RP	25	Solução de detergente
<i>Ormosia arborea*</i> (Fabaceae)	Sementes recém-colhidas e armazenadas/ maturação	RP	25	1. Solução de detergente; escarificação com lixa d'água 150, na lateral vermelha da porção superior da semente; solução de detergente 2. Solução de detergente; desponte com cortador de unhas, na lateral vermelha da porção superior da semente; solução de detergente; embebição por 24 horas 3. Solução de NaClO a 0,05%, por 5 minutos; escarificação com lixa d'água 150, na lateral vermelha da porção superior da semente; solução de detergente; embebição por 24 horas
<i>Mimosa caesalpiniaeefolia</i> (Fabaceae)	Sementes recém-colhidas e armazenadas/ coloração	RP	25	Solução de detergente; desponte com cortador de unhas, na lateral da porção superior da semente

“... continua...”

“TABELA 2, cont.”

<i>Parapiptadenia rígida</i> (Fabaceae)	Sementes recém-colhidas e armazenadas/ tamanho e turgidez	RP	25	Solução de detergente
<i>Parkia pendula</i> (Fabaceae)	Sementes recém-colhidas e armazenadas/ período de coleta	RP	25; 30	Solução de NaClO a 0,05%, por 2 minutos; desponte com cortador de unhas, na lateral da porção superior da semente; solução de NaClO a 0,05%, por 2 minutos
<i>Peltophorum dubium</i> (Fabaceae)	Sementes recém-colhidas e armazenadas/ período de coleta	RP	25	Solução de detergente; desponte com cortador de unhas, na extremidade oposta à micrópila da semente
<i>Plathymenia reticulata</i> (Fabaceae)	Sementes recém-colhidas e armazenadas/ coloração, tamanho e turgidez	RP	25	Solução de NaClO a 0,5%, por 2 minutos; desponte com cortador de unhas, na lateral da porção superior da semente; solução de NaClO a 0,025%, por 2 minutos
<i>Pseudobambax tomentosum</i> (Malvaceae)	Sementes recém-colhidas/ coloração e turgidez	RP	25	Solução de NaClO a 0,025%, por 1 minuto
<i>Pterogyne nitens</i> (Fabaceae)	Sementes recém-colhidas e armazenadas/ período de coleta	RP	25	Solução de NaClO a 0,025%, por 2 minutos; desponte com cortador de unhas, na lateral da porção superior da semente; solução de detergente
<i>Schizolobium parahyba</i> var. <i>amazonicum</i> (Fabaceae)	Sementes recém-colhidas e armazenadas/ período de coleta	RP	25; 30	Solução de NaClO a 0,025%, por 2 minutos; escarificação com lixa para ferro nº 50, na extremidade oposta à micrópila da semente sem atingir os cotilédones; solução de detergente; embebição por 24 horas

“... continua...”

“TABELA 2, cont.”

<i>Senna macranthera</i> (Fabaceae)	Sementes recém-colhidas e armazenadas/ turgidez	RP	25	Solução de NaClO a 0,025%, por 2 minutos; desponte com cortador de unhas, na lateral da porção superior da semente; solução de NaClO a 0,025%, por 2 minutos
--	---	----	----	--

¹Sementes dispostas em papel de filtro, germitest, na forma de rolo; ²Sementes sob papel mata-borrão em caixa do tipo gerbox; ³Solução de detergente: cinco gotas de detergente neutro para 100 mL de água e imersão das sementes por 5 a 10 minutos; ²Soluções de hipoclorito de sódio (NaClO) a 0,025%; 0,05%; 0,125%; 0,25%; 0,5% utilizando o produto comercial, cerca de 2,0% de princípio ativo. *Sementes submetidas a mais de uma metodologia.

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1 Temperatura na germinação das sementes

Para a maioria das espécies, a exposição das sementes a temperatura constante de 25 °C foi eficiente para o desenvolvimento pleno das plântulas (Tabela 3). A temperatura de 30 °C, quando testada para as duas espécies amazônicas *Parkia pendula* e *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* apresentou resultados distintos. Para a primeira espécie, os efeitos da temperatura de 30 °C em relação à temperatura de 25 °C foram positivos reduzindo o tempo para a primeira contagem de 10 para 7 dias e acelerou o desenvolvimento das plântulas. Entretanto, para a segunda espécie a temperatura de 30 °C inibiu o desenvolvimento das plântulas ao apresentaram raízes retorcidas e escurecidas.

As diferenças citadas podem estar associadas às características ecológicas de cada espécie, mas, normalmente, para a germinação de grande número de espécies subtropicais e tropicais a faixa de temperatura adequada encontra-se entre 20 e 30 °C (BORGES; RENA, 1993; SCHMIDT, 2000). Ainda, a temperatura é fator relevante tanto no aspecto de germinação total como na velocidade de germinação, pois age influenciando a velocidade de absorção de água e as reações bioquímicas determinantes no processo de germinação (CARVALHO; NAKAGAWA, 2000).

Sementes de espécies arbóreas amazônicas de *Ceiba pentrandia* (VARELA et al., 1999) e *Parkia platycephala* (NASCIMENTO et al., 2003) apresentaram os melhores desempenhos germinativos a temperatura de 30 °C. No entanto, algumas espécies apresentam limites mais amplos, como no caso de *Borojoa sorbilis*, que não demonstrou diferenças significativas na germinação, nas temperaturas de 20, 30 e 35 °C (BRAGA et al., 1999). No caso de *Parkia pendula*, as sementes germinam em ampla faixa de temperatura de 15 a 40 °C, porém a formação de plântulas normais é inibida a 15, 20 e 40 °C, logo a temperatura de 30 °C é considerada a mais favorável para a germinação e formação de plântulas da espécie (ROSSETO et al., 2009).

TABELA 3. Protocolo final de germinação para 25 espécies florestais brasileiras, incluindo tipo de desinfestação, tratamentos pré-germinativos, substrato, temperatura, leituras e quantidade de amostras testadas.

Espécies	Instruções para desinfestação, superação da dormência e informações complementares	Substrato		Temperatura (°C)		Leituras (dia)	Quantidade de amostras testadas
		RP	Mata borrão	25	30		
<i>Acacia polyphylla</i>	1	x		x		7 e 14	5
<i>Astronium fraxinifolium</i>	1	x		x		7 e 10	7
<i>Cariniana estrellensis</i>	2	x		x		15, 30 e 45	5
<i>Cedrela fissilis</i>	2	x		x		14 e 21	5
<i>Cedrela odorata</i>	2	x		x		14, 21 e 28	4
<i>Ceiba speciosa</i>	2	x		x		7 e 10	3
<i>Citharexylum myrianthum</i>	1; 6	x		x		21 e 35	10
<i>Cybistax antisyphilitica</i>	1	x		x		14 e 35	8
<i>Enterolobium contortisiliquum</i>	8	x		x		7 e 14	7
<i>Guazuma ulmifolia</i>	1; 12		x	x		7, 14 e 21	5
<i>Handroanthus chrysotricha</i>	1; 14	x		x		7 e 14	4
<i>Handroanthus roseo-albus</i>	1; 14	x		x		10 e 17	5

“... continua...”

“TABELA 3, cont.”

<i>Jacaranda cuspidifolia</i>	1	x		x		21 e 28	6
<i>Jacaranda micrantha</i>	1; 15	x		x		21, 28 e 42	5
<i>Lafoensia pacari</i>	1	x		x		14 e 21	5
<i>Mimosa caesalpiniaefolia</i>	1; 10; 1	x		x		5 e 10	4
<i>Ormosia arborea</i>	5; 9; 5; 13; 16	x		x		21 e 28	4
<i>Parapiptadenia rigida</i>	1	x		x		7 e 14	3
<i>Parkia pendula</i>	4; 10; 4	x			x	7 e 14	3
<i>Peltophorum dubium</i>	1; 11	x		x		7 e 14	4
<i>Plathymenia reticulata</i>	7; 10; 7	x		x		10 e 16	4
<i>Pseudobombax tomentosum</i>	2	x		x		10 e 17	4
<i>Pterogyne nitens</i>	3; 10; 1	x		x		7 e 14	5
<i>Schizolobium parahyba</i> var. <i>amazonicum</i>	3; 8; 1; 13; 16	x		x		7 e 10	3
<i>Senna macranthera</i>	4; 10; 4	x		x		7 e 14	4

Instruções para desinfestação, superação da dormência e informações complementares

1. Imergir as sementes em solução contendo 5 gotas de detergente neutro para cada 100 mL de água, misturar bem, agitar cuidadosamente e deixar em repouso por 5 minutos. Em seguida, lavar em água corrente até a retirada da solução com detergente, fazer o último enxágue com água destilada.
2. Imergir as sementes em solução de hipoclorito de sódio a 0,025% (1,0% de uma solução comercial, cerca de 2,0% de princípio ativo), por 1 minuto, depois lavá-las em água corrente até a retirada da solução, em seguida, imergi-las em água destilada durante 3 minutos.
3. Imergir as sementes em solução de hipoclorito de sódio a 0,025% (1,0% de uma solução comercial, cerca de 2,0% de princípio ativo), por 2 minutos, depois lavá-las em água corrente até a retirada da solução, em seguida, imergi-las em água destilada durante 3 minutos.
4. Imergir as sementes em solução de hipoclorito de sódio a 0,05% (2,0% de uma solução comercial, cerca de 2,0% de princípio ativo), por 2 minutos, depois lavá-las em água corrente até a retirada da solução, em seguida, imergi-las em água destilada durante 3 minutos.
5. Imergir as sementes em solução de hipoclorito de sódio a 0,05% (2,0% de uma solução comercial, cerca de 2,0% de princípio ativo), por 5 minutos, depois lavá-las em água corrente até a retirada da solução, em seguida, imergi-las em água destilada durante 3 minutos.
6. Imergir as sementes em solução de hipoclorito de sódio a 0,25% (10,0% de uma solução comercial, cerca de 2,0% de princípio ativo), por 5 minutos, depois lavá-las em água corrente até a retirada da solução, em seguida, imergi-las em água destilada durante 3 minutos.
7. Imergir as sementes em solução de hipoclorito de sódio a 0,5% (20% de uma solução comercial, cerca de 2,0% de princípio ativo), por 2 minutos, depois lavá-las em água corrente até a retirada da solução, em seguida, imergi-las em água destilada durante 3 minutos.
8. Escarificar as sementes com lixa para ferro nº 50, na extremidade oposta à micrópila sem atingir os cotilédones.

9. Escarificar com lixa d'água 150, na lateral vermelha da porção superior da semente.
10. Desponte, com cortador de unhas, na lateral da porção superior da semente.
11. Desponte, com cortador de unhas, na extremidade oposta à micrópila da semente.
12. Imergir as sementes em água a 90 °C, tirar a fonte de calor e deixar a mesma água à temperatura ambiente por 1 hora; lavar as sementes em água corrente para a retirada da mucilagem.
13. Imergir as sementes em água por 24 horas.
14. Sementes vazias.
15. Substrato mais seco do que o normal.
16. Reumedecer o substrato.

3.2 Substratos na germinação das sementes

Para *Astronium fraxinifolium*, *Cedrela fissilis*, *Cedrela odorata*, *Ceiba speciosa*, *Cybistax antisyphilitica*, *Enterolobium contortisiliquum*, *Handroanthus chrysotrichus*, *Lafoensia pacari*, *Mimosa caesalpiniiifolia*, *Parapiptadenia rigida*, *Parkia pendula*, *Peltophorum dubium* e *Pterogyne nitens* o papel de filtro na forma de rolos e a exposição das sementes a 25 °C, como recomendado na literatura para as 13 espécies (Tabela 3), foram eficientes para a germinação de sementes de amostras de baixo (0-49%), intermediário (50-79%) e alto potencial germinativo (80-100%) (Figura 1).

A areia, o solo e a vermiculita recomendados na literatura para *Enterolobium contortisiliquum* (AQUINO et al., 2009; SILVA; SANTOS 2009), *Jacaranda cuspidifolia* (SCALON et al., 2006; MARTINS et al., 2008), *Mimosa caesalpiniaefolia* (SILVA et al., 2008), *Parkia pendula* (PINEDO; FERRAZ 2008), *Peltophorum dubium* (PIROLI et al., 2005), *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* (SOUSA et al., 2005; SILVA NETO et al., 2007) e *Citharexylum myrianthum* (ZANON et al., 1997; ALVES et al., 2007) foram substituídos pelo papel de filtro na forma de rolo, com exceção das sementes de *Guazuma ulmifolia*, que foram testadas sob papel de filtro em caixa tipo gerbox. O papel de filtro ajudou no desenvolvimento das estruturas essenciais das plântulas, o que conferiu rapidez e segurança nas avaliações, garantiu o espaçamento entre as plântulas e evitou contaminações. Além disso, ofereceu maior praticidade no umedecimento, além dos rolos ocuparem menos espaço no germinador, possibilitando a condução simultânea de vários ensaios.

As espécies *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* e *Ormosia arborea* exigiram reumedecimento do substrato por apresentarem sementes com alta capacidade de absorção de água e plântulas com grande desenvolvimento. Em contrapartida, sementes de *Jacaranda micrantha* somente alcançaram 62% de plântulas normais, quando o teste de germinação foi conduzido em substrato mais seco (Figura 1). O percentual encontrado pode ser considerado o máximo potencial germinativo da espécie, quando comparado aos percentuais apresentados na literatura (RAMOS et al., 1995)

Possivelmente, a necessidade de um substrato mais seco para sementes de *Jacaranda micrantha*, constitui caso de hipoxia, pois na utilização do substrato mais úmido, além da baixa formação de plântulas, apresentavam raízes reduzidas e à medida que o tempo transcorria a possibilidade de se encontrar plântulas diminuía. Este comportamento é explicado por Lobo e Joly (2004), após a embebição, as sementes passam, naturalmente, por um processo de anaerobiose, devido à impermeabilidade do tegumento ao O₂ e à alta atividade metabólica. Posteriormente absorvem O₂ e obtêm a energia requerida para o processo germinativo.

Em estudo referente à germinação e ao metabolismo respiratório de sementes de *Inga sessilis* (Vell.) Mart. foi registrado que sementes submetidas a hipoxia apresentam apenas 40% de germinação (OKAMOTO; JOLY, 2000), enquanto que sementes de *Sebastiania brasiliensis* Spreng. após 14 dias em hipoxia perdem totalmente a viabilidade (BASSACO, 2011). E sementes de *Tapiria guianensis* Aubl., *Protium heptaphyllum* March, *Cariniana estrelensis* e *Pseudobombax grandiflorum* (Cav.) A. Robyns não germinam em condição de hipoxia (LOBO, 1998).

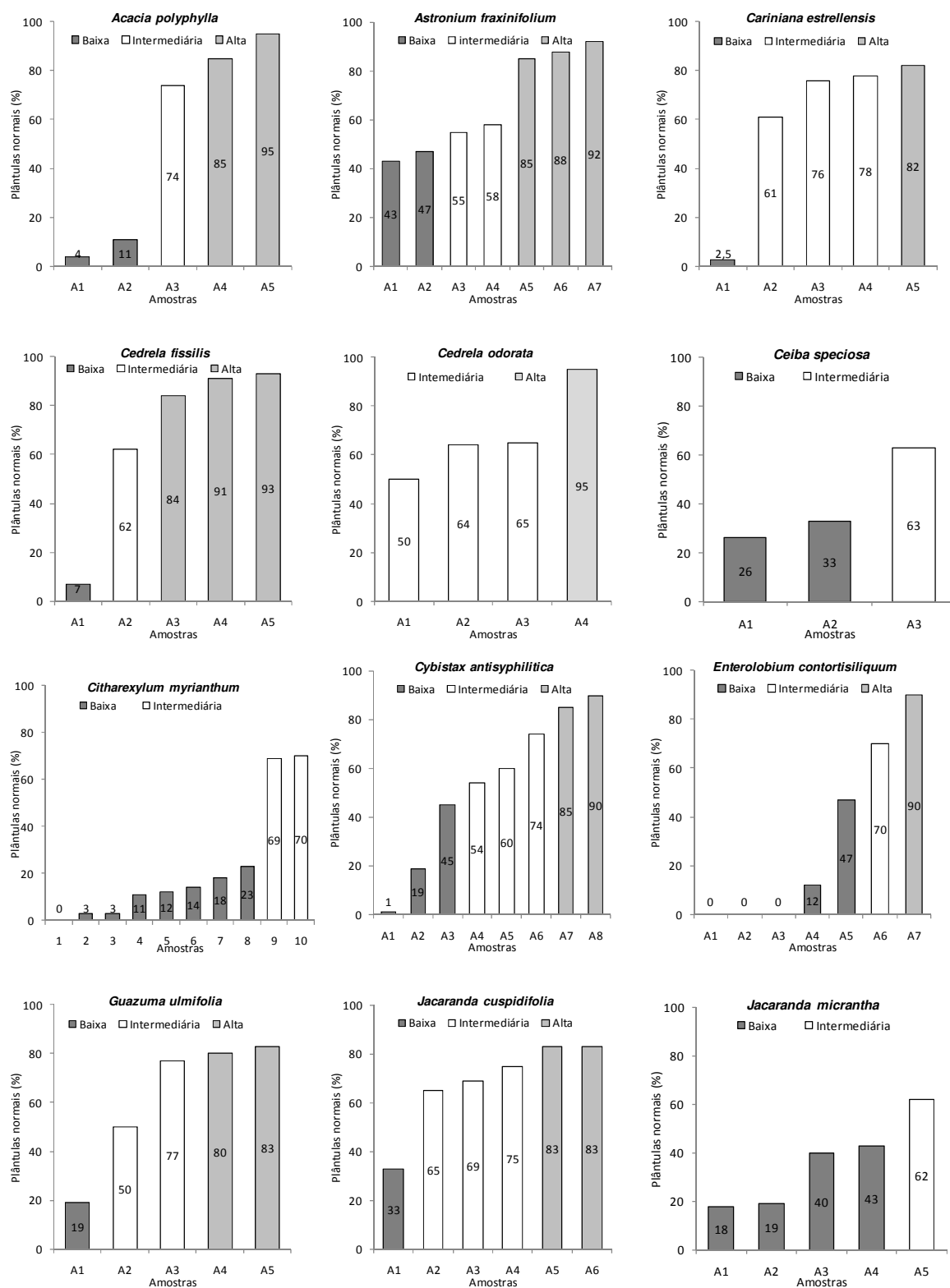


FIGURA 1: Percentuais de plântulas normais de 25 espécies florestais, obtidas de amostras de sementes de baixo (0-49%), intermediário (50-79%) e alto potencial germinativo (80-100%).

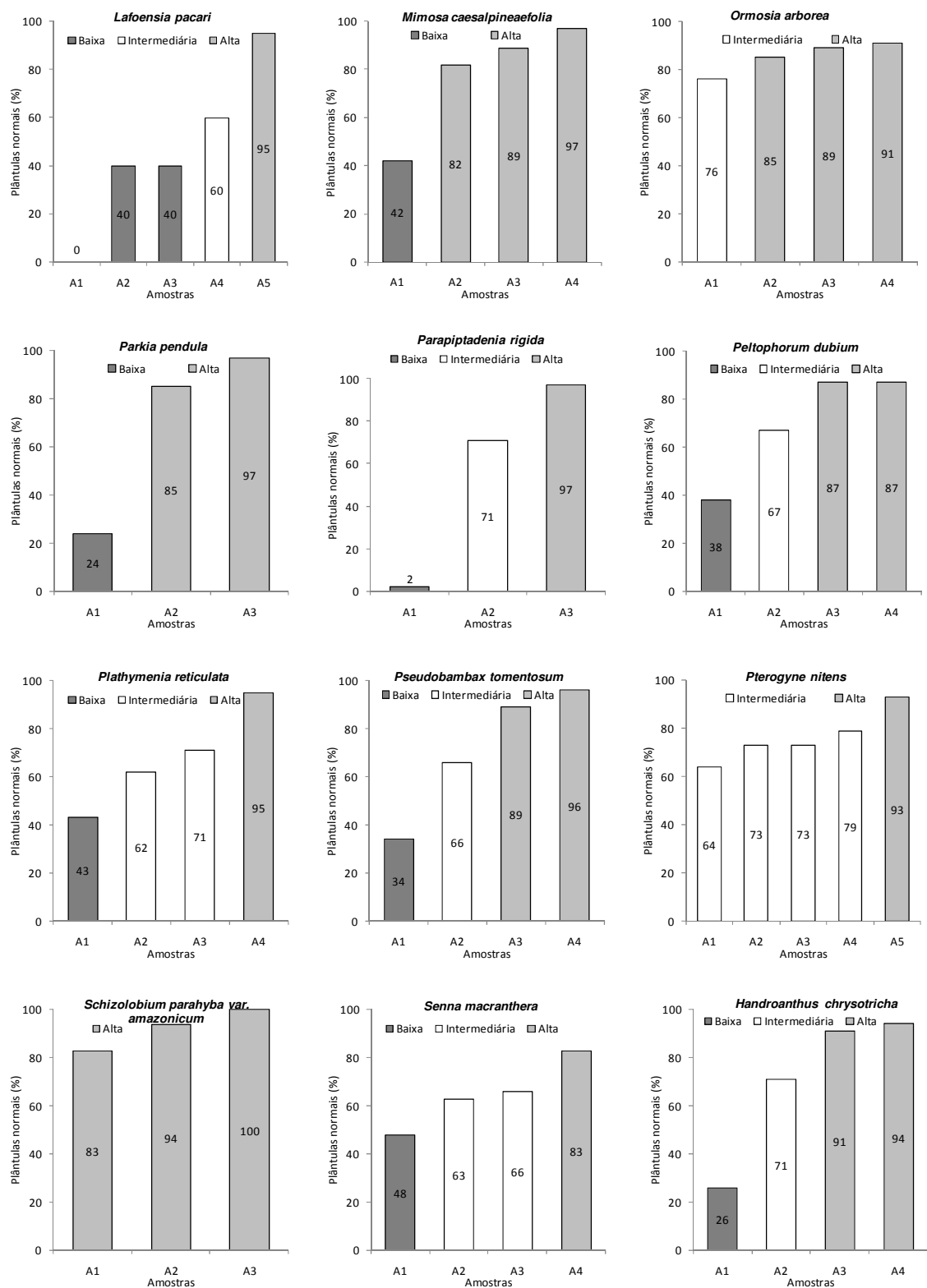


FIGURA 1: Percentuais de plântulas normais de 25 espécies florestais, obtidas de amostras de sementes de baixo (0-49%), intermediário (50-79%) e alto potencial germinativo (80-100%).

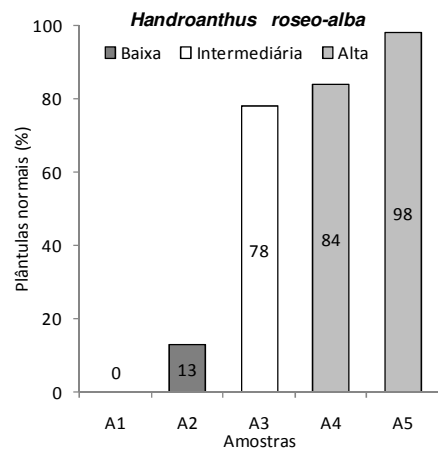


FIGURA 1: Percentuais de plântulas normais de 25 espécies florestais, obtidas de amostras de sementes de baixo (0-49%), intermediário (50-79%) e alto potencial germinativo (80-100%).

3.3 Desinfestação das sementes na condução dos testes de germinação

Durante a revisão bibliográfica, apenas 10 espécies das 25 testadas apresentavam indicação de desinfestação com hipoclorito de sódio em diferentes concentrações e tempos de imersão das sementes. Embora a desinfestação seja fator relevante nos testes de germinação, para diminuir a incidência de patógenos é pouco empregada para as espécies florestais, principalmente utilizando o hipoclorito de sódio.

As sementes de todas as amostras das 25 espécies foram submetidas à desinfestação, solução de detergente e/ou hipoclorito, exceto as de *Enterolobium contortisiliquum*, por ser a primeira espécie testada (Tabela 3). A finalidade do procedimento foi remover os fungos externos das sementes, antes da aplicação do tratamento para quebra da dormência, uma vez que os fungos são responsáveis por muitos danos nas plântulas e mortalidade das sementes.

Nas sementes de espécies florestais a maior parte dos fungos é encontrada na superfície do tegumento (SANTOS et al., 2002; BRITO et al., 2004; BOTELHO et al., 2004). Isso ocorre em função das características próprias dos frutos que abrigam as sementes, da forma como são coletadas, predominantemente no solo, onde os frutos e sementes são colonizados por diversos fungos, bem como o tipo de beneficiamento e armazenamento (FERREIRA, 1989) utilizados.

A atuação dos fungos provoca a redução da taxa de germinação, a queda do vigor, o escurecimento das sementes provocado pela deterioração do endosperma, a necrose nas raízes e morte das plântulas (FAIAD et al., 2004), além do apodrecimento das sementes, redução da altura e do número de plântulas (DHINGRA et al., 2002).

Após a condução dos ensaios e observações referentes ao tipo de tegumento da semente e a capacidade de embebição, o hipoclorito de sódio foi recomendado às baixas concentrações para sementes de *Cariniana estrellensis* (0,025% de NaClO), *Cedrela fissilis* (0,025% de NaClO), *Cedrela odorata* (0,025% de NaClO), *Citharexylum myrianthum* (0,25% de NaClO), *Parkia pendula* (0,05% de NaClO), *Pterogyne nitens* (0,025%), *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* (0,025% de NaClO) e *Senna macranthera* (0,05% de NaClO), não causando danos aparentes nas sementes e plântulas (Tabela 3).

Assim como neste trabalho, o hipoclorito de sódio foi eficiente no controle de fungos em sementes de *Dalbergia miscolobium* Benth. na concentração de 1% por 5

minutos (SASSAKI, 1991), *Erythrina speciosa* Andrews a 20% por 15 minutos (Oliveira, 2001), *Eugenia involucrata* DC. em diferentes concentrações e períodos de imersão (MACHADO et al., 2004), *Handroanthus impetiginosus* e *Handroanthus serratifolius* na concentração de 2% por 2 minutos (OLIVEIRA et al., 2005); *Apuleia leiocarpa* (Vogel) J. F. Macbr. a 20% por 30 minutos (HENICKA et al., 2006); *Bowdichia virgilioides* Kunth. a 2% por 2 minutos (ALBUQUERQUE et al., 2007) e em sementes de *Peltophorum dubium*, *Mimosa bimucronata* (DC.) O. Kuntze e *Cassia multijuga* (Rich) H.S. Irwing e Barneby a 1% por 5 minutos (MUNIZ et al., 2007).

A utilização do hipoclorito de sódio na desinfestação foi relatada por Lopes et al. (2004) para sementes de *Ormosia arborea* e por Lacerda et al. (2004) para *Plathymenia reticulata*. Mas, nos pré-testes as concentrações utilizadas de 0,05% e 0,5% de NaClO, para *Ormosia arborea* e *Plathymenia reticulata*, respectivamente (Tabela 3), não foram suficientes para eliminar os fungos nas sementes, causando apodrecimento de algumas e infecção nas plântulas (Figuras 2C e 3D). Contudo, não ocorreu o comprometimento dos percentuais de plântulas normais da primeira (76 a 91%) e da segunda espécie (43 a 95%), e houve similaridade aos percentuais encontrados pelos autores citados anteriormente (Figura 1).

