

UNIVERSIDADE FEDERAL DE SÃO CARLOS

CENTRO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS E DA SAÚDE

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ECOLOGIA E RECURSOS NATURAIS

EFEITO DA ÉPOCA DE COLETA, CONDIÇÕES DE ARMAZENAMENTO,
SUBSTRATOS E SOMBREAMENTO NA EMERGÊNCIA DE PLÂNTULAS E
PRODUÇÃO DE MUDAS DE *Ocotea porosa* (Ness et Martius ex. Nees)
(LAURACEAE) E DE *Sapindus saponaria* L. (SAPINDACEAE)

GLAUCIA ALVAREZ TONIN

Tese apresentada ao programa de Pós-Graduação em Ecologia e Recursos naturais, do Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, da Universidade Federal de São Carlos, como parte dos requisitos para a obtenção do título de Doutor em Ciências, área de concentração em Ecologia e Recursos Naturais.

São Carlos - SP

2005

**Ficha catalográfica elaborada pelo DePT da
Biblioteca Comunitária/UFSCar**

T665ee

Tonin, Gláucia Alvarez.

Efeito da época de coleta, condições de armazenamento, substratos e sombreamento na emergência de plântulas e produção de mudas de *Ocotea porosa* (Ness et Martius ex. Nees) (Lauraceae) e de *Sapindus saponaria* L. (Sapindaceae) / Gláucia Alvarez Tonin. -- São Carlos : UFSCar, 2005.
175 p.

Tese (Doutorado) -- Universidade Federal de São Carlos, 2005.

1. Sementes. 2. Armazenamento. 3. Colheita. 4. Luminosidade. I. Título.

CDD: 582.0467 (20^a)

A Deus

pela benção da vida

Agradeço

Aos meus queridos pais

Laurentino (*in memoriam*) e

Aurora pelo amor, incentivo
e esforço

Dedico

AGRADECIMENTOS

A realização deste trabalho só foi possível devido à cooperação de várias pessoas. De modo especial, deixo registrado meu agradecimento:

- Ao meu marido Aleksander, pelo companheirismo, paciência nos momentos de estresse e ajuda em todas as etapas deste estudo.

- Aos meus irmãos, pelo incentivo e torcida.

- À Profª Drª Sonia Cristina Juliano Gualtieri de Andrade Perez pela amizade, apoio e orientação científica.

- Aos professores do curso de Ecologia e Recursos Naturais pelos ensinamentos prestados

- Aos funcionários do Departamento de Botânica Luiz Carlos Ferraz, Ademir de Paula pela ajuda na condução do experimento e Carlos Aparecido Casali pelo constante apoio.

- Aos amigos do curso e em especial do Departamento de Botânica, cada qual com seus trabalhos, sentimentos, idéias e experiências, enriquecendo minha vida.

- À Profª Drª Teresa Cristina Martins Dias do Departamento de Estatística da UFSCar pela orientação na análise estatística.

- À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa de estudo.

“O valor das coisas não está no tempo em que elas duram, mas na intensidade com que acontecem. Por isso existem momentos inesquecíveis, coisas inexplicáveis e pessoas incomparáveis”

Fernando Pessoa

Meu especial agradecimento à Gisele de Freitas Negreiros (*in memoriam*) pela amizade, pelo exemplo de luta e sabedoria.

SUMÁRIO

RESUMO

ABSTRACT

INTRODUÇÃO GERAL

CAPÍTULO 1: EFEITO DO TEOR DE ÁGUA DAS SEMENTES, CONDIÇÕES DE ARMAZENAMENTO, SUBSTRATOS E SOMBREAMENTO NA EMERGÊNCIA DE PLÂNTULAS DE *Ocotea porosa* (NESS et MARTIUS ex. NEES) (LAURACEAE).

| | |
|----------------------------|----|
| Resumo | 7 |
| Abstract | 8 |
| Introdução | 9 |
| Revisão Bibliográfica | 11 |
| Material e Métodos | 21 |
| Resultados e Discussão | 25 |
| Conclusão | 32 |
| Referências Bibliográficas | 33 |

CAPÍTULO 2: EFEITO DO TEOR DE ÁGUA E CONDIÇÕES DE ARMAZENAMENTO DAS SEMENTES, SUBSTRATOS E LUMINOSIDADE NA PRODUÇÃO DE MUDAS DE *Ocotea porosa* (NESS et MARTIUS ex. NEES) (LAURACEAE).

| | |
|----------------------------|----|
| Resumo | 42 |
| Abstract | 43 |
| Introdução | 44 |
| Revisão Bibliográfica | 45 |
| Material e Métodos | 51 |
| Resultados e Discussão | 55 |
| Conclusão | 74 |
| Referências Bibliográficas | 75 |

CAPÍTULO 3: EFEITO DO TEOR DE ÁGUA DAS SEMENTES, CONDIÇÕES DE ARMAZENAMENTO, SUBSTRATOS E SOMBREAMENTO NA EMERGÊNCIA DE PLÂNTULAS DE *Sapindus saponaria* L. (SAPINDACEAE).

| | |
|----------------------------|-----|
| Resumo | 82 |
| Abstract | 83 |
| Introdução | 84 |
| Revisão Bibliográfica | 85 |
| Material e Métodos | 96 |
| Resultados e Discussão | 100 |
| Conclusão | 118 |
| Referências Bibliográficas | 119 |

CAPÍTULO 4: EFEITO DO TEOR DE ÁGUA DAS SEMENTES, CONDIÇÕES DE ARMAZENAMENTO, SUBSTRATOS E SOMBREAMENTO NA PRODUÇÃO DE MUDAS DE *Sapindus saponaria* L. (SAPINDACEAE).

| | |
|----------------------------|------------|
| Resumo | 128 |
| Abstract | 129 |
| Introdução | 130 |
| Revisão Bibliográfica | 131 |
| Material e Métodos | 136 |
| Resultados e Discussão | 141 |
| Conclusão | 164 |
| Referências Bibliográficas | 165 |
| CONCLUSÕES GERAIS | 169 |

RESUMO: O conhecimento de técnicas para produção de mudas torna-se importante por ser uma alternativa viável usada na recomposição de áreas degradadas e, para que isto ocorra, a utilização de sementes com boa qualidade é imprescindível, e portanto, a determinação do ponto de maturação fisiológica também é um fator relevante para a germinação, implicando no sucesso ou no fracasso da produção das mudas. Este trabalho teve como objetivo acrescentar informações sobre as sementes de *Ocotea porosa* (imbuia) e de *Sapindus saponaria* (sabão-de-soldado), procurando viabilizar a coleta, o armazenamento e a produção de mudas em viveiro. No caso de *O. porosa*, as sementes foram coletadas com 40% de água e metade deste lote foi seco até atingir o valor de 30%. Em seguida, os dois lotes de sementes foram acondicionados em duas embalagens (saco plástico e vidro) e armazenados em dois ambientes (laboratório e câmara fria) durante seis meses. Decorrido este período as sementes foram semeadas em dois substratos (substrato agrícola e solo+serragem) e submetidas a duas condições de luminosidade (pleno sol e 65% de sombreamento artificial), para avaliação da porcentagem e velocidade de emergência das plântulas, bem como o crescimento das mudas aos 270 dias após a semeadura. Com os dados obtidos, foram realizadas as análises de agrupamento (cluster), de componentes principais e gráficas. Os resultados indicaram que as sementes de *O. porosa* apresentaram viabilidade e vigor elevados quando coletadas com 40% de água, acondicionadas em saco plástico, independente do ambiente de armazenamento, e que as melhores condições para o crescimento das mudas foram conseguidas sob 65% de sombreamento artificial, com o uso de substrato composto por solo+serragem. As sementes de *Sapindus saponaria* foram coletadas com 51 e 15% de água, acondicionadas em saco plástico, vidro, saco de papel e algodão e armazenadas durante seis e 12 meses. Decorridos estes períodos, as sementes foram semeadas em substrato agrícola, solo + serragem, vermiculita e, areia + solo. Os recipientes foram mantidos sob 0 e 65% de sombreamento artificial, avaliando-se a porcentagem e a velocidade de emergência das plântulas e também o crescimento das mudas 270 dias após a semeadura. A viabilidade e o vigor das sementes de *S. saponaria* são mantidos durante 12 meses quando estas foram coletadas com 15% de água, acondicionadas em embalagens semipermeáveis ou permeáveis e armazenadas em câmara fria e as plantas apresentam maior crescimento quando cultivadas em condições de 65% de sombreamento artificial e em substrato agrícola. As condições de armazenamento proporcionaram a redução do teor de água das sementes coletadas com 51% de água e esta diminuição influenciou positivamente o crescimento das plantas.

ABSTRACT: The knowledgment about techniques for plant propagation is important as a key to recovery degraded areas. In order to get plants high quality it is necessary to harvest seeds with good vigour and viability, and so, the time with that seeds will harvest produce a significative influence on plant growth. The aim of this work is to add informations about *Ocotea porosa* (imbuia) and *Sapindus saponaria* (sabão-de-soldado), including the influence of seed moisture level, storage conditions, substratum and luminosity on seedling vigour and viability, as well as in plant growth. *O. porosa* seeds were harvest with 40% of moisture level, and a half part of this lot is dried until reaching values of 30%. After, both seed lots were stored at different containers (plastic bags and glasses) and environment (laboratory and cool camera) and during six months. After finished the storage period, the seeds were snowed in different substratum (agricultural substratum and cerrado soil plus sawdust) under full sunlight and 65% of artificial shading. The seedling rate and emergence percentage were evaluated as well as the plant growth at 270 days after snow. A cluster, graphics and mainly components analysis were done and the results indicated that *O. porosa* seeds presented the highest vigour and viability when harvest with 40% of moisture level, stored inside plastic bags, in both environment. The best conditions for plant growth is under 65% of shading with cerrado soil plus sawdust. The *S. saponaria* seeds were harvest with 15 and 51% of moisture level, stored in plastic, glasses and cotton bags during six and twelve months. After these periods the seeds were snowed in agricultural substratum, cerrado soil plus sawdust, vermiculita and sand plus cerrado soil. The plant growth under zero and 65% of artificial shading, and the seedling rate and emergence percentage, and plant growth at 270 days after snowing is also evaluated. The seed vigour and viability were maintained during 12 month, when the seeds were harvested with 15% of moisture level, in a cool camera and inside semipermeable and impermeable containers. The plants presented a best growth under 65% of artificial shading using agricultural substratum. The storage conditions promoted a reduction of moisture level from 51% to around 20% and these fact affected positively the plant growth.

INTRODUÇÃO GERAL

Desde meados do século XX, um grande número de pesquisas têm sido feitas com o propósito de amenizar a ação negativa do homem na devastação de recursos naturais. Observa-se que esta ação é mais rápida, haja vista a pressão que plantadores de soja e de outras culturas exercem para ocupar as áreas de floresta ainda intactas. Porém, a tecnologia e a expansão de áreas agrícolas devem ser conciliadas com a conservação de ambientes, promovendo uma ordenação da ocupação do território (Fioravanti, 2004).

Desta forma, o que se observa é uma corrida para tentar amenizar estas ações antrópicas com o emprego de projetos de recuperação de ambientes degradados ou a proteção de áreas de proteção permanente. Esta recuperação não deve ater-se ao mero plantio de espécies perenes, mas assumir a difícil tarefa da reconstrução da estrutura da vegetação nativa, e um dos aspectos fundamentais para esta reconstrução refere-se à escolha adequada de espécies (Rodrigues & Gandolfi, 2001).

Nos modelos de recuperação de áreas degradadas desenvolvidos com sucesso, utilizam-se plantios mistos com espécies pioneiras, criando condições de sombreamento para as espécies dos estágios posteriores de sucessão com o emprego de mudas ou sementes (Rodrigues & Gandolfi, 2001; Kageyama & Gandara, 2001).

Em geral, as espécies florestais apresentam produção irregular de sementes, sendo abundante em determinado ano e escassa em outros. Desta forma o armazenamento torna-se necessário para garantir a demanda anual de sementes, possibilitando um estoque com a manutenção da viabilidade e do vigor para os anos de baixa produção (Carneiro & Aguiar, 1993).

Após o armazenamento, procura-se fornecer as melhores condições para que as sementes expressem sua viabilidade e produzam mudas bem formadas e que resistam às adversidades em campo. Neste aspecto, a luz é um dos fatores ambientais mais importantes que regula o crescimento e o estabelecimento das plantas em condições naturais (Leite & Takaki, 2001).

Por influenciar diretamente a germinação e por sustentar a muda por determinado período, o substrato é um fator que deve ser considerado em projetos de produção de mudas, além de ser uma alternativa de reutilização de resíduos industriais.

Para este trabalho foram escolhidas duas espécies com grande potencial econômico, mas diferentes em relação ao grupo ecológico sucessional, época de coleta e comportamento das sementes durante o armazenamento.

Ocotea porosa, conhecida popularmente como imbuia, é nativa e com predomínio nas matas de clima temperado do sul do Brasil. A madeira de seu tronco é utilizada na fabricação de mobiliário de luxo e instrumentos musicais, fato este que a levou estar na lista das espécies ameaçadas de extinção. No estágio sucessional apresenta-se como uma espécie secundária tardia ou clímax, que exige sombreamento de baixa a média intensidade. Suas sementes apresentam comportamento recalcitrante, quando armazenadas (Lorenzi, 1992; Carvalho, 2003).

Sapindus saponaria, conhecida como sabão de soldado, é originária da América tropical e subtropical e no Brasil apresenta uma ampla distribuição que vai desde o Pará até o Rio Grande do Sul. A espécie é conhecida não apenas pela utilização da madeira, mas também pela presença de saponina, um surfactante natural encontrado nas sementes e nos frutos. Trata-se de uma espécie pioneira, e embora não se tenha nenhum estudo conclusivo com relação ao comportamento das sementes durante o armazenamento, estas mantêm sua viabilidade quando secas e armazenadas sob baixa temperatura (Lorenzi, 1992; Tanaka et al., 1996; Paoli & Santos, 1998).

Frente a estas diferenças de comportamentos, procurou-se com este estudo analisar como a época de coleta das sementes e as condições de armazenamento incluindo duração, embalagens e ambiente afetam a porcentagem e a velocidade de emergência para sementes de *Ocotea porosa* e de *Sapindus saponaria*. Além disto foi realizado um estudo com o uso de diferentes substratos e sombreamento sobre o crescimento das mudas dessas espécies.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

CARNEIRO, J. G. A.; AGUIAR, I. B. Armazenamento de sementes. In: AGUIAR, I. B.; PIÑA-RODRIGUES, F. C. M.; FIGLIOLIA, M. B. (Coord.). **Sementes florestais tropicais**. Brasília: ABRATES, 1993. p. 333-350.

CARVALHO, P. E. R. **Espécies arbóreas brasileiras**. Colombo, PR.: EMBRAPA FLORESTAS, 2003. 1039 p. v 1.

FIORAVANTI, C. O capitalismo verde. **Pesquisa Fapesp**, n.106, p.38-39,2004.

KAGEYAMA, P. Y.; GANDARA, F.B. Recuperação de áreas ciliares. In: RODRIGUES, R.R.; LEITÃO FILHO, H.F. **Matas ciliares: conservação e recuperação**. 2. ed. São Paulo: Edusp: FAPESP, 2001. p. 249-269.

LEITE, I.T.A.; TAKAKI, M. Phytochrome and temperature control of seed germination in *Muntingia calabura* L. (Elaeocarpaceae). **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v.44, n.3, p.297-302, 2001.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas do Brasil**. Nova Odessa: Plantarum, 1992. 368 p.

PAOLI, A.A.S.; SANTOS, M.R.O. Caracterização morfológica de frutos, sementes e plântulas de *Sapindus saponaria* L. (Sapindaceae). **Revista Brasileira de Sementes**, v.20, n.2, p.385-391, 1998.

RODRIGUES, R.R.; GANDOLFI, S. Recuperação de formações ciliares: conceitos, tendências e ações para a recuperação de florestas ciliares. In: RODRIGUES, R.R. & LEITÃO FILHO, H.F. **Matas ciliares: conservação e recuperação**. 2. ed. São Paulo: Editora da Universidade de São Paulo: FAPESP, 2001. p. 233-247.

TANAKA, O.; TAMURA, Y.; MASUDA, H.; MIZUTANI, K. Application of saponins in foods and cosmetics: saponins of *Mohave yucca* and *Sapindus mukurossi*. Saponins used in food and agriculture. **Advances in Experimental Medicine and Biology**, v.405, p.1-11, 1996.

CAPÍTULO I

EFEITO DO TEOR DE ÁGUA DAS SEMENTES, CONDIÇÕES DE ARMAZENAMENTO, SUBSTRATOS E SOMBREAMENTO NA EMERGÊNCIA DE PLÂNTULAS DE *Ocotea porosa* (NESS et MARTIUS ex. NEES) (LAURACEAE).

RESUMO: A condição fisiológica da semente no momento da coleta é um fator importante para a germinação, implicando no sucesso ou no fracasso da produção das mudas. Este trabalho teve por objetivo acrescentar informações sobre as sementes de *Ocotea porosa* (imbuia), procurando viabilizar a coleta, o armazenamento e a produção de mudas em viveiro. As sementes com 40 e 30% de água apresentaram variação na composição química. Estas foram acondicionadas em diferentes embalagens (sacos plásticos e vidros) e armazenadas em diferentes ambientes (laboratório e câmara fria). Depois foram semeadas em sacos plásticos preenchidos com diferentes substratos (composto agrícola e solo de cerrado + serragem) e condições de luminosidade (com e sem sombreamento artificial), avaliando-se a porcentagem e velocidade de emergência das plântulas. Realizou-se a análise conjunta das variáveis a fim de examinar a relação entre elas. Após a identificação de uma relação linear entre as variáveis, procedeu-se à análise de agrupamento (cluster). Os dados indicaram que o uso de sementes coletadas com 40% de água, acondicionadas em sacos plásticos, armazenadas em laboratório e emergidas sob 65% de sombreamento com o uso de substrato agrícola e solo + serragem, produziu elevada porcentagem e velocidade de emergência das plântulas. O acondicionamento em embalagens de vidro prejudicou a viabilidade e o vigor das sementes durante o armazenamento.

ABSTRACT: The most important factor at the harvest time is the seed physiological condition, that will produce success or failure on plant establishment. The aim of this work was to add informations about *Ocotea porosa* (imbuia) seeds, as the right time to harvest, the best way to storage and for plant establishment and growth inside greenhouse. In this study, the seed moisture level was 40 and 30% and differences on chemical composition was detected. The storage was carried out using plastic bags and glass recipients at room conditions and cool room. The seeds from different conditions were snowed in plastic bags containing different substratum (agricultural compound, cerrado soil plus sawdust) maintained under full sunlight and 65% of artificial shadding. In order to know the relationships between the parameters a combined analysis was done. A linear relationship between the parameters was detected, and so, a cluster analysis was done. The highest rate and percentage of seedling emergence was registered with seeds presenting 40% of moisture level, stored under room conditions, inside plastic bags, snowed in agricultural substratum and cerrado soil plus sawdust, maintained under 65% of artificial shadding. The seeds storage inside glass recipients decreased seed viability and vigor.

INTRODUÇÃO

Atualmente, o que se vivencia é que tanto as autoridades governamentais e não governamentais, quanto as instituições de ensino e pesquisa, reconhecem a necessidade de recuperação de áreas degradadas, com a utilização de espécies nativas e, no caso da floresta atlântica, a urgente preservação de populações remanescentes. Fronteiras agrícolas estão se ampliando e ocupando as áreas de Cerrado, onde a biodiversidade local jamais será restaurada completamente.

Para o uso de programas de reflorestamento é necessária a obtenção de informações sobre as espécies a serem utilizadas, informações estas, que advém de um longo tempo de estudo sobre fenologia, ecofisiologia, métodos de produção, épocas de coleta, qualidade das sementes e técnicas de armazenamento, tecnologias estas, que ainda não estão inteiramente dominadas.

A renovação da vegetação, a recuperação de áreas degradadas, o estabelecimento de bancos de germoplasma, os programas de melhoramento e os plantios para exploração econômica de frutos, madeira e produtos medicinais são dependentes da coleta de sementes e reprodução dessas espécies (Melo et al., 1998).

Uma das maiores dificuldades para o estudo envolvendo as espécies florestais é a obtenção de sementes, que devido às suas características fenológicas, possuem amplo período de maturação, muitas vezes não havendo um sincronismo de florescimento. Portanto, são encontrados frutos em vários estágios de desenvolvimento em um mesmo indivíduo e isto implica em um constante retorno às mesmas matrizes inicialmente utilizadas para as coletas (Kageyama & Piña-Rodrigues, 1993).

Além disto, as espécies florestais, em geral, apresentam produção irregular de sementes, sendo abundante em determinado ano e escassa em outros. Portanto, a escolha da melhor forma de armazenamento torna-se necessária para garantir a demanda anual de sementes, possibilitando um estoque, com a manutenção da viabilidade e do vigor para os anos de baixa produção (Carneiro & Aguiar, 1993).

Para manter a qualidade fisiológica de grande parte das espécies, os estudos com as sementes demonstram que as melhores condições de armazenamento devem ser sob baixos valores de umidade e temperatura (Borges et al., 1991; Mello & Eira, 1995; Bilia et al., 1998b; Nodari et al., 1998; Figliolia et al., 2000; Teófilo et al., 2003) e que, além destas condições, o tipo de embalagem utilizado tem influência significativa (Carvalho & Nakagawa, 2000).

Informações sobre os procedimentos de germinação e produção de mudas de espécies arbóreas são ainda muito escassas, levando-se em consideração a diversidade da flora brasileira. Os projetos que visam a conservação e a exploração de espécies florestais nativas também dependem da formação de mudas com alto vigor. Para tanto, um dos fatores a serem levados em consideração é o substrato, que tem grande influência no processo de germinação e emergência das plantas, devendo apresentar uma boa estrutura, aeração, capacidade de retenção de água, baixa infestação de patógenos e ser atóxico.

Com relação à produção de mudas, outro fator determinante é sua adaptação às diferentes condições de luz. Em geral, as diferentes intensidades luminosas causam mudanças fisiológicas e morfológicas na planta, sendo que a adaptação a estas mudanças está relacionada com as características genéticas da planta e a interação com o ambiente (Neto et al., 2001).

Neste contexto, os estudos que analisam as influências de fatores tais como: época de coleta, condições de armazenamento, tipos de substrato, teor de água das sementes e intensidade luminosa na germinação e sobrevivência das plântulas são fundamentais para o desenvolvimento de tecnologias para produção de mudas com alto padrão de qualidade.

Os aspectos aqui abordados constituem pontos importantes a serem pesquisados e esclarecidos para emergência de plântulas de *Ocotea porosa* (imbuia), para que esta espécie possa ser preservada e utilizada para fins econômicos.

REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

Coleta de Sementes e Maturidade Fisiológica

Com o propósito de manter a biodiversidade das matas ou mesmo o plantio para fins paisagísticos e comerciais, há a necessidade de coleta de um grande número de sementes, já que muitas vezes estas apresentam baixa qualidade fisiológica que advém do fato da coleta ser de difícil acesso ou mesmo pela maturação irregular dos frutos e nestas condições, as sementes são coletadas quando caem ao chão, ficando expostas ao ataque de roedores, pássaros e à contaminação por fungos, afetando assim a sua qualidade (Piña-Rodrigues et al., 1992b).

Independente da finalidade do plantio, as sementes de boa qualidade são importantes para o sucesso de um reflorestamento e os avanços em estudos de fisiologia de sementes trarão conhecimento para o desenvolvimento de novas tecnologias para a produção de mudas de diversas espécies.

Vários autores ressaltam a importância e as dificuldades da produção de sementes de espécies florestais em escala comercial e para a conservação genética, principalmente devido à falta de conhecimento de mecanismos ecológicos envolvidos na produção das sementes (Kageyama & Piña-Rodrigues, 1993; Piña-Rodrigues & Piratelli, 1993).

A coleta se apresenta como um dos fatores imprescindíveis para que se tenha elevada porcentagem de germinação, desenvolvimento e sobrevivência das mudas em campo, uma vez que depende do conhecimento da época de maturação, das características de dispersão e das condições climáticas. A condição fisiológica da semente no momento da coleta é um dos fatores mais importantes para o êxito na sua utilização e manutenção de sua qualidade.

A definição do período ideal de coleta e os parâmetros que permitem estabelecer este período, variam de acordo com a espécie, com o local e entre os indivíduos, de modo que estes parâmetros devem ser estabelecidos para que os trabalhos de melhoramento e conservação não sejam prejudicados pela baixa qualidade da semente ou pela completa perda da viabilidade, em virtude de uma coleta e manejo inadequados. Por exemplo, em espécies nas quais sementes de vários estágios de desenvolvimento estão presentes em uma mesma matriz, de forma simultânea, torna-se um risco retardar a coleta para permitir a maturação uniforme das sementes, visto que podem ser perdidas aquelas que já se encontravam maduras. Por outro lado, antecipar a coleta resulta em um número maior de sementes imaturas e de baixa qualidade (Castro et al, 2004).

A maturidade fisiológica de uma semente começa com a fertilização de uma célula, que sofrerá muitas alterações morfológicas e bioquímicas, como maior produção de enzimas, principalmente nos tecidos de reserva e culmina com a semente madura, geralmente incluindo dessecação antes de sua dispersão ou coleta. Neste estágio, a semente atinge o máximo vigor e viabilidade. Contudo, a maturação não é um processo obrigatório para a aquisição de germinabilidade (Bewley & Black, 1994).

A época adequada de coleta das sementes torna-se importante porque a partir do ponto de maturidade fisiológica, inicia-se um processo de deterioração, que pode ser acelerado ou atrasado, mas é irreversível. Em campo, o ponto de maturação dos frutos é o melhor indicador da época exata da coleta para muitas espécies, sendo identificado pela variação de coloração, por rachaduras externas, pela queda natural, pela abertura dos frutos na própria árvore, pelo tato e pela presença de aves e/ou insetos no local (Piña-Rodrigues & Aguiar, 1993).

A mudança de coloração do fruto foi observada como um parâmetro eficiente para determinar a época ideal de coleta em sementes de *Anadenanthera macrocarpa* (Souza & Lima, 1985); de *Syzygium aromaticum* (Maeda et. al., 1990); e de *Atriplex cordobensis* (Aiazzi et. al., 1998). No entanto, a modificação na coloração dos frutos nem sempre está associada à maturação da semente, podendo estar mais relacionada com o hábito de crescimento da espécie, ou mesmo com a localização geográfica e com as alternâncias climáticas (Capelanes & Biella, 1985; Piña-Rodrigues, 1985).

Outros parâmetros que podem expressar a maturidade fisiológica das sementes de espécies florestais são o teor de água e o peso de matéria seca, sendo este último, apontado como o melhor indicador do estágio de maturação da semente, uma vez que ocorre diminuição do teor de água e acúmulo de materiais de reserva como proteínas, lipídios e carboidratos, que resulta em aumento de peso seco e de tamanho. No entanto, para Carvalho & Nakagawa (2000), esta característica não deve ser utilizada como única indicadora, pois podem ocorrer alterações fisiológicas e bioquímicas, mesmo após as sementes terem atingido o conteúdo máximo de matéria seca.

Muitas vezes, as sementes que não atingiram a maturidade fisiológica, quando colocadas para germinar logo após a coleta, mesmo sob condições adequadas, apresentam menor porcentagem de germinação, quando comparadas às outras, que passaram por um período de armazenamento. Este fato se deve à necessidade de uma secagem lenta das sementes para que ocorra a maturação do embrião (Carvalho & Nakagawa, 2000).

Com sementes de ipê rosa (*Tabebuia avellanedae*), Barbosa et al. (1992) demonstraram que o peso seco, o teor de água, a porcentagem e o índice de

velocidade de germinação são bons indicadores da maturidade fisiológica das sementes desta espécie.

Composição Química das Sementes

Assim como as várias partes da planta, as sementes apresentam uma composição química bastante variável, de acordo com a etapa de desenvolvimento em que ela se encontra ou pela influência de fatores externos. A composição química da semente é definida geneticamente, mas pode ser influenciada pelas condições ambientais a que foram submetidas as plantas que as originaram (Carvalho & Nakagawa, 2000).

As principais substâncias armazenadas nas sementes são os carboidratos, os lipídios e as proteínas, existindo também outros componentes em pequenas quantidades como macro (N, P, K, Ca, Mg e S) e micro-nutrientes (B, Cl, Co, Cu, Fe, Mn, Mo, Ni e Zn), além de vitaminas e fitormônios. Desta forma, as sementes apresentam em sua composição todas as substâncias que são encontradas em outras partes da planta. Em função da substância predominante no tecido de reserva as sementes recebem diferentes denominações, como exemplo, em sementes amiláceas predomina o amido, nas oleaginosas os lipídios e nas protéicas, as proteínas (Carvalho & Nakagawa, 2000).

Esses componentes são utilizados na respiração, na síntese de outras moléculas e para a produção de energia (Bewley & Black, 1994).

As variações na constituição química das sementes de diferentes espécies constituem um dos fatores responsáveis pela diferença de longevidade. Em geral, quando armazenadas sob as mesmas condições, as sementes amiláceas apresentam maior longevidade que as oleaginosas. Assim, o conhecimento da composição química das sementes é importante para estudos de tecnologia em sementes, pois tanto o vigor quanto o potencial de armazenamento são influenciados pelo teor e quantidade dos diferentes compostos químicos presentes (Zanon & Ramos, 1986).

Armazenamento

Após as sementes serem coletadas e antes de serem comercializadas ou utilizadas para semedura, elas devem ser armazenadas adequadamente, para que se possa reduzir ao mínimo o processo de deterioração. Assim, a determinação das condições ideais para o armazenamento torna-se importante para espécies cujas

sementes perdem rapidamente sua qualidade fisiológica ou mesmo quando não podem ser semeadas logo após a colheita (Carneiro & Aguiar, 1993).

O processo de deterioração refere-se a toda e qualquer alteração degenerativa e é um processo irreversível, não se pode impedi-lo, mas é possível retardar sua velocidade com um manejo adequado e eficiente das condições ambientais durante o armazenamento. A perda do poder germinativo é a consequência final da deterioração das sementes (Baudet, 2003).

Dependendo da constituição genética, relacionada às propriedades do tegumento e de sua composição química, as sementes de algumas espécies deterioram-se rapidamente, enquanto outras mantêm sua viabilidade durante muito tempo.

As condições fundamentais para o armazenamento das sementes são a umidade relativa do ar e a temperatura do ambiente de armazenamento, pois tanto uma como a outra influem diretamente na velocidade respiratória da semente. Dessa forma, as sementes da maioria das espécies conservam por mais tempo a sua qualidade quando mantidas em ambiente seco e frio, pois altos valores de temperatura e umidade relativa, geralmente aumentam a atividade respiratória da semente e a velocidade de deterioração das mesmas (Carneiro & Aguiar, 1993).

Este fato pode ser destacado nos trabalhos de Mello & Eira (1995), onde sementes de jacarandá mimoso mantiveram a viabilidade em temperaturas subzero, independente de terem sido submetidas ou não a secagem prévia, ao passo que em temperatura de ambiente de laboratório, após seis meses, as sementes apresentaram diminuição significativa da germinação. As sementes de cedro rosa permaneceram viáveis durante três anos, quando armazenadas em câmara fria e seca, independente do tipo de embalagem empregada (Piña-Rodrigues & Jesus, 1992a), e as sementes de moringa (*Moringa oleifera* Lam.) se mantiveram viáveis durante nove meses, quando armazenadas em câmara fria, independente da embalagem e por igual período, mas em condições de ambiente de laboratório e acondicionadas em embalagens herméticas (Teófilo et al., 2003).

Em outro estudo foi observado que as sementes de mogno (*Swietenia macrophylla* King.), quando mantidas em refrigerador, apresentaram maiores taxas de germinação do que as armazenadas nas condições do ambiente de laboratório (Lemos Filho & Duarte, 2001).

Além dos fatores acima citados (umidade relativa do ar e temperatura de armazenamento) pode-se incluir ainda o teor de água das sementes quando armazenadas e os tipos de embalagens utilizados, que também afetam a conservação das sementes. Neste contexto, vale ressaltar que as sementes de diversas espécies,

mantidas sob mesmos valores de temperatura e umidade relativa do ar, apresentam diferentes teores de água de equilíbrio higroscópico.

Como as sementes apresentam respostas diferentes ao serem armazenadas, são divididas em: ortodoxas, recalcitrantes e mais recentemente, inclui-se as sementes classificadas como intermediárias.

Sementes ortodoxas podem ser armazenadas após serem secas até atingirem um conteúdo muito baixo de água (5 a 7% com base no peso fresco), sem perder a viabilidade, e podem ser mantidas em ambientes com baixas temperatura e umidade do ar. Por outro lado, as sementes recalcitrantes não podem ser secas abaixo de um elevado teor de água (de 40 a 50%), pois perdem totalmente a sua viabilidade. Estas sementes podem apresentar diferentes níveis de recalcitrância, com um gradiente contínuo desde a baixa até a alta recalcitrância. Sementes com alta recalcitrância toleram pequena perda de água, mas são muito sensíveis às baixas temperaturas, e são normalmente representantes de espécies tropicais e de ambientes úmidos. As sementes com baixo nível de recalcitrância toleram a retirada de elevados pontos percentuais de água, suportam baixas temperaturas e são espécies de clima temperado e sub-tropical. Um tipo intermediário de sementes são aquelas capazes de serem secas a um teor de água em torno de 10 a 15% sem perder sua viabilidade, mas que poderão tornar-se inviáveis, se forem secas a conteúdos inferiores a estes índices. Além disso, são susceptíveis a temperaturas abaixo de zero (Villela & Peres, 2004)

As sementes de *Inga uruguensis*, tidas como recalcitrantes, quando acondicionadas em sacos de polietileno, com 50% de umidade, e armazenadas em ambiente frio (10°C), mantiveram sua qualidade fisiológica durante 60 dias, mesmo sendo uma espécie que apresenta curto período de viabilidade (Bilia et al., 1998b). As sementes de *Campomanesia rufa* acondicionadas em sacos de polietileno e armazenadas durante 180 dias em ambiente natural (23 a 35°C e 70-75% UR), apresentaram maiores valores de porcentagem e índice de velocidade de germinação, quando comparadas àquelas armazenadas por igual período em refrigerador (5-8°C e 80-90% UR) (Arrigoni-Blank et al., 1997). Segundo os autores, a baixa temperatura provavelmente interferiu mais significativamente na perda do vigor das sementes do que o teor de água.

Com relação às embalagens utilizadas no armazenamento, estas devem ajudar a diminuir a velocidade do processo de deterioração, mantendo o teor de água das sementes quando forem armazenadas, com o intuito de diminuir a respiração. Alguns trabalhos ressaltam uma relação positiva entre o tipo de embalagem e a manutenção da qualidade das sementes (Botelho & Carneiro, 1992; Nodari et al., 1998). No

entanto, Condé & Garcia (1995) não encontraram diferença significativa quanto ao uso de diferentes tipos de embalagens no armazenamento de sementes de *Andropogon gayanus*. O mesmo fato foi verificado para as sementes de branquilha (*Sebastiania commersoniana*), armazenadas por períodos de até cinco meses e meio (Santos, 2003). As sementes de *Piptadenia peregrina* Benth. perdem a viabilidade mais rapidamente sob condições de ambiente de laboratório, seguido de antecâmara e câmara fria, independente do tipo de embalagem, sendo a temperatura o fator determinante para a manutenção da viabilidade para sementes desta espécie (Borges et al., 1991).

De maneira geral, as embalagens destinadas ao armazenamento de sementes são classificadas de acordo com o grau de permeabilidade ao vapor d'água em: porosas ou permeáveis, que permitem a troca de umidade das sementes com o meio circundante e aí estão incluídas as embalagens de pano, papel e papelão; semiporosas ou resistentes à penetração de umidade, que não impedem completamente a passagem de umidade, mas permitem a passagem de menor quantidade de umidade e como exemplo, pode-se citar embalagens de polietileno, papel multifoldado, papelão revestido com papel ceroso, alumínio ou asfalto e por fim, as embalagens impermeáveis que não permitem a troca de umidade com o ambiente, como as latas de metal, polietileno de elevada espessura, vidros e alumínio (Zanon & Ramos, 1985).

Para a utilização de um ou outro tipo de embalagem deve-se levar em consideração o teor de água das sementes, a umidade relativa do ar e o período de armazenamento. Além disso, deve ser resistente à ruptura e tensão, ser de fácil manejo, proteger contra insetos e animais, ter baixo custo e ser de fácil impressão ou rotulagem (Medeiros, 2000).

As sementes de *Cariana estrellensis* Kuntze, armazenadas em câmara fria e acondicionadas em embalagem impermeável (sacos contendo camadas de papel-polietileno-alumínio-polietileno) mantiveram a qualidade fisiológica por 240 dias, onde houve um aumento do teor de água das sementes, e até 480 dias, quando acondicionadas em embalagens permeáveis (sacos de polietileno) e semipermeáveis (saco de náilon-polietileno) (Figliolia et al., 2000).

Substrato

Como o substrato é um dos fatores externos que influenciam a germinação das sementes, a escolha do material a ser utilizado como tal em testes de germinação

deve-se levar em consideração o tamanho das sementes, sua exigência por água e aeração e sua sensibilidade à luz.

Para as espécies florestais nativas existem poucas recomendações e prescrições quanto aos tipos de substrato a serem utilizados e estão sendo pesquisados o carvão, o esfagno e principalmente a vermiculita. De qualquer maneira, o importante é que o substrato mantenha uma proporção adequada entre a disponibilidade de água e a aeração, não devendo ser umedecido em excesso para evitar que uma película de água envolva a semente, restringindo as trocas gasosas (Figliolia et al., 1993; Ledo et al., 2002).

Assim, o substrato a ser utilizado deve ser definido em função do tamanho e da sensibilidade das sementes, para propiciar melhor desenvolvimento das plântulas no decorrer do teste de germinação. A vermiculita é um substrato excelente para a germinação de sementes de espécies florestais, principalmente pela baixa contaminação por microrganismos, além de ser recomendado para sementes que possuem forma esférica como as canelas (*Ocotea* sp.), *Cryptocarpa* sp. e *Nectandra* sp., pois o contato entre as sementes e o substrato é bem maior (Figliolia et al., 1993).

Para os testes de germinação em laboratório, foram registrados melhores resultados quando se utilizou areia para as sementes de *Sebastiania commersoniana* (Baill.) (Santos & Aguiar, 2000); papel-filtro para *Mimosa caesalpiniaefolia* Benth. (Alves et al., 2002), *Ocotea corymbosa* Meissn. Mez. (Bilia et al., 1998a) e de *Peltophorum dubium* (Perez et al., 1999). A vermiculita foi eficiente para germinação de sementes de *Cedrela fissilis* Vell. (Santos et al., 1997); vermiculita, areia e papel para sementes de *Colubrina glandulosa* Perk. (Albuquerque et al., 1998); papel-filtro e areia para germinação de sementes de *Tibouchina sellowiana* Cogn. (Barbosa et al., 1988).

Em geral, para serem utilizados como componentes de substratos, os materiais devem ser de fácil obtenção, baixo custo, facilmente encontrados e que não tragam fitotoxicidade para as sementes e plântulas.

Intensidade Luminosa

A luz é um fator importante no crescimento da planta por afetar processos como a fotossíntese e a intensidade, qualidade, duração e periodicidade da luz influenciam tanto quantitativa como qualitativamente no desenvolvimento da planta (Pedroso & Varela 1995).

Com relação à germinação das sementes, a resposta à luz é uma característica ecofisiológica da espécie e tem estreita correspondência com o seu posicionamento

no estágio sucessional em florestas (Jesus & Piña-Rodrigues, 1989). Avaliando a germinação de sementes de oito espécies pioneiras de ambientes tropicais, em condições naturais de clareira e sob a copa das árvores, Válio & Scarpa (2001) puderam constatar que a qualidade da luz sob a copa das árvores exerceu forte influência na germinação das espécies estudadas. Assim, a sensibilidade das sementes à luz varia de acordo com a espécie, sendo algumas sementes influenciadas positivamente, outras negativamente e outras são indiferentes à intensidade luminosa (Borges & Rena, 1993).

Neste aspecto, estudos sobre o efeito do sombreamento na germinação de sementes de *Eugenia dysenterica* Mart. (Oga et al., 1992); *Ocotea catharinensis* Mez (Silva & Aguiar, 1998); *Aniba rosaeodora* (Marques et al., 1999); *Caesalpinia peltophoroides* Benth., *Pterogyne nitens* Tul. e *Inga uruguensis* Hook. et Ran. (Scalon et al., 2002) foram realizados utilizando-se várias intensidades luminosas e concluiu-se que o sombreamento afetou a porcentagem de germinação de *Caesalpinia peltophoroides*, *Pterogyne nitens* e *Inga uruguensis* e, as demais espécies estudadas foram indiferentes a este fator. Sementes de *Cecropia hololeuca* Miq., uma espécie conhecida por crescer em grandes áreas de clareiras, também germinaram no escuro quando submetidas à temperaturas alternadas, sugerindo a importância da alternância de temperatura e a interação entre luz e temperatura no processo germinativo (Godoi & Takaki, 2004).

Testes de Vigor

Várias propostas têm sido feitas para classificar os métodos para avaliar o vigor das sementes, mas de modo geral, os testes estão divididos em quatro grupos: fisiológicos, físicos, bioquímicos e de resistência. Os testes fisiológicos, avaliam uma atividade fisiológica específica, cuja manifestação depende do vigor. Neste grupo tem-se o teste da primeira contagem, o índice de velocidade, a classificação do vigor das plântulas, a emergência de plântulas, transferência de matéria seca, crescimento de plântulas e teste de exaustão (Marcos Filho, 1999).

O teste de velocidade de emergência de plântulas baseia-se no princípio de que um lote é mais vigoroso quanto mais rápida for a emergência das plântulas no campo. A partir do dia em que a primeira plântula emergir do solo conta-se diariamente o número de plântulas que atingiram um estágio de crescimento pré-estabelecido, até que esse número mantenha-se constante. Ao final do teste calcula-se o número de plântulas emergidas e obtém-se a velocidade de emergência através de fórmulas, conforme citado em Nakagawa (1994).

Ocotea porosa

Em função da carência de estudos sobre as espécies florestais nativas, escolheu-se para este trabalho *Ocotea porosa* (Nees et Martius ex. Nees). Esta espécie pertence à família Lauraceae e segundo Lorenzi (1992) é conhecida em todo o Brasil com os nomes: imbuia, embuia, canela-imbuia, imbuia-clara, imbuia-parda, imbuia-preta, umbuia, imbuia-zebrina e que apresenta como sinonímia botânica os nomes de *Phoebe porosa* (Nees & Mart.) Mez e *Cinnamomum porosum* (Nees & Mart.) Kost. Trata-se de uma espécie nativa com distribuição em matas de clima temperado do sul do Brasil, que atinge cerca de 30 m de altura quando adulta, apresenta folhas inteiras dispostas em geral alternadamente, sem estípulas; as flores são pequenas, não coloridas, cíclicas, hermafroditas. O fruto é carnoso, com epicarpo coriáceo. A semente é uma castanha, com superfície lisa, contendo numerosas estrias, pode medir de 12 a 20 mm de diâmetro, apresenta dormência tegumentar, sendo recomendados tratamento por escarificação mecânica ou estratificação em areia ou serragem úmida (Carvalho, 2003).. A amêndoa divide-se em duas metades semi-globulosas (Joly, 1987). A madeira de seu tronco é bastante utilizada para marcenaria e mobiliário de luxo, para a construção civil, podendo também ser empregada em paisagismo, como planta ornamental. *Ocotea porosa* também empregada em perfumaria pois através de destilação, extrai-se um fixador, considerado de qualidade superior ao extrato de sândalo (Carvalho, 2003).

Trata-se de uma espécie secundária tardia ou clímax tolerante à sombra. É presença obrigatória em plantios mistos de áreas de preservação permanente; seus frutos são muito procurados por várias espécies de pássaros e amadurecem de janeiro até março (Carvalho, 2003; Lorenzi, 1992).

As sementes de espécies do gênero *Ocotea* apresentam curta longevidade, comportamento recalcitrante, baixa porcentagem final e irregularidade de germinação (Lorenzi, 1992; Bilia et al., 1998a; Carvalho 2003). *Ocotea porosa* está na lista oficial das espécies da flora brasileira ameaçadas de extinção, na categoria de espécies vulneráveis e da relação de espécies arbóreas que correm perigo de extinção. No estado de Santa Catarina, é citada como espécie rara ou ameaçada de extinção e no Paraná, está incluída na categoria de espécie rara. Diante deste fato, torna se muito importante a conservação genética desta espécie, principalmente *ex-situ*, devido aos desmatamentos em sua área de ocorrência natural (Carvalho, 2003).

OBJETIVO

Face ao exposto acima, este trabalho teve como meta avaliar a viabilidade e vigor de plântulas de *Ocotea porosa*, provenientes de sementes coletadas com diferentes teores de água, armazenadas em diferentes condições e emergidas em diferentes substratos e diferentes intensidades luminosas.

MATERIAL E MÉTODOS

O trabalho foi conduzido no Laboratório de Ecofisiologia de Sementes e no Jardim Experimental do Departamento de Botânica, ambos no *Campus* da Universidade Federal de São Carlos - São Carlos, SP.