Durante a condução dos testes de germinação a maior presença fúngica foi detectada em sementes de *Ceiba speciosa* e *Pseudobombax tomentosum*, ambas da família Malvaceae, as quais apresentaram grande contaminação devido à intensa manipulação dos frutos, do tipo cápsula, e sementes durante a secagem (Figura 4A e B). Somam-se a isso os frutos colhidos imaturos e os pelos (paina) das sementes com muita umidade, proporcionando maior desenvolvimento dos fungos, independente da desinfestação a 0,025% feita com hipoclorito de sódio (Figura 2D; Tabela 3). Outra observação para estas duas espécies foi a grande quantidade de sementes mortas e murchas que apresentavam material de reserva de cor acastanhada a preta, o que reduziu o percentual germinativo.



Figura 2. Plântulas normais : *Acacia polyphylla* DC amarelecida (A); *Handroanthus roseo-albus* (Ridl.) Sand com infecção nos cotilédones (B); *Ormosia arborea* (Vell.) Harms com infecção nos cotilédones e raiz principal (C); *Pseudobombax tomentosum* (C. Martius & Zuccarini) Robyns com infecção primária (D); *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* (Huber ex Ducke) Barneby com interior dos cotilédones, raízes primárias e secundárias contaminadas (E) e raiz principal espessa, com extremidade contaminada e infecção em mais de 50% dos cotilédones raiz (F). Escala : 0,5 cm.

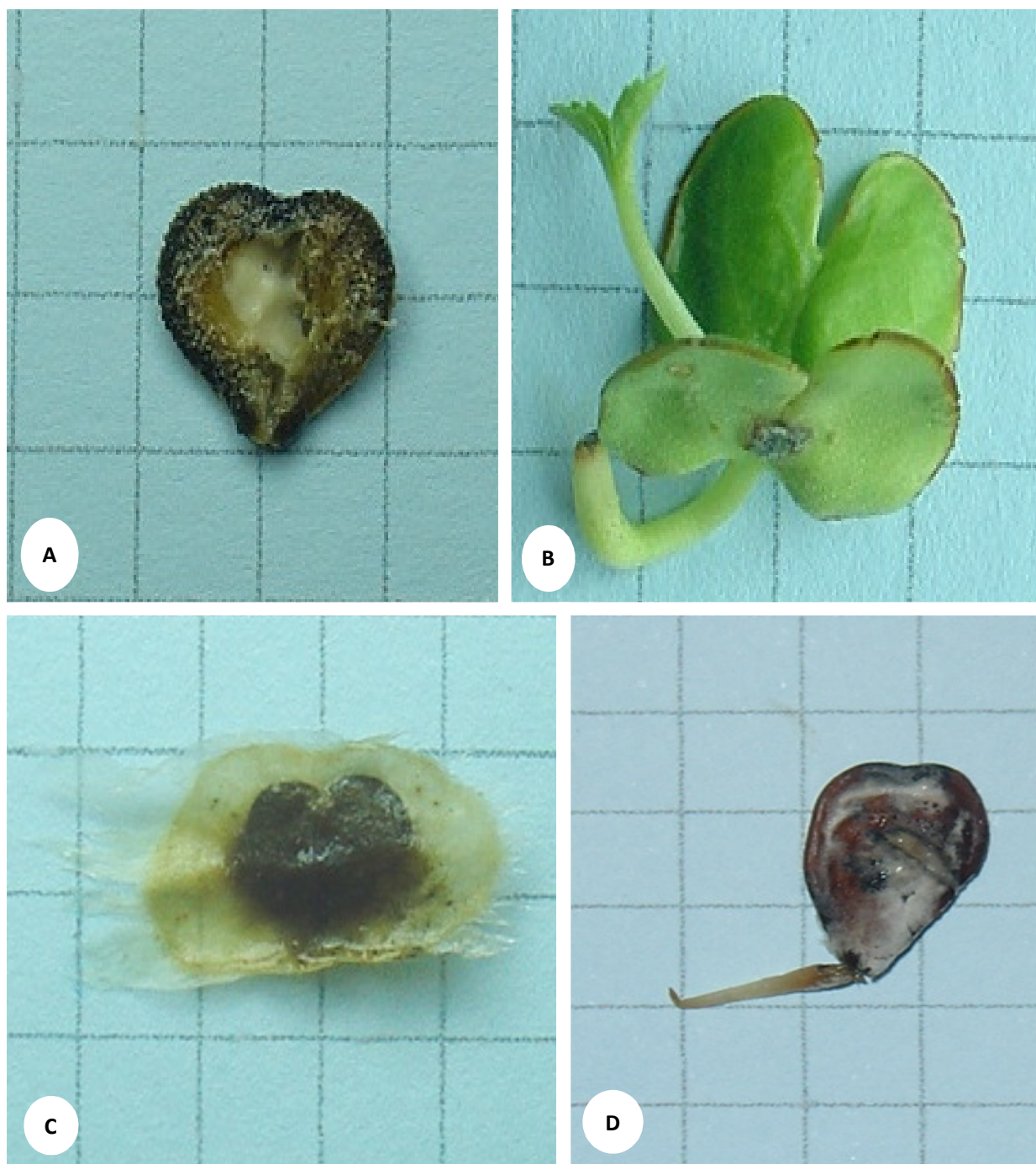


Figura 3. Plântulas anormais e sementes mortas. *Cybistax antisiphilitica* (Mart.) Mart. semente morta (A) e plântula com raiz principal atrofiada e extremidade necrosada, ausência de raízes secundárias e região de inserção dos cotilédones contaminada (B); *Handroanthus chrysotrichus* (Mart. Ex A. DC.) Standl. semente com os cotilédones oxidados (C); *Plathymenia reticulata* Benth. plântula com infecção primária (D). Escala: 0,5 cm.



Figura 4. Frutos. Fruto recém-colhido, tipo cápsula, e sementes envoidas por pelos (paina) de *Ceiba speciosa* (A. St.-Hill.) (A) e *Pseudobambax tomentosum* (C. Martius & Zuccarini) Robyns (B). Escala: 0,5 cm.

De acordo com Lazarotto et al. (2009), a baixa qualidade das sementes de *Ceiba speciosa* se deve ao manejo de coleta e pós coleta e a alta incidência do fungo *Fusarium* sp. nas sementes. Uma das maneiras de se evitar a contaminação das sementes nativas pelos fungos é colhê-las com menor grau de umidade, ou seja, quando os frutos atingirem um estágio de maturação mais avançado como relatado por Nobre (1994). Contudo, coletas das sementes com baixa umidade são difíceis, por motivo da deiscência dos frutos e da fácil dispersão das sementes pelo vento.

Por medida de cautela, utilizou-se a desinfestação das sementes com solução de detergente para as primeiras espécies testadas (*Astronium fraxinifolium* e *Cybistax antisiphilitica*) e para aquelas como o tegumento fino e permeável (*Jacaranda micrantha*, *Lafoensia pacari*, *Parapiptadenia rigida*, *Handroanthus chrysotricha* e *Handroanthus roseo-albus*), uma vez que a absorção rápida do hipoclorito de sódio poderia inibir o desenvolvimento das plântulas ou mesmo a germinação (Tabela 3).

Mesmo o hipoclorito de sódio sendo recomendado para sementes de *Acacia polyphylla* (ARAÚJO NETO et al., 2003; 2005) e *Jacaranda cuspidifolia* (SCALON et al., 2006), houve retardo do desenvolvimento e amarelecimento das plântulas da primeira espécie e atraso no desenvolvimento do sistema radicular da segunda durante os pré-testes.

Como consequência, na desinfestação com solução de detergente os percentuais de plântulas de *Acacia polyphylla* (74 a 95%) e *Jacaranda cuspidifolia* (65 a 83%) foram superiores aos obtidos com solução de hipoclorito de sódio (Figura 1). O amarelecimento das plântulas de *Acacia polyphylla* também pode estar relacionado ao posicionamento dos rolos de papel de filtro dentro da câmara de germinação; algumas sementes podem ter recebido menor quantidade de luz (Figura 2A). A espécie apresenta exigência de fotoperíodo igual ou superior a quatro horas de luz, favorecendo o desenvolvimento inicial das plântulas (ARAÚJO NETO et al., 2003; SILVA et al., 2007).

Outras sementes a receberem a desinfestação com solução de detergente foram as de *Mimosa caesalpiniaefolia*, reconhecida pela dormência tegumentar, mas que apresentaram rompimento do tegumento e a exposição dos cotilédones, devido à alta permeabilidade, principalmente das sementes de baixo potencial germinativo, com 42% de plântulas normais (Figura 1), o que justificou o procedimento de desinfestação, independente da qualidade da amostra (Tabela 3).

Os resultados inferem que as sementes podem responder de forma diversa a desinfestação, devido às diferenças de permeabilidade do tegumento relacionadas à qualidade das sementes. Em outro trabalho analisado, sementes recém-colhidas da espécie foram desinfestadas com hipoclorito de sódio a 2% por 2 minutos e sem danos aparentes no tegumento (PASSOS et al., 2007), o que reforça a suposição.

Vários autores relataram as consequências negativas da desinfestação das sementes com hipoclorito de sódio à 1% por 10 minutos com redução do tamanho, peso da matéria fresca e matéria seca das plântulas de *Handroanthus serratifolius* (Vahl) G. Nicholson e *Handroanthus impetiginosa* (Mart. Ex DC.) Standl (SALES, 1992). Isso porque o hipoclorito de sódio a 1% por 3 minutos causou toxidez, afetando a germinação das sementes de *Handroanthus serratifolius* e *Handroanthus impetiginosa*, porém reduziu a incidência de fungos em torno de 90% (BOTELHO, 2006). No caso de *Allophylus edulis* (A.St.-Hil.) Radlk., a ação tóxica do produto restringiu a emergência de plântulas quando as sementes foram submetidas a 2% de hipoclorito em diferentes tempos de imersão (SENEME et al., 2006).

3.4 Tratamentos pré-germinativos

A eficiência da germinação e a formação de plântulas também dependem dos tratamentos pré-germinativos, especialmente dos métodos de superação de dormência. Ressalte-se que informações sobre a intensidade da dormência e posição relativa das sementes para escarificação ou desponte são limitadas para algumas espécies florestais e todos os métodos precisaram ser ajustados. O método de quebra de dormência precisa demonstrar associação positiva com as amostras de sementes, as quais podem conter diferentes graus de dormência, como no caso de *Mimosa caesalpiniaefolia*.

De acordo com Alves et al. (2004) para *Mimosa caesalpiniaefolia* não há diferenças na porcentagem de germinação das sementes com ou sem tratamento pré-germinativo entre 126 e 154 dias após a antese, somente após este período ocorre o aumento na intensidade de dormência das sementes.

Para *Mimosa caesalpiniaefolia*, a porção da semente a receber o procedimento de desponte, como indicado por Bruno et al. (2001), foi alterada para atender as diferentes qualidades de sementes analisadas (Figura 5A). Contudo, a alteração não

influenciou nos percentuais de germinação/plântulas, tomando como referência dados de outros autores (MARTINS et al., 1992; NOVENBRE et al., 2007; SILVA et al., 2008).

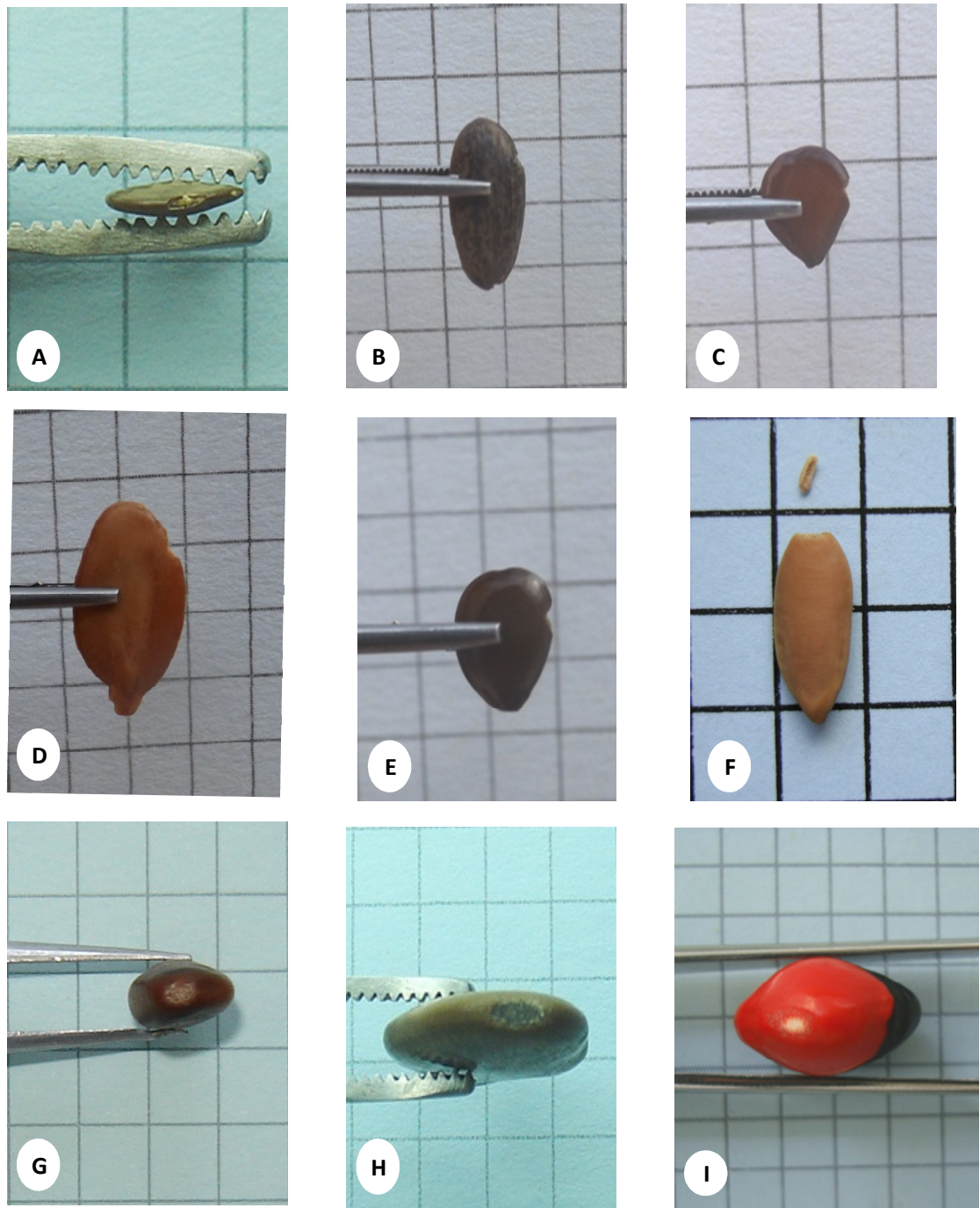


Figura 5. Desponte na lateral da porção superior das sementes de: *Mimosa caesalpiniiifolia* Benth. (A); *Parkia pendula* (Willd.) Benth. ex Walp. (B); *Plathymenia reticulata* Benth. (C); *Pterogyne nitens* Tul. (D) e *Senna macranthera* (DC. ex Collad.) H. S. Irwin & Barneby (E). Desponte na extremidade oposta à micrópila de sementes de *Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub. (F). Escarificação na extremidade oposta à micrópila das sementes de: *Enterolobium contortisiliquum* (Vell.) Morong. (G) e *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* (Huber ex Ducke) Barneby (H). Escarificação na lateral vermelha da porção superior das sementes de *Ormosia arborea* (Vell.) Harms (I).

Na literatura consultada não houve indicação da porção da semente de *Ormosia arborea* a ser escarificada. Assim, nos ensaios definiu-se a escarificação com lixa d'água nº150, na lateral vermelha da porção superior da semente (Figura 5I), por ter sido a área com menor restrição ao atrito em relação à porção preta (Tabela 3) e, nessa condição, os percentuais de plântulas normais foram de 76 a 91%, constituindo o melhor procedimento (Figura 1).

Para sementes de *Parkia pendula*, *Peltophorum dubium*, *Plathymenia reticulata* e *Pterogyne nitens*, a escarificação com lixa descrita nas literaturas (LACERDA et al., 2004; PIROLI et al., 2005; NASCIMENTO et al., 2006; ROSSETO et al., 2009) e *Senna macranthera* corte com bisturi (SANTAREM; AQUILA, 1995) foram substituídos pelo desponete com cortador de unha (Tabela 3; Figura 5B, 5F, 5C, 5D, 5E). O desponete foi eficiente por promover o influxo de água para dentro das sementes, sem causar a morte dos tecidos por embebição rápida, facilitou o desprendimento dos cotilédones e diminuiu a resistência mecânica ao crescimento da raiz, fatores essenciais no desenvolvimento de plântulas normais.

Por outro lado, efeitos negativos foram verificados na escarificação mecânica de sementes de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum*. quando houve aumento da área atritada e de profundidade (Figura 4H). As plântulas tiveram os cotilédones atingidos causando infecções e o apodrecimento dos próprios cotilédones (Figuras 2E e F). Talvez pela menor área e profundidade, Shimizu et al. (2011) concluíram que a escarificação com lixa nº 180 em sementes de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* pode causar pequenas fragmentações no tegumento da semente, tornando-o mais permeável a água durante a embebição.

A pré-embebição em água por 24 horas após a escarificação das sementes de *Ormosia arborea* e *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* foi fundamental para o desprendimento dos cotilédones e da protrusão da raiz, o que reduziu os danos mecânicos nas plântulas (Tabela 3). A permanência dos cotilédones das plântulas presos aos tegumentos das sementes, de forma temporária ou permanente, causa vários tipos de danos (BURG et al., 1994; OLIVEIRA et al., 2003).

Danos advindos de uma escarificação inadequada são comuns nos experimentos, como o registrado por Bianchetti e Ramos (1982) em sementes de *Acacia mearnsii* De Wild., que apresentaram danos mecânicos nas raízes e cotilédones devido a intensidade da fricção das sementes na superfície da lixa.

Sementes de *Stizolobium aterrimum* escarificadas com lixa nº 120 acoplada a um escarificador elétrico tiveram grande perda de massa, o que interferiu negativamente no percentual de germinação (GALINDO et al., 2002). A escarificação com lixa no lado oposto à radícula em sementes de *Stryphnodendron adstringens* (Mart.) Coville foi ineficiente, não permitindo a hidratação das regiões circunvizinhas à abertura, dificultando a difusão da água (MARTINS; NAKAGAWA, 2008).

A escarificação mecânica com esmeril em sementes de *Dinizia excelsa* Ducke em várias posições (região oposta à micrópila, próximo à micrópila e lateral da semente) provocou aumento nos percentuais de sementes mortas e de plântulas anormais (CRUZ et al., 2009). MARTINS et al. (2012) encontraram elevada porcentagem de sementes mortas e redução na velocidade e porcentagem de germinação para sementes de *Cassia ferruginea* (Schrad) Schrad ex DC, escarificadas com lixa.

Das espécies que apresentam sementes dormentes, a única testada com tratamento térmico úmido a 90 °C foi *Guazuma ulmifolia* resultando em altos percentuais de plântulas normais, porém ao final do teste não foi possível determinar se as sementes, principalmente as da amostra de baixa qualidade (Tabela 3), estavam mortas ou duras.

Praticamente não se observou intumescimento das sementes de *Guazuma ulmifolia* durante a embebição por 1 hora e no decorrer do pré-teste. A temperatura empregada elevou os percentuais de plântulas normais, maiores que 50% (Figura 1). Nunes et al. (2006) recomendaram a temperatura de 70 °C para as sementes da espécie e o percentual máximo de germinação foi de 67%.

Outro fator importante, antes e após a aplicação do método de quebra de dormência, é a desinfestação das sementes para remover qualquer contaminação ou resíduos das lixas (ferro ou d'água) durante a manipulação e também não se deve utilizar a mesma área da lixa nas escarificações subsequentes e no caso do desponse faz-se necessário higienizar os cortadores de unhas de modo a reduzir as contaminações.

3.5 Determinação dos tempos de contagem

Muitos trabalhos com sementes de espécies florestais brasileiras utilizam apenas tempos de contagem para a protrusão de raiz e não se baseiam no critério de plântulas

normais descrito nas Regras para Análise de Sementes (BRASIL, 2009), possivelmente, em virtude da heterogeneidade na formação e desenvolvimento das plântulas.

Sementes de *Citharexylum myrianthum*, *Jacaranda cuspidifolia* e *Jacaranda micrantha* apresentaram germinação mais tardia e os maiores percentuais de plântulas foram registrados na segunda leitura aos 35, 28 e 28 dias, respectivamente. No entanto, sementes de algumas amostras ainda revelavam capacidade germinativa, principalmente aquelas com menor potencial germinativo, o que adiou o encerramento dos testes, como de *Jacaranda micrantha* com finalização aos 42 dias (Tabela 3).

As sementes submetidas aos métodos de quebra da dormência germinaram prontamente, justificando os tempos reduzidos em função do baixo espalhamento da germinação no tempo. Para a maioria das espécies as contagens se encerraram na segunda leitura e os maiores percentuais de plântulas normais registrados na primeira leitura. Ainda, as sementes com maior potencial germinativo determinaram o tempo inicial para a leitura e as de baixo potencial o tempo final.

As avaliações foram realizadas preferencialmente em dias múltiplos de sete e considerando a qualidade inicial dos lotes de sementes. Quanto ao tempo para as leituras, as Regras para Análise de Sementes determinam que a primeira leitura e as intermediárias devem ser realizadas para remover plântulas que estão suficientemente desenvolvidas, a fim de facilitar as contagens subsequentes (BRASIL, 2009).

3.6 Formação de amostras de sementes com potenciais germinativos distintos

As sementes de baixo, intermediário e alto potencial germinativo são essenciais para se determinar o método adequado de quebra da dormência, o qual deve proporcionar o maior número possível de plântulas normais em menor tempo. Segundo Carvalho e Nakagawa (2000), o melhor parâmetro para auxiliar na avaliação dos tratamentos e identificar as sensibilidades das sementes que compõem as amostras é a porcentagem de plântulas anormais e de sementes mortas.

Logo, a proposta em classificar as amostras de sementes pelo potencial germinativo (baixo: 0-49%, intermediário: 50-79% e alto: 80-100%), baseados nos percentuais de protrusão de raiz e de plântula normal citados na literatura, foi detectar os problemas envolvidos na condução de testes de germinação com sementes de

potenciais germinativos tão diferentes. Não foi possível agrupar todas as espécies nas faixas propostas, sendo que das 25 espécies quatro não formaram amostras de alto potencial germinativo, três espécies apresentaram amostras com sementes de potencial de germinação intermediário e alto, e as exceções foram *Parkia pendula*, que não apresentou amostra intermediária, e *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum*, com apenas sementes de alto potencial germinativo, entre 83 e 100% de plântulas normais (Figura 1).

A formação de amostras com sementes de expressiva germinação, acima de 50% de plântulas normais para as espécies da família Fabaceae é garantida pela dormência tegumentar, que mantém as sementes viáveis por longos períodos. A impermeabilidade tegumentar ocorre na maioria das espécies pertencentes à família Fabaceae, podendo ser determinada pela deposição de substâncias como suberina, lignina, cutina e mucilagens, na testa, pericarpo ou membrana nuclear (MAYER; POLJAKOFF-MAYBER, 1982; BEWLEY; BLACK, 1985), por associação com os níveis elevados de fenóis (WERKER et al., 1979) e com a presença de íons cálcio (SAIO, 1976).

Das espécies testadas, 21 apresentaram amostras de baixo potencial germinativo (0-49%) por motivo do envelhecimento das sementes, que é progressivo e irreversível (Figura 1). O processo de envelhecimento comprometeu de forma variada as amostras de sementes da mesma espécie, diminuindo o potencial para uma germinação rápida e uniforme e o desenvolvimento de plântulas normais. Isto se deve ao ataque dos radicais livres aos constituintes químicos das membranas, causando a desestruturação dos sistemas durante o processo de envelhecimento (BEWLEY, 1986).

Ademais, a desestruturação dos sistemas de membrana tem reflexos sobre a capacidade de regular o fluxo de água e de solutos tanto de dentro para fora como no sentido oposto da célula (TOLEDO; MARCOS FILHO, 1997). Cabe reforçar que lotes de sementes da mesma espécie, variedade e idade cronológica podem exibir taxas de deterioração diferentes quando armazenadas sob as mesmas condições ambientais (PREVIERO et al., 1996).

Os percentuais de plântulas normais foram superiores a 90% para 17 das espécies na sua maioria representada pela família Fabaceae (nove espécies), seguida por Bignoniaceae (três), Meliaceae (duas), Anacardiaceae, Lythraceae e Malvaceae com apenas uma espécie (Figura 1). Sementes das amostras A9 e A10 de *Citharexylum myrianthum* com 69% e 70% de plântulas normais, respectivamente, foram

consideradas de alta qualidade seguindo o método proposto. Esses valores expressam a máxima germinação das sementes baseado em Alves et al. (2007).

De maneira geral, as amostras com sementes de baixo potencial germinativo de espécies da família Bignoniaceae estavam com os cotilédones escurecidos (oxidados) ou não ocupavam toda a cavidade do tegumento e até mesmo eram ausentes, resultando em baixos valores de germinação (Figura 1). Também se verificou que os fungos colonizam muitas sementes das amostras dessa família, principalmente as de *Cybistax antisyphilitica*, *Handroanthus chrysotrichus* e *Handroanthus roseo-albus* impedindo a germinação ou necrosando a radícula e o embrião, provocando a morte da semente pré-germinada (Figuras 2B; 3A, B e C). Em sementes de *Handroanthus chrysotrichus* e *Handroanthus roseo-albus*, além da oxidação dos cotilédones, outro problema foi a elevada quantidade de sementes murchas, causada pela perda de umidade, principalmente nas amostras submetidas ao armazenamento.

A frequência fúngica é comum em sementes da família Bignoniaceae e os efeitos da ação desses micro-organismos foram constatados por Santos et al., (1998) em sementes de *Cybistax antisyphilitica*, nas quais os fungos causaram o escurecimento de todo o tegumento das sementes reduzindo as médias de germinação (27-44%) e naquelas com tegumento claro as médias foram superiores (51-65%). Nas sementes de espécies do gênero *Handroanthus* contaminadas por fungos, as observações mais comuns, além da influência na baixa taxa de germinação, é a morte das sementes, redução do desenvolvimento e anormalidades das plântulas (SALES, 1992; COELHO et al., 1996; PARISI et al., 2004; BOTELHO, 2006). Estes efeitos negativos foram evidenciados nesse trabalho, com destaque para as sementes de baixo e intermediário potencial de germinação que estavam armazenadas por diferentes períodos.

4 CONCLUSÕES

A desinfestação com hipoclorito de sódio é essencial para reduzir a contaminação externa das sementes e as infecções nas plântulas para a maioria das espécies.

O despoite, com cortador de unhas, em substituição à escarificação com lixa e os ajustes referentes à posição relativa das sementes para o procedimento de quebra dormência, resulta em pleno desenvolvimento das plântulas, independente do potencial germinativo da amostra.

As contagens se encerraram na segunda leitura para a maioria das espécies, com determinação do tempo inicial pelas sementes com maior potencial germinativo e o tempo final de avaliação pelas de menor potencial.

5 REFERÊNCIAS

- AGUIAR, A.V. et al. Determinação de parâmetros genéticos em população de gonçalo-alves (*Astronium fraxinifolium*) através das características fisiológicas da semente. **Scientia Forestalis**, Piracicaba, n.60, p.89-97, 2001.
- ALBUQUERQUE, K. S. et al. Métodos para a superação da dormência em sementes de sucupira-preta (*Bowdichia virgilioides* Kunth.). **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v.31, n.6, p.1716-1721, 2007.
- ALVES, E. U. et al. Influência do tamanho e da procedência de sementes *Mimosa caesalpiniiifolia* Benth. sobre a germinação e vigor. **Revista Árvore**, Viçosa, v.29, n.6, p.877-885, 2005.
- ALVES, E. U. et al. Germinação de sementes de *Mimosa caesalpiniaefolia* Benth. em diferentes substratos e temperaturas. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.24, n.1, p.169-178, 2002.
- ALVES, E. U. et al. Dormência e desenvolvimento de sementes de sabiá (*Mimosa caesalpiniiifolia* Benth.). **Revista Árvore**, Viçosa, v.28, n.5, p.655-662, 2004.
- ALVES, E. W. et al. Germinação de *Citharexylum myrianthum* Cham. (Verbenaceae) em diferentes substratos. **Revista Brasileira de Biociências**, Rio Grande do Sul, v.5, p.741-743, 2007.
- ANASTÁCIO, M. R.; SANTANA, D. G. Características germinativas de sementes de *Ananas ananassoides* (Baker) L. B. Sm. (Bromeliaceae). **Acta Scientiarum. Biological Sciences**, Maringá, v.32, p. 195-200, 2010.
- ANDRADE, A. C. et al. Efeito do substrato e da temperatura na germinação e no vigor de sementes de cedro - *Cedrela odorata* L. (Meliaceae). **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.16, n.1, p.34-40, 1994.
- AQUINO, A. F. M. et al. Superação de dormência em sementes de orelha-de-negro (*Enterolobium contortisiliquum* (Vell.) Morong). **Revista Verde**, Pombal, v.4, n.1, p.69-75, 2009.
- ARAÚJO NETO, J. C.; AGUIAR, I. B.; FERREIRA, V. M. Efeito da temperatura e da luz na germinação de sementes de *Acacia polyphylla* DC. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v.26, n.2, p.49-256, 2003.
- ARAÚJO NETO, J. C. et al. Armazenamento e requerimento fotoblástico de sementes de *Acacia polyphylla* DC. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.27, n.1, p.115-124, 2005.
- BASSACO, M. V. M. Comportamento fenológico, germinação, produção de mudas e tolerância a saturação hídrica de *Sebastiania brasiliensis* (Spreng.). 2011. 112f.

Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2011.

BEWLEY, J. D. Membrane changes in seeds as related to germination and the perturbations resulting from deterioration in storage. In: McDONALD JR., M.B.; NELSON, C.J. (Eds.). **Physiology of seed deterioration**. Madison: Crop Science Society American, 1986. p.1-25.

BEWLEY, J. D.; BLACK, M. **Seeds: physiology of development and germination**. New York: Plenum, 1994. 345p.

BIANCHETTI, A.; RAMOS, A. Comparação de tratamentos para superar a dormência de sementes de acácia-negra (*Acacia mearnsii* De Wild.). **Boletim de Pesquisa Florestal**, Colombo, n.4, p.101-111, 1982.

BORBA FILHO, A. B.; PEREZ, S. C. J. G. A. Armazenamento de sementes de ipê-branco e ipê-roxo em diferentes embalagens e ambientes. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.31, n.1, p.259-269, 2009.

BORGES, E. E. L.; RENA, A. B. Germinação de sementes. In: AGUIAR, I. B.; PIÑA-RODRIGUES, F. C. M.; FIGLIOLIA, M. B. (Coords.). **Sementes florestais tropicais**. Brasília: ABRATES, 1993. p.83-136.

BOTELHO, L. S. **Fungos associados às sementes de ipê-amarelo (*Tabebuia serratifolia*), ipê-roxo (*Tabebuia impetiginosa*), aroeira-pimenteira (*Schinus terebinthifolius*) e aroeira-salsa (*Schinus molle*): incidência, efeitos na germinação, transmissão para plântulas e controle**. 2006. 114f. Dissertação (Mestrado) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, São Paulo, 2006.

BOTELHO, L. S. et al. Incidência de fungos associados as sementes de espécies florestais brasileiras da Amazônia. In: SIMPOSIO BRASILEIRO DE PATOLOGIA DE SEMENTES, 8, 2004, João Pessoa. **Palestras e Resumos...** João Pessoa: ABRATES, 2004. p.196.

BRAGA, L. F. et al. Efeito da temperatura na germinação de sementes de purui (*Borojoa sorbilis* (Duque) Cuatrecasas – Rubiaceae): morfologia das sementes e das plântulas. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.21, n.2, p.47-52, 1999.

BRANCALION, P. H. S.; MONDO, V. H. V.; NOVENBRE, A. D. L. C. Escarificação química para a superação da dormência de sementes de saguaraí-vermelho (*Colubrina glandulosa* Perk. - Rhamnaceae). **Revista Árvore**, Viçosa, v.35, n.1, p.119-124, 2011.

BRASIL Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Regras para Análise de Sementes**. Brasília: Mapa/ACS, 2009. 399p.

BRITO, N. M. et al. Incidência de fungos em sementes de jenipapo. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE PATOLOGIA DE SEMENTES, 8, 2004, João Pessoa. **Palestras e Resumos...** João Pessoa: ABRATES, 2004. p.153.

BRÜNING, F. O.; LÚCIO, A. D.; MUNIZ, M. F. B. Padrões para germinação, pureza, umidade e peso de mil sementes em análises de sementes de espécies florestais brasileiras do Rio Grande do Sul. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v.21, n.2, p.193-202, 2011.

BRUNO, R. de L.A. et al. Tratamentos pré-germinativos para superar a dormência de sementes de *Mimosa caesalpiniaefolia* Benth. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.23, n.2, p.136-143, 2001.

BURG, W. J. VAN DER et al. Predicting tomato seedling morphology by X-ray analysis of seeds. **Journal American Society for Horticultural Science**, v.119, n.2, p.258-263, 1994.

CALDATO, S. L. et al. Estudo da regeneração natural, banco de sementes e chuva de sementes na reserva genética florestal de caçador, SC. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v.6, n.1, p.27-38, 1996.

CALVI, G. P. et al. Tratamentos de pré-embebição para aumento do desempenho da germinação de sementes de *Parkia multijuga* Benth. **Revista Forestal Latinoamericana**, Merida, v.23, n.2, p.53-65, 2008.

CAMARA, C. A. et al. Caracterização morfométrica de frutos e sementes e efeito da temperatura na germinação de *Parkia pendula* (Willd.) Benth.ex Walp. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v.18, n.3, p.281-291, 2008.

CARNEIRO, J. S. Micoflora associada a sementes de essências florestais. **Fitopatologia Brasileira**, Lavras, v.11, n.3, p.557-566, 1986.

CARNELOSSI, M. A. G.; LAMOUNIER, L.; RANAL, M. A. Efeito da luz, hipoclorito de sódio, escarificação e estratificação na germinação de sementes de alface (*Lactuca sativa* L.), cv. Maioba e Moreninha-de-Uberlândia. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.30, n.6, p.779-787, 1995.

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

CASSARO-SILVA, M. Efeito da temperatura na germinação de sementes de manduirana (*Senna macranthera* (Collad.) Irwin et Barn. - Caesalpinaceae). **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.23, n.1, p.92-99, 2001.

COELHO, M. F. B. et al. Superação da dormência tegumentar em sementes de *Caesalpinia ferrea* Mart ex Tul. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, Recife, v.5, n.1, p.74-79, 2010.

COELHO, R. M. S.; CASTRO, H. A.; MENEZES, M. Patogenicidade de *Phomopsis* e *Phoma* associados a sementes de ipê (*Tabebuia serratifolia*) e angico vermelho (*Anadenanthera perigrina*). **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v.22, p.224-227, 1996.

CORVELLO, W. B. V. et al. Maturação fisiológica de sementes de cedro (*Cedrela fissilis* Vell.). **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.21, n.2, p.23-27, 1999.

CRUZ, E. D.; QUEIROZ, R. J. B.; CARVALHO, J. E. U. Methods for overcoming dormancy in *Dinizia excelsa* Ducke seeds. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.31, n.4, p.152-159, 2009.

DHINGRA, O. D. et al. Seedborne pathogenic fungi affect seedling quality of red angico (*Anadenanthera macrocarpa*) trees in Brazil. **Phytopathology**, v.150, p.451-455, 2002.

DIAS, M.A.; LOPES, J.C.; CORRÊA, N.B.; DIAS, C.F.S. Germinação de sementes e desenvolvimento de plantas de pimenta malagueta em função do substrato e da lâmina de água. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.30, n.3, p.115-121, 2008.

EIRA, M. T. S.; FREITAS, R. W. A.; MELLO, C. M. C. Superação da dormência de sementes de *Enterolobium contortisiliquum* (Vell.) Morong – Leguminosae. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.15, n.2, p.177-181, 1993.

ESCHIAPATIA-FERREIRA, M. S.; PEREZ, S. C. J. A. Tratamento para superar a dormência de semente de *Senna macranthera* (Collad.) Irwing et Bran. (Fabaceae-Caesalpinoidea). **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.19, n.2, p.231-237, 1997.

EVANGELISTA, J. R. E. et al. Desempenho de sementes de soja peliculizadas em solo com diferentes teores de água. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v.31, n.4, p.994-999, 2007.

FAIAD, M. G. R.; RAMOS, V. R.; WETZEL, M. M. V. Patologia de sementes de espécies florestais do cerrado. In: SIMPOSIO BRASILEIRO DE PATOLOGIA DE SEMENTES, 8, 2004, João Pessoa. **Palestras e Resumos...** João Pessoa: ABRATES, 2004. p.171.

FANTI, S. C.; PEREZ, S. C. J. G. A. Efeitos do envelhecimento precoce no vigor de sementes de *Chorisia speciosa* St. Hil. – Bombacaceae. **Revista Árvore**, Viçosa, n.3, p.345-352, 2005.

FERREIRA, F. A. **Patologia florestal: principais doenças florestais no Brasil**. Viçosa: Sociedade de Investigações Florestais, 1989. 570p.

FERREIRA, W. R.; RANAL, M. A. Germinação de sementes e crescimento de plântulas de *Brassica chinensis* L. var. *parachinensis* (Bailey) Sinskaja (couve-da-malásia). **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.34, n.3, p.353-361, 1999.

FOWLER, J. A. P.; CARPANEZZI, A. A. Conservação de sementes de angico-gurucaia (*Parapiptadenia rigida* (Benth) Brenan). **Boletim de Pesquisa Florestal**, n.36, p.5-10, 1998.

GALINDO, C. A. M.; LANDGRAF, P. R. C.; PÓLO, M. Avaliação da eficiência de tratamentos para superação de dormência sobre a velocidade de absorção de água e seus efeitos na germinação de sementes de mucuna-preta (*Stizolobium aterrimum*). IN: REUNIÃO LATINO AMERICANA DE FISILOGIA VEGETAL/ REUNIÃO ARGENTINA DE FISILOGIA VEGETAL, 1 **ACTAS...** Punta Del Lesta, Uruguay. p.262. 2002.

GONÇALVES, E. P. et al. Potencial fisiológico de sementes de mutambo (*Guazuma ulmifolia* Lam.) em diferentes procedências. **Caatinga**, Mossoró, v.22, n.2, p.218-222, 2009.

HENICKA, G. S. et al. Germinação de sementes de *Apuleia leiocarpa* (Vogel.) J. F. Macbr.: temperatura, fotoblastismo e estresse salino. **Revista de Ciências Agro-Ambientais**, Cáceres, v.4, n.1, p.37-46, 2006.

HSIAO, A. I.; WORSHAM, A. D.; MORELAND, D. E. Effects of sodium hypochlorite and certain plant growth regulators on germination of witchweed (*Striga asiatica*) seeds. **Weed Science**, v.29, n.1, p.98-100, 1981.

HYDE, E. O. C. The function of the hilum in some papilionaceae in relation to the ripening of the seed and the permeability of the testa. **Annals of Botany**, v.18, n.2, p.241-256, 1954.

KOPPER, A. C.; MALAVASI, M. de M.; MALAVASI, U. C. Influência da temperatura e do substrato na germinação de sementes de *Cariniana estrellensis* (Raddi) Kuntze. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.32, n.2, p.160-165, 2010.

LABOURIAU, L. G. **A germinação das sementes**. Organização dos Estados Americanos. Programa Regional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico. Série de Biologia. Monografia 24, 1983. 174p.

LACERDA, D. R. et al. Seed-dormancy variation in natural populations of two tropical leguminous tree species: *Senna multijuga* (Caesalpinoideae) and *Plathymenia reticulata* (Mimosoideae). **Seed Science Research**, Cambridge, v.14, p.127-135, 2004.

LAZAROTTO, M. et al. **Tratamento Químico de Sementes de Paineira**. Embrapa Florestas. 2009. 3p. (Comunicado Técnico, 239).

LIMA, V. V. F. et al. Germinação de espécies arbóreas de floresta estacional decidual do vale do rio Paraná em Goiás após três tipos de armazenamento por até 15 meses. **Biota Neotropica**, Campinas, v.8, n.3, p.89-97, 2008.

LOBO, P. C. **Estratégias adaptativas de espécies arbóreas típicas de ambiente do solo hidricamente saturado: uma abordagem morfológica, bioquímica e ecofisiológica**. 1998. 146f. Tese (Doutorado) - Universidade Estadual de Campinas, Campinas, São Paulo, 1998.

LOBO, P. C.; JOLY, C. A. Aspectos ecofisiológicos da vegetação de mata ciliar do sudeste do Brasil. In: RODRIGUES, R.R., LEITÃO FILHO, H. de F. (eds.). **Matas**

ciliares: conservação e recuperação. 2.ed. São Paulo: EDUSP/FAPESP, 2004. p.143-157.

LOCATELLI, E.; MACHADO, I. C. Fenologia de espécies arbóreas de uma Mata Serrana (Brejos de Altitude) em Pernambuco, Brasil. In: PORTO, K.; TABARELLI, M.; MACHADO, I.C. (Org.). **Brejos de Altitude:** história natural, ecologia e conservação. Brasília: MMA/PROBIO/CNPq, 2004. p.255-276.

LOPES, J. C.; DIAS, P. C.; MACEDO, C. M. P. de. Tratamentos para superar a dormência de sementes de *Ormosia arborea* (Vell.) Harms. **Brasil Florestal**, Brasília, n.80, p.25-35, 2004.

MACHADO, A. A. et al. Incidência de fungos causadores de “*damping off*” em sementes de caixeta ((*Schefflera morototoni* (Aubl.) Dec.) e canafístula (*Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub.). **Fitopatologia Brasileira**, Lavras, v.29, p.51-51, 2004.

MACHADO, C. F. et al. Metodologia para a condução do teste de germinação em sementes de ipê-amarelo (*Tabebuia serratifolia* (Vahl) Nicholson). **Cerne**, Lavras, v.8, n.2, p.17-25, 2002.

MACHADO, J. C. **Patologia de sementes:** fundamentos e aplicações. Brasília: Ministério da Educação. Lavras: ESAL/FAEPE, 1988. 107p.

MALAVASI, U. C.; MALAVASI, M. M. Dormancy Breaking and Germination of *Enterolobium contortisiliquum* (Vell.) Morong seed. **Brazilian Archives of biology and technology**, v.47, n.6, p.851-854, 2004.

MARCOS FILHO, J.; CICERO, S. M.; SILVA, W. R. **Avaliação da qualidade das sementes.** Piracicaba: FEALQ, 1987. 230p.

MARQUES, M. A.; RODRIGUES, T. de J. D.; PAULA, R. C. de. Germinação de sementes de *Ormosia arborea* (Vell.) Harms submetidas a diferentes tratamentos pré-germinativos. **Científica**, Jaboticabal, v.32, n.2, p.141-146, 2004.

MARTINELLI-SENEME, A.; HOFFMAN, S.; POSSAMAI, E. Colheita e germinação de sementes de ipê (*Tabebuia chrysotricha*). **Scientia Agraria**, Curitiba, v.9, n.4, p.419-423, 2008.

MARTINS NETTO, D. A.; FAIAD, M. G. R. Viabilidade e sanidade de sementes de espécies florestais. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.17, n.1, p.75-80, 1995.

MARTINS, C. C. et al. Condições climáticas, características do fruto e sistema de colheita na qualidade fisiológica de sementes de jacarandá. **Revista Árvore**, Viçosa, v.32, n.4, p.627-632, 2008.

MARTINS, C. C.; CARVALHO, N. M. de; OLIVEIRA, A. P. de. Quebra de dormência de sementes de sabiá (*Mimosa caesalpiniaefolia* Benth.). **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.14, n.1, p.5-8, 1992.

MARTINS, C. C. et al. Método de colheita e superação de dormência na qualidade fisiológica de sementes de *Cassia ferruginea*. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v.33, n.2, p.491-498, 2012.

MARTINS, C. C.; MARTINELLI-SENEME, A.; NAKAGAWA, J. Estágio de colheita e substrato para o teste de germinação de sementes de ipê (*Tabebuia chrysotricha* (Mart. ex DC.) Standl.). **Revista Árvore**, Viçosa, v.32, n.1, p.27-32, 2008.

MARTINS, C. C.; NAKAGAWA, J. Germinação de sementes de *Stryphnodendron adstringens* (Mart.) Coville de diferentes origens submetidas a tratamentos para superação de dormência. **Revista Árvore**, Viçosa, v.32, n.6, p.1059-1067, 2008.

MARTINS-CORDER, M. P.; BORGES JUNIOR, N. Desinfestação e quebra de dormência de sementes de *Acacia mearnsii* de Wild. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v.9, n.2, p.1-7, 1999.

MATHEUS, M. T.; LOPES, J. C. Morfologia de frutos, sementes e plântulas e germinação de sementes de *Erythrina variegata* L. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.29, n.3, p.8-17, 2007.

MAUDE, R. B. Seed-borne diseases and their control. In: HEYDECKER, W. **Seed ecology**. Londres: Butterworths, 1973. p.325-335.

MAYER, A. M.; POLJAKOFF-MAYBER, A. **The germination of seeds**. New York: Pergamon, 1982. 211p.

MELO, J. T. de; RIBEIRO, J. F.; LIMA, V. L. G. de F. Germinação de sementes de algumas espécies arbóreas nativas do cerrado. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.1, n.2, p.8-12, 1979.

MELO, P. R. B. **Qualidade fisiológica e armazenamento de sementes de ipê-verde (*Cybistax antisiphilitica* (Mart.) Mart.)**. 2009. 122f. Tese (Doutorado) - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, Jaboticabal, São Paulo, 2009.

MENDONÇA, E. A. F; COELHO, M. F. B; LUCHESE, M. Teste de tetrazólio em sementes de mangaba-brava (*Lafoensia pacari* St. Hil. - Lythraceae). **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, Botucatu, v.8, n.2, p.33-38, 2006.

MONDO, V. H. V. et al. Teste de germinação de sementes de *Parapiptadenia rigida* (Benth.) Brenan (Fabaceae). **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.30, n.2, p.177-183, 2008.

MORAIS, E. B. S. D. **Padronização do teste de germinação e qualidade de sementes de pinhão-mansão (*Jatropha curcas* L.) durante o armazenamento**. 2008. 103 f. Dissertação (Mestrado) - Universidade Estadual de Montes Claros, Minas Gerais, 2008.

MOTTA, M. S.; DAVIDE, A. C.; FERREIRA, R. A. Longevidade de sementes de mutamba (*Guazuma ulmifolia* Lam. - Sterculiaceae) no solo em condições naturais. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.28, n.2, p.7-14, 2006.

MUNIZ, M. F. B.; SILVA, L. M.; BLUME, E. Influência da desinfestação e do substrato na qualidade de sementes e mudas de espécies florestais. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.29, n.1, p.140-146, 2007.

NASCIMENTO, W. M. O. et al. Qualidade sanitária e germinação de sementes de *Pterogyne nitens* Tul. (Leguminosae- Caesalpinioideae). **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.28, n.1, p.149-153, 2006.

NASCIMENTO, W. M. O. et al. Temperatura e substrato para germinação de sementes de *Parkia platycephala* Benth. (Leguminosae - Mimosoideae). **Revista Agricultura Tropical**, Goiânia, v.7, n.1, p.119-129, 2003.

NASSIF, S. M. L.; PEREZ, S. C. J. G. A. Efeito da temperatura na germinação de sementes de amendoim-do-campo (*Pterogyne nitens* Tul.). **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.22, n.1, p.1-6, 2000.

NASSIF, S. M. L.; PEREZ, S. C. J. G. A. Germinação de sementes de amendoim-do-campo (*Pterogyne nitens* Tul.): influência dos tratamentos para superar a dormência e profundidade de semeadura. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.29, n.2, p.171-178, 1997.

NOBRE, S. A. M. **Qualidade sanitária e fisiológica de sementes de ipê roxo (*Tabebuia impetiginosa*) e angico vermelho (*Anadenanthera macrocarpa*) em função de tratamentos diferenciados de frutos e sementes.** 1994. 73f. Dissertação (Mestrado) – Escola Superior de Agricultura de Lavras, Lavras, 1994.

NOVEMBRE, A. D. L. C. et al. Teste de germinação de sementes de sansão-do-campo (*Mimosa caesalpiniaefolia* Benth. – Fabaceae-Mimosoideae). **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.29, n.3, p.42-45, 2007.

NUNES, Y. R. F. et al. Germinação de sementes de *Guazuma ulmifolia* Lam. (Malvaceae) e *Heteropterys byrsonimifolia* A. Juss. (Malpighiaceae) sob diferentes tratamentos de escarificação tegumentar. **Unimontes Científica**, Montes Claros, v.8, n.1, p.43-52, 2006.

OBENDORF, R. L.; HOBBS, P. R. Effect of seed moisture on temperature sensitivity during imbibition of soybean. **Crop Science**, Madison, n.10, v.1, p. 563-566, 1970.

OKAMOTO, J. M.; JOLY, C. A. Ecophysiology and respiratory metabolism during the germination of *Inga sessilis* (Vell.) Mart. (Mimosaceae) seeds subjected to hypoxia and anoxia. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v.23, n.1, p.51-57, 2000.

OLIVEIRA, D. M. T. Morfologia comparada de plântulas e plantas jovens de leguminosas arbóreas nativas: espécies de Phaseoleae, Sophoreae, Swartzieae e Tephrosieae. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v.24, n.1, p.85-97, 2001.

OLIVEIRA, E. C.; PIÑA-RODRIGUES, F. C. M.; FIGLIOLIA, M. B. Propostas para a padronização de metodologias em análise de sementes florestais. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.11, n.1,2,3, p.1-42, 1996.

OLIVEIRA, L. M. et al. Temperatura e regime de luz na germinação de sementes de *Tabebuia impetiginosa* (Martius ex A. P. de Candolle) Standley e *T. serratifolia* Vahl Nich. – Bignoniaceae. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v.29, n.3, p.642-648, 2005.

OLIVEIRA, L. M.; DAVIDE, A. C.; CARVALHO, M. L. M. Avaliação de métodos para quebra da dormência e para a desinfestação de sementes de canafístula (*Peltophorum dubium* (Sprengel) Taubert. **Revista Árvore**, Viçosa, v.27, n.5, p.597-603, 2003.

OLIVEIRA, L. M.; DAVIDE, A. C.; CARVALHO, M. L. M. de. Teste de germinação de sementes de *Peltophorum dubium* (Sprengel) Taubert – Fabaceae. **Floresta**, Curitiba, v.38, n.3, 2008.

PARISI, J. J. D.; MARTINS, M. C.; SALES, W. R. M. Qualidade sanitária e fisiológica de sementes de espécies florestais do estado de São Paulo. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE PATOLOGIA DE SEMENTES, 8., 2004, João Pessoa. **Resumos...** João Pessoa: ABRATES, 2004. p.203.

PASSOS, M. A.; TAVARES, K. M. P.; ALVES, A. R. Germinação de sementes de sabiá (*Mimosa caesalpiniiifolia* Benth.). **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, Recife, v.2, n.1, p.51-56, 2007.

PASSOS, M. A. A. et al. Luz, substrato e temperatura na germinação de sementes de cedro-vermelho. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.43, n.2, p.281-284, 2008.

PIÑA-RODRIGUES, F. C. M.; SALOMAO, A. N.; FIGLIOLIA, M. B. Ensaio piloto para aferição de métodos de análise em sementes de espécies florestais. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE SEMENTES, 17., 2011, Natal. A semente no contexto da inovação e da sustentabilidade: **Anais...** Brasília, DF: ABRATES, 2011.

PINEDO, G. J. V.; FERRAZ, I. D. K. Hidrocondicionamento de *Parkia pendula* [Benth ex Walp]: sementes com dormência física de árvore da Amazônia. **Revista Árvore**, Viçosa, v.32, n.1, p.39-49, 2008.

PIROLI, E. L. et al. Germinação de sementes de canafístula *Peltophorum dubium* (spreng.) Taub. tratadas para superação da dormência. **Colloquium Agrariae**, Presidente Prudente, v.1, n.1, p.13-18, 2005.

PREVIERO, C. A. et al. Efeitos dos tratamentos para superação da dormência em sementes de capim-colonião (*Panicum maximum* Jacq.) durante o armazenamento. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.18, n.1, p.143-148, 1996.

RAMALHO, A. R. et al. **Metodização em produção, análise e conservação de sementes de pupunheira cultivada.** Embrapa Rondônia, 2005. 6 p (Comunicado Técnico 294).

RAMOS, A. et al. **Substratos e temperaturas para a germinação de sementes de angico (*Parapiptadenia rigida*).** Colombo: EMBRAPA-CNPQ, 1995. 1p. (Comunicado Técnico, 3).

RAMOS, A. et al. **Substratos e temperaturas para a germinação de sementes de caroba (*Jacaranda micrantha*).** Embrapa Florestas, n.6, 1995. 1p.

ROLSTON, M. P. Water impermeable seed dormancy. **The Botanical Review**, v.44, n.3, p.365-396, 1978.

ROSSETO, J. et al. Germinação de sementes de *Parkia pendula* (Willd.) Benth. ex Walp. (Fabaceae) em diferentes temperaturas. **Revista Árvore**, Viçosa, v.33, n.1, p.47-55, 2009.

SAIO, J. Soybeans resistant to water absorption. **Cereal Food World**, v.21, p.168-173, 1976.

SALES, N. L. **Efeito da população fúngica e do tratamento químico no desempenho de sementes de ipê-amarelo, ipê-roxo e barbatimão.** 1992. 89f. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Lavras, Lavras, 1992.

SALOMÃO, A. N. et al. **Germinação de sementes e produção de mudas de plantas do cerrado.** Brasília: Rede de Sementes do Cerrado, 2003. 96 p.

SANTARÉM, E. R.; AQUILA, M. E. A. Influência de métodos de superação da dormência e do armazenamento na germinação de sementes de *Senna macranthera* (Colladon) Irwin & Barneby (Leguminosae). **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.17, n.2, p.205-209, 1995.

SANTOS, D. L.; SUGAHARA, V. Y.; TAKAKI, M. Efeitos da luz e da temperatura na germinação de sementes de *Tabebuia serratifolia* (Vahl) Nich, *Tabebuia chrysotricha* (Mart. ex DC.) Standl. e *Tabebuia roseo-albus* (Ridl) Sand – Bignoniaceae. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v.15, n.1, p.87-92, 2005.

SANTOS, F. S. dos. **Biometria, germinação e qualidade fisiológica de sementes de *Tabebuia chrysotricha* (Mart. ex A. DC.) Standl. provenientes de diferentes matrizes.** 2007. 57f. Dissertação (Mestrado) Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – UNESP, São Paulo, 2007.