1 - *Material biológico*

Foram utilizados frutos maduros, considerando como parâmetro de maturação, sua coloração (no momento da coleta possuíam uma coloração violácea escura a preta) de *Ocotea porosa* (Nees) L. Barroso coletados na DFEE - Divisão de Florestas e Estação Experimental do Instituto Florestal em Itararé - SP. O experimento teve início em abril de 2001 com a coleta e transporte dos frutos, acondicionados em sacos de polietileno, sem estarem danificados.

Os frutos foram despulpados em água corrente, fortemente friccionados sobre peneira de malha grossa para a remoção do epicarpo e do mesocarpo, servindo também como escarificação mecânica para as sementes. Estas foram colocadas sobre peneira de malha grossa para secar superficialmente em condições de ambiente de laboratório, durante 24 horas. Foi realizada uma triagem manual das sementes, descartando-se aquelas danificadas e deformadas. Para a obtenção de maior uniformidade de tamanho foram utilizadas sementes que tinham entre 12 e 15 mm de diâmetro. Estas sementes passaram por uma assepsia utilizando-se hipoclorito de sódio a 4% durante dois minutos, e em seguida foram lavadas em água corrente e em solução de Captan (5%) durante cinco minutos. Em seqüência foram colocadas para secar sobre folhas de papel toalha antes de serem armazenadas.

2 - *Testes em laboratório*

2.1 - Determinação do teor de água

Determinou-se o teor de água utilizando-se duas repetições de 50 sementes intactas, secas em estufa a $105^{\circ}\text{C} \pm 3^{\circ}\text{C}$ durante 24 horas (método direto), conforme descrito em Brasil (1992), expressando-se os resultados em porcentagem do peso úmido. O teor de água inicial foi de 40%. Parte destas sementes foram armazenadas com este teor de água e a outra parte foi seca em ambiente de laboratório, durante 11 dias até atingir 30% de água, para depois serem armazenadas. Decorrido o período de armazenamento pré estabelecido, determinou-se novamente o teor de água destas sementes.

2.2 - Análise química

Os teores de carboidratos totais (amido), lipídios totais e proteína foram determinados no Laboratório de Tecnologia de Produtos Agropecuários do Departamento de Tecnologia da FCAV/UNESP, Campus de Jaboticabal-SP.

Os teores de lipídio e proteína foram determinados pelo método prescrito pela AOAC (1990), utilizando-se o aparelho de extração de Soxhlet. Na extração foi utilizado como solvente éter de petróleo (p.e. 30-60°C), com refluxo contínuo durante oito horas.

Para determinação dos carboidratos, expressos como amido, foi determinado o teor de glicose, e este valor multiplicado pelo fator 0,9, sendo este um índice de conversão (Miller, 1959).

2.3 - Armazenamento

Para as sementes com os teores de água (40 e 30%) o acondicionamento foi feito em:

- Vidros de conserva, esterilizados por calor seco e fechados, utilizando-se fita de vedação hidráulica (politetrafluoretileno - PTFE) e fita adesiva sobre a tampa de plástico, ficando completamente cheios;
- Sacos de polietileno de 25 x 30 cm, com 0,1 mm de espessura.

Os lotes de sementes foram armazenados durante seis meses em:

- Ambiente de laboratório (com temperatura média anual de 25°C e U.R. em torno de 70%)
- Câmara Fria ($T = 9^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ e U.R. = 50%), do Departamento de Produção Vegetal da FCAV/UNESP de Jaboticabal - SP.

3 - *Experimento no Jardim Experimental*

Foi feito um teste preliminar de emergência em areia lavada e seca ao sol, onde as sementes apresentaram 90,5% de emergência.

O teste de emergência foi realizado semeando-se as sementes diretamente em recipientes - sacos pretos de polietileno com 14 cm de largura por 27 cm de altura, com volume aproximado de 4L, completamente preenchidos com:

- Serragem + solo sob cerrado (retirado de 20 a 30 cm abaixo da superfície do solo) na proporção de 2:1 (mistura curtida durante quatro meses, com pH 5,7) e
- Substrato agrícola próprio para mudas de espécies florestais (com pH 5,8 e composto de material orgânico de origem vegetal, vermiculita expandida e nutrientes).

Procurou-se utilizar como substratos para emergência e produção das mudas, materiais de fácil obtenção e de baixo custo (solo e serragem) em contrapartida a outros como o substrato agrícola comercial.

Para cada substrato foram utilizadas quatro repetições com vinte sementes, semeadas entre 3 e 4 cm de profundidade (Hartmann & Kester, 1983). Os sacos com substratos e sementes foram irrigados com água do poço artesiano da UFSCar quando necessário, e as ervas daninhas eliminadas manualmente.

O teste de emergência foi conduzido em duas condições de sombreamento: 0% (pleno sol) e 65% (obtido com a utilização de tela de poliolefinas de cor preta, formando um túnel através de suportes metálicos sobre as bancadas e dentro de estufa com ventilação forçada, modelo Double Poly Pad/ Fan).

Para a determinação da porcentagem e velocidade de emergência das plântulas, as contagens foram realizadas diariamente a partir do dia em que a primeira plântula emergiu do substrato. Ao final do teste, 270 dias após a semeadura, os dados diários do número de plântulas foram empregados para calcular a porcentagem de emergência e a velocidade de emergência. O desempenho das sementes foi avaliado através da:

- Emergência: Os dados obtidos em contagens diárias foram utilizados para calcular a porcentagem de plântulas emergidas para cada repetição. O resultado foi expresso em porcentagem como a média aritmética das quatro repetições.

- Velocidade de emergência: Os dados diários do número de plântulas foram empregados na fórmula de velocidade de emergência, segundo metodologia descrita por Labouriau (1983).

$$V = \frac{1}{t} \text{ (expresso em dias}^{-1}\text{)}$$

Onde: V = velocidade média de emergência; t = tempo médio para emergência e

$t = \frac{\sum n_i t_i}{\sum n_i}$ (média ponderada dos tempos de emergência, usando-se como pesos de ponderação os números n_i de sementes emergidas nos intervalos equispaçados sucessivos $t_{i-1} \dots t_i$).

Considerou-se como plântulas emergidas aquelas que apresentavam o epicótilo com no mínimo meio centímetro sobre a superfície do substrato e os resultados foram expressos como a média aritmética das quatro repetições.

4 - *Análise Estatística:*

O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado com quatro repetições (sacos plásticos) e vinte sementes por repetição, num esquema fatorial $2 \times 2 \times 2 \times 2$ representado pelo teor de água, tipo de embalagem, ambiente de armazenamento, tipo de substrato e intensidade de luz.

Realizou-se uma análise conjunta das variáveis de interesse (porcentagem e velocidade de emergência), de forma a preservar a natureza multivariada dos dados, a fim de examinar a relação existente entre elas. Identificada uma relação linear entre as variáveis, foi aplicada uma análise de agrupamentos (clusters), que consiste na segmentação das 32 configurações em um número reduzido de grupos, permitindo, a partir dos grupos formados, extrair conclusões relevantes acerca do experimento realizado. Utilizou-se para esta análise o programa Statistica 6.0 e Minitab 10 for Windows.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os resultados obtidos para o teor de água das sementes após o período de armazenamento são apresentados nas Tabelas 1 e 2.

Tabela 1: Valores médios (*) do teor de água das sementes de imbuia (*Ocotea porosa*) após seis meses de armazenamento com 40% de água inicial.

| Ambiente | Embalagem | Vidro | Plástico |
|-------------|-------------|-------|----------|
| | Câmara Fria | | 40,2 |
| Laboratório | | 40,1 | 36,9 |

* Médias não diferem entre si pelo teste F a 5% de probabilidade.

Pelos dados contidos na Tabela 1, observa-se que as embalagens de plástico e de vidro, consideradas semi-permeáveis e impermeáveis, respectivamente, mantiveram praticamente inalterado o teor de água que as sementes apresentavam antes do armazenamento, não diferindo estatisticamente pelo teste F ao nível de 5% de probabilidade. No entanto, pelos dados da Tabela 2, observa-se que sementes acondicionadas com 30% de água em embalagem de vidro, mantiveram melhor a umidade que as sementes acondicionadas em embalagem de plástico e armazenadas em ambiente de laboratório.

Tabela 2: Valores médios (*) do teor de água das sementes de imbuia (*Ocotea porosa*) após seis meses de armazenamento com 30% de água inicial.

| Ambiente | Embalagem | Vidro | Plástico |
|--------------|-------------|---------|----------|
| | Câmara Fria | | 34,5 Aa |
| Laboratório | | 39,5 Aa | 21,0 Ba |
| CV (%) 12,67 | | | |

* Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e pela mesma letra minúscula na coluna não diferem estatisticamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey.

As sementes de *Ocotea porosa*, classificadas como recalcitrantes, apresentando elevado teor de água no ponto de maturação fisiológica. As sementes apresentam 65% de germinação quando recém coletadas, e após 12 meses de armazenamento em sacos de papel Kraft, em laboratório ou em câmara fria, apresentaram germinação de 7,2% e 1% respectivamente (Carvalho, 2003).

Devido ao interesse em duas variáveis de resposta (porcentagem e velocidade de emergência das plântulas), fez-se necessário averiguar se estas variáveis eram independentes ou se existia algum tipo de relação entre elas. Esta informação pode

ser acessada construindo-se um gráfico de dispersão para as médias obtidas em cada configuração, calculadas com base nas quatro repetições realizadas em cada uma das 32 combinações. A Figura 1 apresenta o gráfico de dispersão, onde os pontos expressam a porcentagem e velocidade de emergência, enquanto a Tabela 3 apresenta a codificação atribuída a cada uma das configurações.

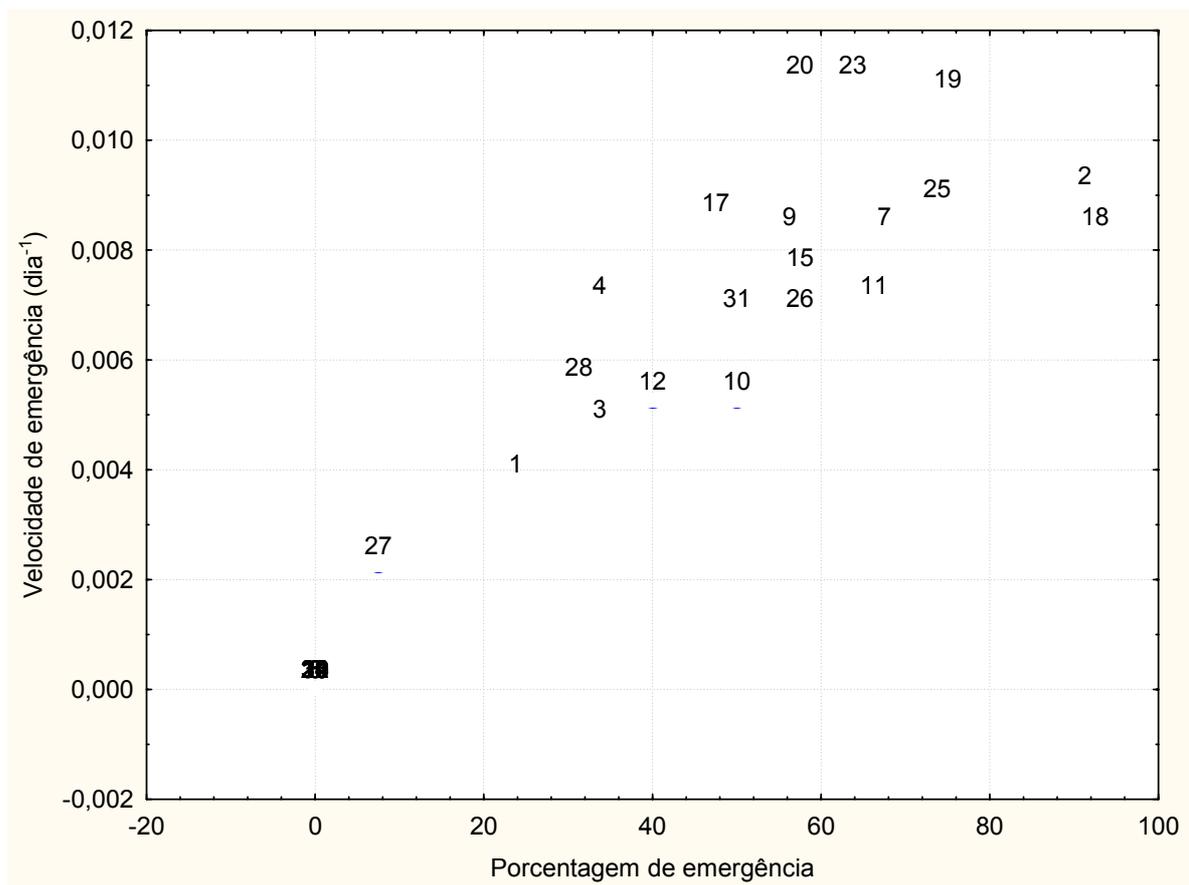


Figura 1 - Gráfico de dispersão de velocidade e porcentagem de emergência de plântulas de *Ocotea porosa*, armazenadas em diferentes condições, durante seis meses.

Pode-se verificar uma tendência linear entre as duas variáveis, o que torna conveniente a utilização de técnicas multivariadas na análise em questão (Figura 1). Segue na seqüência a Tabela 3, com os códigos adotados para as configurações.

Tabela 3 - Valores médios de porcentagem e velocidade de emergência (dia^{-1}) para cada uma das configurações analisadas

| Config. | T. Água (%) | Ambiente | Embalagem | Luminosidade | Substrato | Porc. Emer. | Vel. Emer. |
|---------|-------------|-------------|---------------|--------------|--------------------|-------------|------------|
| 1 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem | 23,75 | 0,0038 |
| 2 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem | 91,25 | 0,0090 |
| 3 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem | 33,75 | 0,0048 |
| 4 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem | 33,75 | 0,0070 |
| 5 | 30 | Laboratório | Vidro | Sombra | Solo+Serragem | 0 | 0,0000 |
| 6 | 40 | Laboratório | Vidro | Sombra | Solo+Serragem | 0 | 0,0000 |
| 7 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Solo+Serragem | 67,50 | 0,0083 |
| 8 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Solo+Serragem | 0 | 0,0000 |
| 9 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem | 56,25 | 0,0083 |
| 10 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem | 50,00 | 0,0053 |
| 11 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem | 66,25 | 0,0070 |
| 12 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem | 40,00 | 0,0053 |
| 13 | 30 | Laboratório | Vidro | Sol | Solo+Serragem | 0 | 0,0000 |
| 14 | 40 | Laboratório | Vidro | Sol | Solo+Serragem | 0 | 0,0000 |
| 15 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sol | Solo+Serragem | 57,50 | 0,0075 |
| 16 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sol | Solo+Serragem | 0 | 0,0000 |
| 17 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | SubstratoAgrícola | 47,50 | 0,0085 |
| 18 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola | 92,50 | 0,0083 |
| 19 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | SubstratoAgrícola | 75,00 | 0,0108 |
| 20 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola | 57,50 | 0,0110 |
| 21 | 30 | Laboratório | Vidro | Sombra | SubstratoAgrícola | 0 | 0,0000 |
| 22 | 40 | Laboratório | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola | 0 | 0,0000 |
| 23 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sombra | SubstratoAgrícola | 63,75 | 0,0110 |
| 24 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola | 0 | 0,0000 |
| 25 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sol | SubstratoAgrícola | 73,75 | 0,0088 |
| 26 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola | 57,50 | 0,0068 |
| 27 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | SubstratoAgrícola | 7,50 | 0,0023 |
| 28 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola | 31,25 | 0,0055 |
| 29 | 30 | Laboratório | Vidro | Sol | SubstratoAgrícola | 0 | 0,0000 |
| 30 | 40 | Laboratório | Vidro | Sol | Substrato Agrícola | 0 | 0,0000 |
| 31 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sol | SubstratoAgrícola | 50,00 | 0,0068 |
| 32 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sol | Substrato Agrícola | 0 | 0,0000 |

A análise de agrupamentos (cluster) consiste em agrupar observações (no caso, configurações), que apresentam maior similaridade quanto às respostas produzidas (neste caso, porcentagem e velocidade de emergência). Esta técnica é bastante versátil, uma vez que não exige a satisfação de suposições estatísticas.

Através de sucessivos agrupamentos de observação com observação, grupo com observação ou grupo com grupo, podem-se segmentar as observações no número desejado de grupos. Estes agrupamentos se dão, em cada passo, entre observações (configurações) que produziram respostas mais próximas, e a medida utilizada na verificação da similaridade é a distância euclidiana, calculada a partir dos valores das variáveis resposta (Johnson & Wichern, 1998).

Geralmente, define-se como critério para estabelecer o número final de grupos, um limite de tolerância para os agrupamentos, prosseguindo com a formação de

grupos enquanto houver maior similaridade entre as observações a serem agrupadas. Um método gráfico utilizado em análise de clusters é o dendograma, que apresenta os agrupamentos realizados por ordem, além de fornecer informações referentes à distância existente entre as observações agrupadas, constituindo um forte aliado na determinação do número final de grupos formados.

A Figura 2 apresenta o dendograma correspondente ao tema em estudo. As retas verticais indicam os grupos que estão sendo formados, enquanto seus comprimentos indicam quão similares são os grupos formados. Quanto maior a reta que une grupos ou observações, menos similares são as observações unidas. Avaliando-se as etapas apresentadas, optou-se por considerar a formação de cinco grupos, correspondendo a um índice de similaridade igual a 88,40. As várias configurações presentes à direita no dendograma, aparentemente, não se agrupam entre si, o que não é verdade. O que de fato ocorre é que estas configurações não apresentaram emergência em nenhuma das quatro replicações, apresentando valor zero para as duas variáveis respostas. Isto faz com que a distância euclidiana entre estas observações, calculada a partir de seus resultados, seja igual a zero, fazendo com que um agrupamento entre todas estas configurações seja realizado antes que qualquer outro agrupamento. A reta de ligação destes grupos não aparece devido ao fato dela estar sobreposta ao eixo das abscissas.

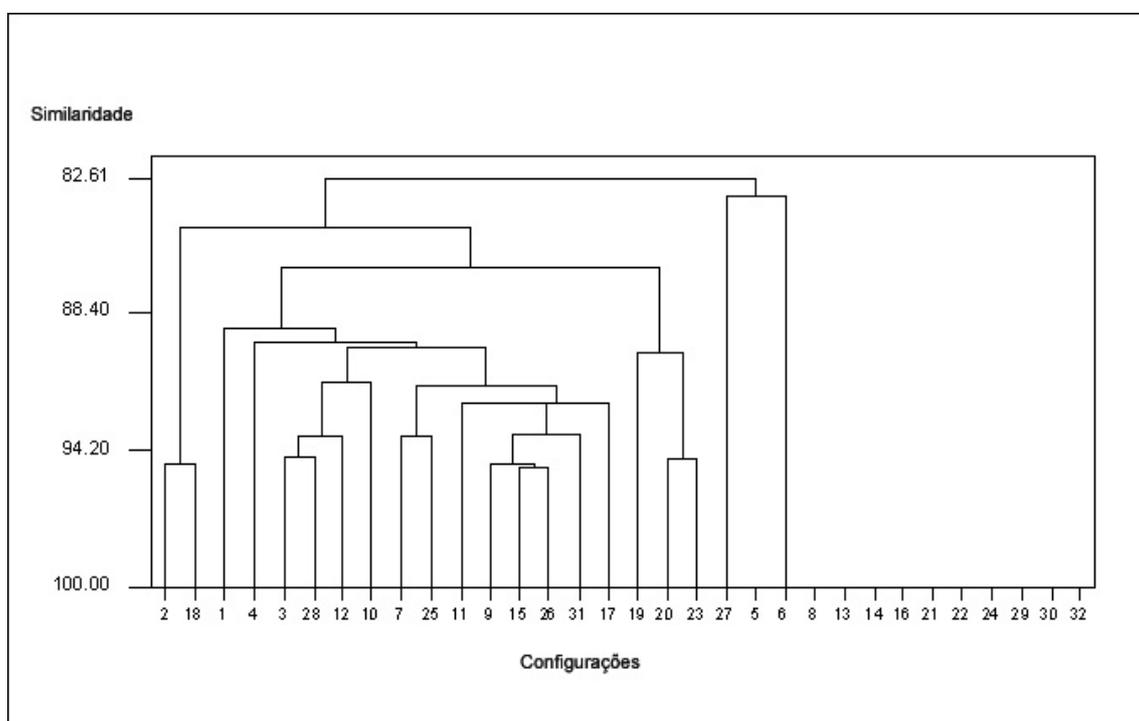


Figura 2- Dendograma da análise de cluster para as 32 configurações analisadas, que estão contidas na Tabela 3.

A partir do dendograma apresentado, com o auxílio do gráfico de dispersão constante à Figura 1, torna-se possível identificar e caracterizar os grupos, considerando-se as configurações que foram agrupadas.

Tabela 4 – Valores médios de porcentagem e velocidade de emergência (dia^{-1}) de plântulas que fazem parte do grupo 1.

| Config. | T. Água (%) | Ambiente | Embalagem | Luminosidade | Substrato | Porc. Emer. | Vel. Emer. |
|---------|-------------|-------------|-----------|--------------|--------------------|-------------|------------|
| 5 | 30 | Laboratório | Vidro | Sombra | Solo+Serragem | 0 | 0 |
| 6 | 40 | Laboratório | Vidro | Sombra | Solo+Serragem | 0 | 0 |
| 8 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Solo+Serragem | 0 | 0 |
| 13 | 30 | Laboratório | Vidro | Sol | Solo+Serragem | 0 | 0 |
| 14 | 40 | Laboratório | Vidro | Sol | Solo+Serragem | 0 | 0 |
| 16 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sol | Solo+Serragem | 0 | 0 |
| 21 | 30 | Laboratório | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola | 0 | 0 |
| 22 | 40 | Laboratório | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola | 0 | 0 |
| 24 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola | 0 | 0 |
| 29 | 30 | Laboratório | Vidro | Sol | Substrato Agrícola | 0 | 0 |
| 30 | 40 | Laboratório | Vidro | Sol | Substrato Agrícola | 0 | 0 |
| 32 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sol | Substrato Agrícola | 0 | 0 |

Os dados do primeiro grupo são formados por todas as configurações em que as plântulas não emergiram, não apresentando, porcentagem nem velocidade de emergência. Pode-se observar que dentre as configurações listadas, há sementes armazenadas com dois teores de água e duas condições de luminosidade e sob dois ambientes de armazenamento e de substratos. Todas estas variações aparecem mais de uma vez no grupo 1. O fator “tipo de embalagem”, no entanto, é o vidro para as 12 configurações pertencentes a este grupo, o que fornece indícios de que as embalagens de vidro, neste caso, são responsáveis pela perda da viabilidade (Tabela 4).

Embora as embalagens semi-permeáveis e impermeáveis tenham preservado, em alguns casos, a qualidade fisiológica das sementes, há que se considerar que em embalagens impermeáveis não ocorrem trocas gasosas entre as sementes e a atmosfera, e que em altos teores de água, a taxa de respiração é mais elevada e o bloqueio destas trocas pode causar a morte das sementes (Neves, 1994). Além disso, durante o armazenamento, as sementes liberam compostos voláteis, que são prejudiciais e desta forma o acondicionamento hermético poderia causar o acúmulo destes compostos, acelerando a deterioração das sementes (Zhang et al., 1993).

As reações peroxidativas em lipídios são as maiores causas de deteriorações das sementes durante o armazenamento. Esta peroxidação tem início com a geração espontânea de radicais livres através de auto-oxidação ou catalisada por enzimas oxidativas (Ferguson et al., 1990). Estes radicais podem produzir danos em

membranas e continuar a propagar outros radicais livres que terminam em reações degenerativas (McDonald, 1999).

Outra observação importante refere-se ao fato de que as quatro únicas configurações que incluem as sementes acondicionadas em embalagens de vidro (7, 15, 23 e 31) (Tabela 3), e que apresentam emergência, têm em comum a combinação de 30% de água, com armazenamento em câmara fria. Quando o teor de água das sementes é diminuído, a autoxidação é mais comum e é acelerada por temperaturas elevadas e aumento na concentração de oxigênio (Wilson & McDonald, 1986). Neste caso, embora as sementes de imbuia apresentassem um teor menor de água, isto não ocorreu porque estas permaneceram armazenadas sob baixas temperaturas.

Além disso, pela análise química realizada detectou-se que estas sementes apresentam maiores quantidades de amido do que lipídios e proteínas (Tabela 5) e, segundo Harrington (1972), as sementes ricas em proteínas absorvem mais umidade do que as ricas em lipídios e amido, o que nos leva a considerar que a composição química de sementes de imbuia favorece sua longevidade quando armazenadas em sacos plásticos.

Tabela 5 - Composição química (g/100g) de sementes de imbuia (*Ocotea porosa*) com 40 e 30 % de água.

| T. Água (%) | Lipídios totais | Proteínas | Carboidratos |
|-------------|-----------------|-------------|--------------|
| 40 | 17,66 (0,53) | 3,38 (0,32) | 21,20 (0,44) |
| 30 | 21,11 (0,48) | 5,30 (0,34) | 26,47 (0,33) |

Obs: Os números entre parênteses indicam o desvio padrão.

Em geral, sementes de espécies florestais clímax são ricas em reservas nutricionais e quando quiescentes, germinam logo após a dispersão, formando o banco de plântulas no solo (Piña-Rodrigues et al., 1990). Neste caso, de acordo com a composição química das sementes de *Ocotea porosa*, esta deve ser suficiente para permitir a germinação das sementes e o estabelecimento das plântulas, sem depender dos nutrientes do solo em um estágio inicial de regeneração natural.

As configurações do grupo 2 apresentadas na Tabela 6 destacam-se pela elevada porcentagem de emergência, sendo as únicas que superam o patamar de 80%. Além disso, apresentam valores elevados de velocidade de emergência, ainda que não sejam os maiores. O que caracteriza este grupo é o fato de que as duas configurações são praticamente idênticas, a não ser pelo tipo de substrato. A combinação de 40% de água com armazenamento em laboratório, embalagem em saco plástico e pouca luminosidade é responsável por uma elevada porcentagem e velocidade de emergência, e tanto para o substrato de menor custo que pode ser

produzido em pequenos viveiros como para substrato agrícola comercial, onde existem nutrientes químicos, porém de maior custo.

Tabela 6 - Valores médios de porcentagem e velocidade de emergência (dia^{-1}) de plântulas que fazem parte do grupo 2.

| Config. | T. Água (%) | Ambiente | Embalagem | Luminosidade | Substrato | Porc. Emer. | Vel. Emer. |
|-----------|-------------|-------------|---------------|--------------|--------------------|-------------|------------|
| 2 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem | 91,25 | 0,0090 |
| 18 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola | 92,50 | 0,0083 |

A Tabela 7 apresenta os dados referentes ao grupo 3, ou seja, são as configurações nas quais as sementes apresentaram maior velocidade de emergência, ultrapassando $0,010 \text{ dia}^{-1}$. Além disso, apresentam porcentagem de emergência entre 57 e 75%. A combinação responsável por esta resposta é o uso de câmara fria, local sombreado e substrato agrícola, uma vez que os demais fatores apresentam variação entre as três configurações pertencentes a este grupo. Deve-se ressaltar, no entanto, o fato de que a quarta configuração inclui esta combinação (configuração 24) e não houve emergência. Isto pode ser decorrente da interação desta combinação com a embalagem de vidro, que como visto anteriormente, inibiu a emergência.

Tabela 7 - Valores médios de porcentagem e velocidade de emergência (dia^{-1}) de plântulas que fazem parte do grupo 3.

| Config. | T. Água (%) | Ambiente | Embalagem | Luminosidade | Substrato | Porc. Emer. | Vel. Emer. |
|-----------|-------------|-------------|---------------|--------------|--------------------|-------------|------------|
| 19 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola | 75,00 | 0,0108 |
| 20 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola | 57,50 | 0,0110 |
| 23 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola | 63,75 | 0,0110 |

Pelos dados contidos na Tabela 8 percebe-se que as configurações que compõe o grupo 4 são bastante heterogêneas, e são responsáveis por valores intermediários de porcentagem e velocidade de emergência, não merecendo maior destaque.

Tabela 8 - Valores médios de porcentagem e velocidade de emergência (dia^{-1}) de plântulas que fazem parte do grupo 4.

| Config. | T. Água (%) | Ambiente | Embalagem | Luminosidade | Substrato | Porc. Emer. | Vel. Emer. |
|---------|-------------|-------------|---------------|--------------|--------------------|-------------|------------|
| 1 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem | 23,75 | 0,0038 |
| 3 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem | 33,75 | 0,0048 |
| 4 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem | 33,75 | 0,0070 |
| 7 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Solo+Serragem | 67,50 | 0,0083 |
| 9 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem | 56,25 | 0,0083 |
| 10 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem | 50,00 | 0,0053 |
| 11 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem | 66,25 | 0,0070 |
| 12 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem | 40,00 | 0,0053 |
| 15 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sol | Solo+Serragem | 57,50 | 0,0075 |
| 17 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola | 47,50 | 0,0085 |
| 25 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola | 73,75 | 0,0088 |
| 26 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola | 57,50 | 0,0068 |
| 28 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola | 31,25 | 0,0055 |
| 31 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sol | Substrato Agrícola | 50,00 | 0,0068 |

O grupo 5 é formado pela configuração 27 que se destaca pelos baixos índices de porcentagem e velocidade de emergência apresentados (Tabela 9).

Tabela 9 - Valores médios de porcentagem e velocidade de emergência (dia^{-1}) de plântulas que fazem parte do grupo 5.

| Config. | T. Água (%) | Ambiente | Embalagem | Luminosidade | Substrato | Porc. Emer. | Vel. Emer. |
|---------|-------------|-------------|---------------|--------------|--------------------|-------------|------------|
| 27 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola | 7,50 | 0,0023 |

CONCLUSÕES

Há interferência do teor de água das sementes, das condições de armazenamento, do substrato e luminosidade na emergência e no vigor de plântulas e mudas de *Ocotea porosa* 270 dias após a semeadura.

Elevados valores de porcentagem e velocidade de emergência são obtidos com sementes coletadas com 40% de água, acondicionadas em saco plástico, armazenadas em laboratório ou câmara fria, semeadas em substrato agrícola e mantidas sob 65% de sombreamento;

Embalagem de vidro provoca redução da viabilidade e do vigor das sementes.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AIAZZI, M.T.; ARGUELLA, J.A.; DI RIENZO, J.A. Physiological maturity in sedes of *Atriplex cordobensis* (Gandoger et Stuckert): correlation with visual indicators. **Seed Science & Technology**, v.26, p.405-411, 1998.

ALBUQUERQUE, M.C.F.; RODRIGUES, T.J.D.; MINOHARA, L.; TEBALDI, N.; SILVA, L.M.M. Influência da temperatura e do substrato na germinação de sementes de saguaraji (*Colubrina glandulosa* Perk. - Rhamnaceae). **Revista Brasileira de Sementes**, v. 20, n. 2, p.346-349, 1998.

ALVES, E.U.; PAULA, R.C.; OLIVEIRA, A.P.; BRUNO, R.L.A.; DINIZ, A.A. Germinação de sementes de *Mimosa caesalpiniaefolia* Benth. em diferentes substratos e temperaturas. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 24, n. 1, p.169-178, 2002.

ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTIS. A. O. A. C. Official Methods of Analysis. 15. ed. Virginia. 1990.1298p. v.2.

ARRIGONI-BLANK, M.F.; ALVARENGA, A.A.; BLANK, A.F.; CARVALHO, D.A. Armazenamento e viabilidade de sementes de *Campomanesia rufa*. **Ciência e Agrotecnologia**. v.21, n.1, p.85-90, 1997.

BARBOSA, J.M.; BARBOSA, L.M.; PINTO, M.M.; AGUIAR, I.B. Efeito do substrato, temperatura e luminosidade na germinação de sementes de quaresmeira. **Revista Brasileira de Sementes**, v.10, n.3, p.69-77, 1988.

BARBOSA, J.M.; SANTOS, S.R.G.; BARBOSA, L.M.; SILVA, T.S.; PISCIOTTANO, W. A. & ASPERTI, L.M. Desenvolvimento floral e maturação de sementes da *Tabebuia avellanedae* Lorentz Ex Griseb. **Ecossistema**. v.17, p.5-11,1992.

BAUDET, L. Armazenamento de sementes. In: PESKE, S.T.; ROSENTHAL, M.D.; ROTA, G.M. (Ed.). **Sementes: fundamentos científicos e tecnológicos**. Pelotas: Gráfica Universitária-UFPel, 2003. p.369-418.

BEWLEY, J.D.; BLACK, M. **Seeds: physiology of development and germination**. 2. ed. New York and London: Plenum Press, 1994. 445p.

BILIA, D. A. C.; BARBEDO, C. J.; MALUF, A. M. Germinação de diásporos de canela (*Ocotea corymbosa* (Meissn.) Mez – Lauraceae) em função da temperatura, do substrato e da dormência. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 20, n. 1, p. 189-194, 1998a.

BILIA, D.A.C.; MARCOS FILHO, J.; NOVENBRE, A.D.L.C. Conservação da qualidade fisiológica de sementes de *Inga uruguensis* Hook. et Arn. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 20, n. 1, p. 48-54, 1998b.

BORGES, E.E.L.; MORAES, G.H.K.; CÂNDIDO, J.F.; REIS, F.P.; SILVA, D. Mobilização de reservas em semenetes de angico-vermelho (*Piptadenia peregrina* Benth.) e armazenamento em diferentes recipientes e condições de ambiente. **Revista Árvore**, v.15, n.2, p.126-136, 1991.

BORGES, E.E.L.; RENA, A. B. Germinação de sementes. In: AGUIAR, I. B.; PIÑA-RODRIGUES, F. C. M.; FIGLIOLIA, M. B. (Coord.). **Sementes florestais tropicais**. Brasília: ABRATES, 1993. p. 83-135.

BOTELHO, S.A.; CARNEIRO, J.G.A. Influência da umidade, embalagens e ambientes sobre a viabilidade e vigor de sementes de pau-santo (*Kielmeyera coriacea* Mart.). **Revista Brasileira de Sementes**, v.14, n.1, p.41-46, 1992.

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. **Regras para análise de sementes**. Brasília: SNDA/DNDV/CLAV, 1992. 365 p.

CAPELANES, T.M.C.; BIELLA, L.C. Programa de produção e tecnologia de sementes de espécies florestais nativas desenvolvido pela Companhia Energética de São Paulo – CESP. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO SOBRE TECNOLOGIA DE SEMENTES FLORESTAIS, 1984, Belo Horizonte. **Anais...** Belo Horizonte: ABRATES, 1985. p.85-107.

CARNEIRO, J. G. A.; AGUIAR, I. B. Armazenamento de sementes. In: AGUIAR, I. B.; PIÑA-RODRIGUES, F. C. M.; FIGLIOLIA, M. B. (Coord.). **Sementes florestais tropicais**. Brasília: ABRATES, 1993. p. 333-350.

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

CARVALHO, P. E. R. **Espécies arbóreas brasileiras**. Colombo, PR: EMBRAPA FLORESTAS, 2003. 1039 p. v 1.

CASTRO, R.D.; BRADFORD, K.J.; HILHORST, H.W.M. Desenvolvimento de sementes e conteúdo de água. In: FERREIRA; BORGHETTI (Orgs.). **Germinação** - do básico ao aplicado. Porto Alegre: Artmed, 2004. p. 51-67.

CONDÉ, A.R.; GARCIA, J. Efeito do tipo de embalagem sobre a conservação das sementes do capim andropogon (*Andropogon gayanus*). **Revista Brasileira de Sementes**, v.19, n.2, p.145-148, 1995.

FERGUSON, J.M.; TEKRONY, D.M.; EGLI, D.M. Changes during early soybean seed and axes deterioration: II. Lipids. **Crop Science**, Madson, v.30, p.179-182, 1990.

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.

FIGLIOLIA, M.B.; SILVA, A.; AGUIAR, I.B.; PERECIN, D. Conservação de sementes de *Cariniana estrellensis* Kuntze em diferentes condições de acondicionamento e armazenamento. **Revista Árvore**, v.24, n.4, p.361-368, 2000.

GODOI, S.; TAKAKI, M. Effects of light and temperature on seed germination in *Cecropia hololeuca* Miq. (Cecropiaceae). **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v.47, n.2, p.185-191, 2004.

HARRINGTON, J.F. Seed storage and longevity. In: KOZLOWSKI, T.T. **Seed biology**. New York: Academic Press, 1972. p.145-245. v.2.

HARTMANN, H.T.; KESTER, D.E. **Plant propagation: principles and practices**. 4. ed. New Jersey: Prentice-Hall, 1983. 727p.

JESUS, R. M. de; PIÑA-RODRIGUES, F.C.M. Programa de produção e tecnologia de sementes de espécies florestais nativas desenvolvido pela Florestas Rio doce S/A. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO SOBRE TECNOLOGIA DE SEMENTES FLORESTAIS, 2.,

1989. **Anais...** Atibaia, SP: Secretaria do Meio Ambiente/Instituto Florestal, 1989. p.59-86.

JOLY, A. B. **Botânica**: introdução à taxonomia vegetal. São Paulo: Editora Nacional, 1987. 777 p.

JOHNSON, R.A.; WICHERN, D.W. **Applied multivariate statistical analysis**. 4. ed. Upper Saddle River: Prentice Hall, 1998. 816p.

KAGEYAMA, P. Y.; PIÑA-RODRIGUES, F. C. M. Fatores que afetam a produção de sementes. In: AGUIAR, I. B.; PIÑA-RODRIGUES, F. C. M.; FIGLIOLIA, M. B. (Coord.). **Sementes florestais tropicais**. Brasília: ABRATES, 1993. p.19-46.

LEDO, A.S.; MEDEIROS FILHO, S.; LEDO, F.J.S.; ARAÚJO, E.C. Efeito do tamanho da semente, do substrato e pré-tratamento na germinação de sementes de pupunha. **Ciência Agrônômica**, v.33, n.1, p.29-32, 2002.

LEMOS FILHO, J.P.; DUARTE, R.J. Germinação e longevidade das sementes de *Swietenia macrophylla* King. - mogno (Meliaceae). **Revista Árvore**, v.25, n.1, p.125-130, 2001.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras**: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas do Brasil. Nova Odessa: Plantarum, 1992. 368 p.

MAEDA, J.A.; BOVI, M.L.A.; BOVI, O.A.; LAGO, A.A. Craveiro-da-Índia: características físicas das sementes e seus efeitos na germinação e desenvolvimento vegetativo. **Bragantia**, v.49, n.1, p.23-26, 1990.

MARCOS FILHO, J. Testes de vigor: importância e utilização. In: KRZYŻANOWSKI, F.C.; VIEIRA, R.D.; FRANÇA NETO, J.B. (Coord.). **Vigor de sementes**: conceitos e testes. Londrina: ABRATES, 1999. p.1-21.

MARQUES, A.S.J.; VARELA, V.P.; MELO, Z.L.O. Influência da cobertura e do sombreamento do canteiro na germinação e desenvolvimento inicial de plântulas de pau-rosa (*Aniba rosaeodora*). **Acta Amazônica**, v.29, n.2, p.303-312, 1999.

McDONALD, M.B. Seed deterioration: physiology, repair and assessment. **Seed Science and Technology**, Zurich, v.27, p.177-237, 1999.

MEDEIROS, A.C.S. Armazenamento de sementes de espécies florestais de mata atlântica. In: VIBRANS, A.C.; GALVÃO, P. (Coord.). **Curso de manejo e conservação de sementes de espécies arbóreas da Mata Atlântica: Região Sul**, 1. Blumenau: URB/FURB/EMBRAPA, 2000. p.48-59.

MELLO, C.M.C.; EIRA, M.T.S. Conservação de sementes de jacarandá mimoso (*Jacaranda acutifolia* Humb & Bonpl.) - Bignoniaceae. **Revista Brasileira de Sementes**, v.17, n.2, p.193-196, 1995.

MELO, J.T.; SILVA, J.A.; TORRES, R.A.A.; SILVEIRA, C.E.S.; CALDAS, L.S. Coleta, propagação e desenvolvimento inicial de espécies de cerrado. In: SANA, S.M.; ALMEIDA, S.P. (Eds.). **Cerrado: ambiente e flora**. Planaltina, DF: Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária, 1998. p.193-243.

MILLER, G.L. Use of dinitrosalicylic acid reagent for determination of reducing sugars. **Analytical Chemistry**, Washington, v.31, n.3, p.426-428, 1959.

NAKAGAWA, J. Teste de vigor baseado na avaliação de plântulas. In: VIEIRA, R. D., CARVALHO, N. M. **Testes de vigor em sementes**. Jaboticabal: FUNEP, 1994. p. 49-85.

NETO, S.P.M.; GONÇALVES, J.L.M.; TAKAKI, M. Produção de mudas de seis espécies, que ocorrem nos domínios da floresta atlântica, com diferentes substratos de cultivo e níveis de luminosidade. **Revista Árvore**, v.25, n.3, p.277-287, 2001.

NEVES, C.S.V.J. Sementes recalcitrantes: revisão de literatura. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**. v.29, n.9, p.1459-1467, 1994.

NODARI, R.O.; FANTINI, A.C.; GUERRA, M.P.; REIS, M.S.; SCHUCH, O. Conservação de frutos e sementes de palmitero (*Euterpe edulis* Martius) sob diferentes condições de armazenamento. **Revista Árvore**, v.22, n.1, p.1-10, 1998.

OGA, F.M.; FONSECA, C.E.L.; SILVA, J. A. Influência da profundidade de semeadura e luminosidade na germinação de sementes de cagaita (*Eugenia dysenterica* Mart.).

In: CONGRESSO NACIONAL SOBRE ESSÊNCIAS NATIVAS, 2., 1992. **Anais...** 1992. p.634-639.

PEDROSO, S.G.; VARELA, V.P. Efeito do sombreamento no crescimento de mudas de sumauma (*Ceiba pentandra* (L.) Gaertn). **Revista Brasileira de Sementes**, v. 17, n. 1, p.47-51, 1995.

PEREZ, S.C.J.G.A. ; FANTI, S.C.; CASALI, C.A. Influencia do armazenamento, substrato, envelhecimento precoce e profundidade de semeadura na germinação de canafístula. **Bragantia**, v.58, n.1, p.57-68, 1999.

PIÑA-RODRIGUES, F. C. M. Maturação fisiológica de sementes de espécies florestais. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO SOBRE TECNOLOGIA DE SEMENTES FLORESTAIS, Belo Horizonte. **Anais...** Belo Horizonte: ABRATES, 1985. p. 217-239.

PIÑA-RODRIGUES, F.C.M.; AGUIAR, I.B. Maturação e dispersão de sementes. In: AGUIAR, I. B.; PIÑA-RODRIGUES, F.C.M.; FIGLIOLIA, M. B. (Coord.). **Sementes florestais tropicais**. Brasília: ABRATES, 1993. p.215-274.

PIÑA-RODRIGUES, F.C.M.; COSTA, L.C.S.; REIS, A. Estratégias de estabelecimento de espécies arbóreas e o manejo de florestas tropicais. In: CONGRESSO FLORESTAL BRASILEIRO, 6., 1990. Campos do Jordão. **Anais...** Campos do Jordão. SP: SBS/SBEF, 1990. p.676-684. v.3.

PIÑA-RODRIGUES, F.C.M.; JESUS, R.M. Comportamento das sementes de cedro-rosa (*Cedrela angustifolia* S. et. Moc.) durante o armazenamento. **Revista Brasileira de Sementes**, v.14, n.1, p.31-36, 1992a.

PIÑA-RODRIGUES, F.C.M.; PIRATELLI, A.J. Aspectos ecológicos da produção de sementes. In: AGUIAR, I. B.; PIÑA-RODRIGUES, F.C.M.; FIGLIOLIA, M. B. (Coord.). **Sementes florestais tropicais**. Brasília: ABRATES, 1993. p.47-81.

PIÑA-RODRIGUES, F. C. M., PIRATELLI, A. J.; COSTA, L. G. S. Ecologia de dispersão e germinação de sementes de *Peschiera fuchsiaefolia* (Apocynaceae). In: CONGRESSO DA SOCIEDADE BOTÂNICA DE SÃO PAULO, 1992. Ilha Solteira. **Anais...** Ilha Solteira: Sociedade Botânica de São Paulo, 1992b. p. 143-151.

SANTOS, S.R.G. **Potencial de armazenamento e qualidade fisiológica de sementes de *Sebastiania commersoniana* (Bail.) Smith & Downs**. 2003. 89p. Tese (Doutorado em Agronomia – Produção Vegetal). Faculdade de Ciência Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal. 2003.

SANTOS, M.R.O. ; ASPERTI, L.M.; JUNIOR, N.A.S.. Germinação de cedro (*Cedrella fissilis* Vell. - Meliaceae) em diferentes substratos, na análise de sementes e na produção de mudas. **Informativo ABRATES**, v.7, n.1/2, p.212, 1997.

SANTOS, S.R.G.; AGUIAR, I.B. Germinação de sementes de branquilha (*Sebastiania commersoniana* (Baill.) Smith & Downs) em função do substrato e do regime de temperatura. **Revista Brasileira de Sementes**, v.22, n.1, p.120-126, 2000.

SCALON, S.P.Q.; MUSSURY, R.M.; RIGONI, M.R.; VERALDO, F. Crescimento inicial de mudas de espécies florestais nativas sob diferentes níveis de sombreamento. **Revista Árvore**, v.26, n.1, p.1-5, 2002.