SANTOS, M. F. et al. Avaliação da qualidade sanitária e fisiológica das sementes de caroba (*Cybastax antisyphilitica* (Mart.) Mart.). **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.20, n.1, p.1-6, 1998.

SANTOS, P. R. et al. Fungos associados as sementes de sucupira preta (*Bowdichia virgiloides* H.B.K.). In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE PATOLOGIA DE SEMENTES, 7., 2002, Sete lagoas. **Resumos e palestras...** Sete Lagoas: ABRATES, 2002. p. 198.

SASSAKI, R. M. **Desenvolvimento inicial de *Dalbergia miscolobium***. 1991. 178f. Dissertação (Mestrado em Biologia Vegetal) - Universidade Estadual de Campinas, São Paulo, 1998.

SCALON, S. P. Q. et al. Armazenamento e tratamentos pré-germinativos em sementes de jacarandá (*Jacaranda cuspidifolia* Mart.). **Revista Árvore**, Viçosa, v.30, n.2, p.179-185, 2006.

SCHIMDT, L. **Guide to handling of tropical and subtropical forest seed**. Denmark: Danida Forest Seed Centree, 2000. 511p.

SENEME, A. M. et al. Germinação e qualidade sanitária de sementes de dedaleiro (*Lafoensia pacari* St. Hil., Lythraceae). **Scientia Agraria**, Curitiba, v.11, n.1, p.19-24, 2010.

SENEME, A. M.; POSSAMAI, E.; SCHUTA, L. R. Germinação e sanidade de sementes de vacum (*Allophylus edulis*). **Revista Ceres**, Viçosa, v. 53, n.305, p.1-6, 2006.

SHIMIZU, E. S. C. et al. Aspectos fisiológicos da germinação e da qualidade de plântulas de *Schizolobium amazonicum* em resposta à escarificação das sementes em lixa e água quente. **Revista Árvore**, Viçosa, v.35, n.4, p.791-800, 2011.

SILVA NETO, P. A. et al. Métodos para superação de dormência em sementes de Paricá (*Schizolobium amazonicum* Huber ex. Ducke) (Leguminosae - Caesalpinioideae). **Revista Brasileira de Biociências**, Rio Grande do Sul, v.5, p.732-734, 2007.

SILVA, A. da; AGUIAR, I. B. de; FIGLIOLIA, M. B. Germinação de sementes de *Mimosa caesalpiniiifolia* Benth. (sansão-do-campo) sob diferentes condições de temperatura, luz e umidade. **IF Série Registros**, São Paulo, v.20, n.2, p.139-146, 2008.

SILVA, A.; FIGLIOLIA, M. B.; AGUIAR, I. B. Germinação de sementes de *Acacia polyphylla* DC. (monjoleiro) e de *Aspidosperma ramiflorum* Müll. Arg. (guatambu). **Floresta**, Curitiba, v.37, n.3, p.353-361, 2007.

SILVA, M. de S.; SANTOS, S. R. G. dos. Tratamentos para superar dormência em sementes de *Enterolobium contortisiliquum* (Vell.) Morang – tamboril. **IF Série Registros**, São Paulo, n.40, p.161-165, 2009.

SOFIATTI, V. et al. Uso de hipoclorito de sódio para acelerar a emergência das plântulas e o desenvolvimento das mudas de cafeeiro. **Bragantia**, Campinas, v.68, n.1, p.233-240, 2009.

- SOUSA, D. B.; CARVALHO, G. S.; RAMOS, E. J. A. **Paricá: *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* (Huber x Ducke) Barneby.** Informativo Técnico Rede de Sementes da Amazônia, n.13, 2005. 2p.
- SOUZA FILHO, P. R. M.; MORAES, M. C.; SIMABUKURO, E. A. Quebra da dormência em *Chloroleucon dumosum* (Benth) G. P. Lewis. **Revista Brasileira de Biociências**, v.5, n.2, p.33-35, 2007.
- STOCKMAN, A. L. et al. Sementes de ipê-branco (*Tabebuia roseo-albus* (Ridl.) Sand. - Bignoniaceae): temperatura e substrato para o teste de germinação. **Revista Brasileira de Sementes**, v.29, n.3, p. 139-143, 2007.
- TOLEDO, F. F.; MARCOS FILHO, J. **Manual de sementes: tecnologia e produção.** São Paulo: Agronômica Ceres, 1997. 224p.
- TONINI, H.; COSTA, P.; KAMISKI, P. E. Estrutura, distribuição espacial e produção de sementes de andiroba (*Carapa guianensis* Aubl.) no sul do estado de Roraima. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v.19, n.3, p.247-255, 2009.
- VARELA, V. P.; FERRAZ, I. D. K.; CARNEIRO, N. B. Efeito da temperatura na germinação de sementes de sumaúma (*Ceiba pentandra* (L.) Gaertn. – Bombacaceae). **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.21, n.2, p.170-174, 1999.
- WERKER, E.; MARBACH, I.; MAYER, A. M. Relation between the anatomy of the test, water permeability and the presence of phenolics in the genus *Pisum*. **Annals of Botany**, v.23, p.765-771, 1979.
- WETZEL, M. M. V. S.; REIS, R. B.; RAMOS, K. M. **Metodologia para criopreservação de sementes de espécies florestais brasileiras.** Brasília: Embrapa recursos Genéticos e Biotecnologia, 2003. 5p. (Circular técnica, 26).
- WIELEWICKI, A. P. et al. Proposta de padrões de germinação e teor de água para sementes de algumas espécies florestais presentes na região sul do Brasil. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.28, n.3, p.191-197, 2006.
- ZANON, A.; CARPANEZZI, A. A.; FOWLER, J. A. P. germinação em laboratório e armazenamento de sementes de tarumã-branco (*Citharexylum myrianthum* Cham.). **Boletim de Pesquisa Florestal**, Colombo, n.35, p.75-82, 1997.

CAPÍTULO III

ASPECTOS DE GERMINAÇÃO EM 25 ESPÉCIES FLORESTAIS BRASILEIRAS: ANORMALIDADES DE PLÂNTULAS E SEMENTES MORTAS COMO PRESSUPOSTOS DE VALIDAÇÃO

RESUMO: Na validação de metodologias para germinação, a única variável comparada entre lotes e laboratórios são as plântulas normais. Contudo, as porcentagens de plântulas anormais e sementes mortas são essenciais para identificação de sensibilidade nas sementes de acordo com a metodologia aplicada. Diante disso, o objetivo deste trabalho foi proceder à análise estatística dos testes de germinação com metodologias validadas e analisar o impacto da transformação dos percentuais de plântulas anormais e sementes mortas nos lotes. Os dados de plântulas anormais e sementes mortas das 25 espécies florestais brasileiras foram submetidos aos testes de normalidade e homogeneidade, na escala original e transformada, além da análise de variância. Conclui-se que variâncias heterogêneas para plântulas anormais e sementes mortas, ambas na escala original, corresponderam a 48% e 52% dos casos, respectivamente, e resíduos com distribuição assimétrica, 28% e 24% dos casos. A transformação de dados pode mostrar-se prejudicial às análises de espécies florestais sendo certo que essa prática pode ocasionar a perda das pressuposições de normalidade e homogeneidade. As porcentagens de plântulas anormais e sementes mortas mostram que as sementes dos lotes apresentam sensibilidade aos métodos aplicados, há influência do manuseio em laboratório e da contaminação por fungos.

Palavras-chave: métodos pré-germinativos, transformação angular, homogeneidade das variâncias, normalidade dos resíduos

GERMINATING ASPECTS IN 25 FOREST SPECIES IN BRAZIL:
ABNORMALITIES OF DEAD SEEDLINGS AND SEEDS AS ASSUMPTIONS OF
VALIDATION

ABSTRACT: In the validation of methodologies for germination, the only variable compared between lots and labs are normal seedlings. However, the percentages of abnormal seedlings and dead seeds are essential for identification of sensitivity of the seeds to the methodology applied. Therefore, the aim of this work was to carry out the statistical analysis of the germination tests with validated methodologies, and analyze the impact of the transformation of the percentage of abnormal seedlings and dead seeds in lots. The data of abnormal seedlings and dead seeds from 25 Brazilian forest species were tested for normality and homogeneity, in the original and transformed scale, and analysis of variance. We conclude that heterogeneous variances for abnormal seedlings and dead seeds, both in the original scale, accounted for 48% and 52% of cases, respectively, and residues with asymmetric distribution, 28% and 24% of cases. Data transformation may prove detrimental to the analysis of forest species being certain that this practice may result in loss of the assumptions of normality and homogeneity. The percentages of abnormal seedlings and dead seeds show that the seeds have lots of sensitivity methods applied, there is influence of handling in the laboratory and fungal contamination.

Keywords: pre-germination methods, angular transformation, homogeneity of variances, normality of residuals

1 INTRODUÇÃO

Na validação de metodologias para germinação, a única variável comparada entre lotes e laboratórios são as plântulas normais. Contudo, as porcentagens de plântulas anormais e sementes mortas são essenciais para auxiliar na avaliação dos possíveis danos que a metodologia pode causar às sementes e para identificação de sensibilidade, diferenciada e existente nos respectivos lotes.

No aspecto abordado, ressalte-se a relevância de espécies brasileiras por sua importância socioeconômica, nos aspectos de recuperação ambiental e não menos pela contribuição que infunde à conservação da biodiversidade, garantindo assim a demanda por pesquisas, produção e comercialização de sementes nativas. Nessa linha, a produção de mudas de espécies florestais ganha impulso em face da obrigatoriedade legal de recomposição de áreas rurais, fundamentada principalmente na conservação do meio ambiente, ampliação de riquezas e diversificação de espécies no ambiente a implicar no aperfeiçoamento de sua qualidade genética (LORZA, 2009).

Entretanto, em função da informalidade do setor, a maioria dos produtores de mudas utiliza sementes oriundas de coletas próprias (SODRÉ, 2006), o que passa a interferir sobremaneira na qualidade das mesmas. Além disso, não raras vezes, são empregadas metodologias que não permitem o máximo potencial fisiológico dentro de um mesmo lote.

Com vistas a manter a integridade dos lotes e um mínimo de segurança técnica, os pesquisadores têm intensificado trabalhos com intuito de obterem e fornecerem informações sobre a qualidade dessas sementes, principalmente em relação à padronização, aperfeiçoamento e estabelecimento de métodos de análise para espécies florestais (MACHADO et al., 2002).

A finalidade de uma metodologia de germinação única é garantir a procedência ou identidade dos materiais de propagação vegetal (SCREMIN-DIAS et al., 2006), assegurar a qualidade real dos lotes de sementes e fornecer informações específicas de cada espécie, permitindo a interpretação correta dos resultados nos testes de germinação.

De igual modo, métodos e procedimentos padronizados de germinação tendem a oferecer resultados mais seguros para que se possa determinar o valor comercial das sementes, definir taxas de semeadura e, por fim, estabelecer as condições adequadas

para armazenamento (FIGLIOLIA et al., 1993; COIMBRA et al., 2007). Isso ocorre para a maioria das espécies, notadamente aquelas de interesse agrícola no comércio interno e externo, as quais os resultados laboratoriais é que dão o suporte legal constitutivo das Regras de Análise de Sementes (BRASIL, 2009).

Dessa forma, os resultados padronizados de germinação representam garantias para produtores, comerciantes e agricultores, na medida em que possibilitam a aquisição de lotes de sementes com qualidade reconhecida a refletir, ao mesmo tempo, verdadeira redução dos riscos provenientes da aquisição de produtos com qualidade desconhecida (MARCOS FILHO et al., 1987). Sem se falar que, sob condições de inadequabilidade dos lotes, os preços aplicados ao produto não estarão condizentes com a relação custo benefício esperada.

No que concerne aos testes de germinação em espécies florestais brasileiras, estes ainda têm sido causa de insegurança quanto à confiabilidade dos resultados obtidos nas avaliações. Isso devido à incipiência dos modelos de aferição das condições e das técnicas que deveriam se adequar aos diferentes tipos de sementes (LIMA JUNIOR, 2011).

Levando em conta as restrições apontadas é de se considerar que somente algumas espécies florestais brasileiras são cultivadas de forma mais frequente: a seringueira, (*Hevea brasiliensis* (Willd. ex A. Juss.) Müll. Arg.), o pinheiro brasileiro (*Araucaria angustifolia* (Bertol.) Kuntze) e a recente expressividade do paricá (*Schizolobium amazonicum* (Vell.) S.F. Blake) (PENSAF, 2007).

Muito embora não obtenham a mesma valorização dada às demais, outras espécies florestais brasileiras apresentam aspectos ecológicos, agrônômicos e silviculturais significativos para o cultivo, a exemplo de *Handroanthus serratifolia* (Vahl) G. Nicholson (ALVINO et al., 2005), *Cedrela fissilis* Vell. (MARTINS; LAGO 2008), *Cordia trichotoma* (Vell.) Arrab.ex Steud (GRINGS; BRACK, 2011), *Enterolobium contortisiliquum* (Vell.) Morong (BRACK; GRINGS, 2011) e *Mimosa scabrella* Benth. (STEENBOCK, 2011).

Dentre as dificuldades do estabelecimento de técnicas de produção de sementes e mudas, manipulação e avaliação dos materiais vegetais nativos, estão a grande variabilidade genética e a interação dessa variabilidade com seus locais de ocorrência (WIELEWICKI et al., 2006), além das dificuldades de extração das sementes e a produção aleatória de frutos de um ano para o outro. Todos esses, constituem-se em

fatores que podem prejudicar a formação de estoques e ocasionar a existência de lotes com quantidades insuficientes de sementes de modo a permitir uma avaliação a contento da qualidade e da produção de mudas (AGUIAR et al., 1993).

Adicionalmente, é de se registrar que as informações para definição de procedimentos capazes de ampliar o período de conservação e aumento da produção de plântulas sadias, em sementes florestais brasileiras, estão concentradas principalmente naquelas espécies cuja área de interesse é o caráter eminentemente agrícola (MARTINS; LAGO, 2008).

Por outro lado, muitas dessas espécies florestais apresentam determinada metodologia de germinação inserida nas literaturas clássicas, entretanto, para designação de um teste ou metodologia que venha inovar a matéria com relação àquelas não descritas ou não exauridas, uma nova definição metodológica nessa temática deve também ser precedida de procedimentos de validação (KATAOKA et al., 2011).

Ainda no que se refere à avaliação do processo de validação das metodologias, o interessado deve levar em conta que existem recomendações da *International Seed Testing Association* (ISTA) que estabelece quais critérios haverão de ser utilizados para o desenvolvimento de uma análise padrão e, para isso, o emprego das técnicas estatísticas ali informadas devem ser observadas não significando, a priori, que o simples fato da existência de uma metodologia reconhecida acarrete a impossibilidade de se propor novos procedimentos para o mesmo fim (ISTA, 2007).

Partindo do estudo de 25 espécies florestais, o objetivo deste trabalho foi proceder à análise estatística dos testes de germinação com metodologias validadas e analisar o impacto da transformação dos percentuais de plântulas anormais e sementes mortas nos lotes.

2 MATERIAL E MÉTODOS

Para avaliar a germinação de 25 espécies florestais dos biomas brasileiros foram selecionadas 15 espécies com sementes sem dormência e 10 com dormência, todas com cadastro no Registro Nacional de Cultivares (RNC) do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) (Tabela 1).

Após ampla revisão bibliográfica, foram conduzidos vários pré-testes de germinação, utilizando-se de registros literários que versam sobre fatores determinantes de germinação de sementes dessas espécies.

Nessa linha, com vistas a atender procedimentos padrões para análises laboratoriais, foram utilizadas informações sobre temperatura, substrato, assepsia, tratamento pré-germinativo e informações adicionais para cada espécie (Tabela 1). Os lotes de sementes com alta, intermediária e baixa capacidade germinativa de cada espécie foram enviados para, pelo menos, seis laboratórios, executores credenciados pelo MAPA para análise do método de germinação proposto para as 25 espécies (Tabela 1). Os laboratórios receberam os lotes de sementes com oito repetições contendo 25 sementes cada, totalizando 200 sementes. Outros dois laboratórios receberam 400 sementes, distribuídas em 16 repetições de 25 unidades, o que de acordo *International Seed Testing Association* (ISTA, 2007) representa a melhor composição para estimativa de lotes.

Uma das exigências estatísticas para validar a metodologia é a análise de variância (ANOVA) com efeito significativo para lotes ($P < 0,01$), entretanto, esses mesmos efeitos não podem ocorrer com relação à interação laboratório/lote e para efeito de laboratório.

Após análise estatística, a metodologia de germinação foi validada para as 25 espécies florestais brasileiras, utilizando-se apenas o critério de plântulas normais para avaliar a qualidade dos lotes. Comprovou-se que os lotes eram diferentes, podendo classificá-los em baixa, intermediária e alta qualidade. Os laboratórios também reconheceram na mesma proporção as diferenças entre os lotes.

Os mesmos laboratórios também registraram dados de plântulas anormais e sementes mortas baseando-se nas Regras de Análise de Sementes (BRASIL, 2009), muito embora estes dados não tenham sido submetidos aos testes de normalidade dos

resíduos, homogeneidade e análise de variância, quer se trate da utilização da escala original ou transformada.

Na análise da normalidade e homogeneidade, os dados das 25 espécies foram submetidos à transformação angular utilizando a expressão ($\arcseno\sqrt{x/100}$), onde x é o percentual de plântulas anormais ou de sementes mortas. Após a realização dos testes de normalidade conforme o teste de Kolmogorov-Smirnov e homogeneidade, Levene, ambos a 0,01 de significância, seguiu-se a análise de variância tradicional para os dados originais de plântulas anormais e sementes mortas das espécies que atenderam ambas as pressuposições. Quando uma das pressuposições não foi atendida a análise de variância foi executada com os dados transformados.

Por fim, os efeitos principais de lotes e laboratórios e a interação apresentaram significância quando $P < 0,01$. As comparações múltiplas entre laboratório foram realizadas pelo teste de Scott Knot e para lotes, teste de Tukey, ambos a 0,05 de significância.

TABELA 1. Condições das sementes e informações sobre os substratos, temperaturas, leituras, procedimentos de assepsia e superação da dormência para 25 espécies florestais brasileiras.

Espécie (família)	Dormência tegumentar		Substrato	Temperatura (°C)	Leituras (dias)	Informações sobre assepsia ^{3,4} e superação da dormência
	Presente	Ausente				
<i>Acacia polyphylla</i> (Fabaceae)		x	RP ¹	25	7 e 14	Solução de detergente
<i>Astronium fraxinifolium</i> (Anacardiaceae)		x	RP; SP ²	25	7 e 10	Solução de detergente
<i>Cariniana estrellensis</i> (Lecythidaceae)		x	RP	25	15, 30 e 45	Solução de NaClO a 0,025%, por 2 minutos
<i>Cedrela fissilis</i> (Meliaceae)		x	RP	25	14 e 21	Solução de detergente, seguida da solução de NaClO a 0,025%, por 1 minuto
<i>Cedrela odorata</i> (Meliaceae)		x	RP	25	14, 21 e 28	Solução de NaClO a 0,025%, por 1 minuto
<i>Ceiba speciosa</i> (Malvaceae)		x	RP	25	7 e 10	Solução de NaClO a 0,025%, por 1 minuto
<i>Citharexylum myrianthum</i> (Verbenaceae)		x	RP	25	21 e 35	Solução de detergente, seguida da solução de NaClO a 0,25%, por 5 minutos
<i>Cybistax antisiphilitica</i> (Bignoniaceae)		x	RP	25	14 e 35	Solução de detergente
<i>Enterolobium contortisiliquum</i> (Fabaceae)	x		RP	25	7 e 14	Escarificação com lixa para ferro nº 50, na extremidade oposta à micrópila da semente sem atingir os cotilédones
<i>Guazuma ulmifolia</i> (Malvaceae)	x		SP	25	7, 14 e 21	Solução de detergente; tratamento térmico a 70°C, tirar a fonte de calor e deixar na mesma água à temperatura ambiente por 1 hora e lavar as sementes em água corrente para a remoção da mucilagem
<i>Handroanthus chrysotricha</i> (Bignoniaceae)		x	RP	25	7 e 14	Solução de detergente
<i>Handroanthus roseo-albus</i> (Bignoniaceae)		x	RP	25	10 e 17	Solução de detergente

... continua...

“TABELA 1, cont.”

<i>Jacaranda cuspidifolia</i> (Bignoniaceae)		x	RP	25	21 e 28	Solução de detergente
<i>Jacaranda micrantha</i> (Bignoniaceae)		x	RP	25	21, 28 e 42	Solução de detergente
<i>Lafoensia pacari</i> (Lythraceae)		x	RP	25	14 e 21	Solução de detergente
<i>Ormosia arborea</i> (Fabaceae)	x		RP	25	21 e 28	Solução de NaClO a 0,05%, por 5 minutos; escarificação com lixa d'água 150, na lateral vermelha da porção superior da semente; solução de detergente; embebição por 24 horas
<i>Mimosa caesalpinifolia</i> (Fabaceae)	x		RP	25	5 e 10	Solução de detergente; desponte com cortador de unhas, na lateral da porção superior da semente
<i>Parapiptadenia rígida</i> (Fabaceae)		x	RP	25	7 e 14	Solução de detergente
<i>Parkia pendula</i> (Fabaceae)	x		RP	25; 30	7 e 14	Solução de NaClO a 0,05%, por 2 minutos; desponte com cortador de unhas, na lateral da porção superior da semente; solução de NaClO a 0,05%, por 2 minutos
<i>Peltophorum dubium</i> (Fabaceae)	x		RP	25	7 e 14	Solução de detergente; desponte com cortador de unhas, na extremidade oposta à micrópila da semente
<i>Plathymenia reticulata</i> (Fabaceae)	x		RP	25	10 e 16	Solução de NaClO a 0,5%, por 2 minutos; desponte com cortador de unhas, na lateral da porção superior da semente; solução de NaClO a 0,025%, por 2 minutos
<i>Pseudobambax tomentosum</i> (Malvaceae)		x	RP	25	10 e 17	Solução de NaClO a 0,025%, por 1 minuto
<i>Pterogyne nitens</i> (Fabaceae)	x		RP	25	7 e 14	Solução de NaClO a 0,025%, por 2 minutos; desponte com cortador de unhas, na lateral da porção superior da semente; solução de detergente
<i>Schizolobium parahyba</i> var. <i>amazonicum</i> (Fabaceae)	x		RP	25; 30	7 e 10	Solução de NaClO a 0,025%, por 2 minutos; escarificação com lixa para ferro nº 50, na extremidade oposta à micrópila da semente sem atingir os cotilédones; solução de detergente; embebição por 24 horas
<i>Senna macranthera</i> (Fabaceae)	x		RP	25	7 e 14	Solução de NaClO a 0,025%, por 2 minutos; desponte com cortador de unhas, na lateral da porção superior da semente; solução de NaClO a 0,025%, por 2 minutos

¹Sementes dispostas em papel de filtro, germitest, na forma de rolo; ²Sementes sob papel mata-borrão em caixa do tipo gerbox; ³Solução de detergente: cinco gotas de detergente neutro para 100 mL de água e imersão das sementes por 5 a 10 minutos; ⁴Soluções de hipoclorito de sódio (NaClO) a 0,025%; 0,05%; 0,125%; 0,25%; 0,5% utilizando o produto comercial, cerca de 2,0% de princípio ativo.

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1 Pressuposições do modelo para plântulas anormais e sementes mortas

As pressuposições do modelo da análise de variância revelaram que variâncias heterogêneas foram mais comuns do que resíduos não normais, tanto para plântulas anormais quanto para sementes mortas. Variâncias heterogêneas para plântulas anormais e sementes mortas, ambas na escala original, corresponderam a 48% e 52% dos casos, respectivamente, e resíduos com distribuição assimétrica, 28% e 24% dos casos, independentemente das sementes apresentarem ou não dormência (Tabela 1).

A aplicação da transformação angular para os casos de violação das pressuposições não seguiu um padrão de atendimento. Das 12 violações de heterogeneidade para plântulas anormais, apenas para duas espécies *J. cuspidifolia* e *P. dubium* a transformação estabilizou as variâncias. Para sementes mortas seu impacto foi maior (Tabela 1). Das 13 violações, variâncias de nove espécies foram estabilizadas (*A. polyphylla*, *A. fraxinifolium*, *P. rigida*, *P. tomentosum*, *M. caesalpiniiifolia*, *P. pendula*, *P. reticulata*, *S. parahyba* var. *amazonicum* e *S. macranthera*).

O entendimento de que a transformação, mesmo quando não necessária, é benéfica à análise estatística, especialmente para a análise de variância, foi derrubada. Plântulas anormais de *S. macranthera* e sementes mortas de *Cedrela fissilis* perderam a condição de variância homogênea com a transformação (Tabela 1). Além disso, plântulas anormais de *G. ulmifolia*, *J. micrantha*, *L. pacari*, *M. caesalpiniiifolia* e *O. arborea*, além de sementes mortas de *C. odorata*, apresentaram aumento da estatística *F* de Levene na escala transformada, o que afastou ainda mais a aceitação do pressuposto de variância homogênea. Em uma última situação, a transformação angular não corrigiu a heterocedasticidade de plântulas anormais de *C. fissilis*, *C. odorata*, *C. speciosa*, *C. antisiphilitica* e *H. chrysotrichus*, assim como de sementes mortas de *H. chrysotrichus*, *J. cuspidifolia* e *E. contortisiliquum*. Porém, estreitou as diferenças entre as variâncias com redução dos valores da estatística *F* de Levene, melhorando a eficiência da análise estatística (Tabela 1).

TABELA 1. Estatísticas e probabilidades associadas ao teste de Levene (F) para os percentuais de plântulas anormais e sementes mortas, ambos na escala original e na escala transformada ($\arccos(\sqrt{x/100})$), para 25 espécies florestais brasileiras.

Espécies (não dormentes)	Estatísticas e probabilidades do teste de Levene ¹			
	Plântulas anormais		Sementes mortas	
	Originais	Transformados	Originais	Transformados
<i>A. polyphylla</i>	1,67 (0,079)	1,52 (0,123)	2,51 (0,005)	2,16 (0,017)
<i>A. fraxinifolium</i>	1,45 (0,149)	1,78 (0,057)	2,34 (0,009)	1,82 (0,049)
<i>C. estrellensis</i>	1,22 (0,273)	1,75 (0,050)	1,74 (0,051)	1,66 (0,067)
<i>C. fissilis</i>	6,36 (0,000)	3,72 (0,000)	1,83 (0,037)	2,39 (0,005)
<i>C. odorata</i>	2,81 (0,000)	2,65 (0,000)	2,04 (0,008)	2,15 (0,005)
<i>C. speciosa</i>	5,11 (0,000)	3,71 (0,000)	1,75 (0,049)	1,69 (0,060)
<i>C. myrianthum</i>	1,28 (0,241)	1,30 (0,231)	1,34 (0,208)	1,24 (0,268)
<i>C. antisiphilitica</i>	3,31 (0,000)	2,49 (0,001)	1,78 (0,027)	1,59 (0,061)
<i>H. chrysotrichus</i>	4,51 (0,000)	3,24 (0,000)	3,52 (0,000)	2,83 (0,000)
<i>H. roseo-albus</i>	2,12 (0,020)	1,32 (0,214)	1,52 (0,125)	1,18 (0,313)
<i>J. cuspidifolia</i>	2,80 (0,001)	2,16 (0,011)	3,24 (0,000)	2,80 (0,001)
<i>J. micrantha</i>	3,47 (0,000)	4,04 (0,000)	1,34 (0,208)	1,44 (0,156)
<i>L. pacari</i>	2,34 (0,009)	2,55 (0,005)	1,87 (0,042)	1,46 (0,146)
<i>P. rigida</i>	1,16 (0,331)	0,95 (0,522)	3,17 (0,001)	1,26 (0,252)
<i>P. tomentosum</i>	1,52 (0,106)	1,78 (0,430)	2,58 (0,002)	1,28 (0,225)
Espécies (dormentes)	Plântulas anormais		Sementes mortas	
<i>O. arborea</i>	2,38 (0,008)	2,51 (0,005)	1,78 (0,056)	1,52 (0,122)
<i>E. contortisiliquum</i>	1,86 (0,011)	1,60 (0,043)	3,39 (0,000)	2,16 (0,002)
<i>G. ulmifolia</i>	2,37 (0,010)	2,44 (0,008)	1,76 (0,064)	1,98 (0,033)
<i>M. caesalpiniifolia</i>	2,49 (0,002)	3,33 (0,000)	2,09 (0,010)	1,99 (0,015)
<i>P. pendula</i>	1,89 (0,040)	1,82 (0,049)	3,41 (0,000)	1,86 (0,044)
<i>P. dubium</i>	2,70 (0,001)	2,00 (0,014)	1,54 (0,086)	1,46 (0,117)
<i>P. reticulata</i>	1,28 (0,239)	1,82 (0,050)	2,49 (0,006)	1,85 (0,045)
<i>P. nitens</i>	0,94 (0,533)	0,83 (0,649)	1,59 (0,101)	1,23 (0,277)
<i>S. parahyba</i> var. <i>amazonicum</i>	1,46 (0,129)	1,19 (0,291)	3,48 (0,000)	1,68 (0,063)
<i>S. macranthera</i>	1,46 (0,115)	2,28 (0,005)	2,30 (0,004)	1,91 (0,020)

¹Valores em negrito indicam variâncias heterogêneas pelo teste de F de Levene a 0,01 de significância.

A falta de normalidade dos resíduos detectada pelo teste de Komolgorov-Smirnov (KS) na escala original ocorrida para plântulas anormais de sete espécies (*A. polyphylla*, *C. fissilis*, *H. roseo-albus*, *J. cuspidifolia*, *L. pacari*, *E. contortisiliquum* e *P. dubium*) e para sementes mortas de seis espécies (*A. polyphylla*, *H. roseo-albus*, *L. pacari*, *P. tomentosum*, *E. contortisiliquum* e *S. parahyba* var. *amazonicum*) não foi

corrigida com a transformação apenas para plântulas anormais de *A. polyphylla* e *C. fissilis*.

As sementes mortas de *E. contortisiliquum* e *H. roseo-albus* continuaram com distribuições assimétricas dos resíduos após a transformação (Tabela 2). A prova de que a transformação é por vezes prejudicial à análise pôde ser comprovada pela perda da normalidade de resíduos de plântulas anormais de *P. pendula*, somada ao aumento da estatística KS para plântulas anormais de *A. polyphylla* distanciando a distribuição da normal.

TABELA 2. Estatísticas e probabilidades associadas ao teste de Kolmogorov-Smirnov para os percentuais de plântulas anormais e sementes mortas, ambos na escala original e na escala transformada ($\arcsen\sqrt{x/100}$), para 25 espécies florestais brasileiras.

Espécies (não dormentes)	Estatísticas e probabilidades pelo teste de Kolmogorov-Smirnov ¹			
	Plântulas anormais		Sementes mortas	
	Originais	Transformados	Originais	Transformados
<i>A. polyphylla</i>	0,12 (0,007)	0,18 (0,000)	0,12 (0,009)	0,07 (0,200)
<i>A. fraxinifolium</i>	0,10 (0,089)	0,07 (0,200)	0,08 (0,200)	0,08 (0,200)
<i>C. estrellensis</i>	0,08 (0,200)	0,09 (0,097)	0,08 (0,200)	0,08 (0,200)
<i>C. fissilis</i>	0,22 (0,000)	0,14 (0,000)	0,10 (0,031)	0,09 (0,071)
<i>C. odorata</i>	0,07 (0,200)	0,07 (0,200)	0,06 (0,200)	0,05 (0,200)
<i>C. speciosa</i>	0,06 (0,200)	0,08 (0,194)	0,08 (0,200)	0,07 (0,200)
<i>C. myrianthum</i>	0,09 (0,200)	0,09 (0,200)	0,08 (0,200)	0,09 (0,200)
<i>C. antisiphilitica</i>	0,09 (0,026)	0,07 (0,167)	0,09 (0,021)	0,08 (0,067)
<i>H. chrysotrichus</i>	0,10 (0,012)	0,06 (0,200)	0,08 (0,090)	0,05 (0,200)
<i>H. roseo-albus</i>	0,14 (0,001)	0,11 (0,022)	0,14 (0,001)	0,13 (0,005)
<i>J. cuspidifolia</i>	0,14 (0,000)	0,09 (0,088)	0,10 (0,037)	0,09 (0,181)
<i>J. micrantha</i>	0,09 (0,200)	0,07 (0,200)	0,11 (0,028)	0,10 (0,086)
<i>L. pacari</i>	0,12 (0,010)	0,12 (0,014)	0,14 (0,002)	0,10 (0,057)
<i>P. rigida</i>	0,08 (0,200)	0,08 (0,200)	0,12 (0,020)	0,09 (0,200)
<i>P. tomentosum</i>	0,07 (0,200)	0,09 (0,163)	0,12 (0,002)	0,08 (0,200)
Espécies (dormentes)	Plântulas anormais		Sementes mortas	
<i>O. arborea</i>	0,06 (0,200)	0,07 (0,200)	0,08 (0,200)	0,09 (0,200)
<i>E. contortisiliquum</i>	0,10 (0,005)	0,06 (0,200)	0,12 (0,000)	0,09 (0,007)
<i>G. ulmifolia</i>	0,10 (0,083)	0,10 (0,175)	0,09 (0,200)	0,10 (0,079)
<i>M. caesalpiniifolia</i>	0,08 (0,200)	0,09 (0,054)	0,10 (0,015)	0,06 (0,200)
<i>P. pendula</i>	0,09 (0,200)	0,13 (0,003)	0,10 (0,050)	0,08 (0,200)
<i>P. dubium</i>	0,12 (0,001)	0,07 (0,200)	0,06 (0,200)	0,06 (0,200)
<i>P. reticulata</i>	0,11 (0,028)	0,11 (0,021)	0,12 (0,011)	0,08 (0,200)
<i>P. nitens</i>	0,11 (0,026)	0,08 (0,200)	0,10 (0,175)	0,11 (0,046)
<i>S. parahyba</i> var. <i>amazonicum</i>	0,08 (0,200)	0,08 (0,200)	0,12 (0,005)	0,09 (0,194)
<i>S. macranthera</i>	0,09 (0,076)	0,06 (0,200)	0,09 (0,037)	0,09 (0,078)

¹Valores em negrito indicam resíduos com distribuição não normal pelo teste de Komolgorov-Smirnov a 0,01 de significância.

3.2 Análise de variância para plântulas anormais e sementes mortas

A análise de variância para 19 das 25 espécies indicou efeito não significativo da interação laboratório e lote e, como consequência, as diferenças nos percentuais de plântulas anormais de lotes de qualidade alta, intermediária e baixa foram proporcionais entre os laboratórios, assim como os percentuais obtidos pelos laboratórios não foram dependentes da qualidade do lote (Tabela 3).

Para 16 das 19 dessas espécies que apresentaram interação não significativa entre laboratórios e lote (*A. polyphylla*, *C. odorata*, *C. speciosa*, *C. myrianthum*, *C. antisiphilitica*, *G. ulmifolia*, *H. chrysotrichus*, *H. roseo-albus*, *J. cuspidifolia*, *J. micrantha*, *L. pacari*, *M. caesalpiniifolia*, *P. reticulata*, *P. tomentosum*, *P. nitens* e *S. macranthera*), o efeito de laboratório foi significativo. Esse resultado foi uma referência de que os laboratórios divergiram em relação aos percentuais de plântulas anormais (Tabela 3).

Na comparação entre laboratórios, independente da qualidade dos lotes, as diferenças entre o maior e menor percentual de plântulas anormais foram menores que 15% para todas as 16 espécies com interação não significativa e efeito significativo para laboratório (Tabela 4). As maiores amplitudes entre laboratórios ocorreram para *C. speciosa* e *P. tomentosum* com 12,7 e 14,2%, respectivamente; espécies nas quais foram registrados os maiores percentuais médios de anormalidade ultrapassando 16%. O percentual de anormalidades de *H. chrysotrichus* de 0,5% representou o menor valor e o maior 24,2%, ocorreu para *P. tomentosum*. Para *Astronium fraxinifolium*, *Cedrela fissilis* e *Parapiptadenia rigida* o efeito de laboratório, além da interação, não foram significativos.

TABELA 3. Resumo da análise de variância (ANAVA) para plântulas anormais de 25 espécies florestais de um delineamento inteiramente casualizado, com dois fatores e interação.

Fontes de variação ¹	<i>Acacia polyphylla</i>				<i>Astronium fraxinifolium</i>				<i>Cariniana estrellensis</i>			
	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>
Laboratório	5	37,99	4,84	0,001	5	28,46	2,98	0,019	6	31,86	3,08	0,011
Lote	2	20,04	2,55	0,087	2	64,39	6,74	0,002	2	64,02	6,19	0,004
Laboratório*Lote	10	20,70	2,64	0,011	10	13,12	1,37	0,217	12	41,30	3,99	<0,001
Resíduo	54	7,85			54	9,55			61	10,35		
Fontes de variação	<i>Cedrela fissilis</i>				<i>Cedrela odorata</i>				<i>Ceiba speciosa</i>			
	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>
Laboratório	6	120,33	2,90	0,015	8	162,94	9,86	<0,001	6	261,67	8,79	<0,001
Lote	2	523,10	12,61	<0,001	2	330,39	19,80	<0,001	2	409,74	13,76	<0,001
Laboratório*Lote	12	53,26	1,28	0,251	16	29,45	1,78	0,048	12	22,57	0,76	0,690
Resíduo	63	41,49			81	16,53			63	29,77		
Fontes de variação	<i>Citharexylum myrianthum</i>				<i>Cybistax antisyphilitica</i>				<i>Enterolobium contortisiliquum</i>			
	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>
Laboratório	5	25,89	3,79	0,005	8	74,78	2,83	0,008	10	37,59	1,60	0,117
Lote	2	15,47	2,27	0,114	2	292,85	11,07	<0,001	2	1004,71	42,91	<0,001
Laboratório*Lote	10	10,73	1,57	0,141	16	29,86	1,13	0,344	20	54,53	2,33	0,003
Resíduo	53	6,82			79	26,44			95	23,41		
Fontes de variação	<i>Guazuma ulmifolia</i>				<i>Handroanthus chrysotrichus</i>				<i>Handroanthus roseo-albus</i>			
	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>
Laboratório	5	44,97	6,45	<0,001	7	178,51	7,90	<0,001	5	115,21	5,51	<0,001
Lote	2	0,47	0,07	0,935	2	391,92	17,35	<0,001	2	55,27	2,64	0,080
Laboratório*Lote	10	13,70	1,96	0,059	14	34,26	1,52	0,128	10	10,81	0,52	0,870
Resíduo	48	6,97			70	22,59			53	20,90		

¹*gl*: grau de liberdade; *QM*: quadrado médio; *F*: estatística de Snedecor; valores em negrito indicam que os efeitos principais e/ou a interação foram significativas ($P<0,01$); *valor-p*: valor de probabilidade ou nível descritivo.

“... continua...”

“TABELA 3, cont.”

Fontes de variação ¹	<i>Jacaranda cuspidifolia</i>				<i>Jacaranda micrantha</i>				<i>Lafoensia pacari</i>			
	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>
Laboratório	6	149,70	5,40	<0,001	5	91,20	5,46	<0,001	5	191,73	10,43	<0,001
Lote	2	63,26	2,28	0,110	2	47,39	2,84	0,068	2	381,29	20,73	<0,001
Laboratório*Lote	12	20,55	0,741	0,706	10	27,04	1,62	0,127	10	31,92	1,74	0,096
Resíduo	63	27,72			52	16,69			54	18,39		
Fontes de variação	<i>Mimosa caesalpiniiifolia</i>				<i>Ormosia arborea</i>				<i>Parapiptadenia rigida</i>			
	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>
Laboratório	7	68,01	4,52	<0,001	5	76,01	3,95	0,004	5	45,81	2,92	0,021
Lote	2	879,60	58,40	<0,001	2	121,51	6,31	0,003	2	428,18	27,34	<0,001
Laboratório*Lote	14	22,04	1,46	0,149	10	84,88	4,41	<0,001	10	35,91	2,29	0,025
Resíduo	68	15,062			54	19,25			54	15,66		
Fontes de variação	<i>Parkia pendula</i>				<i>Peltophorum dubium</i>				<i>Platymenia reticulata</i>			
	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>
Laboratório	5	224,68	29,72	<0,001	7	707,71	36,98	<0,001	5	159,41	12,29	<0,001
Lote	2	537,74	71,14	<0,001	2	744,61	38,91	<0,001	2	91,72	7,07	0,002
Laboratório*Lote	10	34,45	4,56	<0,001	14	61,83	3,23	0,001	10	22,52	1,74	0,096
Resíduo	54	7,56			70	19,14			54	12,97		
Fontes de variação	<i>Pseudobombax tomentosum</i>				<i>Pterogyne nitens</i>				<i>Schizolobium parahyba</i> var. <i>amazonicum</i>			
	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>
Laboratório	6	343,05	13,07	<0,001	5	192,52	8,996	<0,001	6	32,58	4,311	0,001
Lote	2	2160,75	82,35	<0,001	2	251,05	11,73	<0,001	2	204,91	27,12	<0,001
Laboratório*Lote	12	62,21	2,37	0,014	10	17,91	0,837	0,596	12	22,14	2,93	0,003
Resíduo	63	26,24			53	21,40			60	7,56		
Fontes de variação	<i>Senna macranthera</i>											
	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>								
Laboratório	7	136,80	7,03	<0,001								
Lote	2	41,34	2,12	0,127								
Laboratório*Lote	14	29,87	1,53	0,121								
Resíduo	72	19,47										

¹*gl*: grau de liberdade; *QM*: quadrado médio; *F*: estatística de Snedecor; valores em negrito indicam que os efeitos principais e/ou a interação foram significativas ($P < 0,01$); *valor-p*: valor de probabilidade ou nível descritivo.

TABELA 4. Percentuais médios de plântulas anormais (%) por laboratório para 19 espécies florestais brasileiras com interação não significativa.

Espécies ¹	Número de laboratórios									Amplitude
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	
<i>A. polyphylla</i>	3,4 a	4,7 b	1,8 a	6,5 b	-	6,3 b	5,0 b	-	-	4,7
<i>A. fraxinifolium</i>	7,2 a	6,2 a	-	-	-	5,2 a	6,0 a	9,1 a	7,5 a	3,9
<i>C. fissilis</i>	4,7 a	9,0 a	-	7,2 a	-	6,2 a	12,8 a	8,5 a	4,5 a	8,3
<i>C. odorata</i> ²	2,7 a	11,2 c	6,0 b	8,0 b	3,8 a	4,0 a	3,8 a	4,1 a	3,7 a	8,5
<i>C. speciosa</i> ²	6,5 a	-	-	16,9 c	9,0 a	19,2 c	9,5 b	12,0 b	16,2 c	12,7
<i>C. myrianthum</i>	8,6 b	7,3 b	8,3 b	8,3 b	-	7,0 b	-	-	4,9 a	3,7
<i>C. antisiphilitica</i> ²	5,7 b	3,0 a	3,7 b	2,2 a	5,3 b	1,5 a	4,2 b	3,2 a	3,5 b	4,2
<i>G. ulmifolia</i>	-	-	7,2 b	1,4 a	-	6,0 b	3,6 a	5,2 b	4,7 b	5,8
<i>H. chrysotrichus</i> ²	4,7 b	3,7 b	0,5 a	5,3 b	2,5 a	-	4,0 b	3,8 b	6,3 b	5,8
<i>H. roseo-albus</i> ²	6,3 a	-	4,8 a	-	-	11,8 b	5,5 a	10,3 b	6,5 a	7,0
<i>J. cuspidifolia</i> ²	2,8 a	3,7 b	4,7 b	3,6b	1,3 a	-	7,3 c	-	1,8 a	6,0
<i>J. micrantha</i>	9,4 b	6,4 a	-	8,8 b	3,8 a	11,3 b	-	-	4,8 a	7,5
<i>L. pacari</i>	15,8 c	4,4 a	-	12,3 c	13,0 c	-	11,6 c	-	8,3 b	11,4
<i>M. caesalpiniifolia</i>	9,9 b	9,2 b	11,7 c	5,7 a	-	11,5 c	10,1 b	14,3 c	10,4 b	8,6
<i>P. rigida</i>	-	8,0 a	-	-	14,5 a	10,5 a	6,0 a	6,5 a	10,0 a	8,5
<i>P. reticulata</i>	8,2 b	9,3 b	4,8 a	5,0 a	-	-	-	13,6 c	4,0 a	5,3
<i>P. tomentosum</i>	10,0 a	19,3 b	17,8 b	23,3 c	24,2 c	13,2 a	-	-	13,7 a	14,2
<i>P. nitens</i>	-	4,7 a	-	15,3 c	15,7 c	12,2 b	10,0 b	-	11,2 b	11,1
<i>S. macranthera</i>	8,3 a	12,8 b	8,5 a	9,9 a	6,0 a	16,8 c	10,3 a	-	8,0 a	10,8

¹ Valores com letras minúsculas na linha diferem entre si pelo Teste de Scott Knot a 0,05 de significância; ² Dados transformados segundo $\arcseno\sqrt{x/100}$.

Das 19 espécies com interação não significativa para plântulas anormais, 12 apresentaram efeito significativo de lotes (Tabela 3). Contudo, para algumas espécies esse efeito foi detectado para diferenças muito pequenas, inferiores a 5% de plântulas anormais, como observado em *A. fraxinifolium*, *C. odorata*, *C. antisiphilitica*, *H. chrysotrichus* e *P. reticulata*. Em contrapartida, diferença entre lotes de 17,4% para *P. tomentosum* justificaram a significância registrada. O registro de lotes com alta, intermediária e baixa qualidade foi encontrado apenas para *M. caesalpiniifolia*, *P. rígida* e *P. tomentosum*, sendo essa responsável pela maior quantidade de anormalidades (25,5%) entre as espécies (Tabela 5).

TABELA 5. Percentuais médios de plântulas anormais (%) oriundas de três lotes de sementes de qualidades distintas de 19 espécies florestais brasileiras.

Espécies ¹	Lotes ³			Amplitude
	A	I	B	
<i>A. polyphylla</i>	5,6 a	3,8 a	4,4 a	1,8
<i>A. fraxinifolium</i>	5,1 a	7,3 b	8,2 b	3,1
<i>C. fissilis</i> ²	3,8 a	8,1 b	10,8 b	7,0
<i>C. odorata</i> ²	3,1 a	6,7 b	6,1 b	3,6
<i>C. speciosa</i> ²	9,9 a	10,1 a	18,2 b	8,3
<i>C. myrianthum</i>	7,9 a	6,6 a	7,7 a	1,3
<i>C. antisiphilitica</i> ²	3,0 a	2,3 a	5,4 b	3,1
<i>G. ulmifolia</i>	4,8 a	4,8 a	4,5 a	0,3
<i>H. chrysotrichus</i> ²	2,8 a	2,2 a	6,6 b	4,4
<i>H. roseo albus</i> ²	6,3 a	8,8 a	7,7 a	2,5
<i>J. cuspidifolia</i> ²	4,9 a	3,4 a	2,5 a	2,4
<i>J. micrantha</i>	8,0 a	6,0 a	8,4 a	2,4
<i>L. pacari</i>	8,0 a	9,3 a	15,5 b	7,5
<i>M. caesalpiniiifolia</i>	5,2 a	9,7 b	16,1 c	10,9
<i>P. rigida</i>	3,2 a	9,3 b	11,6 c	8,4
<i>P. reticulata</i>	5,8 a	7,0 a	9,6 b	3,8
<i>P. tomentosum</i>	8,1 a	18,5 b	25,5 c	17,4
<i>P. nitens</i>	7,8 a	13,9 b	12,9 b	6,1
<i>S. macranthera</i>	11,0 a	10,0 a	9,0 a	2,0

¹ Médias seguidas por letras distintas na linha diferem entre si pelo Teste de Tukey a 0,05 de significância; ² Dados transformados segundo $\arcseno\sqrt{x/100}$; ³ A: alta; I: intermediária e B: baixa qualidade dos lotes.

A interação significativa para *C. estrellensis*, *E. contortisiliquum*, *O. arborea*, *P. pendula*, *P. dubium* e *S. parahyba* var. *amazonicum* indicou a dependência dos laboratórios em relação a qualidade dos lotes. Para *C. estrellensis*, *E. contortisiliquum*, *O. arborea* e *S. parahyba* var. *amazonicum*, os laboratórios identificaram baixos percentuais de anormalidades e na mesma proporção no lote de alta qualidade, o mesmo não ocorreu para os outros lotes. Estas espécies apresentaram somente dois lotes de qualidade distinta, exceto para *E. contortisiliquum* em que um laboratório conseguiu diferenciar os lotes em alta, intermediária e baixa qualidade (Tabela 6).

Em *P. pendula* e *P. dubium*, os laboratórios registraram divergências nos percentuais de plântulas anormais com valores de 0,0% a 18,8% e 0,5% a 31,0 % respectivamente. Também não foi possível distinguir a qualidade dos lotes, além de ocorrer igualdade entre eles para todas as espécies (Tabela 6).

TABELA 6. Médias dos efeitos principais e interação para plântulas anormais (%) de seis espécies florestais brasileiras¹.

<i>C. estrellensis</i>				<i>E. contortisiliquum</i> ²				<i>O. arborea</i>			
Laboratórios	Lotes (qualidade) ³			Laboratórios	Lotes (qualidade)			Laboratórios	Lotes (qualidade)		
	A	I	B		A	I	B		A	I	B
1	3,3 Aa	5,0 Aa	5,0 Aa	1	4,5 Aa	3,0 Ba	9,5 Ab	4	8,0 Aa	10,0 Aa	13,0 Ba
2	9,0 Ab	13,3 Bb	3,5 Aa	2	7,0 Aa	5,3 Ba	8,0 Aa	5	7,0 Aa	16,5 Bb	6,0 Aa
3	3,0 Aa	5,0 Aa	11,5 Bb	3	8,7 Ab	0,0 Aa	9,0 Ab	6	12,5 Aa	9,5 Aa	16,0 Ba
4	6,0 Aa	8,0 Aa	8,5 Ba	4	11,0 Ab	1,5 Aa	22,0 Bc	7	5,0 Aa	6,5 Aa	19,0 Bb
6	7,0 Aa	13,0 Bb	3,5 Aa	5	5,0 Aa	3,5 Ba	7,0 Aa	8	5,0 Aa	10,8 Ab	14,5 Ab
7	6,7 Aa	11,0 Bb	12,0 Bb	6	4,3 Aa	4,3 Ba	9,8 Aa	9	7,0 Aa	5,0 Aa	3,0 Aa
9	8,0 Aa	9,0 Aa	6,5 Aa	7	8,0 Ab	3,3 Ba	12,5 Bb				
				8	5,0 Aa	4,5 Ba	8,0 Aa				
				9	6,5 Aa	2,7 Ba	14,5 Bb				
				10	4,3 Aa	3,3 Ba	4,0 Aa				
				11	5,5 Aa	3,0 Ba	11,0 Ab				

<i>P. dubium</i> ²				<i>P. pendula</i>				<i>S. parahyba</i> var. <i>amazonicum</i>			
Laboratórios	Lotes (qualidade)			Laboratórios	Lotes (qualidade)			Laboratórios	Lotes (qualidade)		
	A	I	B		A	I	B		A	I	B
1	3,5 Ab	1,5 Aa	0,5 Aa	1	1,5 Aa	6,0 Ab	0,0 Aa	1	0,5 Aa	0,5 Aa	3,5 Aa
2	10,0 Ba	11,0 Ba	9,5 Ba	4	13,0 Bb	18,8 Cc	0,8 Aa	4	1,0 Aa	10,0 Bb	7,0 Ab
3	16,5 Cb	27,5 Dc	7,5 Ba	5	3,0 Aa	5,0 Aa	3,0 Aa	5	1,5 Aa	4,0 Aa	13,5 Bb
4	10,5 Bb	12,0 Cb	4,5 Aa	9	12,0 Bb	17,0 Cc	6,0 Ba	6	1,0 Aa	2,5 Aa	5,5 Aa
5	22,5 Cb	25,0 Db	11,5 Ca	10	12,3 Bb	17,5 Cc	8,3 Ba	7	0,5 Aa	4,5 Ab	6,0 Ab
6	25,0 Cb	31,0 Db	9,0 Ba	11	5,0 Aa	13,0 Bb	2,5 Aa	8	1,8 Aa	6,5 Bb	5,5 Ab
7	22,0 Cb	27,5 Db	7,5 Ba					9	1,3 Aa	4,5 Aa	4,5 Aa
9	3,0 Aa	4,5 Ba	4,0 Aa								

¹ Médias com letras distintas, maiúsculas na coluna e minúsculas na linha, diferem entre si pelos testes de Scott-Knott e Tukey, respectivamente a 0,05 de significância;² Dados transformados por $\arcseno\sqrt{x/100}$, em que x é o percentual de plântulas anormais; ³ A: alta, I: intermediária e B: baixa qualidade dos lotes.

Na análise de variância para sementes mortas, 19 das 25 espécies não apresentaram interação entre os efeitos principais (laboratório e lote). Entre essas sem interação não significativa, o efeito de lote foi significativo para todas, além do efeito de laboratório positivo para *A. polyphylla*, *C. odorata*, *H. roseo-albus*, *J. cuspidifolia*, *J. micrantha*, *M. caesalpiniifolia*, *P. tomentosum*, *S. parahyba* var. *amazonicum* e *S. macranthera*, totalizando nove espécies (Tabela 7). Entre as com efeito significativo para laboratório, os percentuais de sementes mortas ficaram abaixo de 50%, exceto para *J. micrantha* que ultrapassou esse limite com 58,2% de mortalidade (Tabela 8).

As amplitudes entre os maiores e menores percentuais médios aconteceram em intensidade variada nos laboratórios, entre 4,0% e 17,7 % com ênfase para *M. caesalpiniifolia* (13,5%) e *S. macranthera* (17,3%), representando os maiores percentuais entre as espécies com efeito de laboratório positivo (Tabela 8).

O efeito de lote foi significativo para todas as 19 espécies atestando que sementes oriundas de lotes com qualidades diferentes tendem a apresentar respostas variadas. Nessas espécies foi possível identificar o lote de alta, intermediária e baixa qualidade, exceto em *C. estrellensis* que foram encontrados apenas dois lotes diferentes (Tabela 9).

O percentual de mortalidade no lote de alta qualidade das espécies variou entre 0,8% para *S. parahyba* var. *amazonicum* e 44,4% para *C. myrianthum*; e no lote de baixa qualidade o destaque foi *H. chrysotrichus* com mais de 90% de mortalidade das sementes. As amplitudes entre os percentuais médios de sementes mortas dos lotes atingiram 74,4% em *C. antisiphilitica*, porém a maioria ficou entre 22,6 e 70% de mortalidade (Tabela 9).