SILVA, A.; AGUIAR, I.B. Germinação de sementes de canela-preta (*Ocotea catharinensis* Mez - Lauraceae) sob diferentes condições de luz e temperatura. **Revista Instituto Florestal**, v.10, n.1, p.17-22, 1998.

SOUZA, S.M.; LIMA, P.C.F. Maturação de sementes de angico (*Anadenanthera macrocarpa* (Benth) Brenan). **Revista Brasileira de Sementes**, v.7, n.2, p.93-99, 1985.

TEÓFILO, E.M.; FREITAS, J.B.S.; BEZERRA, A.M.E.; RAFAEL, M.S.S. Tipos de embalagens, ambiente, tempo de armazenamento e qualidade fisiológica das sementes de moringa (*Moringa oleifera* Lam.) - Moringaceae. **Revista Científica Rural**, v.8, n.1, p.115-122, 2003.

VALIO, I.F.M.; SCARPA, F.M. Germination of seeds of tropical pioneer species under controlled and natural conditions. **Revista Brasileira de Botânica**. v. 24, n.1, p.79-84, 2001.

VILLELA, F.A.; PERES, W.B. Coleta, beneficiamento e armazenamento. In: FERREIRA, A.G.; BORGHETTI, F. (Orgs). **Germinação: do básico ao aplicado**. Porto Alegre: Artmed, 2004. p. 265-281.

WILSON, D.O.; McDONALD, M.B. The lipid peroxidation model of deterioration. **Seed Science and Technology**, Zurich, v.14, p.269-300, 1986.

ZANON, A.; RAMOS, A. Armazenamento de sementes de espécies florestais. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO SOBRE TECNOLOGIA DE SEMENTES FLORESTAIS, 1984, Brasília. **Anais...** Brasília: ABRATES, 1985. p.285-316.

ZHANG, M.; LUI, Y.; TORII, I.; SASAKI, H.; ESASHI, Y. Evolution of volatile compounds bu seeds during storage periods. **Seed Science and Technology**, v.21, p.359-373, 1993.

CAPÍTULO II

EFEITO DO TEOR DE ÁGUA E CONDIÇÕES DE ARMAZENAMENTO DAS SEMENTES,
SUBSTRATOS E LUMINOSIDADE NA PRODUÇÃO DE MUDAS DE *Ocotea porosa* (NESS et
MARTIUS ex. NEES) (LAURACEAE).

RESUMO: O conhecimento de técnicas para produção de mudas torna-se importante por ser uma alternativa viável usada na recuperação de áreas degradadas e nesse sentido, este estudo teve por objetivo avaliar o crescimento de mudas de *Ocotea porosa* sob diferentes substratos e condições de luminosidade, em condições de viveiro, provenientes de sementes com dois teores de água e armazenadas sob diferentes condições. Sementes com 40 e 30% de água foram acondicionadas em diferentes embalagens (sacos plásticos e vidros), armazenadas em diferentes ambientes (laboratório e câmara fria) durante seis meses. Após este período, as sementes foram semeadas em sacos plásticos preenchidos com diferentes substratos (substrato agrícola e solo de cerrado + serragem) e submetidas a diferentes condições de luminosidade (pleno sol e 65% de sombreamento). O crescimento das mudas foi avaliado aos 270 dias após a semeadura. A análise estatística realizada incluiu a análise de componentes principais, com o objetivo de ressaltar os principais resultados obtidos; a análise de cluster (agrupamentos) e análises gráficas. Os resultados indicaram que mudas de *Ocotea porosa* apresentaram maior crescimento sob condições de 65% de sombreamento e em substrato composto por solo + serragem, e foram originadas a partir das sementes acondicionadas com 30% de água em embalagem de plástico e armazenadas em câmara fria.

ABSTRACT: The knowledgment about seedling production is an important way to recover the degradated areas. Inside this matter, the aim of this study was to evaluate the initial plant growth of *Ocotea porosa* under different light conditions, substractum, obtained from seeds with different moisture level and stored under different environments. Seeds with 40 and 30% of moisture level were stored at laboratory conditions and in a cool chamber using glasses and plastic bags, during six months. After this period, the seeds were snowed in black plastic bags full with agriculture substractum and cerrado soil plus sawdust, maintained under full sunlight and 65% of artificial shadding. The plant growth analysis was made at 270 days after snowing. The statistical analysis included: main elements (as a way to identify the mainly results), cluster and graphs analysis. The results indicated that *Ocotea porosa* plants exhibit a higher growth under 65% of artificial shadding, using cerrado soil plus sawdust and were emerged from seeds stored with 30% of moisture level, in plastic bags inside a cool chamber.

INTRODUÇÃO

A restauração da vegetação original vem sendo objeto de estudos em todo o mundo, como tentativa de reverter o processo acelerado de degradação destes recursos naturais. Para que haja sucesso nos projetos de recuperação de áreas degradadas é fundamental o estabelecimento de critérios para a renovação da vegetação, sendo a produção de mudas um requisito primordial para a maioria desses projetos (Parron & Caus, 2001). No entanto, a grande dificuldade de execução dos projetos de reflorestamento, envolvendo espécies nativas, é a obtenção de mudas, levando-se em consideração a quantidade e qualidade desejada, bem como a diversidade de espécies (Santarelli, 2001).

O conhecimento de técnicas para produção de mudas torna-se importante por ser uma alternativa viável na recomposição das áreas exploradas e existem poucas publicações científicas sobre a produção de mudas de espécies nativas, uma vez que o interesse econômico está voltado para reflorestamento com espécies exóticas como *Pinus* e *Eucalyptus* (Carvalho, 2000).

A luz, a água, a temperatura e o substrato são elementos que afetam o desenvolvimento das plantas. Assim, a intensidade, qualidade, duração e periodicidade da luz influem tanto quantitativa como qualitativamente na produção de mudas e neste aspecto, muitos autores têm utilizado o sombreamento artificial para avaliar o desenvolvimento das mudas de espécies florestais sob diferentes intensidades luminosas (Pedroso & Varela, 1995). Como forma de avaliação das respostas de crescimento, a análise de variáveis como altura, a área foliar e a incorporação de biomassa são usadas para indicar a capacidade de adaptação e desenvolvimento de uma espécie a ser utilizada para a restauração da estrutura da vegetação nativa de uma área degradada (Melo et al., 2004).

REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

Para a produção de mudas de boa qualidade vários fatores devem ser considerados, dentre eles a viabilidade, o vigor e as condições de armazenamento das sementes, além do substrato, condições ambientais e tempo de permanência das mudas dentro do viveiro.

Substrato

Dentre os fatores já mencionados, o substrato tem funções importantes para a produção de mudas, pois além de ser o meio de sustentação da planta, deve fornecer à semente e à planta em desenvolvimento, quantidade suficiente de nutrientes, água, oxigênio, pH adequado e não possuir elementos tóxicos (Rosa Junior et al., 1998).

As propriedades físicas, químicas e biológicas dos substratos são importantes para garantir elevada porcentagem de germinação das sementes, além de ter por função fixar a raiz, possibilitando o desenvolvimento das plântulas até que essas estejam aptas para serem plantadas em local definitivo (Parron & Caus, 2001). Nesse contexto, o estudo realizado por Vilas Boas et al. (2004) envolvendo dez espécies florestais nativas, mostrou que o crescimento das mudas em viveiro está mais relacionado com o tipo de substrato do que com o volume do recipiente.

Os substratos podem ser compostos por materiais de origem mineral, vegetal, animal e até mesmo serem produtos sintéticos. Os componentes de origem mineral mais usados são a vermiculita, a areia, a argila e a perlita. Os de origem vegetal são, em geral, resíduos de agroindústrias como tortas (mamona, linhaça e cana), bagaços (cana e laranja), cascas (arroz) e materiais como serragem de madeira, xaxim, coco e carvão. Como componente de origem animal os mais utilizados são o esterco e o húmus de minhoca, por serem extremamente ricos em matéria orgânica; e ainda, utiliza-se os componentes sintéticos como espumas fenólicas, lã de rocha e isopor, normalmente empregados na composição de substratos comerciais (Parron & Caus, 2001).

A vermiculita é empregada na composição dos substratos usados em vários estudos, por apresentar como vantagem a leveza e por aumentar a aeração do substrato, proporcionando maior absorção de nutrientes e maior retenção de água, porém tem como desvantagem, ser um material de alto custo (Gomes et al., 1991; Parron & Caus, 1999). O Brasil é o país que possui as maiores reservas de vermiculita, localizadas em áreas de solos pobres, no entanto, a extração e o beneficiamento estão concentrados em poucas indústrias, além do que, por ser um

material estéril, os nutrientes não estão disponíveis na sua constituição, havendo assim, a necessidade de fornecê-los, com o emprego de adubação periódica, o que produz em um aumento no custo de produção das mudas (Salati et al., 1980).

Outro material mineral também bastante utilizado como componente de um substrato é a areia. Trata-se de um componente de partículas grandes, variando de 0,05 a 2,00 mm de diâmetro e é o resultado do intemperismo de várias rochas. Esta característica faz com que a areia seja utilizada por facilitar a penetração das raízes, melhorar a aeração e a infiltração de água, mas por outro lado, não tem a capacidade de reter a água e nem os nutrientes necessários (Reichardt, 1985).

Em geral, o principal componente de um substrato é o solo, retirado entre 20 a 30 cm abaixo da superfície, pois desta forma, este subsolo não contém sementes de ervas invasoras e provavelmente, nem fungos patogênicos. Cabe salientar que é importante que sejam misturados ao solo outros componentes que permitam a obtenção de uma boa drenagem, aeração e que forneçam nutrientes, uma vez que o solo assim retirado apresenta baixa disponibilidade nutricional. Um substrato considerado satisfatório deve apresentar entre 20 a 35% de argila e o percentual restante, incluir areia lavada e grossa, para que haja boa permeabilidade e estruturação dentro do recipiente no qual a planta irá se desenvolver (Gonçalves et al., 2000). Em estudo realizado por Souza et al. (2002) empregando diferentes substratos e recipientes para produção de mudas de *Eugenia dysenterica* verificou-se que os melhores resultados obtidos pelos autores foram com o uso de substratos contendo solo de cerrado.

Os componentes orgânicos também devem estar presentes na composição de um substrato, pois estes possuem a capacidade de aumentar a retenção de ar e água; aumentar a atividade microbiana, que resulta na eliminação de doenças causadas por patógenos, aumentar a capacidade de troca catiônica (CTC), elevando assim, a disponibilidade de nutrientes além de diminuir a densidade do substrato, facilitando o arejamento, a drenagem e o crescimento das raízes, resultando em maior crescimento e desenvolvimento das plantas (Kramer & Boyer, 1995).

A produção de mudas a partir de semeadura direta em recipientes é um método que acelera o ciclo de produção, principalmente para as sementes com viabilidade e vigor elevados, além do que, algumas espécies não resistem à operação de repicagem (Vilas Boas et al., 2004).

Na escolha do recipiente mais adequado para o cultivo das mudas deve-se considerar as necessidades inerentes às espécies que se deseja propagar, mas de qualquer modo, é importante que os recipientes sejam limpos e livres de patógenos (Grigoletti Junior et al., 2001).

Atualmente, os sacos pretos de polietileno e os tubetes de polipropileno são os mais utilizados para produção de mudas de espécies nativas. O uso de sacos de polietileno tem como desvantagem necessitar maior quantidade de substrato, mas possibilitam maior tempo de permanência das mudas no viveiro, uma vez que a permanência de uma muda em tubete não pode exceder um período de três ou quatro meses (Parron & Caus, 2001). Quando diferentes dimensões de recipientes como saco plástico e tubete e diferentes substratos foram avaliados para a produção de mudas de angico e sesbânia, os melhores resultados foram obtidos com o uso de recipientes maiores, sendo que os substratos utilizados não diferiram entre si para os parâmetros avaliados (Samôr et al., 2002).

Embalagens metálicas também podem ser utilizadas mas apresentam como inconveniente o apodrecimento de suas paredes, dificultando o transporte, necessidade de grandes volumes de substrato e enovelamento das raízes (Santarelli, 2001).

Luminosidade e desenvolvimento das mudas

Assim como a água, a temperatura e o substrato, a disponibilidade e a qualidade da luz incidente afetam o desenvolvimento de muitas espécies. A estrutura da formação vegetal e a distribuição espacial da sua folhagem proporcionam gradientes diferentes ao longo da estrutura vertical de uma floresta, em relação à penetração de irradiação solar, tanto em termos de intensidade de fluxo de fótons quanto em relação à proporção de luz vermelho/vermelho extremo, de tal modo que as espécies ficam expostas a diferentes condições de luminosidade durante o seu desenvolvimento (Chazdon et al, 1996).

A maior habilidade de crescimento das mudas também está relacionada ao grau de adaptação das plântulas às diferentes condições de luminosidade. A capacidade de crescimento e de sobrevivência que a muda apresenta, quando sombreada, é um mecanismo importante de adaptação da espécie ao habitat e, a adaptação às baixas intensidades luminosas está ligada às características genéticas da planta, em interação com o ambiente, que produz respostas que modificam a morfologia e fisiologia das folhas, para um uso mais eficiente da radiação solar disponível (Moraes Neto et al., 2000)

A avaliação do crescimento de mudas sob diferentes níveis de sombreamento foi o objetivo de muitos trabalhos como por exemplo, os de Barbosa et al. (1999), com *Vochysia tucanorum*; Felfili et al. (2001) com espécies de mata de galeria; Moraes Neto et al. (2001) com espécies da mata atlântica; Scalon et al., (2002) com

Caesalpinia peltophoroides, *Pterogyne nitens* e *Inga uruguensis*. A justificativa para este fato é que a resposta ao fator luz irá fornecer indicativos da capacidade de uma determinada espécie regenerar-se naturalmente e assim, ocupar os diferentes estratos dentro da estrutura de uma comunidade vegetal.

Por exemplo, *Dipteryx odorata* é uma espécie que se desenvolve melhor sem sombreamento, apresentando mudas vigorosas aos cinco meses, com bom padrão de qualidade (Uchida & Campos, 2000).

Freqüentemente, utiliza-se a análise de crescimento das mudas para inferir sobre o grau de tolerância das espécies ao sombreamento artificial ou natural. De acordo com Moraes Neto et al. (2000), a capacidade de uma espécie apresentar taxa de crescimento elevada, quando sombreada, é um mecanismo importante de adaptação, uma vez que se constitui em valiosa estratégia para escapar dos efeitos prejudiciais que baixa intensidade luminosa provoca. Nestas condições, tais espécies apresentariam maior alocação de biomassa nas folhas e maior área foliar por unidade de biomassa seca total (Osunkoya et al., 1994). Porém, naquelas espécies que crescem em ambientes mais iluminados haveria aumento da biomassa do sistema radicular, pelo aumento do sistema para a absorção de água, compensando altas taxas de transpiração, devido a alta insolação (Bongers & Popma, 1990).

Assim, o desenvolvimento das mudas de espécies florestais em diferentes condições de luz pode ser avaliado por vários parâmetros. A altura, é utilizada com freqüência devido à facilidade de avaliação e não exigir a destruição da planta (Muroya et al., 1997; Vilas Boas et al., 2004), mas nem sempre um único parâmetro é indicativo do desenvolvimento, podendo ser utilizados também os parâmetros morfológicos e fisiológicos como diâmetro do colo (DC), área foliar (AF), peso de matéria seca da parte aérea (PSA), peso de matéria seca do sistema radicular (PSR), peso seco total (PST) e a relação PSR/PSA (Samôr et al., 2002).

De acordo com Benincasa (1988), quanto maior a luminosidade, menor deve ser a área foliar necessária para produzir determinada quantidade de matéria seca. No entanto, o que se observa é que a área foliar é um parâmetro sujeito a diversas respostas, dependendo da espécie e da intensidade luminosa.

Na determinação da área foliar de *Sesbania sesban*, *Cybistax antisyphylitica* e *Copaifera langsdorffi*, concluiu-se que os valores foram mais elevados para *Sesbania sesban*, quando cultivada sem sombreamento, enquanto que *Cybistax antisyphylitica* apresentou maior área foliar sob 29% de luminosidade e a área foliar de *Copaifera langsdorffi* foi indiferente aos níveis de sombreamento utilizados. Com relação ao desenvolvimento do sistema radicular, observou-se maior semelhança na resposta das várias espécies, ou seja, maiores intensidades luminosas proporcionam maior massa

seca radicular (Godoy & Fellipe, 1992; Naves, 1993; Paulilo, 1993; Dias-Filho, 1995; Perez et al. 1999).

Métodos como o planimétrico, o de pesagem de discos e o das fotocópias ainda são muito utilizados para a obtenção da área foliar, embora exijam a destruição das plantas e não possam ser realizados no local onde estas plantas se desenvolvem, se realizados com rigor, são bastante precisos (Fonseca & Conde, 1994).

Ocotea porosa

Para este estudo foi escolhida a espécie *Ocotea porosa* (Nees et Martius ex. Nees) pertencente a família Lauraceae, conhecida em todo o Brasil com os nomes de: imbuia, embuia, canela-imbuia, imbuia-clara, imbuia-parda, imbuia-preta, umbuia, imbuia-zebrina e que apresenta como sinonímia botânica os nomes de *Phoebe porosa* (Nees & Mart.) Mez e *Cinnamomum porosum* (Nees & Mart.) Kost. Trata-se de uma espécie nativa com distribuição restrita às matas de clima temperado do sul do Brasil (Lorenzi, 1992).

Esta espécie atinge cerca de 30 m de altura quando adulta, apresenta folhas inteiras, simples, oblongo-lanceoladas, coriáceas dispostas em geral alternadamente, sem estípulas; as flores são pequenas, não coloridas, cíclicas, hermafroditas (Carvalho, 2003). O fruto é carnoso, com epicarpo coriáceo e a semente é uma castanha, com superfície lisa, contendo numerosas estrias e medindo entre 12 a 20 mm de diâmetro e a amêndoa divide-se em duas metades semi-globulosas (Joly, 1987). A madeira de seu tronco é bastante utilizada para marcenaria e mobiliário de luxo, para a construção civil, obras de entalhes, coronhas de armas de fogo, instrumentos musicais; podendo também ser empregada em paisagismo, como planta ornamental, além de apresentar qualidades de essência melífera. De acordo com Carvalho (2003) a espécie é também utilizada em perfumaria pois através de destilação, extrai-se um fixador, considerado de qualidade superior, ao extrato de sândalo.

Esta espécie é classificada como secundária tardia, que exige sombreamento de baixa a média intensidade na fase juvenil e reprodutiva. É presença obrigatória em plantios mistos de áreas de preservação permanente; seus frutos, que amadurecem desde janeiro até março, são muito procurados por várias espécies de pássaros e formigas, que deixam as sementes livres da casca, promovendo assim, a sua disseminação e facilitando a germinação (Lorenzi, 1992).

As sementes de espécies do gênero *Ocotea* apresentam curta longevidade, comportamento recalcitrante, baixa porcentagem final e irregularidade de germinação (Lorenzi, 1992; Bilia et al., 1998; Carvalho 2003).

Ocotea porosa, está incluída na lista oficial das espécies da flora brasileira ameaçadas de extinção, na categoria de espécies vulneráveis e na relação de espécies arbóreas que correm perigo de extinção. No estado de Santa Catarina, é citada como espécie rara ou ameaçada de extinção e no Paraná, está incluída na categoria de espécie rara. Diante deste fato, torna se muito importante a conservação genética desta espécie, principalmente *ex-situ*, devido aos desmatamentos em sua área de ocorrência natural (Carvalho, 2003).

OBJETIVO

Neste contexto, este estudo teve por meta avaliar o crescimento das mudas de *Ocotea porosa* em viveiro, sob diferentes condições de luminosidade e substrato, provenientes de sementes com diferentes teores de água e armazenadas em diferentes condições.

MATERIAL E MÉTODOS

O trabalho foi conduzido no Laboratório de Ecofisiologia de Sementes e no Jardim Experimental do Departamento de Botânica, ambos no *Campus* da Universidade Federal de São Carlos, São Carlos - SP.

1 - *Material biológico*

Foram utilizados frutos maduros, com critério baseado em sua coloração (no momento da coleta apresentavam uma coloração violácea escura a preta) de *Ocotea porosa* (Nees) L. Barroso coletados na DFEE - Divisão de Florestas e Estação Experimental do Instituto Florestal em Itararé - SP. O experimento teve início em abril de 2001 com a coleta e o transporte dos frutos não danificados, acondicionados em sacos de polietileno.

Os frutos foram despulpados em água corrente, friccionados sobre peneira de malha grossa para a remoção do epicarpo e do mesocarpo, servindo também como uma escarificação mecânica para as sementes. Estas foram colocadas sobre uma peneira de malha grossa para secar superficialmente em ambiente de laboratório, durante 24 horas. Foi realizada uma triagem manual das sementes, descartando-se aquelas danificadas e deformadas, para a obtenção de maior uniformidade de tamanho e assim, foram selecionadas para estes estudo as sementes que tinham entre 12 a 15 mm de diâmetro. Estas foram submetidas a uma assepsia utilizando-se hipoclorito de sódio a 4% durante dois minutos, foram lavadas em água corrente, depois em solução de Captan a 5% durante cinco minutos e finalmente colocadas para secar sobre folhas de papel toalha, antes de serem armazenadas.

2 - *Testes em laboratório*

2.1 - Determinação do teor de água

Determinou-se o teor de água utilizando-se duas repetições de 50 sementes intactas, secas em estufa a $105^{\circ}\text{C} \pm 3^{\circ}\text{C}$ durante 24 horas (método direto), conforme descrito em Brasil (1992), expressando-se os resultados em porcentagem do peso úmido. O teor de água registrado foi de 40% e parte destas sementes foram imediatamente armazenadas e, a outra parte foi seca em condições de ambiente de laboratório durante 11 dias até atingir 30% de umidade, para depois serem armazenadas. Decorrido o período de armazenamento, foi determinado novamente o grau de umidade destas sementes.

2.2 - Armazenamento

O acondicionamento das sementes com 40 e 30% de umidade foi feito em:

a) vidros de conserva, de 550 mL esterilizados com calor seco em estufa e fechados utilizando-se fita de vedação hidráulica (politetrafluoretileno - PTFE) e fita adesiva sobre a tampa de plástico;

b) sacos de polietileno de 25 x 30 cm, com 0,1 mm de espessura.

Nessas embalagens as sementes foram armazenadas durante seis meses em:

a) condições de ambiente do laboratório de ecofisiologia de sementes do Departamento de Botânica da UFSCar - São Carlos (com temperatura média anual de 25°C e U.R. em torno de 70%)

b) câmara fria ($T = 9^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ e U.R. = 50%) pertencente ao Departamento de Produção Vegetal da FCAV/UNESP de Jaboticabal - SP.

3 - *Experimento no Jardim Experimental*

Foi realizado um teste preliminar, onde as sementes apresentaram 90,5% de emergência.

O teste de emergência foi realizado semeando-se as sementes diretamente em sacos pretos de polietileno com 14 cm de largura por 27 cm de altura, com volume aproximado de 4L, completamente preenchidos com:

a) serragem + solo de cerrado (retirado de 20 a 30 cm abaixo da superfície do solo) na proporção de 2:1 (mistura curtida durante quatro meses, com pH 5,7) e

b) substrato agrícola para mudas de espécies florestais (com pH 5,8 e composto de material orgânico de origem vegetal, vermiculita expandida e nutrientes).

Procurou-se utilizar como substratos para emergência e a produção das mudas, materiais de fácil obtenção e de baixo custo (solo e serragem) em contrapartida a outros, como o substrato agrícola comercial. Para cada substrato foram utilizadas quatro repetições com vinte sementes, semeadas entre 3 e 4 cm de profundidade (Hartmann & Kester, 1983). Os sacos com substratos e sementes foram irrigados quando necessário, com água do poço artesianos da UFSCar, e as ervas daninhas eliminadas manualmente. O teste de emergência foi conduzido sob duas condições de luminosidade: 0% de sombreamento (os sacos com as mudas ficaram sobre uma área cimentada, a céu aberto) e 65% de sombreamento (obtido com a utilização de tela de poliolefinas de cor preta, formando um túnel através de suportes metálicos sobre as bancadas) dentro de estufa com ventilação forçada, modelo Double Poly Pad/ Fan.

4 - Avaliação do crescimento das mudas

As mudas foram avaliadas após 270 dias da semeadura, período médio de permanência de mudas em um viveiro e utilizou-se como indicadores do crescimento nos diferentes substratos as seguintes variáveis:

- comprimento da parte aérea (cm), medido com régua milimetrada: desde a inserção dos cotilédones até a inserção da última folha;

- comprimento do sistema radicular (cm), medido com régua milimetrada: desde a inserção dos cotilédones até o final da raiz principal;

- área foliar (cm^2): avaliada apenas para as folhas não senescentes;

A área foliar foi determinada através da fotocópia em papel sulfite branco (75g m^{-2}) da superfície das folhas frescas, recortando-se o molde das folhas e pesando-os. Estes valores foram comparados com os do papel fotocopiado de peso e área previamente determinados ($100\text{ cm}^2 = 0,8790\text{g}$), para a obtenção da área foliar (Beerling & Fry, 1990).

- matéria seca total (g): obtida com o somatório do peso da matéria seca da parte aérea e do peso da matéria seca do sistema radicular;

Para a determinação da matéria seca, as mudas foram seccionadas à altura da inserção dos cotilédones em duas partes (aérea e subterrânea) e colocadas para secar em estufa a 80°C com circulação de ar, até atingirem peso constante. Após esfriarem em dessecador contendo sílica gel desidratada, durante uma a duas horas, foram pesadas em balança analítica com precisão de $0,0001\text{g}$ (Nakagawa, 1994).

- Razão entre a matéria seca da parte aérea e matéria seca do sistema radicular (g.g^{-1});

- Razão da área foliar ($\text{cm}^2.\text{g}^{-1}$), que representa a relação entre a área foliar e a matéria seca total.

Para a avaliação das mudas, os sacos foram cortados lateralmente, o destorroamento foi feito manualmente e em seguida as mudas foram mergulhadas em balde com água para evitar danos ou perda das raízes.

5 - Análise Estatística

O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado com quatro repetições (sacos plásticos) e vinte sementes por repetição, num esquema fatorial $2 \times 2 \times 2 \times 2$ representado pelo teor de água, tipo de embalagem (saco plástico e vidro), ambiente de armazenamento (laboratório e câmara fria), intensidade luminosa (zero e 65% de sombreamento) e tipo de substrato (solo + serragem e substrato

agrícola). A análise estatística realizada incluiu a análise de componentes principais, com o objetivo de reduzir a dimensionalidade e possibilitar uma melhor interpretação dos principais dados obtidos. Nesta análise, é feita uma combinação linear das variáveis originais (comprimento da parte aérea - CPA; área foliar - AF; peso da matéria seca da parte aérea - PMSPA; peso da matéria seca do sistema radicular - PMSSR e comprimento do sistema radicular - CSR), a qual representa o conjunto de dados de forma simplificada (Johnson & Wichern, 1998). Após identificar as componentes principais, foi realizada uma análise de agrupamentos (cluster), com o objetivo de definir os grupos capazes de representar o conjunto de dados obtidos, além de análises gráficas para cada fator. Utilizou-se para estas análises o programa Minitab 10 for Windows.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

As médias entre as réplicas para cada uma das cinco variáveis foram calculadas e estão apresentadas na Tabela 1, com os códigos para cada uma das configurações e o Quadro 1 resume os resultados obtidos através de uma análise multivariada.

Tabela 1 - Valores médios para o comprimento da parte aérea (CPA - cm), área foliar (AF - cm²), peso da matéria seca da parte aérea (PMSPA - g), peso da matéria seca do sistema radicular (PMSSR - g) e comprimento do sistema radicular (CSR - cm) para cada uma das configurações analisadas.

| Conf. | T. Água (%) | Ambiente | Embalagem | Lumino. | Substrato | CPA | AF | PMS PA | PMS SR | CSR |
|-------|-------------|-------------|---------------|---------|--------------------|-------|---------|--------|--------|-------|
| 1 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem | 21,25 | 188,750 | 2,547 | 1,576 | 32,50 |
| 2 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem | 37,75 | 309,250 | 4,142 | 1,737 | 42,38 |
| 3 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem | 9,00 | 101,250 | 1,340 | 0,517 | 8,50 |
| 4 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem | 34,33 | 625,500 | 8,612 | 3,476 | 55,00 |
| 5 | 30 | Laboratório | Vidro | Sombra | Solo+Serragem | 0,00 | 0,000 | 0,000 | 0,000 | 0,00 |
| 6 | 40 | Laboratório | Vidro | Sombra | Solo+Serragem | 0,00 | 0,000 | 0,000 | 0,000 | 0,00 |
| 7 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Solo+Serragem | 47,13 | 463,750 | 6,360 | 1,553 | 42,00 |
| 8 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Solo+Serragem | 0,00 | 0,000 | 0,000 | 0,000 | 0,00 |
| 9 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem | 35,00 | 365,750 | 4,266 | 1,648 | 40,13 |
| 10 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem | 26,38 | 290,750 | 4,415 | 1,621 | 42,00 |
| 11 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem | 22,63 | 282,000 | 2,952 | 1,472 | 48,38 |
| 12 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem | 27,20 | 340,000 | 4,350 | 1,626 | 43,75 |
| 13 | 30 | Laboratório | Vidro | Sol | Solo+Serragem | 0,00 | 0,000 | 0,000 | 0,000 | 0,00 |
| 14 | 40 | Laboratório | Vidro | Sol | Solo+Serragem | 0,00 | 0,000 | 0,000 | 0,000 | 0,00 |
| 15 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sol | Solo+Serragem | 36,35 | 414,250 | 5,781 | 2,516 | 43,00 |
| 16 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sol | Solo+Serragem | 0,00 | 0,000 | 0,000 | 0,000 | 0,00 |
| 17 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola | 16,75 | 99,000 | 1,552 | 1,033 | 27,25 |
| 18 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola | 25,13 | 197,500 | 2,763 | 2,793 | 55,88 |
| 19 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola | 31,13 | 236,750 | 3,533 | 3,194 | 67,00 |
| 20 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola | 28,50 | 207,000 | 2,404 | 2,068 | 47,75 |
| 21 | 30 | Laboratório | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola | 0,00 | 0,000 | 0,000 | 0,000 | 0,00 |
| 22 | 40 | Laboratório | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola | 0,00 | 0,000 | 0,000 | 0,000 | 0,00 |
| 23 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola | 25,80 | 189,500 | 2,627 | 1,667 | 44,88 |
| 24 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola | 0,00 | 0,000 | 0,000 | 0,000 | 0,00 |
| 25 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola | 17,00 | 79,000 | 1,107 | 0,941 | 34,50 |
| 26 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola | 22,88 | 154,000 | 2,276 | 1,784 | 44,75 |
| 27 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola | 2,25 | 14,250 | 0,122 | 0,084 | 6,00 |
| 28 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola | 15,38 | 130,000 | 2,146 | 1,656 | 31,63 |
| 29 | 30 | Laboratório | Vidro | Sol | Substrato Agrícola | 0,00 | 0,000 | 0,000 | 0,000 | 0,00 |
| 30 | 40 | Laboratório | Vidro | Sol | Substrato Agrícola | 0,00 | 0,000 | 0,000 | 0,000 | 0,00 |
| 31 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sol | Substrato Agrícola | 13,50 | 55,250 | 0,925 | 1,039 | 32,25 |
| 32 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sol | Substrato Agrícola | 0,00 | 0,000 | 0,000 | 0,000 | 0,00 |

Quadro 1: Resultados da análise de componentes principais para as variáveis CPA, CSR, AF, PMSPA, PMSSR.

| | | | | | |
|------------|--------|--------|--------|--------|--------|
| Quantidade | 4,5532 | 0,3185 | 0,1017 | 0,0214 | 0,0052 |
| Proporção | 0,911 | 0,064 | 0,020 | 0,004 | 0,001 |
| Cumulativo | 0,911 | 0,974 | 0,995 | 0,999 | 1,000 |
| Variáveis | PC1 | PC2 | PC3 | PC4 | PC5 |
| CPA | -0,454 | -0,020 | 0,753 | -0,473 | -0,059 |
| AF | -0,448 | -0,502 | -0,124 | 0,335 | -0,648 |
| PMSPA | -0,450 | -0,475 | -0,227 | 0,001 | 0,722 |
| PMSSR | -0,445 | 0,434 | -0,581 | -0,496 | -0,174 |
| CSR | -0,440 | 0,578 | 0,169 | 0,647 | 0,158 |

Analisando os resultados contidos no Quadro 1, pode-se concluir que os dois primeiros componentes serão utilizados. A quantidade indica as variâncias dos componentes principais. Para o primeiro componente a variância é de 4,5532 e explica 91,1% da variação total. Os coeficientes listados sob o primeiro componente principal (PC1), mostram como calcular os pontos do primeiro componente: PC1 = -0,454 *comprimento da parte aérea; - 0,448 *área foliar; - 0,450 *matéria seca da parte aérea; -0,445 *matéria seca do sistema radicular e - 0,440 *comprimento do sistema radicular.

Isto pode ser interpretado como sendo o primeiro componente principal, representando uma parte dos dados obtidos para o comprimento da parte aérea, a área foliar, a matéria seca da parte aérea, a matéria seca do sistema radicular e o comprimento do sistema radicular.

O segundo componente principal (PC2) tem variância 0,3185 e explica 6,4% da variabilidade dos dados. Este é calculado a partir dos dados originais usando os coeficientes listados sob PC2. Juntos, os dois coeficientes (PC1 e PC2), representam de forma acumulada, 97,4% da variabilidade total. Assim, a maior parte do universo dos dados pode ser capturada em duas dimensões. Os outros componentes principais consideram uma proporção muito pequena da variabilidade e assim, não foram considerados importantes.

O componente 1 não evidencia diferenças entre as variáveis, uma vez que os coeficientes são aproximadamente iguais (próximos de -0,44). Assim, se o valor de uma variável for muito elevado, o valor das outras também será. Por outro lado, o componente 2 diferencia as variáveis em três grupos:

- comprimento da parte aérea;

- área foliar e peso da parte aérea;
- peso do sistema radicular e comprimento radicular.

Assim, as distâncias entre os componentes principais foram avaliadas empregando-se a análise de agrupamento representada pelo dendograma (Figura 1).

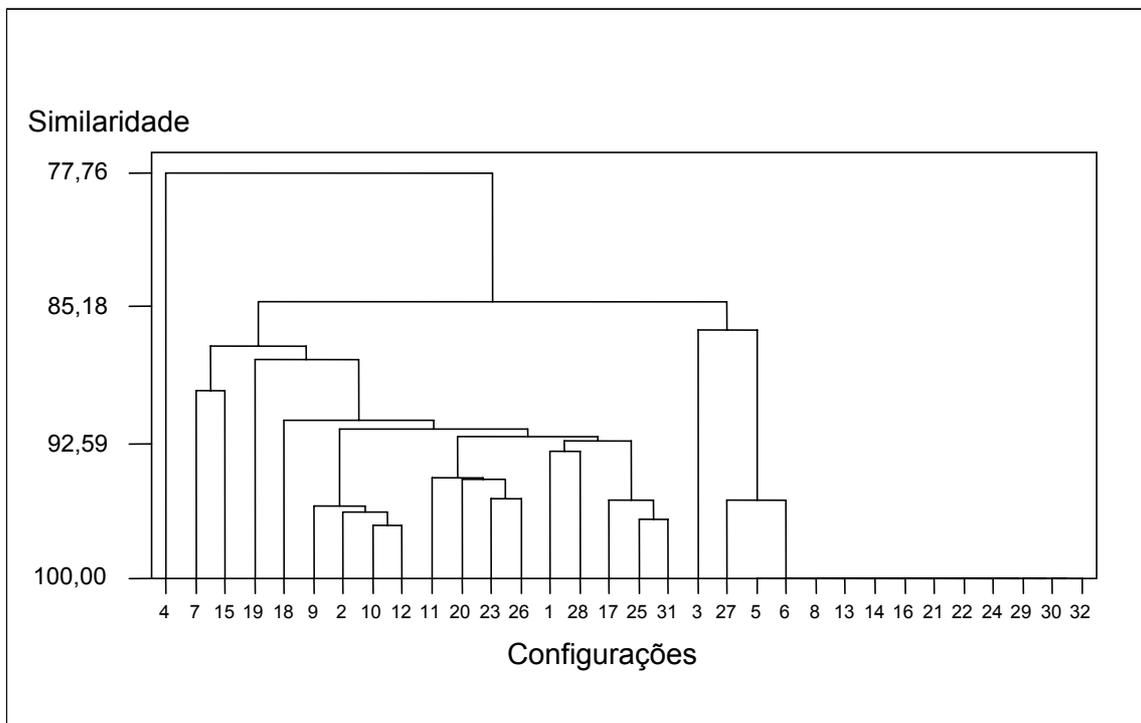


Figura 1 - Dendrograma da análise de cluster para as 32 configurações consideradas, conforme descritas na Tabela 1.

Avaliando-se a Figura 1 optou-se por considerar a formação de quatro grupos com o índice de similaridade de 86,62. O Grupo I apresenta apenas a configuração 4, pois dentre todas as configurações esta é a que apresenta maiores índices para as variáveis área foliar, peso da matéria seca da parte aérea e peso da matéria seca do sistema radicular (Tabela 1).

O Grupo II, composto pelas configurações 1, 2, 7, 9, 10, 11, 12, 15, 17, 18, 19, 20, 23, 25, 26, 28 e 31 é bastante heterogêneo, mas o que se evidencia neste grupo é que a maioria das configurações inclui o saco plástico como embalagem utilizada. O Grupo III também é representado por uma única configuração, a de número 3, que apresenta valores intermediários entre os Grupos II e IV, principalmente com relação ao comprimento da parte aérea e o comprimento do sistema radicular, não merecendo assim, maior destaque (Tabela 1).

O Grupo IV é formado pelas configurações onde estão incluídos os valores nulos para todas as variáveis analisadas, ou seja, neste caso as plântulas não emergiram. Há uma exceção (configuração 27), onde foi registrado emergência das plântulas, mas estas apresentaram pequeno crescimento, com valores insignificantes

em relação aos outros grupos, e por isso, foi incluído neste grupo. As configurações são: 5, 6, 8, 13, 14, 16, 21, 22, 24, 27, 29, 30 e 32 (Tabela 1).

Analisando os fatores das configurações referentes aos grupos de sementes que não germinaram e que portanto não originaram plântulas, conclui-se que o vidro não é o tipo de embalagem mais adequado para o armazenamento das sementes desta espécie.

Para uma comparação isolada de cada fator (teor de água das sementes, ambiente de armazenamento, tipo de embalagem, intensidade luminosa e tipo de substrato) e seus respectivos níveis, foi realizada uma análise gráfica, através de histogramas para cada uma das variáveis respostas (medidas): comprimento da parte aérea (cm), área foliar (cm^2), peso da matéria seca da parte aérea (g), peso da matéria seca do sistema radicular (g) e comprimento do sistema radicular (cm) expressos em: comprimento da parte aérea (cm), comprimento do sistema radicular (cm), razão entre matéria seca da parte aérea e matéria seca do sistema radicular (g), razão da área foliar ($\text{cm}^2 \cdot \text{g}^{-1}$), área foliar (cm^2) e matéria seca total (g). Não foi empregada a análise de variância pois este conjunto de dados não satisfaz as suposições básicas para sua realização.

As figuras apresentam gráficos contendo 16 configurações, cada uma delas representando um par de barras. Sendo assim, para cada fator há uma tabela associando as configurações dos gráficos com as configurações originais (Tabela 1). No texto, primeiramente será indicada a configuração da figura e entre parênteses e em negrito, será apresentada a configuração original (Tabela 1).

A Tabela 2 apresenta as configurações formadas quando se analisa o fator teor de água das sementes e a Figura 2, os parâmetros de crescimento avaliados.

Tabela 2: Configurações referentes ao fator teor de água.

| Configuração na figura | Configuração | T. Água (%) | Ambiente | Embalagem | Luminosidade | Substrato |
|------------------------|--------------|-------------|-------------|---------------|--------------|--------------------|
| 1 | 1 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem |
| 1 | 2 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem |
| 2 | 3 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem |
| 2 | 4 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem |
| 3 | 5 | 30 | Laboratório | Vidro | Sombra | Solo+Serragem |
| 3 | 6 | 40 | Laboratório | Vidro | Sombra | Solo+Serragem |
| 4 | 7 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Solo+Serragem |
| 4 | 8 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Solo+Serragem |
| 5 | 9 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem |
| 5 | 10 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem |
| 6 | 11 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem |
| 6 | 12 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem |
| 7 | 13 | 30 | Laboratório | Vidro | Sol | Solo+Serragem |
| 7 | 14 | 40 | Laboratório | Vidro | Sol | Solo+Serragem |
| 8 | 15 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sol | Solo+Serragem |
| 8 | 16 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sol | Solo+Serragem |
| 9 | 17 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola |
| 9 | 18 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola |
| 10 | 19 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola |
| 10 | 20 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola |
| 11 | 21 | 30 | Laboratório | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola |
| 11 | 22 | 40 | Laboratório | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola |
| 12 | 23 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola |
| 12 | 24 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola |
| 13 | 25 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola |
| 13 | 26 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola |
| 14 | 27 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola |
| 14 | 28 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola |
| 15 | 29 | 30 | Laboratório | Vidro | Sol | Substrato Agrícola |
| 15 | 30 | 40 | Laboratório | Vidro | Sol | Substrato Agrícola |
| 16 | 31 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sol | Substrato Agrícola |
| 16 | 32 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sol | Substrato Agrícola |

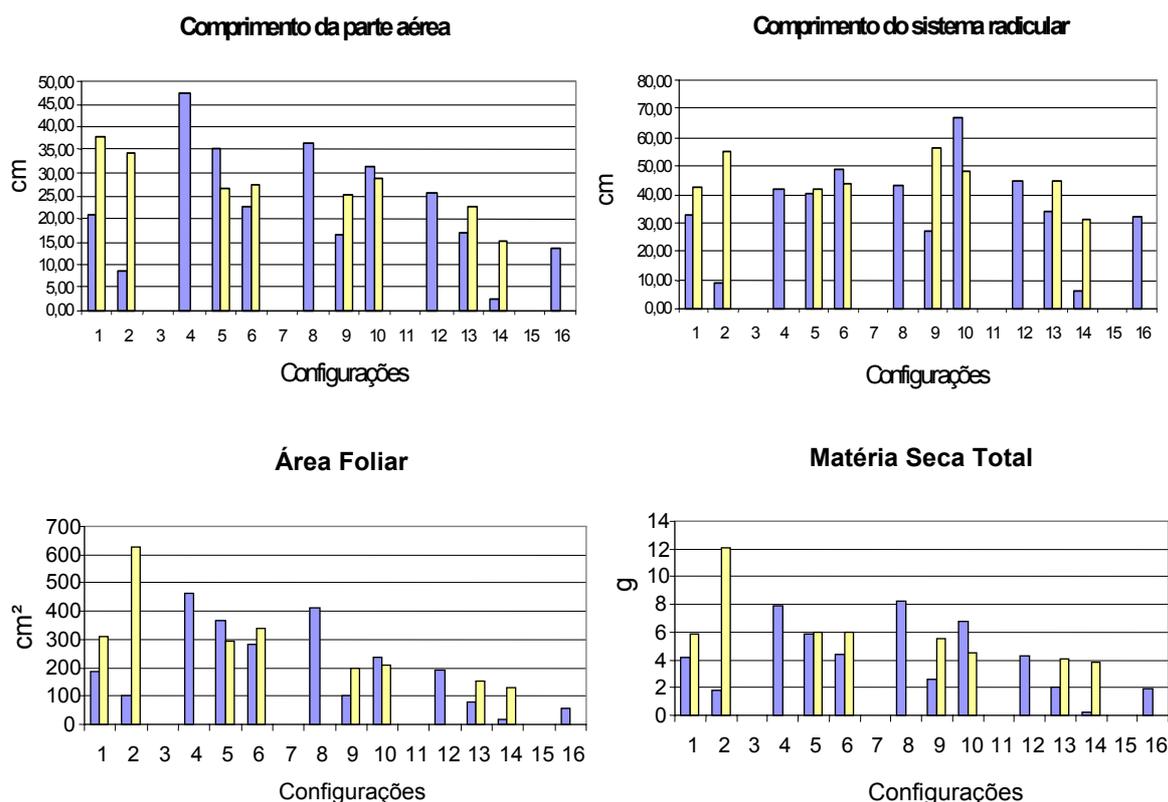


Figura 2: Valores médios do comprimento da parte aérea (CPA), comprimento do sistema radicular (CSR), área foliar (AF) e matéria seca total (MST) para plantas originadas de sementes armazenadas com 30% e 40% de água.

Para a variável comprimento da parte aérea, é possível perceber que a configuração que produziu o melhor desempenho é a de número 4, onde as sementes foram armazenadas com umidade de 30% (7). Para a variável comprimento do sistema radicular, observou-se que a configuração que mais se destacou foi a de número 10, onde as plantas eram provenientes de sementes armazenadas com 30% de umidade (19) (Figura 2).

Para a variável área foliar a configuração 2 (4) foi a que possibilitou melhor resultado. Para a variável matéria seca total, a melhor configuração é a de número 2 (4), onde foram utilizadas as sementes com 40% de umidade.