TABELA 7. Resumo da análise de variância (ANAVA) de um delineamento inteiramente casualizado, com dois fatores e interação para sementes mortas de 25 espécies florestais brasileiras.

Fontes de variação ¹	<i>Acacia polyphylla</i>				<i>Astronium fraxinifolium</i>				<i>Cariniana estrellensis</i>			
	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>
Laboratório	5	89,48	4,03	0,004	5	25,84	1,48	0,212	6	62,03	1,12	0,358
Lote	2	6342,48	285,77	<0,001	2	4898,98	280,68	<0,001	2	6463,16	117,24	<0,001
Laboratório*Lote	10	9,19	0,414	0,934	10	14,28	0,82	0,613	12	63,38	1,15	0,339
Resíduo	54	22,19			54	17,45			61	55,13		
Fontes de variação	<i>Cedrela fissilis</i>				<i>Cedrela odorata</i>				<i>Ceiba speciosa</i>			
	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>
Laboratório	5	101,49	1,47	0,202	8	103,37	3,43	0,002	6	146,72	2,23	0,052
Lote	2	15205,65	220,45	<0,001	2	12586,29	417,74	<0,001	2	12453,89	189,02	<0,001
Laboratório*Lote	10	136,02	1,97	0,042	16	35,12	1,17	0,313	12	26,84	0,407	0,956
Resíduo	63	68,98			81	30,13			63	65,88		
Fontes de variação	<i>Citharexylum myrianthum</i>				<i>Cybistax antisiphilitica</i>				<i>Enterolobium contortisiliquum</i>			
	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>
Laboratório	5	88,36	2,20	0,068	8	87,68	2,66	0,012	10	302,21	14,06	<0,001
Lote	2	7022,64	174,54	<0,001	2	48689,60	1479,18	<0,001	2	25826,72	1201,96	<0,001
Laboratório*Lote	10	38,12	0,947	0,499	16	63,35	1,92	0,030	20	201,95	9,40	<0,001
Resíduo	53	40,23			79	32,92			95	21,49		

¹*gl*: grau de liberdade; *QM*: quadrado médio; *F*: estatística de Snedecor; valores em negrito indicam que os fatores e/ou a interação foram significativas ($P<0,01$); *valor-p*: valor de probabilidade ou nível descritivo.

“... continua...”

“TABELA 7, cont.”

Fontes de variação	<i>Guazuma ulmifolia</i>				<i>Handroanthus chrysotrichus</i>				<i>Handroanthus roseo-albus</i>			
	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>
Laboratório	5	540,10	24,52	<0,001	7	36,76	1,42	0,212	5	212,08	4,27	0,002
Lote	2	954,61	43,34	<0,001	2	17906,27	689,75	<0,001	2	21213,94	426,79	<0,001
Laboratório*Lote	10	81,35	3,69	0,001	14	53,05	2,04	0,026	10	23,43	0,471	0,901
Resíduo	48	22,02			72	25,96			53	49,71		
Fontes de variação	<i>Jacaranda cuspidifolia</i>				<i>Jacaranda micrantha</i>				<i>Lafoensia pacari</i>			
	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>
Laboratório	6	111,65	6,45	<0,001	5	200,38	3,79	0,005	5	60,62	1,92	0,105
Lote	2	4219,14	243,61	<0,001	2	16597,78	314,13	<0,001	2	12917,35	409,95	<0,001
Laboratório*Lote	12	29,79	1,72	0,083	10	68,21	1,29	0,260	10	41,13	1,30	0,251
Resíduo	63	17,32			52	52,84			54	31,51		
Fontes de variação	<i>Mimosa caesalpinifolia</i>				<i>Ormosia arborea</i>				<i>Parapiptadenia rigida</i>			
	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>
Laboratório	7	169,30	6,79	<0,001	5	344,15	6,85	<0,001	5	14,60	0,426	0,828
Lote	2	13249,71	531,16	<0,001	2	6156,85	122,56	<0,001	2	8179,27	238,66	<0,001
Laboratório*Lote	14	38,85	1,56	0,115	10	192,48	3,83	0,001	10	48,92	1,43	0,194
Resíduo	68	24,94			54	50,24			54	34,27		
Fontes de variação	<i>Parkia pendula</i>				<i>Peltophorum dubium</i>				<i>Platymenia reticulata</i>			
	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>
Laboratório	5	208,54	9,12	<0,001	7	1326,75	46,16	<0,001	5	88,73	3,25	0,012
Lote	2	9329,85	408,06	<0,001	2	6880,18	239,40	<0,001	2	8472,55	310,11	<0,001
Laboratório*Lote	10	100,48	4,39	<0,001	14	167,53	5,83	<0,001	10	38,29	1,40	0,205
Resíduo	54	22,86			70	28,74			54	27,32		

¹*gl*: grau de liberdade; *QM*: quadrado médio; *F*: estatística de Snedecor; valores em negrito indicam que os fatores e/ou a interação foram significativas ($P < 0,01$); *valor-p*: valor de probabilidade ou nível descritivo.

“... continua...”

“TABELA 7, cont.”

Fontes de variação	<i>Pseudobombax tomentosum</i>				<i>Pterogyne nitens</i>				<i>Schizolobium parahyba</i> var. <i>amazonicum</i>			
	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>
Laboratório	6	163,48	7,93	<0,001	5	888,58	22,18	<0,001	6	93,75	4,18	0,001
Lote	2	11872,94	575,84	<0,001	2	2372,59	59,22	<0,001	2	4417,36	196,99	<0,001
Laboratório*Lote	12	30,67	1,49	0,153	10	172,31	4,30	<0,001	12	44,41	1,98	0,042
Resíduo	63	20,62			53	40,06			60	22,42		
Fontes de variação	<i>Senna macranthera</i>											
	<i>gl</i>	<i>QM</i>	<i>F</i>	<i>valor-p</i>								
Laboratório	7	147,29	6,63	<0,001								
Lote	2	3216,80	144,85	<0,001								
Laboratório*Lote	14	34,72	1,56	0,111								
Resíduo	72	22,21										

¹*gl*: grau de liberdade; *QM*: quadrado médio; *F*: estatística de Snedecor; valores em negrito indicam que os fatores e/ou a interação foram significativas ($P < 0,01$); *valor-p*: valor de probabilidade ou nível descritivo.

TABELA 8. Percentuais médios de sementes mortas (%) por laboratório para 19 espécies florestais brasileiras sem interação não significativa.

Espécies ¹	Número de laboratórios									Amplitude
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	
<i>A.polyphylla</i>	-	-	33,3 b	25,2 a	-	29,8 b	33,7 b	28,6 b	32,0 b	8,5
<i>A. fraxinifolium</i> ²	39,0 a	39,0 a	-	36,5 a	33,6 a	42,2 a	-	-	37,2 a	8,6
<i>C. estrellensis</i>	41,7 a	37,7 a	40,0 a	43,0 a	-	40,0 a	43,6 a	-	43,7 a	6,0
<i>C. fissilis</i>	35,3 a	34,3 a	-	28,5 a	-	28,7 a	32,5 a	29,0 a	33,5 a	6,8
<i>C. odorata</i>	28,2 b	23,8 a	26,3 b	21,8 a	30,7 b	24,8 a	28,8 b	26,7 b	23,3 a	7,5
<i>H. roseo albus</i>	45,7 b	-	48,2 b	-	-	39,2 a	41,4 a	39,2 a	37,2 a	11,0
<i>C. speciosa</i>	21,8 a	-	-	30,1 a	33,0 a	34,0 a	39,5 a	32,7 a	37,5 a	17,7
<i>C. antisiphilitica</i>	43,8 a	39,7 a	39,1 a	46,3 a	40,9 a	47,0 a	44,0 a	43,3 a	41,8 a	8,2
<i>C. myrianthum</i>	56,8 a	63,0 a	62,2 a	62,2 a	-	64,8 a	-	-	61,0 a	8,1
<i>H. chrysotrichus</i> ²	53,0 a	54,7 a	54,8 a	52,5 a	57,3 a	-	54,0 a	57,0 a	56,3 a	4,8
<i>H. roseo-albus</i>	45,7a	-	48,17 a	-	-	39,2 a	41,4 a	39,2 a	37,2 a	10,9
<i>J. cuspidifolia</i> ²	2,8 a	3,7 b	4,7 b	3,6 a	1,3 a	-	7,3 b	-	1,8 a	6,0
<i>J. micrantha</i>	50,2 a	58,2 b	-	50,2 a	55,5 a	47,7 a	-	-	57,0 b	10,5
<i>L. pacari</i>	-	26,6 a	21,5 a	22,7 a	24,3 a	-	22,8 a	-	27,0 a	5,5
<i>M. caesalpiniaefolia</i>	26,8 a	24,7 a	24,3 a	33,3 b	-	25,7 a	28,1 b	19,8 a	23,9 a	13,5
<i>P. rigida</i> ²	-	24,8 a	-	-	25,3 a	21,3 a	23,8 a	25,2 a	24,7 a	4,1
<i>P. reticulata</i> ²	27,9 a	35,8 a	30,5 a	31,7 a	-	-	-	29,4 a	22,5 a	13,3
<i>P.tomentosum</i> ²	26,0 c	16,0 a	24,0 b	-	-	24,5 b	17,8 a	17,8 a	21,0 a	10,0
<i>S. macranthera</i> ²	42,3 b	37,2 b	37,5 b	25,0 a	39,7 b	36,0 b	37,7 b	-	29,5 a	17,3
<i>S. parahyba</i> var. <i>amazonicum</i> ²	10,7 a	-	-	6,8 a	14,0 a	16,7 b	16,3 b	13,6 a	15,9 b	9,8

¹ Valores com letras minúsculas na linha diferem entre si pelo Teste de Scott Knot a 0,05 de significância; ² Dados transformados segundo $\arcseno\sqrt{x/100}$.

O efeito da interação entre laboratório e lote significativo indica que os laboratórios detectaram diferenças entre os lotes, porém em proporções diferentes. Os laboratórios registraram conformidade nos percentuais de sementes mortas para *E. contortisiliquum* e *P. pendula* e de forma geral conseguiram separar os lotes em alta, intermediária e baixa qualidade (Tabela 10). *E. contortisiliquum* se destacou pelos altos percentuais de mortalidade no lote de baixa qualidade, entre 71,5% e 80,0%.

Para *G. ulmifolia*, *O. arborea*, *P. dubium* e *P. nitens* os laboratórios não reconheceram os percentuais de mortalidade na mesma proporção como era esperado, uma vez que analisaram os mesmos lotes. Também não foi possível estabelecer com precisão a qualidade dos lotes (Tabela 10).

TABELA 9. Percentuais médios de sementes mortas (%) oriundas de três lotes de sementes de qualidades distintas de 19 espécies florestais brasileiras.

Espécies ¹	Lotes ³			Amplitude
	A	I	B	
<i>A. polyphylla</i> ²	6,7 a	32,9 b	51,8 c	45,1
<i>A. fraxinifolium</i> ²	13,8 a	44,7 b	55,2 c	41,4
<i>C. estrellensis</i>	23,4 a	52,5 b	48,1 b	29,1
<i>C. fissilis</i> ²	8,4 a	31,8 b	55,0 c	46,6
<i>C. odorata</i> ²	6,8 a	26,9 b	44,2 c	37,4
<i>C. speciosa</i> ²	14,0 a	34,9 b	49,1 c	35,1
<i>C. myrianthum</i>	44,4 a	61,9 b	78,6 c	34,2
<i>C. antisiphilitica</i> ²	7,9 a	38,7 b	82,3 c	74,4
<i>H. chrysotrichus</i> ²	22,5 a	50,2 b	92,2 c	69,7
<i>H. roseo-albus</i>	9,7 a	47,3 b	68,4 c	58,7
<i>J. cuspidifolia</i> ²	15,0 a	34,4 b	53,4 c	38,4
<i>J. micrantha</i>	28,0 a	51,0 b	80,3 c	52,3
<i>L. pacari</i>	6,3 a	15,7 b	50,4 c	44,1
<i>M. caesalpinifolia</i>	3,1 a	29,9 b	44,5 c	41,4
<i>P. rígida</i> ²	1,5 a	29,8 b	41,3 c	39,8
<i>P. reticulata</i> ²	3,9 a	31,3 b	53,8 c	49,9
<i>P. tomentosum</i> ²	4,1 a	21,0 b	59,9 c	55,8
<i>S. macranthera</i> ²	19,9 a	34,8 b	52,1 c	32,2
<i>S. parahyba</i> var. <i>amazonicum</i> ²	0,8 a	16,1 b	23,4 c	22,6

¹ Médias seguidas por letras distintas na linha diferem entre si pelo Teste de Tukey a 0,05 de significância; ² Dados transformados segundo $\arccos(\sqrt{x/100})$; ³ A: alta, I: intermediária e B: baixa qualidade dos lotes.

Embora a referência para a validação de metodologias foi o percentual de plântulas normais, os resultados permitem inferir que houve discordância nos valores entre laboratórios e na qualidade dos lotes quando a variável foi plântulas anormais e sementes mortas.

TABELA 10. Médias dos fatores principais e interação para sementes mortas (%) de seis espécies florestais brasileiras¹.

<i>E. contortisiliquum</i> ²				<i>G. ulmifolia</i>				<i>P. nitens</i>			
Laboratórios	Lotes (qualidade) ³			Laboratórios	Lotes (qualidade)			Laboratórios	Lotes (qualidade)		
	A	I	B		A	I	B		A	I	B
1	1,0 A a	45,0 Bb	53,5 Bb	3	2,0 Aa	8,5 Aa	4,0 Aa	2	14,5 Aa	33,0 Cb	51,5 Dc
2	1,3 Aa	55,0 Bb	80,0 Cc	4	11,3 Ba	15,8 Ba	11,5 Ba	4	17,3 Aa	39,5 Cb	49,5 Dc
3	0,5 Aa	44,0 Bb	52,0 Bb	6	13,5 Ba	38,5 Dc	23,5 Cb	7	7,5 Aa	18,5 Ab	17,0 Ab
4	2,0 Aa	34,0 Ab	46,0 Bc	7	11,7 Ba	26,5 Cb	13,0 Ba	9	13,0 Aa	25,5 Bb	29,0 Bb
5	1,5 Aa	47,5 Bb	75,0 Cc	8	6,0 Aa	15,0 Bb	17,3 Cb	10	25,0 Ba	27,33Ba	41,0 Cb
6	2,0 Aa	43,3 Bb	71,5 Cc	9	10,1 Ba	30,0 Cc	18,5 Cb	11	14,5 Aa	17,5 Aa	22,5 Aa
7	1,3 Aa	32,0 Ab	61,0 Bc								
8	0,5 Aa	45,5 Bb	80,0 Cc								
9	0,7 Aa	35,5 Ac	13,5 Ab								
10	2,0 Aa	32,8 Ab	77,3 Cc								
11	0,5 Aa	47,5 Bb	73,5 Cc								
<i>O. arborea</i>				<i>P. pendula</i>				<i>P. dubium</i> ²			
Laboratórios	Lotes (qualidade)			Laboratórios	Lotes (qualidade)			Laboratórios	Lotes (qualidade)		
	A	I	B		A	I	B		A	I	B
4	20,0 Aa	39,0 Bb	59,5 Bc	1	10,5 Aa	47,5 Ab	61,5 Bc	1	40,5 Cb	60,5 Cc	17,0 Ba
5	17,5 Aa	38,0 Bb	55,5 Bc	4	0,5 Aa	37,3 Ab	59,0 Bc	2	38,5 Cb	58,3 Cc	24,5 Ca
6	26,0 Ba	38,0 Bb	56,5 Bc	5	6,5 Aa	42,0 Ab	80,5 Cc	3	28,5 Ba	38,5 Bb	21,5 Ca
7	26,0 Ba	30,0 Aa	63,0 Bb	9	6,5 Aa	30,5 Ab	46,5 Ac	4	34,0 Bb	42,7 Cc	15,0 Ba
8	28,0 Ba	27,3 Aa	35,5 Aa	10	8,25 Aa	45,5 Ab	67,3 Bc	5	20,5 Ab	22,5 Ab	6,5 Aa
9	12,5 Aa	22,0 Aa	49,0 Bb	11	11,5 Aa	38,73 Ab	63,5 Bc	6	19,0 Aa	37,0 Bb	14,0 Ba
								7	12,5 Ab	23,5 Ac	2,0 Aa
								9	31,5 Bb	61,0 Cc	16,0 Ba

¹ Médias com letras maiúsculas na coluna e minúsculas na linha diferem entre si pelo Teste de Scott Knot a 0,05 de significância, ² Dados transformados por $\arcseno\sqrt{x/100}$, em que x é o percentual de sementes mortas. ³ A: alta; I: intermediária e B: baixa qualidade dos lotes.

3.3 Distribuição gráfica de plântulas anormais dos lotes nos laboratórios

Uma síntese da análise descritiva dos percentuais de plântulas anormais por lote e laboratórios indicou que das 25 espécies florestais, seis apresentaram percentuais de plântulas anormais que não atingiram 10% (Figura 1), 12 espécies com até 20% (Figura 2), cinco com no máximo 30% (Figura 3) e duas espécies apresentando percentuais de anormalidade acima de 30% (Figura 4).

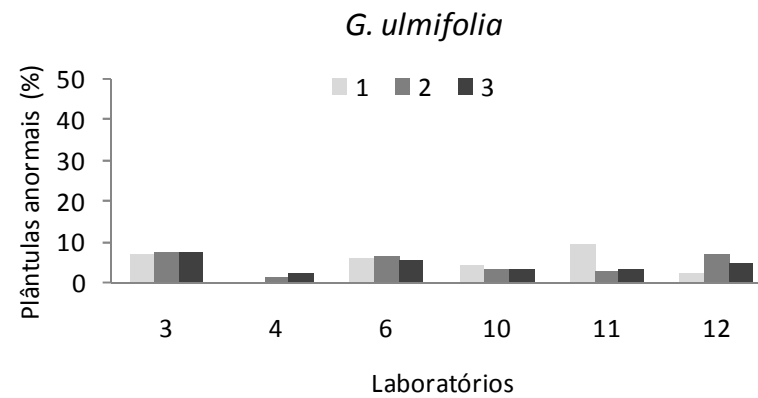
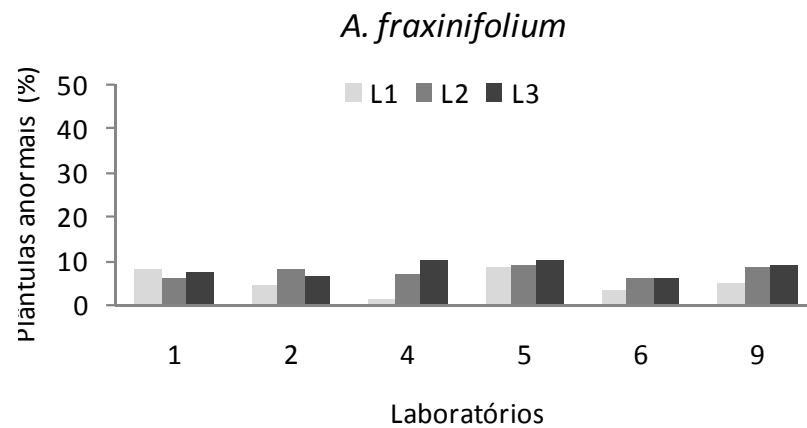
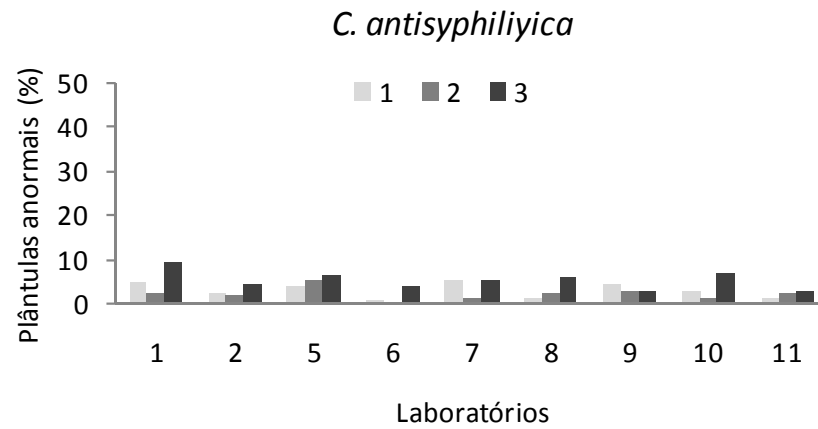
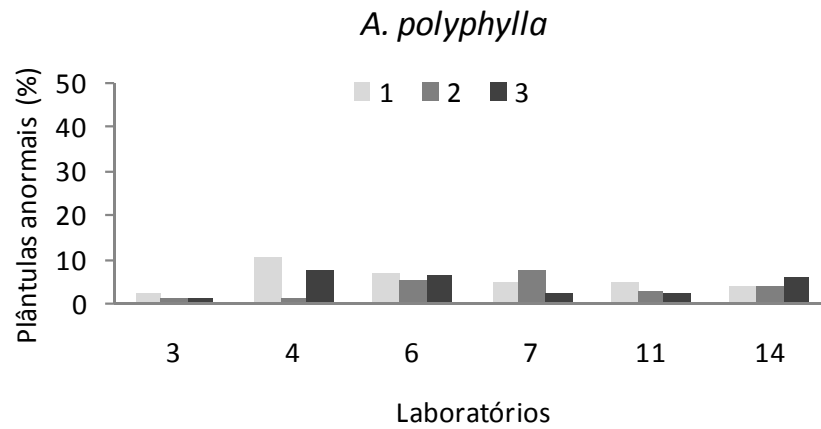
As anormalidades nas plântulas provenientes dos três lotes seguiram padrões diferenciados para as 25 espécies, sendo possível reuni-las em quatro grupos distintos. No primeiro grupo foram incluídas *A. polyphylla*, *C. antisiphilitica*, *A. fraxinifolium*, *G. ulmifolia*, *H. chrysotrichus* e *J. cuspidifolia*, cujos percentuais de plântulas anormais ficaram próximos de zero e não ultrapassaram 10%. Desse grupo, as menores diferenças interlaboratoriais foram encontradas para *A. fraxinifolium* e as menores frequências de anormalidades para *H. chrysotrichus* e *J. cuspidifolia* (Figura 1).

Com maiores percentuais de plântulas anormais, atingindo até 20%, estão as espécies do segundo agrupamento: *C. estrellensis*, *C. odorata*, *C. myrianthum*, *H. roseo-albus*, *J. micrantha*, *O. arborea*, *P. rigida*, *P. pendula*, *P. reticulata*, *P. nitens*, *S. parahyba* var. *amazonicum* e *S. macranthera*. De maneira geral, as oscilações entre os laboratórios foram grandes, porém mais consistentes para as anormalidades de *C. myrianthum* e mais discrepantes para *P. pendula* (Figura 2).

No terceiro grupo, composto por *C. fissilis*, *C. speciosa*, *E. contortisiliquum*, *L. pacari* e *M. caesalpiniaefolia*, pelo menos um lote superou 20% e não ultrapassou 30% de anormalidades (Figura 3). O último grupo foi marcado por elevados percentuais de plântulas anormais para a maioria dos lotes de *P. dubium* e *P. tomentosum*, os quais alcançaram valores máximos de 31% e 39%, respectivamente (Figura 4).

Em todos os grupos ocorreram espécies com sementes dormentes e não dormentes e por esse fato não foi possível atribuir ao possível caráter invasivo dos métodos de superação de dormência a causa das anormalidades.

Grupo 1 – até 10% de plântulas anormais



“... continua...”

“FIGURA 1, cont.”