As sementes pertencentes às configurações 3, 7, 11 e 15 incluíam aquelas com 30 e 40% de umidade e não germinaram (5 e 6, 13 e 14, 21 e 22, 29 e 30, respectivamente). As mudas pertencentes às configurações 3, 4, 7, 8, 11, 12, 15 e 16, provenientes de sementes com 40% umidade, também não emergiram (5, 6, 8, 13, 14, 16, 21, 22, 24, 29, 30 e 32, respectivamente).

O teor de água das sementes é um bom indicador do ponto de maturidade fisiológica para muitas espécies, por estar correlacionado com o acúmulo de matéria seca e por apresentar máximo vigor e viabilidade (Barbosa et al, 1992; Aiazzi et al., 1998). Observa-se pelos dados contidos na Figura 2 que os melhores resultados obtidos foram para as plantas provenientes de sementes armazenadas com 30% de água e que tanto para as sementes coletadas com 30 ou 40% de água, as melhores condições para o armazenamento foi a câmara fria e para o crescimento das mudas, o uso de 65% de sombreamento artificial produziu maior crescimento. Com estes resultados pode-se supor que as sementes de *Ocotea porosa* não devem ser armazenadas com um teor de água tão elevado (40%), mas se for necessário, que seja feito em embalagens semipermeáveis e em câmara fria, como evidenciado pela configuração número 4 (Tabela 1). Neste caso, o uso de embalagens semipermeáveis é mais apropriado, pois nesta condição, ainda podem ocorrer trocas gasosas com o meio, fazendo com que compostos voláteis como hexanol, pentanol e butanol, que são prejudiciais às células e considerados subprodutos da peroxidação de lipídios que levam à perda da integridade do sistema de membranas e conseqüentemente à deterioração das sementes, não se acumulem (Zhang et al, 1993). Além do mais, em temperaturas mais baixas estes processos metabólicos têm sua velocidade reduzida.

Na Tabela 3 estão apresentadas as configurações que trazem informações sobre o crescimento das mudas provenientes de sementes armazenadas em diferentes condições de ambientes.

Tabela 3: Configurações referentes ao fator ambiente de armazenamento.

| Configuração na figura | Configuração | T. Água (%) | Ambiente | Embalagem | Luz | Substrato |
|------------------------|--------------|-------------|-------------|---------------|--------|--------------------|
| 1 | 1 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem |
| 1 | 3 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem |
| 2 | 2 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem |
| 2 | 4 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem |
| 3 | 5 | 30 | Laboratório | Vidro | Sombra | Solo+Serragem |
| 3 | 7 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Solo+Serragem |
| 4 | 6 | 40 | Laboratório | Vidro | Sombra | Solo+Serragem |
| 4 | 8 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Solo+Serragem |
| 5 | 9 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem |
| 5 | 11 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem |
| 6 | 10 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem |
| 6 | 12 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem |
| 7 | 13 | 30 | Laboratório | Vidro | Sol | Solo+Serragem |
| 7 | 15 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sol | Solo+Serragem |
| 8 | 14 | 40 | Laboratório | Vidro | Sol | Solo+Serragem |
| 8 | 16 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sol | Solo+Serragem |
| 9 | 17 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola |
| 9 | 19 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola |
| 10 | 18 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola |
| 10 | 20 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola |
| 11 | 21 | 30 | Laboratório | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola |
| 11 | 23 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola |
| 12 | 22 | 40 | Laboratório | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola |
| 12 | 24 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola |
| 13 | 25 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola |
| 13 | 27 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola |
| 14 | 26 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola |
| 14 | 28 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola |
| 15 | 29 | 30 | Laboratório | Vidro | Sol | Substrato Agrícola |
| 15 | 31 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sol | Substrato Agrícola |
| 16 | 30 | 40 | Laboratório | Vidro | Sol | Substrato Agrícola |
| 16 | 32 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sol | Substrato Agrícola |

A Figura 3 apresenta as variáveis que analisaram o crescimento das plantas de imbuia provenientes de sementes armazenadas em diferentes ambientes.

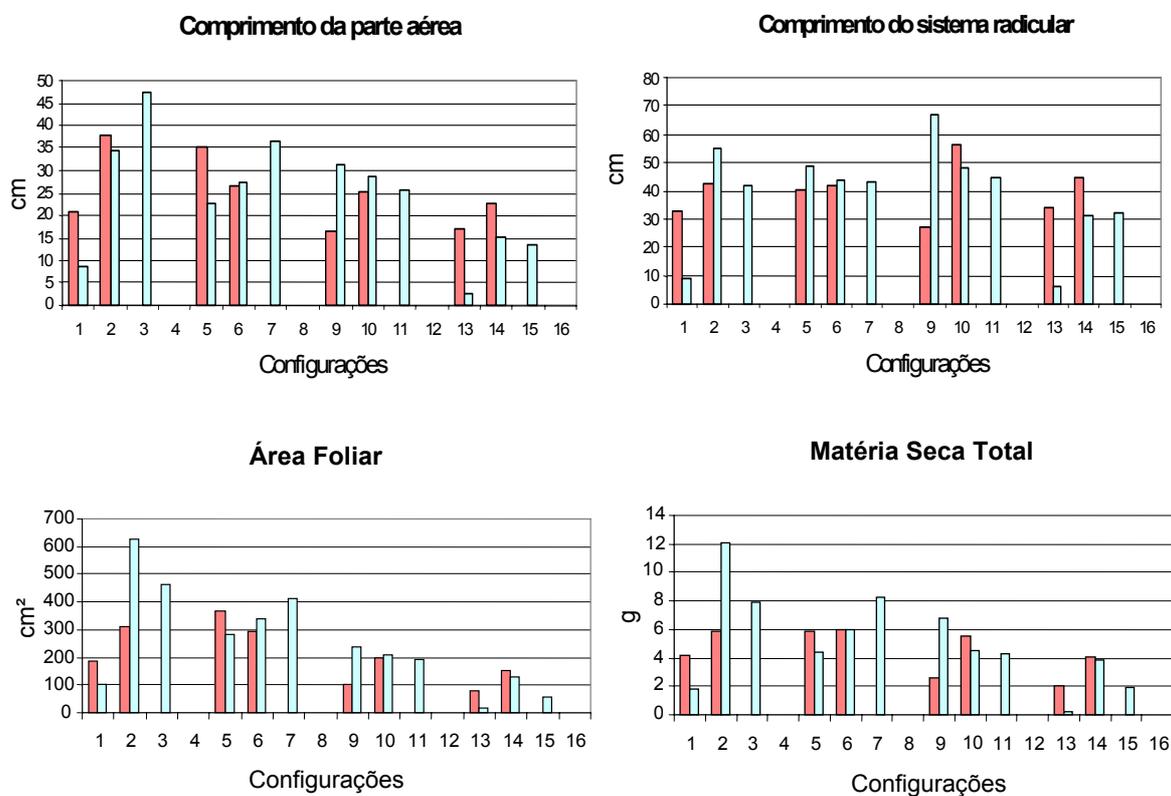


Figura 3: Valores médios do comprimento da parte aérea (CPA), comprimento do sistema radicular (CSR), área foliar (AF) e matéria seca total (MST) para as plantas originadas de sementes armazenadas em ● condições de ambiente de laboratório e em ○ câmara fria.

Para a variável comprimento da parte aérea, a configuração de número 3 promoveu os melhores resultados, sendo que as sementes utilizadas permaneceram em câmara fria (7). Com relação aos valores obtidos para comprimento do sistema radicular, novamente a câmara fria propiciou melhor desempenho, representada pela configuração de número 9 (19) (Figura 3),

Os maiores valores obtidos para a área foliar foram registrados quando as sementes ficaram armazenadas em câmara fria, de acordo com a configuração 2 (4). As plantas provenientes de sementes armazenadas em câmara fria apresentaram os

maiores valores de matéria seca total, como pode ser observado pelos resultados registrados na configuração número 2 (4).

Observa-se que quando as mudas provenientes de sementes armazenadas em ambiente de laboratório se desenvolveram melhor que aquelas armazenadas em câmara fria, o acondicionamento foi feito em saco plástico. No entanto, pelos dados obtidos, observa-se que as mudas que apresentaram melhor desempenho são provenientes de sementes armazenadas em câmara fria (Tabela 3 e Figura 3). Estes resultados corroboram com os resultados apresentados por Maluf et al. (2000), que armazenaram as sementes de *Ocotea corymbosa* em condições controladas de temperatura e umidade, uma vez que a umidade relativa do ar influencia o grau de umidade das sementes, fazendo com que a semente absorva ou perca água, influenciando na atividade metabólica, potencializando a deterioração além de que a temperatura também tem efeito sobre a velocidade dos processos bioquímicos, tais como a degradação e reorganização de substâncias de reserva que ocorrem no eixo embrionário (Previero et al., 1998).

Desta forma, pelos resultados apresentados, conclui-se que a melhor condição para o armazenamento de sementes com 30% de umidade é a câmara fria que possibilita controlar a umidade e temperatura, o que leva a supor que as sementes de imbuia, consideradas recalcitrantes por Carvalho (2003), apresentam baixo grau de recalcitrância, ou seja, toleram a retirada de elevados pontos percentuais de água e apresentam pouca sensibilidade a baixas temperaturas (Villela & Peres, 2004), podendo ser armazenadas durante um período de tempo maior, sem perder a viabilidade. São resultados que merecem ser aprofundados em outros estudos, principalmente com relação à utilização de sementes com menores teores de água, uso de secagem rápida ou lenta, condições de secagem e armazenamento em outras temperaturas.

A Tabela 4 apresenta as configurações referentes à análise gráfica para o fator embalagem (Figura 4).

Tabela 4- Configurações referentes ao fator embalagem.

| Configuração na figura | Configuração | T. Água (%) | Ambiente | Embalagem | Luz | Substrato |
|------------------------|--------------|-------------|-------------|---------------|--------|--------------------|
| 1 | 1 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem |
| 1 | 5 | 30 | Laboratório | Vidro | Sombra | Solo+Serragem |
| 2 | 2 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem |
| 2 | 6 | 40 | Laboratório | Vidro | Sombra | Solo+Serragem |
| 3 | 3 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem |
| 3 | 7 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Solo+Serragem |
| 4 | 4 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem |
| 4 | 8 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Solo+Serragem |
| 5 | 9 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem |
| 5 | 13 | 30 | Laboratório | Vidro | Sol | Solo+Serragem |
| 6 | 10 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem |
| 6 | 14 | 40 | Laboratório | Vidro | Sol | Solo+Serragem |
| 7 | 11 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem |
| 7 | 15 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sol | Solo+Serragem |
| 8 | 12 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem |
| 8 | 16 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sol | Solo+Serragem |
| 9 | 17 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola |
| 9 | 21 | 30 | Laboratório | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola |
| 10 | 18 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola |
| 10 | 22 | 40 | Laboratório | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola |
| 11 | 19 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola |
| 11 | 22 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola |
| 12 | 20 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola |
| 12 | 24 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola |
| 13 | 25 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola |
| 13 | 29 | 30 | Laboratório | Vidro | Sol | Substrato Agrícola |
| 14 | 26 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola |
| 14 | 30 | 40 | Laboratório | Vidro | Sol | Substrato Agrícola |
| 15 | 27 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola |
| 15 | 31 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sol | Substrato Agrícola |
| 16 | 28 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola |
| 16 | 32 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sol | Substrato Agrícola |

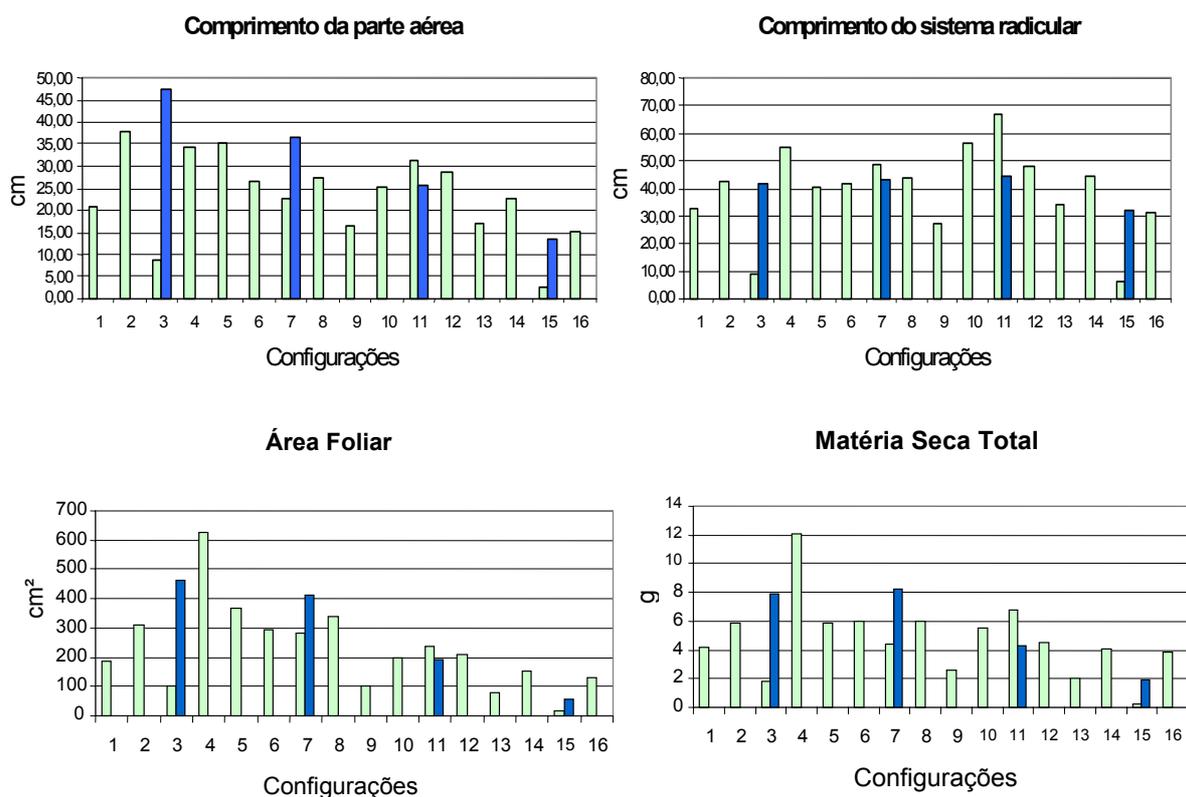


Figura 4: Valores médios do comprimento da parte aérea (CPA), comprimento do sistema radicular (CSR), área foliar (AF) e matéria seca total (MST) para as plantas originadas de sementes armazenadas em embalagens de ○ plástico e ● vidro.

De acordo com as configurações contidas na Tabela 4 e pelos resultados contidos na Figura 4 observa-se que os melhores resultados obtidos para o comprimento da parte aérea foi o da configuração de número 3 onde se utilizou embalagem de vidro (7). Porém, de maneira geral, sementes armazenadas neste tipo de embalagem não originaram mudas com bom desenvolvimento.

Nota-se que a configuração de número 11 (acondicionamento realizado em sacos plásticos) produziu melhores resultados (19), para a variável comprimento do sistema radicular. Os valores da área foliar apresentados na Figura 4 mostram que a melhor configuração, a de número 4 (4) corresponde ao uso das sementes que foram acondicionadas em saco plástico. Para as variáveis comprimento da parte aérea, comprimento do sistema radicular, área foliar e matéria seca total, as mudas provenientes de sementes que foram acondicionadas em saco plástico emergiram, ao passo em que houve pequeno índice de sobrevivência para aquelas provenientes de sementes acondicionadas em vidro, desde que, com 30% de água (Figura 4). Isto leva

a crer que não se deve armazenar sementes de imbuia com elevados teores de água acondicionadas em embalagens herméticas.

O uso de embalagens herméticas não é recomendável para sementes recalitrantes, pois devem ocorrer trocas gasosas entre as sementes e a atmosfera, e sob elevados teores de água a taxa de respiração das sementes é alta e o bloqueio destas trocas pode acelerar a deterioração e a posterior morte das sementes. Por outro lado, quando se diminui a temperatura, o metabolismo das sementes também é diminuído, o que pode explicar a viabilidade das sementes quando acondicionadas em vidro e armazenadas em câmara fria (Bonner, 1998). Neste estudo, as mudas provenientes do acondicionamento das sementes em vidro apresentaram um bom desempenho em algumas variáveis analisadas. No entanto, mesmo que o vidro tenha apresentado bons resultados em observações pontuais, esta embalagem produziu resultados muito desfavoráveis, uma vez que as plântulas não emergiram na maioria das configurações.

A Tabela 5 apresenta as configurações analisadas para o fator luminosidade.

Tabela 5: Configurações referentes ao fator Luminosidade.

| Configuração na figura | Configuração | T. Água (%) | Ambiente | Embalagem | Luminosidade | Substrato |
|------------------------|--------------|-------------|-------------|---------------|--------------|--------------------|
| 1 | 1 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem |
| 1 | 9 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem |
| 2 | 2 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem |
| 2 | 10 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem |
| 3 | 3 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem |
| 3 | 11 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem |
| 4 | 4 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem |
| 4 | 12 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem |
| 5 | 5 | 30 | Laboratório | Vidro | Sombra | Solo+Serragem |
| 5 | 13 | 30 | Laboratório | Vidro | Sol | Solo+Serragem |
| 6 | 6 | 40 | Laboratório | Vidro | Sombra | Solo+Serragem |
| 6 | 14 | 40 | Laboratório | Vidro | Sol | Solo+Serragem |
| 7 | 7 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Solo+Serragem |
| 7 | 15 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sol | Solo+Serragem |
| 8 | 8 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Solo+Serragem |
| 8 | 16 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sol | Solo+Serragem |
| 9 | 17 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola |
| 9 | 25 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola |
| 10 | 18 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola |
| 10 | 26 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola |
| 11 | 19 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola |
| 11 | 27 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola |
| 12 | 20 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola |
| 12 | 28 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola |
| 13 | 21 | 30 | Laboratório | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola |
| 13 | 29 | 30 | Laboratório | Vidro | Sol | Substrato Agrícola |
| 14 | 22 | 40 | Laboratório | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola |
| 14 | 30 | 40 | Laboratório | Vidro | Sol | Substrato Agrícola |
| 15 | 23 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola |
| 15 | 31 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sol | Substrato Agrícola |
| 16 | 24 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola |
| 16 | 32 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sol | Substrato Agrícola |

A Figura 5 apresenta as variáveis que analisaram o crescimento das plantas de imbuia cultivadas em diferentes condições de intensidade luminosa.

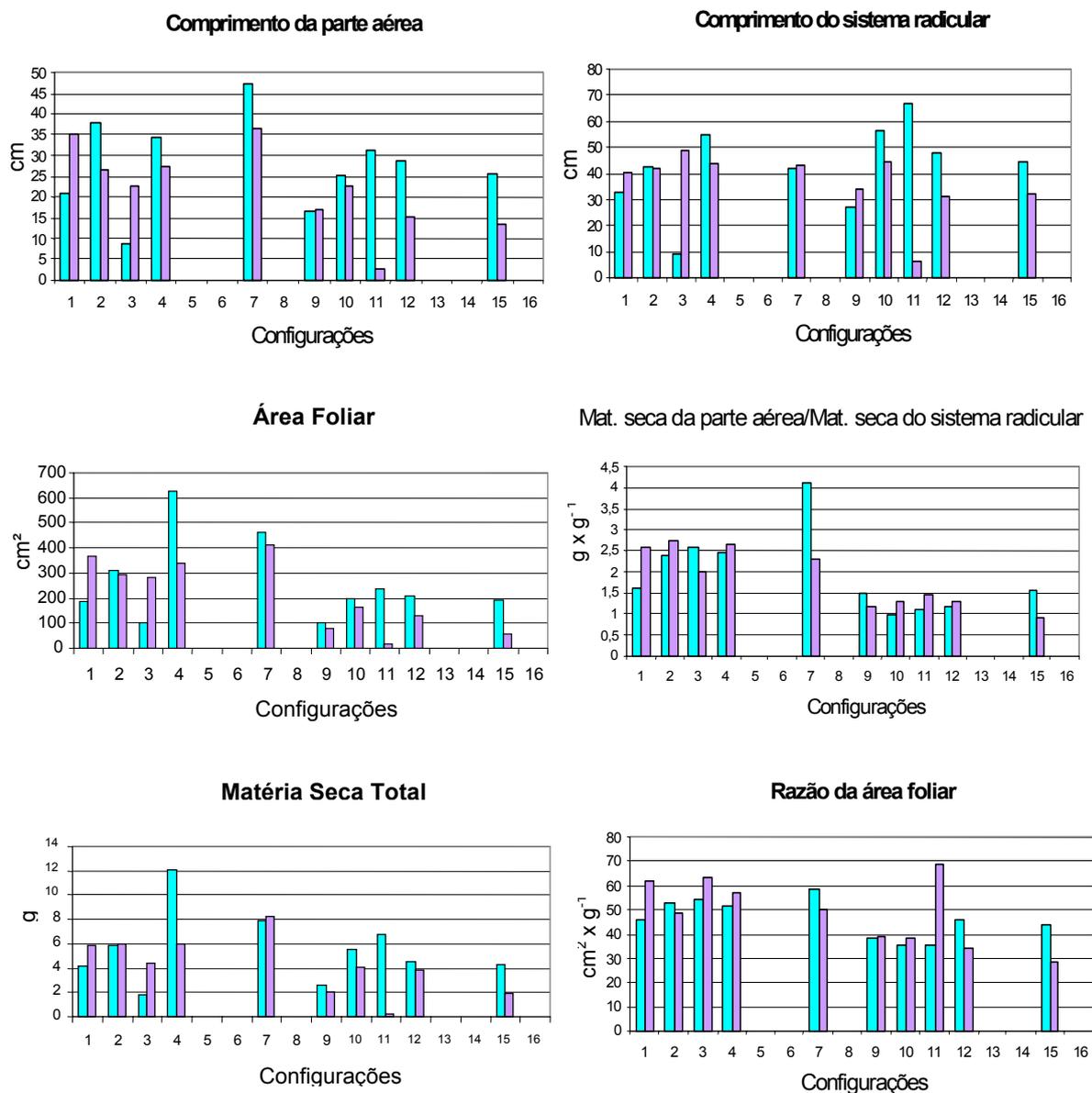


Figura 5: Valores médios do comprimento da parte aérea (CPA), comprimento do sistema radicular (CSR), área foliar (AF), razão entre a matéria seca da parte aérea e matéria seca do sistema radicular (MSPA/MSSR), matéria seca total (MST) e razão de área foliar (RAF) para as plantas sob ● pleno sol e a ● 65% de sombreamento.