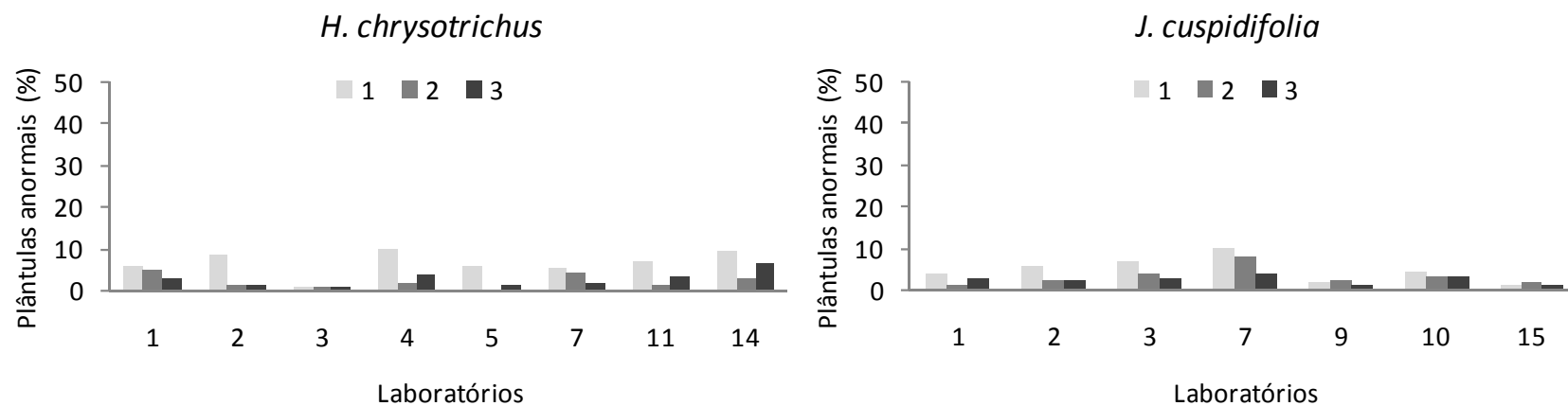
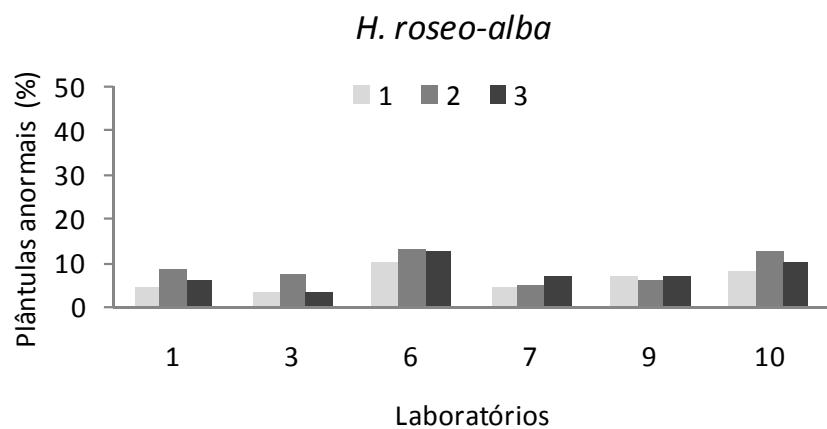
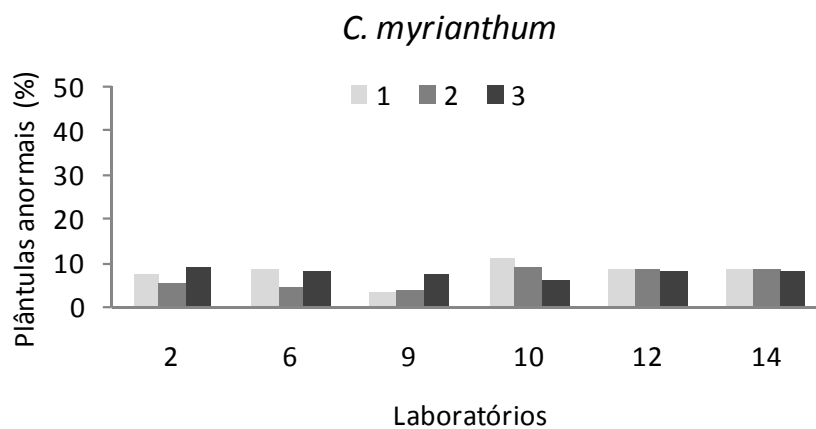
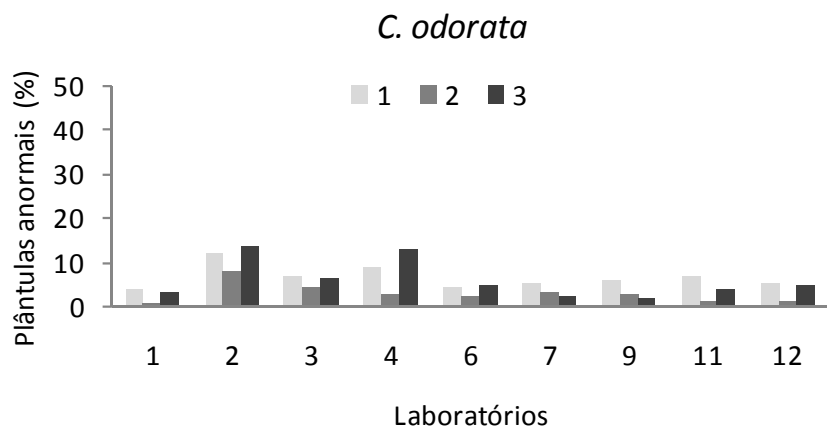
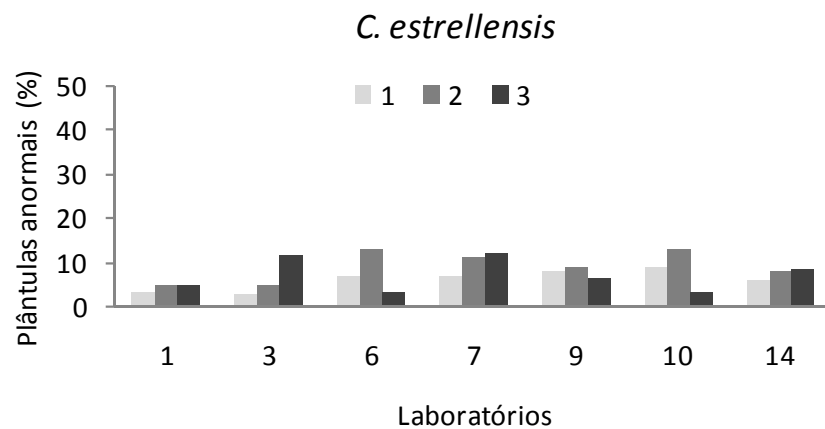


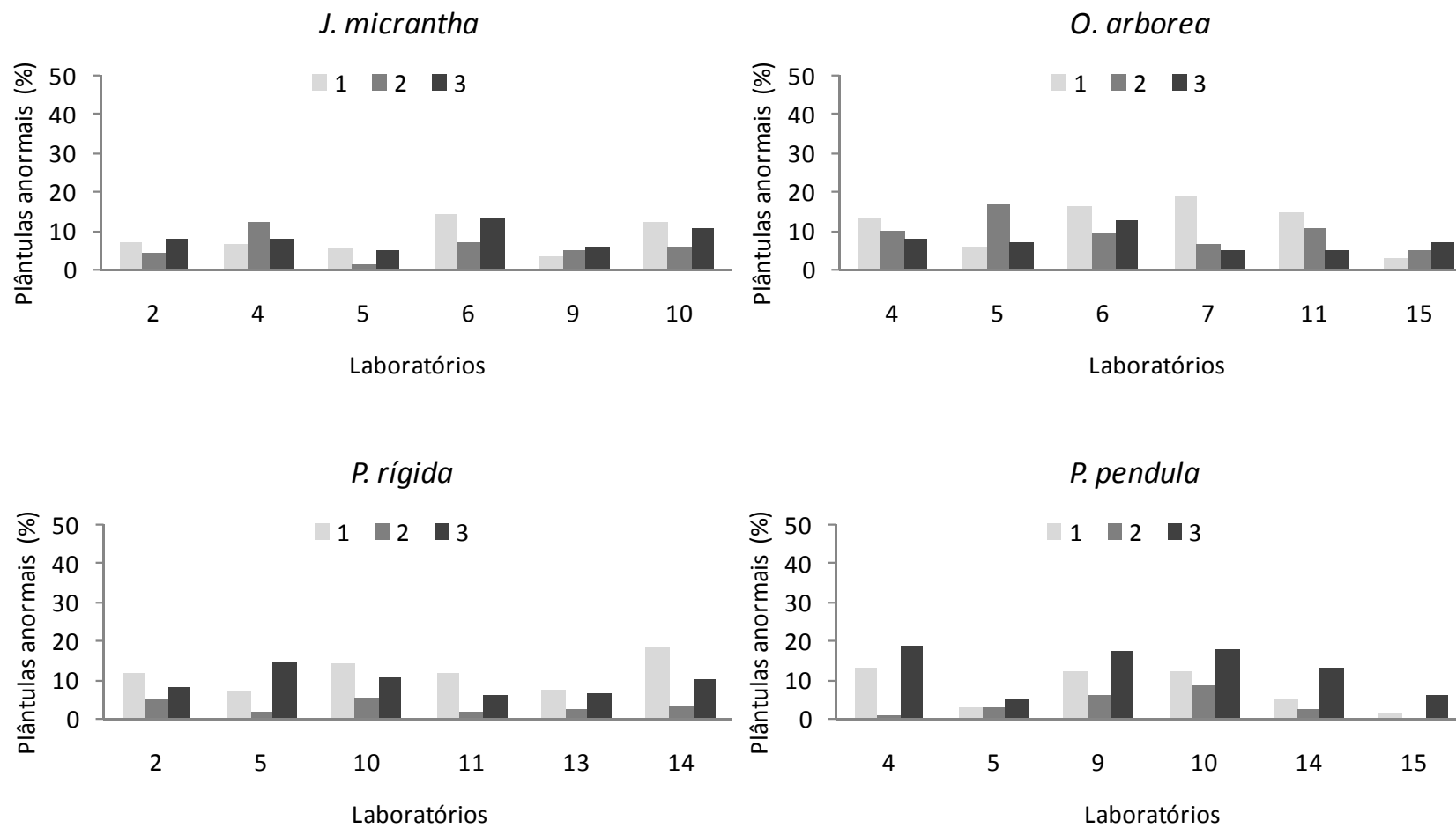
FIGURA 1. Percentuais de plântulas anormais de três lotes de sementes provenientes de seis espécies florestais brasileiras por laboratórios.

Grupo 2 - Até 20% de plântulas anormais



“... continua...”

“FIGURA 2, cont.”



“... continua...”

“FIGURA 2, cont.”

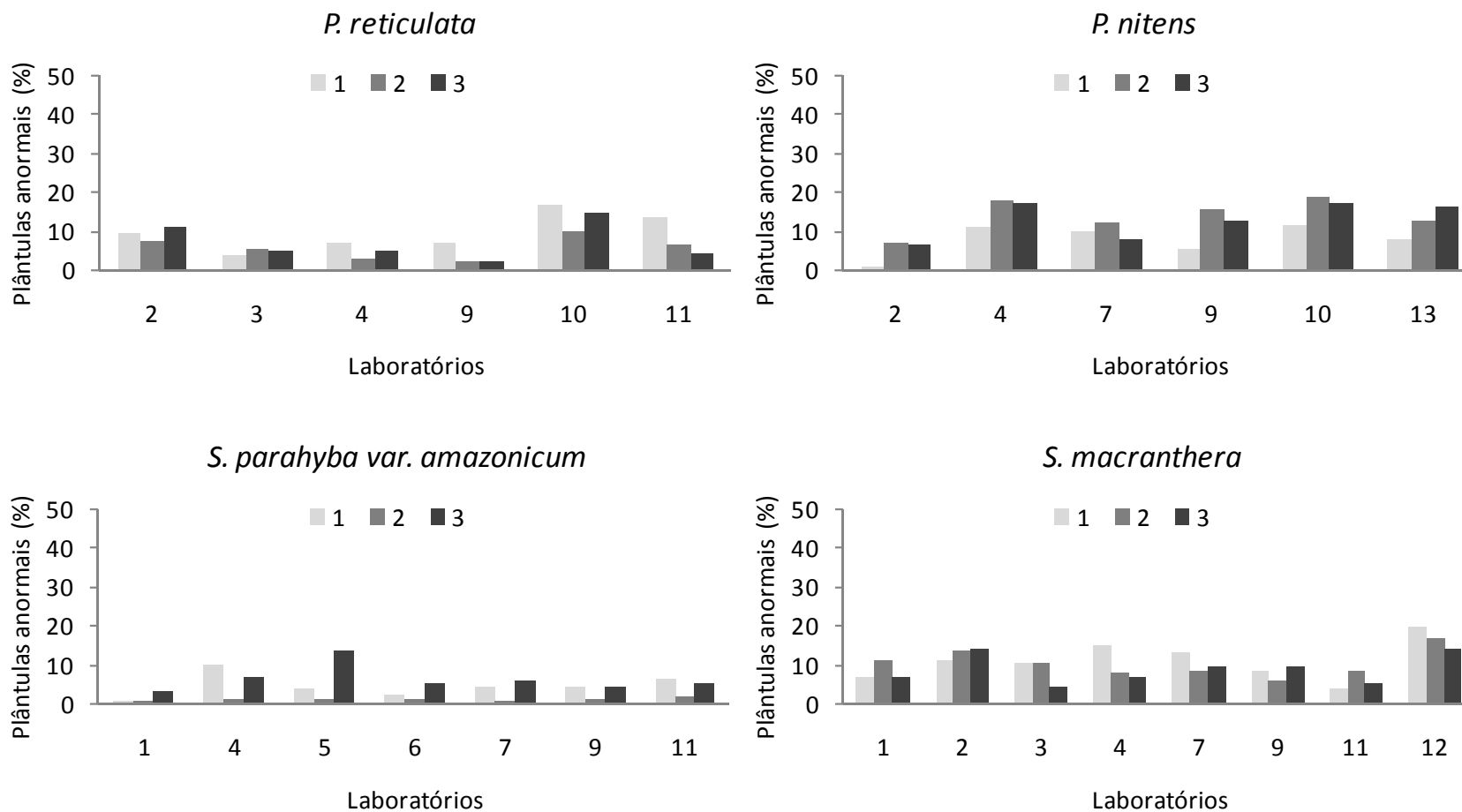
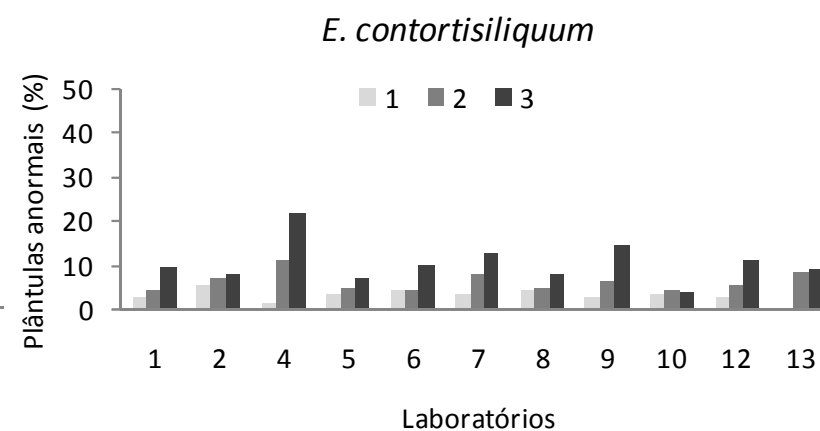
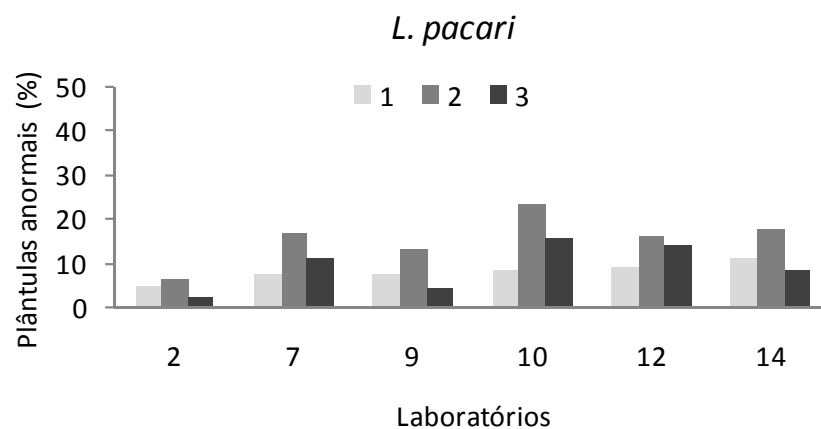
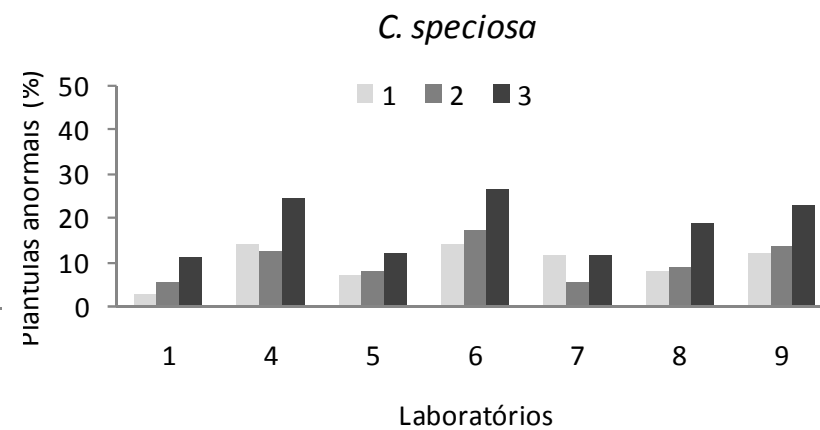
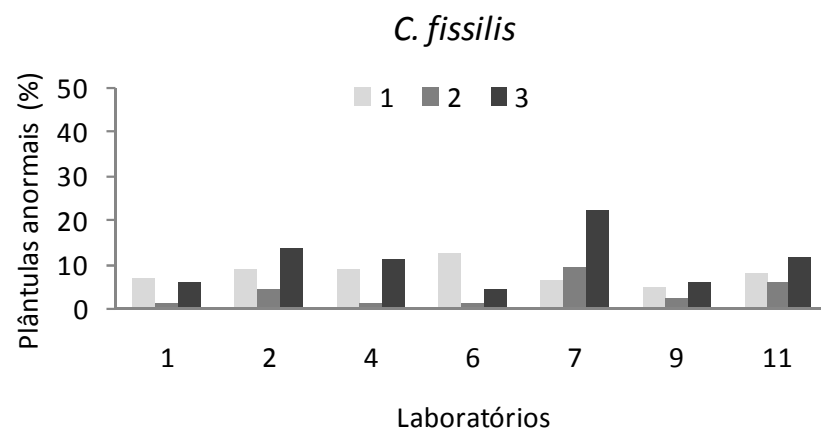


FIGURA 2. Percentuais de plântulas anormais de três lotes de sementes provenientes de 12 espécies florestais brasileiras por laboratórios.

Grupo 3 – Até 30% de plântulas anormais



“... continua...”

“FIGURA 3, cont.”

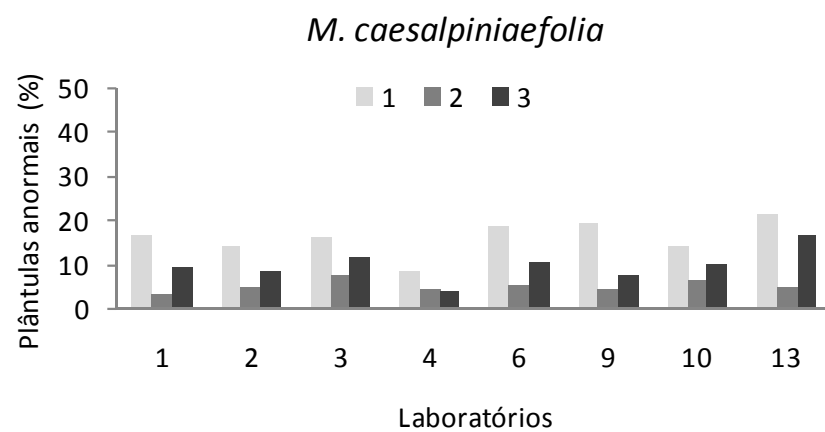


FIGURA 3. Percentuais de plântulas anormais de três lotes de sementes provenientes de cinco espécies florestais brasileiras por laboratórios.

Grupo 4 – Até 40% de plântulas anormais

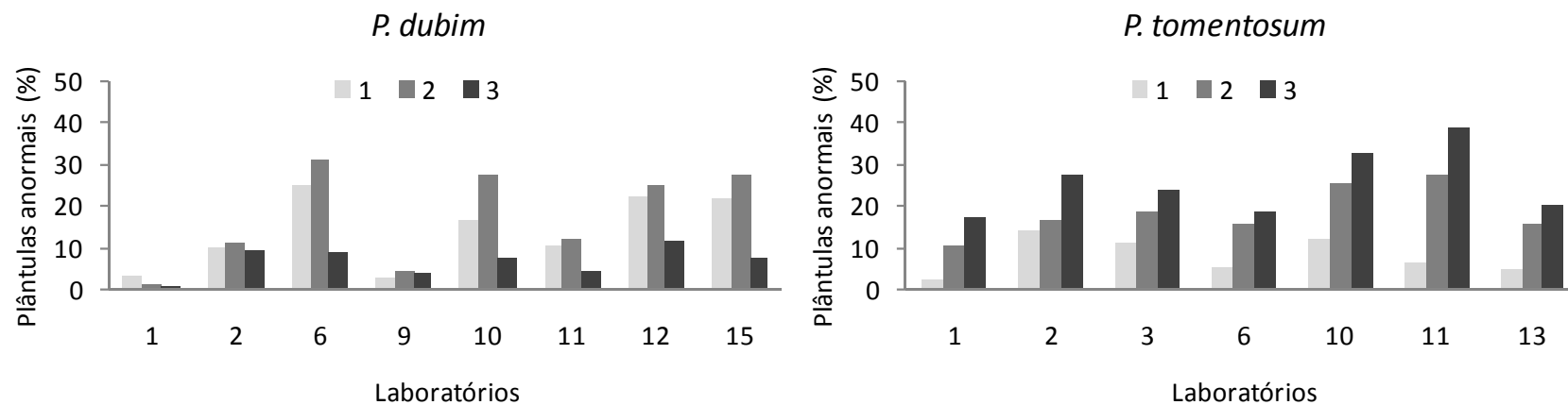


FIGURA 4. Percentuais de plântulas anormais de três lotes de sementes provenientes de duas espécies florestais brasileiras por laboratórios.

A falta de homogeneidade das variâncias pode ser atribuída à diferença entre os lotes de sementes de alta, média e baixa qualidade, enquanto a distribuição não normal dos resíduos, por sua vez, reflete o comportamento da espécie como exposto por Santana e Ranal (2000). Estes autores salientam que as transformações reduzem a escala dos valores, sendo mais apropriadas para corrigir o problema de heterogeneidade e não de normalidade dos resíduos.

De tal modo, o atendimento do pressuposto de normalidade é desejável, todavia não se caracteriza como sendo atributo absoluto ao se levar em consideração que os modelos lineares são robustos a não-normalidade sensíveis à heterocedasticidade (FARAWAY, 2006). Além disso, a distribuição normal modela eventos essencialmente aleatórios, cuja ocorrência individual não obedece a regras ou padrões, principalmente para as espécies florestais brasileiras que não apresentam melhoramento genético (PEREIRA, 2012).

A transformação de dados, usada arbitrariamente, pode resultar em efeitos indesejáveis, tendo em vista a inexistência de garantias de não violação dos pressupostos do modelo de análise de variância (SILESHI, 2012). Além disso, a transformação de dados que pretende corrigir a violação de um pressuposto poderá, em tese, resultar em violação de outro (SILESHI, 2007).

Em parte, infere-se que as diferenças entre os laboratórios se dão devido à utilização de critérios de avaliação menos rigorosos das anormalidades em plântulas de espécies florestais brasileiras, o que não acontece quando a comparação com espécies cultivadas, as quais são possuidoras de maior rigor de avaliação pelo fato de apresentarem ciclo de vida curto.

Para fins de exemplificação, podemos observar o ocorrido para plântulas de *C. fissilis* e *C. odorata* que apresentaram espessamento do hipocótilo e, pelas regras nacionais e internacionais de análises em espécies cultivadas, esse comportamento é considerado como anormalidade, diferentemente das espécies florestais brasileiras nas quais tal característica é aceita dentro dos padrões de normalidade (Figuras 5A e B). Por tudo isso, torna-se necessário reavaliar os parâmetros de classificação para as florestais.

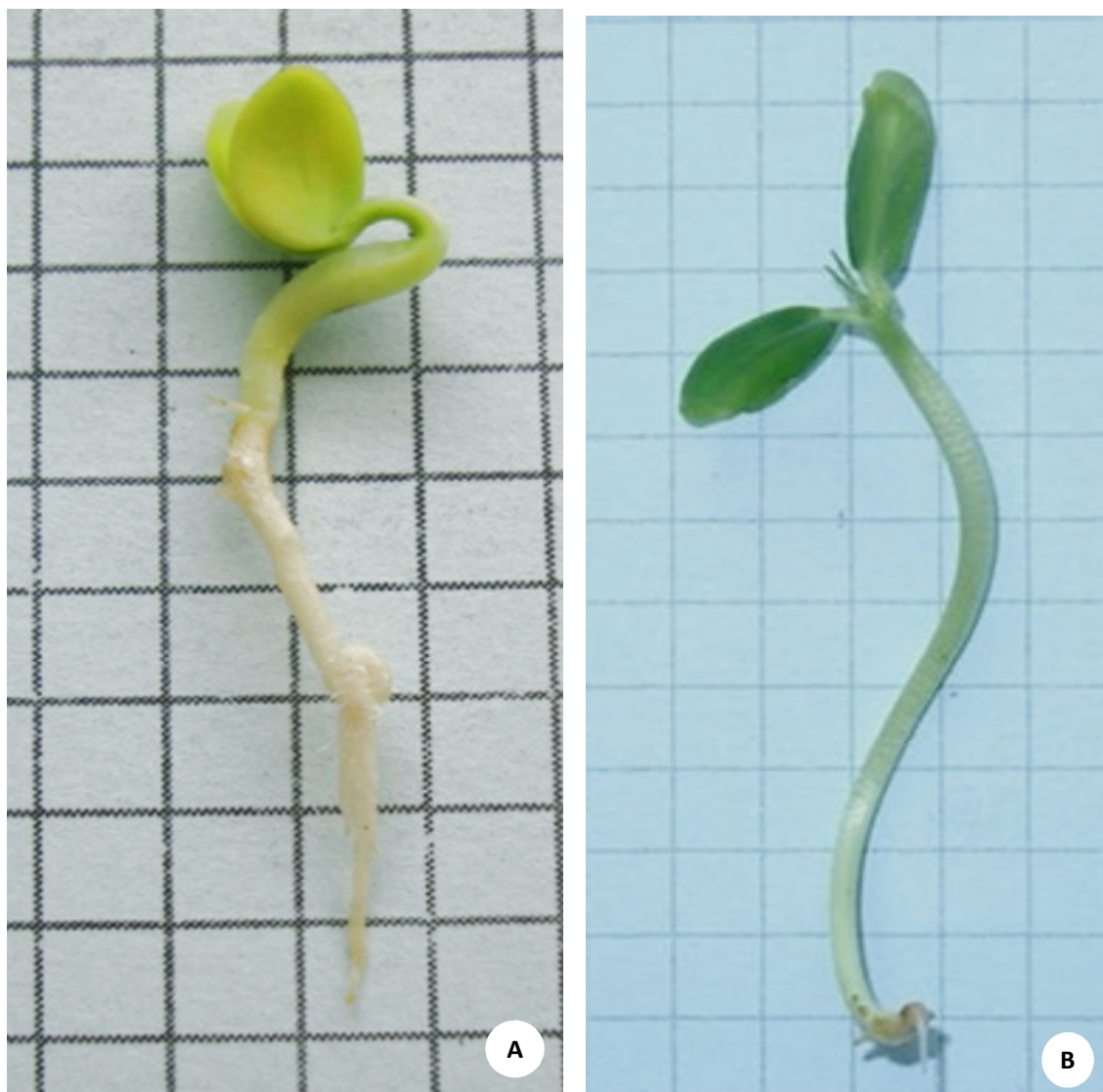


Figura 5. Hipocótilo espessado em plântulas de *Cedrela odorata* (A); *Cedrela fissilis* (B). Escala 0,5 cm.

Soma-se ao comentado a dificuldade de se classificar as plântulas de algumas espécies que tem fruto como unidade de dispersão, a exemplo de *A. fraxinifolium*, cujo epicarpo está aderido aos cotilédones e dificulta a visualização da estrutura, ou ainda de *C. estrellensis*, *C. speciosa* e *P. tomentosum* possuidoras de cotilédones foliáceos e natureza imbricada (LOBO, 2012).

Outro ponto a considerar para a dessemelhança dos resultados entre laboratórios é a contaminação das sementes durante uma manipulação inadequada em laboratório que pode comprometer a qualidade sanitária.

A alta incidência de sementes mortas para algumas espécies se relaciona com a grande quantidade de fungos que estas sementes carregam, a título de exemplo em *Astronium fraxinifolium*, *C. antisiphilitica*, *H. chrysotrichus*, *H. roseo-albus* e *Senna macranthera* infectando também as plântulas e ocasionando anormalidades como radículas e cotilédones apodrecidos e necrose nas extremidades das raízes (Figura 6). Os efeitos negativos da atuação dos fungos nas sementes e plântulas destas espécies também foi observado por Santos et al. (1998); Sales (1992); Coêlho et al. (1996); Parisi et al. (2004); Botelho (2006); Lobo (2012).

No momento da coleta, alguns frutos de *C. antisiphilitica*, *C. speciosa*, *H. chrysotrichus*, *O. arborea*, *P. tomentosum* e *S. macranthera* estavam deiscentes e presos a planta-mãe, outros sob o solo como algumas sementes. Para estas espécies também foram coletados frutos fechados, com alta umidade, que completaram a maturação e deiscência em ambiente de laboratório sugerindo que a umidade e a intensa manipulação podem ter contribuído para a disseminação dos fungos nas sementes, e posterior infecção no estágio de plântula.

Nas espécies *C. speciosa* e *P. tomentosum*, as sementes são envolvidas por arilos pilosos finíssimos (paina) (LUCA, 2002), retentores de muita umidade, propiciando maior desenvolvimento dos fungos e a contaminação das plântulas (Figura 7).



Figura 6. Anormalidades por infecções. Infecções em mais de 50% do volume dos cotilédones em plântulas de: *Cybistax antisiphilitica* (A); *Handroanthus roseo-albus* (B) e *Senna macranthera* (C). Infecções no sistema radicular de plantulas de: *Astronium fraxinifolium* (D) e *Handroanthus chrysotrichus* (E). Escala 0,5 cm.



Figura 7. Plântula de *Ceiba speciosa* com infecção nos cotilédones foliáceos e sistema radicular (A), e *Pseudobombax tomentosum* com infecção no sistema radicular (B). Escala 0,5 cm.

A ação negativa dos fungos patogênicos de solo, das bactérias e dos vírus foi relatada por Maude (1972) como a principal causa de doenças em plântulas, quando estão em associação com as sementes. A contaminação das sementes florestais brasileiras ocorre predominantemente no solo, onde os frutos e sementes podem ser colonizados por diversos gêneros de fungos como: *Fusarium*, *Alternaria*, *Phoma*, *Phomopsis*, *Rhizoctonia*, *Pythium* e *Cylindrocladium*, que se desenvolvem rapidamente sobre as sementes, por meio de uma elevada velocidade de crescimento micelial e de esporulação (FERREIRA, 1989).

Em *C. myrianthum* a morte de mais de 50% das sementes e plântulas anormais por infecção foram causadas por fungos, devido ao resto de polpa aderida aos pirênios (Figura 8). Por esse motivo, normalmente a taxa de germinação é baixa para o gênero *Citharexylum* (ZANON et al., 1997; ALVES et al., 2007; SUÁREZ, 2011),

causando-lhes danos, as estruturas que envolvem a unidade de dispersão são fornecedoras de grande resistência para a saída da plântula.



Figura 8. Plântulas anormais de *Citharexylum myrianthum*. Raiz principal bifurcada e infecção nos cotilédones (A), e sistema radicular com infecções (B). Escala 0,5 cm.

A desinfestação das sementes com hipoclorito de sódio reduz a população de fungos nas sementes, diminuindo a quantidade de infecções nas plântulas e sementes mortas. Entretanto, para as espécies *A. polyphylla*, *A. fraxinifolium*, *C. myrianthum*, *C. antisiphilitica*, *H. chrysotrichus*, *H. roseo-albus*, *J. micrantha* e *L. pacari* a assepsia foi realizada somente com solução de detergente devido a natureza permeável das estruturas do tegumento, o que não controlou os danos causados pelos fungos, principalmente nos lotes de baixa qualidade que apresentaram percentuais de mortalidade superiores a 50%.

Os métodos de superação da dormência também tiveram impacto na classificação das plântulas, se aplicados de forma muito invasiva, também se constituíram em importantes fontes de contaminação. No desponte e na escarificação, mesmo com a limpeza do cortador de unhas ou com o atrito das sementes nas lixas em áreas sem resíduos de outras sementes, ocorreu à contaminação das sementes e posterior anormalidades nas plântulas por infecção.

Nas sementes de *O. arborea* com escarificação na lateral vermelha da porção superior da semente, seguido de embebição por 24 horas, *E. contortisiliquum* com escarificação realizada na extremidade oposta a micrópila e em *S. macrantera* o desponte na lateral da porção superior. Esses tratamentos pré-germinativos causaram danos físicos nos cotilédones e no sistema radicular das plântulas, associado à infecção (Figura 9).

De acordo com Cruz et al. (2001), os resíduos da lixa na escarificação são fontes de contaminação e aumentam o número de sementes mortas e plântulas anormais. Outro fator é a remoção de parte dos tegumentos pelos métodos físicos de quebra da dormência, o que causa ruptura das células essenciais propiciando a invasão de fungos, prejudicando as plântulas (GUEDES et al., 2009).



Figura 9. Principais anormalidades em plântulas causadas pelo método de superação de dormência. *Ormosia arborea*: raiz principal enovelada e cotilédones presos aos tegumentos (A) e infecção em mais de 50% do volume dos cotilédones (B). *Enterolobium contortisiliquum* : hipocótilo espessado e com estrias (C), raiz principal presa aos tegumentos (D), cotilédones presos aos tegumentos e raiz principal ausente (E). *Senna macranthera*: cotilédones com infecção, fenda e infecção na raiz principal (F). Escala 0,5 cm.

Em plântulas de *S. parahyba* var. *Amazonicum* e *P. nitens*, o método de superação de dormência não foi eficiente para liberar os cotilédones dos tegumentos, além de causar estrias no sistema radicular da primeira espécie (Figura 10A) e impedir o surgimento da raiz principal na segunda (Figura 10B).

O tratamento térmico a 70°C, até o esfriamento fora da fonte de aquecimento para *G. ulmifolia*, não foi suficiente para promover o pleno desenvolvimento das plântulas, algumas ficaram com a raiz presa aos tegumentos gerando infecções e causando anormalidades (Figura 10C). A sobra de sementes duras também é outro indicativo da ineficiência do tratamento. A baixa eficiência do tratamento térmico deve-se a temperatura e tempo insuficientes de exposição das sementes como registrado por Albuquerque et al. (2007) e Rocha et al. (2009).

A falta de sucesso no tratamento térmico foi registrada por outros autores para sementes de *Schizolobium parahyba* (Vell.) S.F. Blake e (*Hymenaea courbaril* L.), submetidas à imersão em água a 50 e 60 °C (AZEREDO et al., 2003), *Stryphnodendron adstringens* L. a 87°C (MARTINS; NAKAGAWA, 2008), *Acacia caven* (Mol.) Mol. a 40°C (ESCOBAR et al., 2010), *Cassia ferruginea* (Schrader) Schrader ex DC. a 51°C e 82°C (MARTINS et al., 2012) e para 10 espécies da família Fabaceae submetidas a diferentes temperaturas (PEREIRA, 2012).

A eficiência de tratamentos térmicos pode depender da espécie, como no caso de sementes de *Cassia bicapsulares*, *Cassia speciosa* e *Cassia javanica* L. (RODRIGUES et al., 1990), *Caesalpinia pyramidalis* Tul. (ALVES et al., 2007) e *Schefflera morototoni* (Aubl.) Maguire, Steyerl. & Frodin (ANASTÁCIO et al., 2010), em que a água quente é favorável. A maior dificuldade da aplicação do tratamento térmico está na variação do grau de impermeabilidade das sementes à água, umas absorvem a substância rapidamente e outras permanecem duras por um intervalo de tempo maior (CARVALHO; NAKAGAWA, 2000).



Figura 10. Principais anormalidades em plântulas causadas pelo método de superação de dormência. *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* : infecção e estrias na raiz (A). *Pterogyne nitens*: raiz principal ausente (B). *Guazuma ulmifolia*: raiz principal presa aos tegumentos (C). Escala 0,5 cm.

Outras anormalidades como a raiz principal bifurcada foi encontrada em plântulas de *E. contortisiliquum*, *C. fissilis* e *P. pendula* (Figura 11A,B,C); atrofia no sistema radicular em plântulas de *A. polyphylla* e *P. reticulata* (Figura 11D,E) e ausência de raiz principal em *P. pendula* (Figura 11F).



Figura 11. Principais anormalidades. Raiz principal bifurcada em plântulas de: *Enterolobium contortisiliquum* (A), *Cedrela fissilis* (B), *Parkia pendula* (C). Atrofia no sistema radicular e infecção em plântulas de *Acacia polyphylla* (D) e *Plathymenia reticulata* (E) e ausência de raiz principal em *Parkia pendula* (F). Escala 0,5 cm.

As anormalidades mais frequentes encontradas no sistema radicular foram raiz principal com fenda em *P. nitens*; raiz principal pouco desenvolvida para *P. dubium* e *J. cuspidifolia*; e hipocótilo espessado, infecção e atrofia em plântulas de *C. fissilis*, *P. reticulata* e *L. pacari* (Figura 12).



Figura 12. Principais anormalidades. *Pterogyne nitens*: infecções nos cotilédones e raiz principal com fenda (A). *Peltophorum dubium* (B) e *Jacaranda cuspidifolia* (C): raiz principal pouco desenvolvida. *Cedrela fissilis* (D), *Platymenia reticulata* (E) e *Lafoensia pacari* (F): hipocótilo espessado, infecção e atrofia no sistema radicular. Escala 0,5 cm.

Na literatura, muitos resultados de testes de germinação resumem-se apenas na protrusão da radícula, sem registro das consequências negativas da metodologia, principalmente do método físico de quebra de dormência no desenvolvimento das plântulas. Os autores somente informam se os métodos foram eficientes para superar a dormência tegumentar e não fazem relação com o tipo de anormalidade gerada nas plântulas como constatado para sementes de *Abrus precatorius* L. (CORTINES et al., 2010), *Sesbania virgata* (Cav.) Pers.(SILVA et al., 2011) e *Apuleia leiocarpa* (Vogel.) J.F. Macbr.(DE MARCO et al., 2012).

Para o sucesso na quebra da dormência das sementes, também é preciso levar em consideração a habilidade e a prática do laboratorista para remover somente o essencial dos tegumentos para facilitar a embebição.

Também é importante destacar que a utilização de lotes de diferentes qualidades fisiológicas é fundamental, devido às respostas diferenciadas em cada lote para um mesmo tratamento (OLIVEIRA et al., 2005).

Para algumas espécies, todo esse conjunto de fatores indica a necessidade de que sejam aprimorados, principalmente a desinfestação das sementes e os critérios de avaliação que devem ser particularizados de acordo com as especificidades que cada espécie apresenta. Adotados tais procedimentos, o resultado final haverá de ser a redução dos percentuais de plântulas anormais e sementes mortas.

4 CONCLUSÕES

A transformação de dados pode mostrar-se prejudicial às análises de espécies florestais sendo certo que essa prática pode ocasionar a perda das pressuposições de normalidade e homogeneidade.

As porcentagens de plântulas anormais e sementes mortas mostram que as sementes dos lotes apresentam sensibilidade aos métodos aplicados, há influência do manuseio em laboratório e da contaminação por fungos.

5 REFERÊNCIAS

- AGUIAR, I. B.; PIÑA-RODRIGUES, F. C. M.; FIGLIOLIA, M. B. **Sementes Florestais Tropicais**. Brasília, DF: Abrates, 1993. 350p.
- ALBUQUERQUE, K. S. et al. Métodos para a superação da dormência em sementes de sucupira preta. (*Bowdichia virgilioides* KUNTH). **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v.31, n.6, p.1716-1721, 2007.
- ALVES, E. W. et al. Germinação de *Citharexylum myrianthum* Cham. (Verbenaceae) em diferentes substratos. **Revista Brasileira de Biociências**, Rio Grande do sul, v.5, supl.2, p.741-743, 2007.
- ALVINO F.de O.; SILVA, M. F. F. da; RAYOL, B. P. Potencial de uso das espécies arbóreas de uma floresta secundária, na Zona Bragantina, Pará, Brasil. **Acta Amazonica**, Manaus, v.35, n.4, p.413-420, 2005.
- ANASTÁCIO, M. R. et al. Maturação e qualidade física de frutos na germinação dos pirênios de *Schefflera morototoni* (Araliaceae). **Ciência Florestal**, Santa Maria, v.20, n.3, p.429-437, 2010.
- AZEREDO, G. A. et al. Germinação em sementes de espécies florestais da Mata Atlântica (Leguminosae) sob condições de casa de vegetação. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v.33, n.1, p.11-16, 2003.
- BOTELHO, L. S. **Fungos associados às sementes de ipê-amarelo (*Tabebuia serratifolia*), ipê-roxo (*Tabebuia impetiginosa*), aroeira-pimenteira (*Schinus terebinthifolius*) e aroeira-salsa (*Schinus molle*): incidência, efeitos na germinação, transmissão para plântulas e controle**. 2006. 114f. Dissertação (Mestrado) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, São Paulo, 2006.
- BRACK, P.; GRINGS, M. *Enterolobium contortisiliquum* (timbaúva). In: CORADIN, L.; SIMINSKI, A.; REIS, A. (Org.). **Espécies florestais da flora brasileira de valor econômico atual ou potencial: plantas para o futuro – região Sul**. Brasília: Ministério do Meio Ambiente, 2011, p.457 -460.
- BRASIL. Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento. **Regras para análise de sementes**. Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento. Secretaria da Defesa Agropecuária. Brasília, DF: MAPA/ACS, 2009. 395p.
- CARVALHO, N. M.; NAKAGAWA, J. **Sementes: ciência, tecnologia e produção**. Jaboticabal: FUNEP, 2000. 588p.
- COELHO, R. M. S.; CASTRO, H.A.; MENEZES, M. Patogenicidade de *Phomopsis* e *Phoma* associados a sementes de ipê (*Tabebuia serratifolia*) e angico vermelho (*Anadenanthera perigrina*). **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v.22, p.224-227, 1996.

COIMBRA, R. A. et al. Teste de germinação com acondicionamento dos rolos de papel em sacos plásticos. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.29, n.1, p.92-97, 2007.

CORTINES, E. et al. Superação de dormência em sementes da liana *Abrus precatorius* L. **Floresta e Ambiente**, Seropédica, v.17, n.2, p.98-103, 2010.

CRUZ, E. D.; CARVALHO, J. E .U.; LEÃO, N. V. M. Métodos para superação da dormência e biometria de frutos e sementes de *Parkia nitida* Miquel. (leguminosae – Mimosoideae). **Acta Amazonica**, Manaus, v.31, n.2, p.167-177, 2001.

DE MARCO, R. et al. Eficiência de diferentes métodos na superação da dormência de sementes de *Apuleia leiocarpa* (Vogel) J.F.Macbr. **Enciclopédia Biosfera**, Goiânia, v.8, n.14, p. 496-502, 2012.

ESCOBAR, T. A. et al. Superação de dormência e temperaturas para germinação de sementes de *Acacia caven* (Mol.) Mol. (Espinilho). **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.32, n.2 p.124-130, 2010.

FARAWAY, J. J. **Extending the linear model with R: generalized linear, mixed effects and nonparametric regression models**. Boca Raton: Chapman and Hall, 2006. 312p.

FERREIRA, F. A. **Patologia florestal: principais doenças florestais no Brasil**. Viçosa: Sociedade de Investigações Florestais, 1989. 570p.

FIGLIOLIA, M. B.; OLIVEIRA, E. C.; PIÑA-RODRIGUES, F. C. M. Análise de sementes. In: AGUIAR, I. B.; PIÑA-RODRIGUES, F. C. M.; FIGLIOLIA, M. B. (coord.) **Sementes florestais tropicais**. Brasília: ABRATES, 1993. p.137-174.

GRINGS, M.; BRACK, P. *Cordia trichotoma* (louro-pardo). In: CORADIN, L.; SIMINSKI, A.; REIS, A. (Org.). **Espécies florestais da flora brasileira de valor econômico atual ou potencial: plantas para o futuro – região Sul**. Brasília: Ministério do Meio Ambiente, 2011, p.453 -456.

GUEDES, R. S. et al. Tratamentos pré-germinativos em sementes de *Myracrodruon urundeuva* Freire Allemão. **Revista Árvore**, Viçosa, v.33, n.6, p.997-1003, 2009.

ISTA. International Seed Testing Association. **Method validation for seed testing**. Bassersdorf: International Seed Testing Association. 2007.

KATAOKA, V. Y. et al. Validação de metodologia para o teste de germinação em sementes de nabo forrageiro (*Raphanus sativus* L. var. *oleiferus*). **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.33, n.1, p. 69-79, 2011.

LIMA JUNIOR, M.J.V. et al. Análise de sementes. In: LIMA JUNIOR, M. J.V. (Ed.). **Manual de procedimentos para análise de sementes florestais**. Londrina: ABRATES, 2011.146p.

LOBO, G. A. **Ensaio para a validação de metodologias para germinação de diásporos de espécies arbóreas do cerrado**. 2012. 60 f. Dissertação (Mestrado) – Universidade de Uberlândia, Uberlândia, 2012.

LORZA, R. F. Políticas públicas para produção e comercialização de sementes florestais no Brasil. **Informativo ABRATES**, v.19, n.2, p.108-109, 2009.

LUCA, A. Q. de. **Fenologia, potencial germinativo e taxa de cruzamento de uma população de paineira (*Chorisia speciosa* St. Hil (Bombacaceae) em área ciliar implantada**. 2002. 87 f. Dissertação (Mestrado) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba, 2002.

MACHADO, C. F. et al. Metodologia para a condução do teste de germinação em sementes de ipê-amarelo (*Tabebuia serratifolia* (Vahl) Nicholson). **Cerne**, Lavras, v.8, n.2, p.17-25, 2002.

MARCOS FILHO, J.; CICERO, S. M.; SILVA, W. R. **Avaliação da qualidade das sementes**. Piracicaba: FEALQ, 1987. 230p.

MARTINS, C. C.; NAKAGAWA, J. Germinação de sementes de *Stryphnodendron adstringens* (Mart.) Coville de diferentes origens submetidas a tratamentos para superação de dormência. **Revista Árvore**, Viçosa, v.32, n.6, p.1059-1067, 2008.

MARTINS, C.C. et al. Método de colheita e superação de dormência na qualidade fisiológica de sementes de *Cassia ferruginea*. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v.33, n.2, p.491-498, 2012.

MARTINS, L.; LAGO, A. A. Conservação de semente de *Cedrela fissilis*: teor de água da semente e temperatura do ambiente. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.30, n.1, p.161-167, 2008.

MAUDE, R. B. Seed-borne diseases and their control. In: HEYDECKER, W. (Eds.). **Seed Ecology**. Londres: Butterworths, 1972, p.325-337.

OLIVEIRA, L. M.; CARVALHO, M. L. M.; DAVIDE, A. C. Teste de tetrazólio para avaliação da qualidade de sementes de *Peltophorum dubium* (Sprengel) Taubert – Leguminosae- Caesalpinioideae. **Revista Cerne**, Lavras, v.11, n.2, p.159-166, 2005.

PARISI, J. J. D.; MARTINS, M.C.; SALES, W.R.M. Qualidade sanitária e fisiológica de sementes de espécies florestais do estado de São Paulo. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE PATOLOGIA DE SEMENTES, 8., 2004, João Pessoa. **Resumos...** João Pessoa: ABRATES, 2004. p.203.

PENSAR **Plano nacional de silvicultura com espécies florestais e sistemas agroflorestais** – Brasília: Ministério do Meio Ambiente, 2007. 44p.

PEREIRA, V. J. **Validação de métodos para teste de germinação em sementes de espécies florestais da família Fabaceae**. 2012. 90f. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 2012.

ROCHA, B. N.; MARTINS, C. R.; MISSIO, E. L. Superação da dormência e germinação de sementes de inhanduvá (*Prosopis affinis*) Sprenger. **Revista da Faculdade de Zootecnia**, São Paulo, v.16, n.2, p.278-287, 2009.

RODRIGUES, E. H. A; AGUIAR, I.B.; SADER, R. Quebra de dormência de sementes de três espécies do gênero *Cassia*. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.12, n.2, p.17-27, 1990.

SALES, N. L. **Efeito da população fúngica e do tratamento químico no desempenho de sementes de ipê-amarelo, ipê-roxo e barbatimão**. 1992. 89f. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) - Universidade Federal de Lavras, Lavras, 1992.

SANTANA, D. G.; RANAL, M. A. Análise estatística na germinação. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, Lavras, v.12, p.205-237, 2000.

SANTOS, M. F. et al. Avaliação da qualidade sanitária e fisiológica das sementes de caroba (*Cybistax antisyphilitica* (Mart.) Mart.). **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.20, n.1, p.1-6, 1998.

SCREMIN-DIAS, E. et al. **Produção de mudas de espécies florestais brasileiras: manual**. Campo Grande: UFMS, 2006. 59p.

SILESHI, G. Evaluation of statistical procedures for efficient analysis of insect, disease and weed abundance and incidence data. **East African Journal of Science**, v.1, p.1-9, 2007.

SILESHI, G. W. A critique of current trends in the statistical analysis of seed germination and viability data. **Seed Science Research**, Cambridge, v.22, p.145-159, 2012.

SILVA, P. E. de M. et al. Quebra de dormência em sementes de *Sesbania virgata* (Cav.) Pers. **Idesia**, Arica, v.29, n.2, p.39-45, 2011.

SODRÉ, L. L. **Diversidade de espécies de mudas de árvores nativas de mata atlântica em viveiros do estado do Espírito Santo**. 2006. 52f. Monografia (Graduação) - Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 2006.

STEENBOCK, W. et al. *Mimosa scabrella* (bracatinga) In: CORADIN, L.; SIMINSKI, A.; REIS, A. (Org.). **Espécies florestais da flora brasileira de valor econômico atual ou potencial: plantas para o futuro – região Sul**. Brasília: Ministério do Meio Ambiente, 2011, p.478 -493.

SUÁREZ, B. P. Observaciones sobre la germinación de três especies del género *Citharexylum* Jacq. empleadas en restauración ecológica. **Colombia Florestal**, Bogotá, v.12, n.2, p.137-143, 2011.

WIELEWICKI, A. et al. Proposta de padrões de germinação e teor de água para sementes de algumas espécies florestais presentes na região sul do Brasil. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.28, n.3, p. 191-197, 2006.

ZANON, A.; CARPANEZZI, A. A.; FOWLER, J. A. P. germinação em laboratório e armazenamento de sementes de tarumã-branco (*Citharexylum myrianthum* Cham.). **Boletim de Pesquisa Florestal**, Colombo, n.35, p.75-82, 1997.

ANEXOS

TABELA 1A. Percentuais de plântulas normais para três lotes de sementes com metodologias de germinação validadas para 25 espécies florestais brasileiras.

Espécies ²	Lotes ¹		
	A	I	B
<i>A. polyphylla</i>	89,5 a	62,7 b	42,6 c
<i>A. fraxinifolium</i>	81,1 a	48,0 b	36,6 c
<i>C. estrellensis</i>	70,4 a	38,4 b	44,7 c
<i>C. fissilis</i>	87,9 a	57,5 b	36,9 c
<i>C. odorata</i>	90,1 a	67,0 b	49,1 c
<i>C. specios</i>	75,8 a	47,0 b	33,9 c
<i>C. myrianthum</i>	49,0 a	30,3 b	13,5 c
<i>C. antisiphilitica</i>	89,9 a	55,9 b	14,8 c
<i>E. contortisiliquum</i>	95,2 a	46,0 b	16,4 c
<i>G. ulmifolia</i>	81,3 a	68,1 b	49,1 c
<i>H. chrysotrichus</i>	70,9 a	47,0 b	5,7 c
<i>H. roseo albus</i>	81,5 a	45,0 b	25,4 c
<i>J. cuspidifolia</i>	82,5 a	62,2 b	41,7 c
<i>J. micrantha</i>	63,3 a	40,6 b	13,8 c
<i>L. pacari</i>	85,7 a	68,8 b	40,3 c
<i>M. caesalpiniifolia</i>	91,3 a	58,1 b	34,8 c
<i>O. arborea</i>	62,8 a	47,8 b	27,9 c
<i>P. rigida</i>	95,0 a	58,6 b	49,5 c
<i>P. pendula</i>	88,9 a	50,6 b	19,4 c
<i>P. dubium</i>	75,1 a	54,1 b	33,5 c
<i>P. reticulata</i>	89,0 a	56,6 b	35,8 c
<i>P. tomentosum</i>	87,8 a	53,1 b	19,6 c
<i>P. nitens</i>	71,2 a	51,7 b	35,8 c
<i>S. parahyba</i> var. <i>amazonicum</i>	97,7 a	76,9 b	66,3 c
<i>S. macranthera</i>	69,8 a	52,7 b	32,9 c

¹A: alta; I: intermediária e B: baixa qualidade dos lotes; ² Valores com letras minúsculas na linha diferem entre si pelo Teste de Tukey a 0,05 de significância.

TABELA 1B. Percentuais de plântulas normais entre laboratórios para metodologias validadas de 25 espécies florestais brasileiras.

Espécies ¹	Número de laboratórios										
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11
<i>A. polyphylla</i>	-	-	64,8 a	68,3 a	-	63,8 a	61,3 a	68,0 a	63,3 a	-	-
<i>A. fraxinifolium</i>	53,8 a	54,8 a	-	57,5 a	57,4 a	52,7 a	-	-	55,3 a	-	-
<i>C. estrellensis</i>	53,8 a	53,8 a	53,8 a	49,5 a	-	52,5 a	46,5 a	-	48,5 a	-	-
<i>C. fissilis</i>	60,0 a	56,7 a	-	64,3 a	-	65,2 a	54,7 a	62,5 a	62,0 a	-	-
<i>C. odorata</i> ²	69,2 a	65,7 a	67,7 a	69,8 a	65,5 a	71,2 a	67,3 a	69,3 a	73,0 a	-	-
<i>C. speciosa</i> ²	55,0 a	-	-	53,0 a	58,0 a	46,8 a	51,0 a	55,3 a	46,3 a	-	-
<i>C. myrianthum</i>	34,7 a	29,7 a	29,5 a	29,5 a	-	28,2 a	-	-	34,0 a	-	-
<i>C. antisiphilitica</i> ²	50,5 a	57,3 a	57,2 a	51,5 a	53,8 a	51,2 a	51,8 a	53,5 a	54,7 a	-	-
<i>E. contortisiliquum</i>	52,2 a	47,8 a	53,1 a	55,2 a	53,5 a	55,0 a	51,2 a	52,2 a	51,0 a	54,3 a	52,5 a
<i>G. ulmifolia</i>	-	-	64,5 a	68,6 a	-	65,5 a	68,3 a	63,2 a	67,0 a	-	-
<i>H. chrysotrichus</i> ²	42,3 a	41,7 a	44,7 a	42,2 a	40,2 a	-	42,0 a	39,2 a	37,3 a	-	-
<i>H. roseo albus</i> ²	48,0 a	-	47,0 a	-	-	49,0 a	53,1 a	50,5 a	56,2 a	-	-
<i>J. cuspidifolia</i> ²	68,8 a	63,0 a	57,7 a	65,8 a	57,0 a	-	61,0 a	-	61,5 a	-	-
<i>J. micrantha</i>	39,9 a	35,4 a	-	41,0 a	40,7 a	40,3 a	-	-	38,2 a	-	-
<i>L. pacari</i>	-	69,0 a	62,7 a	64,3 a	63,3 a	-	65,7 a	-	64,7 a	-	-
<i>M. caesalpiniaefolia</i>	61,7 a	60,9 a	57,5 a	61,0 a	-	62,8 a	61,8 a	62,2 a	63,2 a	-	-
<i>O. arborea</i>	-	-	-	47,7 a	46,7 a	44,3 a	39,7 a	47,7 a	51,0 a	-	-
<i>P. rigida</i>	-	67,0 a	-	-	66,8 a	68,7 a	69,7 a	69,3 a	64,8 a	-	-
<i>P. pendula</i>	57,7 a	-	-	55,8 a	53,3 a	-	-	-	52,0 a	46,0 a	52,9 a
<i>P. dubium</i>	55,7 a	49,4 a	53,3 a	58,4 a	51,7 a	54,8 a	52,5 a	-	58,0 a	-	-
<i>P. reticulata</i>	61,7 a	54,8 a	62,3 a	62,5 a	-	-	-	56,1 a	65,2 a	-	-
<i>P. tomentosum</i>	54,7 a	55,7 a	51,2 a	-	-	55,7 a	49,3 a	50,8 a	57,3 a	-	-
<i>P. nitens</i>	-	55,5 a	-	49,3 a	50,8 a	55,0 a	51,5 a	-	55,3 a	-	-
<i>S. parahyba</i> var. <i>amazonicum</i>	83,7 a	-	-	77,3 a	79,7 a	80,3 a	79,8 a	80,5 a	80,6 a	-	-
<i>S. macranthera</i>	46,0 a	50,0 a	52,3 a	56,1 a	54,3 a	47,2 a	52,0 a	-	56,5 a	-	-

¹ Valores com letras minúsculas na linha diferem entre si pelo Teste de Scott Knot a 0,05 de significância.