Para a variável comprimento da parte aérea, a configuração que apresentou melhor desempenho foi a de número 7, que representa o cultivo sob 65% de sombreamento (7). Para a variável comprimento do sistema radicular, a configuração 11 foi a que apresentou melhor desempenho, em mudas crescidas em substrato agrícola e também sob 65% de sombreamento (19).

A área foliar foi maior na configuração 4 (4) para plantas que cresceram sob 65% de sombreamento. Quando a espécie tem capacidade adaptativa para compensar a deficiência de luz ocasionada pelo sombreamento, ocorre aumento da área foliar e desta forma, é possível a absorção do máximo de luz incidente para a realização da fotossíntese, de forma que o decréscimo na produção de matéria seca não é tão acentuado (Gordon, 1969).

A configuração de número 7, que inclui as mudas que foram sombreadas (7), apresentou maior valor para a relação entre matéria seca da parte aérea e matéria seca do sistema radicular. Para esta relação ser elevada a matéria seca da parte aérea foi superior ao peso da matéria seca do sistema radicular, o que pode ser entendido pelo fato de que a planta em condições de sombreamento simulado, aloca uma maior parte dos seus recursos para a parte aérea.

Os maiores valores de matéria seca total puderam ser registrados quando as mudas se desenvolveram sob 65% de sombreamento, configuração 4 (4). O mesmo resultado foi observado para o crescimento de plantas de *Vochysia tucanorum* por Barbosa et al. (1999).

Plantas crescidas a pleno sol apresentaram um valor mais elevado, na configuração 11 (27), para a variável razão da área foliar (RAF). Uma RAF baixa foi observada em plantas de *Croton urucurana*, *Guazuma ulmifolia*, *Peltophorum dubium*, *Lonchocarpus muehlbergianus* e *Genipa amaricana* que cresceram em ambientes com alta radiação, com exceção para *Tabebuia impetiginosa*, ou seja, à medida que se aumenta a quantidade de luz a planta tende a ter menor superfície foliar em relação à sua biomassa seca total (Moraes Neto et al., 2000). Com relação a RAF as plantas de imbuia também foram uma exceção, provavelmente pela análise ter sido feita em uma única época.

Os resultados apresentados na Figura 5 indicam que a *Ocotea porosa* se desenvolve bem em ambiente com pouca luminosidade, estando de acordo com as características ecológicas desta espécie na natureza, sendo classificada como secundária tardia ou clímax, tolerante ao sombreamento (Carvalho, 2003).

De acordo com Leite & Takaki (2001), a luz incidente, quando absorvida pela clorofila, representa uma fonte de energia para a planta e quando absorvida pelo fitocromo, a luz irá influenciar a morfologia da planta. O fitocromo é um pigmento

protéico que absorve preferencialmente a luz nas regiões do vermelho e do vermelho-extremo e tem um importante papel no desenvolvimento vegetativo e reprodutivo regulado pela luz. Desta forma, o fitocromo permite à planta detectar as variações nas condições de sombreamento e assim induz alterações no metabolismo e no desenvolvimento destas (Casal & Sánchez, 1998).

A luz afeta o desenvolvimento da planta de inúmeras formas: estimulando a síntese de enzimas, direcionando o crescimento (respostas trópicas) e, através da diferenciação em nível celular e de órgãos. Assim, as plantas que crescem sob forte intensidade luminosa apresentam folhas com várias camadas de células no mesófilo, são ricas em cloroplastos e possuem densa venação; por outro lado, plantas adaptadas a fracas radiações produzem entre-nós longos, folhas delgadas e com grande superfície (Larcher, 2000). Vale ressaltar que uma maior ou menor taxa de crescimento de uma muda dependerá da demanda desta, ou seja, se o plantio em local definitivo for imediato é importante que as mudas apresentem um sistema radicular bem formado em detrimento da parte aérea. Por outro lado, se a muda tiver que permanecer por um período maior no viveiro é desejável que o comprimento do sistema radicular seja reduzido, mas sem afetar o vigor da muda.

As configurações e as análises das variáveis de crescimento das plantas nos diferentes substratos utilizados, estão apresentados na Tabela 6 e Figura 6, respectivamente.

Tabela 6: Configurações referentes ao fator substrato.

| Configuração nas figuras | Configuração | T. Água (%) | Ambiente | Embalagem | Luminosidade | Substrato |
|--------------------------|--------------|-------------|-------------|---------------|--------------|--------------------|
| 1 | 1 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem |
| 1 | 17 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola |
| 2 | 2 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem |
| 2 | 18 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola |
| 3 | 3 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem |
| 3 | 19 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola |
| 4 | 4 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Solo+Serragem |
| 4 | 20 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sombra | Substrato Agrícola |
| 5 | 5 | 30 | Laboratório | Vidro | Sombra | Solo+Serragem |
| 5 | 21 | 30 | Laboratório | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola |
| 6 | 6 | 40 | Laboratório | Vidro | Sombra | Solo+Serragem |
| 6 | 22 | 40 | Laboratório | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola |
| 7 | 7 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Solo+Serragem |
| 7 | 23 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola |
| 8 | 8 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Solo+Serragem |
| 8 | 24 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sombra | Substrato Agrícola |
| 9 | 9 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem |
| 9 | 25 | 30 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola |
| 10 | 10 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem |
| 10 | 26 | 40 | Laboratório | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola |
| 11 | 11 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem |
| 11 | 27 | 30 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola |
| 12 | 12 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Solo+Serragem |
| 12 | 28 | 40 | Câmara fria | Saco plástico | Sol | Substrato Agrícola |
| 13 | 13 | 30 | Laboratório | Vidro | Sol | Solo+Serragem |
| 13 | 29 | 30 | Laboratório | Vidro | Sol | Substrato Agrícola |
| 14 | 14 | 40 | Laboratório | Vidro | Sol | Solo+Serragem |
| 14 | 30 | 40 | Laboratório | Vidro | Sol | Substrato Agrícola |
| 15 | 15 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sol | Solo+Serragem |
| 15 | 31 | 30 | Câmara fria | Vidro | Sol | Substrato Agrícola |
| 16 | 16 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sol | Solo+Serragem |
| 16 | 32 | 40 | Câmara fria | Vidro | Sol | Substrato Agrícola |

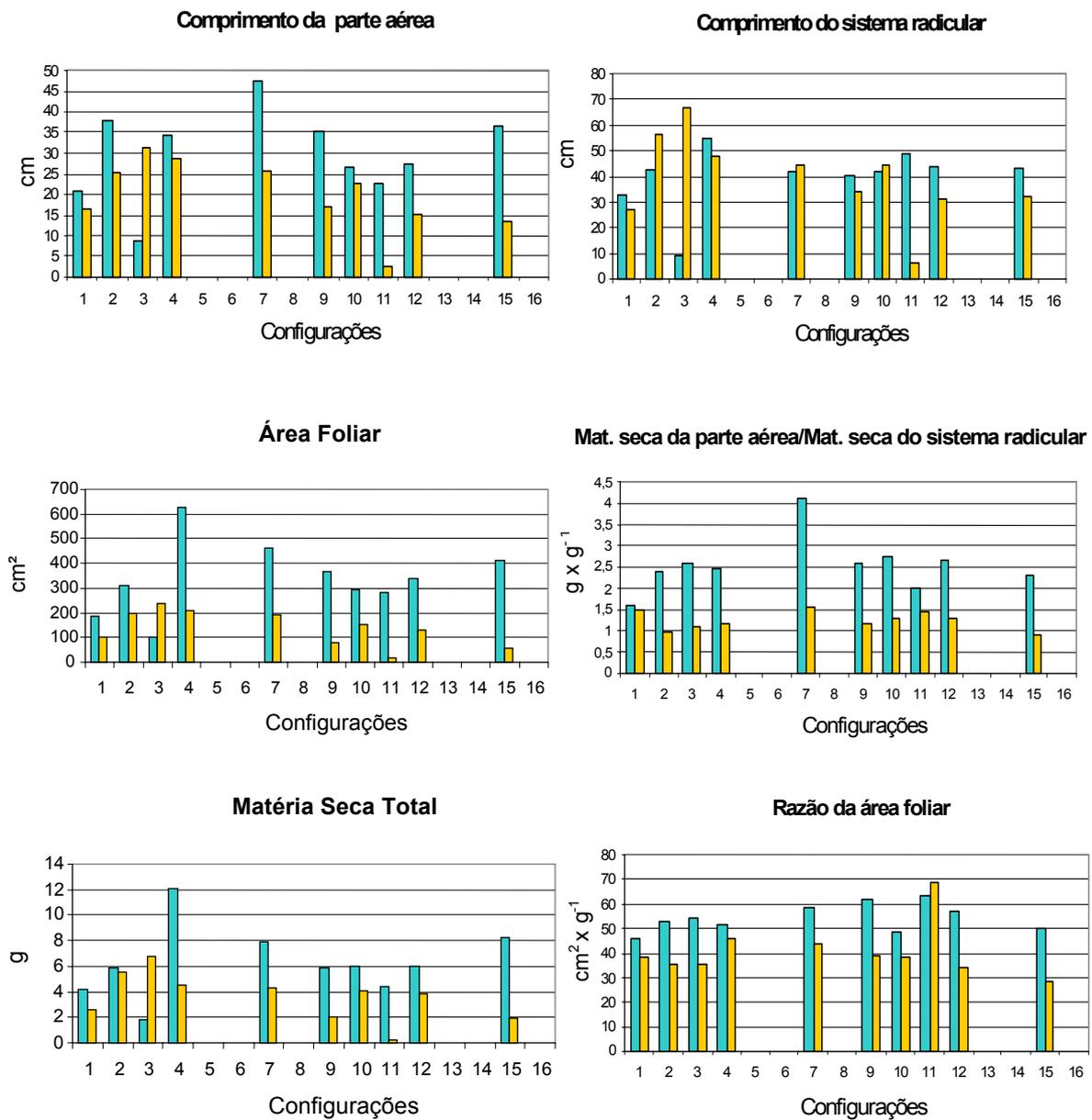


Figura 6: Valores médios do comprimento da parte aérea (CPA), comprimento do sistema radicular, área foliar (AF), razão entre a matéria seca da parte aérea e matéria seca do sistema radicular (MSPA/MSSR), matéria seca total (MST) e razão de área foliar (RAF) para plantas crescidas em substrato composto por ● solo + serragem e em ● substrato agrícola.

Ao se analisar a influência dos substratos utilizados no comprimento da parte aérea, verifica-se que a configuração 7, correspondente ao uso de solo+serragem (7) sob sombreamento, produziu plantas mais altas, o que sustenta os resultados encontrados para o comprimento da parte aérea, área foliar e matéria seca total, para o fator luminosidade (Figura 5).

Com relação ao comprimento do sistema radicular nota-se que a configuração 3, incluindo o uso do substrato agrícola (19) produziu melhores resultados, provavelmente porque o substrato é melhor estruturado. Nota-se que a razão matéria seca da parte aérea/matéria seca do sistema radicular apresentou maior valor em substrato composto por solo+serragem, havendo maior conversão de biomassa para a parte aérea em todas as configurações, com destaque para a configuração 7 (7).

A razão de área foliar foi elevada em substrato composto por solo + serragem em todas as configurações, com exceção da configuração de número 11, na qual o maior valor foi obtido com o uso de substrato agrícola (27).

Para as variáveis área foliar e matéria seca total, a configuração que se destacou foi a de número 4 (4), também com o uso do substrato composto por solo + serragem.

Analisando conjuntamente os resultados das variáveis contidas na Figura 6, observa-se que o melhor desempenho das plantas foi obtido usando substrato composto por solo + serragem e sob 65% de sombreamento e que o melhor ambiente para o armazenamento das sementes é a câmara fria, que traz menor prejuízo para a qualidade das sementes.

É interessante ressaltar que os dois tipos de substratos utilizados, apresentaram resultados similares. De acordo com Carvalho Filho et al. (2002) as melhores misturas de componentes de substratos para o desenvolvimento de mudas da canafístula são as que contêm matéria orgânica. Embora o solo de cerrado apresente baixa fertilidade natural (Barbosa et al., 1999), os dois tipos de substratos usados neste estudo tinham matéria orgânica, importante para suprir a nutrição da planta nos estágios iniciais de seu desenvolvimento. Desta forma, assim como substratos formulados a partir de resíduos, a utilização de serragem decomposta misturada ao solo é uma alternativa acessível pela disponibilidade e custo, podendo ser incrementada, se necessário, com adubação orgânica.

O substrato agrícola utilizado não se mostrou completamente favorável ao crescimento das mudas, provavelmente por conter nutrientes minerais suficientes apenas para o desenvolvimento inicial da plântula, não suprimindo adequadamente as plantas até 270 dias após a semeadura.

CONCLUSÕES

Há interferência do teor de água e das condições de armazenamento das sementes, do substrato e da luminosidade no crescimento de mudas de *Ocotea porosa* aos 270 dias após a semeadura.

O maior crescimento das mudas é obtido sob 65% de sombreamento artificial com substrato composto por solo + serragem e são provenientes de sementes acondicionadas com 30% ou 40% de água em embalagem de plástico e armazenadas em câmara fria.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AIAZZI, M.T.; ARGUELLA, J.A.; DI RIENZO, J.A. Physiological maturity in sedes of *Atriplex cordobensis* (Gandoger et Stuckert): correlation with visual indicators. **Seed Science & Technology**, v.26, p.405-411, 1998.

BARBOSA, A.R.; YAMAMOTO, K.; VALIO, I.F.M. Effect of light and temperature on germination and early growth of *Vochysia tucanorum* Mart., Vochysiaceae, in cerrado and forest soil under different radiation levels. **Revista Brasileira de Botânica**, v.22, n.2, p. 275-280, 1999.

BARBOSA, J.M.; SANTOS, S.R.G.; BARBOSA, L.M.; SILVA, T.S.; PISCIOTTANO, W. A.; ASPERTI, L.M. Desenvolvimento floral e maturação de sementes da *Tabebuia avellanedae* Lorentz Ex Griseb. **Ecossistema**, v.17,p.5-11,1992.

BEERLING, D.J.; FRY, J.C. A comparison of the accuracy, variability, and speed of five different methods for estimating leaf area. **Annals of Botany**, v.65, p.483-488, 1990.

BENINCASA, M.M.P. **Análise de crescimento de plantas: noções básicas**. Jaboticabal: Funep, 1988. 42p.

BILIA, D. A. C.; BARBEDO, C. J. ; MALUF, A. M. Germinação de diásporos de canela (*Ocotea corymbosa* (Meissn.) Mez – Lauraceae) em função da temperatura, do substrato e da dormência. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 20, n. 1, p. 189-194, 1998.

BONGERS, F.; POPMA, J. Leaf dynamics of seedlings of rain forest species in relation to canopy gaps. **Oecologia**, v.82, p. 122-127, 1990.

BONNER, F.T. Storage of hardwood seeds. **Forest Genetic Resources Information**, n.7, p.10-17, 1978.

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. **Regras para análise de sementes**. Brasília: SNDA/DNDV/CLAV, 1992. 365 p.

CARVALHO, P. E. R. **Espécies arbóreas brasileira**. Colombo, PR: EMBRAPA FLORESTAS, 2003, 1039 p. v 1.

CARVALHO, P.E.R. Produção de mudas de espécies nativas por sementes e a implantação de povoamentos. In: GALVÃO, A.P.M. (Org.) **Reflorestamento de propriedades rurais para fins produtivos e ambientais: um guia para ações municipais e regionais**. Brasília: EMBRAPA, 2000. p.151-174.

CARVALHO FILHO, J.L.S.; ARRIGONI-BLANK, M.F.; BLANK, A.F.; NETO, A.L.S.; AMÂNCIO, V.F. Produção de mudas de *Cassia grandis* L. em diferentes ambientes, recipientes e misturas de substratos. **Revista Ceres**, v.49, n.284, p.341-352, 2002.

CASAL, J.; SÁNCHEZ, R.A. Phytochromes and seed germination. **Seed Science Research**, v.8, p.317-329, 1998.

CHAZDON, R.; PERCY, R.; LEE, D.; FETCHER, N. Photosynthetic responses of tropical forest plants to contrasting light environments. In: MULKEY, S.S.; CHAZDON, R.L.; SMITH, A.P. **Tropical forest plant ecophysiology**. New York: Chapman & Hall, 1996. p. 5-88.

DIAS FILHO, M. B. Physiological responses of *Vismia guinensis* to contrasting light environments. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, v.7, n.1, p.35-40, 1995.

FELFILI, J.M.; FRANCO, A.C.; FAGG, C.W.; SOUSA-SILVA, J.C. Desenvolvimento inicial de espécies de mata de galeria. In: RIBEIRO, J.F.; FONSECA, C.E.L.; SOUSA-SILVA, J.C. (Ed.). **Cerrado: caracterização e recuperação de matas de galeria**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2001. p.779-811.

FONSECA, C.E.L.; CONDÉ, R.C.C. Estimativa da área foliar em mudas de mangabeira (*Hancornia speciosa* Gom.). **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.29, n.4, p. 593-599, 1994.

GODOY, S.M.A.; FELIPPE, G.M. Crescimento inicial de *Qualea cordata*, uma árvore dos cerrados. **Revista Brasileira de Botânica**, v.15, n.1, p. 23-30, 1992.

GOMES, J.M.; COUTO, L.; BORGES, R.C.G.; FONSECA, E.P. Efeitos de diferentes substratos na produção de mudas de *Eucaliptus grandis* W.Hill ex Maiden, em "win-strip". **Revista Árvore**, v.15, n.1, p. 35-42, 1991.

GONÇALVES, J.L.M.; SANTARELLI, E.G.; NETO, S.P.M.; MANARA, M. P. Produção de mudas de espécies nativas: substrato, nutrição, sombreamento e fertilização. In: GONÇALVES, J.L.M. **Nutrição e fertilização florestal**. Piracicaba: IPEF, 2000. p.309-350.

GORDON, J.C. Effect of shade on photosynthesis and dry weight distribution in yellow birch (*Betula alleghaniensis* Britton) seedlings. **Ecology**, v.50, n.5, p.924-926, 1969.

GRIGOLETTI JUNIOR, A.; AUER, C.G.; SANTOS, A. F. **Estratégias de manejo de doenças em viveiros florestais**. Colombo, PR: Embrapa Florestas CNPF, 2001. 8p. (Circular Técnica n.17).

HARTMANN, H.T.; KESTER, D.E. **Plant propagation: principles and practices**. 4. ed. New Jersey: Prentice-Hall, 1983. 727p.

JOLY, A. B. **Botânica: introdução à taxonomia vegetal**. São Paulo: Editora Nacional, 1987. 777 p.

JOHNSON, R.A.; WICHERN, D.W. **Applied multivariate statistical analysis**. 4. ed. Upper Saddle River: Prentice Hall, 1998. 816p.

KRAMER, P.J.; BOYER, J.S. **Water relations of plants and soils**. San Diego: Academic Press, 1995. 495p.

LARCHER, W. **Ecofisiologia vegetal**. São Carlos: Rima, 2000. 531p.

LEITE, I.T.A.; TAKAKI, M. Phytochrome and temperature control of seed germination in *Muntingia calabura* L. (Elaeocarpaceae). **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v.44, n.3, p.297-302, 2001.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas do Brasil**. Nova Odessa: Plantarum, 1992. 368 p.

MALUF, A. M.; PASSOS, R.; BILIA, D.A.C.; BARBEDO, C.J. Longevidade e germinação dos diásporos de *Ocotea corymbosa* (Meissn.) Mez. **Scientia Agrícola**, v.57, n.1, p.39-44, 2000.

MELO, A.C.G.; VILAS BÔAS, O.; NAKATA, H. Teste de espécies arbóreas para plantio em área de cerrado. In: VILAS BÔAS, O.; DURIGAN, G. (Org.). **Pesquisas em conservação e recuperação ambiental no oeste paulista**: resultados da cooperação Brasil/Japão. São Paulo: Páginas & Letras Editora e Gráfica, 2004. p. 305-314.

MORAIS NETO, S.P., GONÇALVES, J.L.M.; TAKAKI, M.; CENCI, S.; GONÇALVES, J.C. Crescimento de mudas de algumas espécies arbóreas que ocorrem na mata atlântica em função do nível de luminosidade. **Revista Árvore**, v.24, n.1, p. 35-45, 2000.

MORAES NETO, S.P.; GONÇALVES, J.L.M.; TAKAKI, M. Produção de mudas de seis espécies arbóreas, que ocorrem nos domínios da floresta atlântica, com diferentes substratos de cultivo e níveis de luminosidade. **Revista Árvore**, v.25, n.3, p.277-287, 2001.

MUROYA, K.; VARELA, V.P.; CAMPOS, M.A.A. Análise de crescimento de mudas de jacareúba (*Calophyllum angulare* A.C. Smith- guttiferæ) cultivadas em condições de viveiro. **Acta Amazônica**, v.27, n.3, p. 197-212. 1997.

NAKAGAWA, J. Teste de vigor baseado na avaliação de plântulas. In: VIEIRA, R. D.; CARVALHO, N. M. **Testes de vigor em sementes**. Jaboticabal: FUNEP, 1994. p.49-85.

NAVES, V.L. **Crescimento, distribuição de matéria seca, concentração de clorofilas e comportamento estomático de mudas de três espécies florestais submetidas a diferentes níveis de radiação fotossinteticamente ativa**. 1993. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Lavras, Lavras, MG, 1993.

OSUNKOYA, O.O.; ASH, J.E.; HOPKINS, M.S.; GRAHAM, A.W. Influence of seed size and seedling ecological attributes on shade-tolerance of rain-forest tree species in Northern Queensland. **Journal of Ecology**, v.82, p.149-163, 1994.

PARRON, L.M.; CAUS, J.F. **Crescimento de mudas de *Astronium fraxinifolium* Schott. em substratos com composto orgânico**. Planaltina, D.F.: Embrapa Cerrados, 1999. 16p. (Boletim de pesquisa, 9).

PARRON, L.M.; CAUS, J.F. Produção de mudas de espécies arbóreas de matas de galeria: substrato e inoculação com fungos micorrízicos. In: RIBEIRO, J.F.; FONSECA, C.E.L.; SILVA, J.C.S. (Eds.). **Cerrado: caracterização e recuperação de matas de galeria**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2001. p.733-776.

PAULILO, M.T.S.; FELIPPE, G.M.; DALE, J.E. Crescimento inicial de *Qualea grandiflora*. **Revista Brasileira de Botânica**, v.16, n.1, p.37-46, 1993.

PEDROSO, S.G.; VARELA, V.P. Efeito do sombreamento no crescimento de mudas de sumaúma (*Ceiba pentandra* (L.) Gaerth). **Revista Brasileira de Sementes**, v.17, n.1, p.47-51, 1995.

PEREZ, S.C.J.G.A.; FANTI, S.C.; CASALI, C.A. Efeitos do sombreamento artificial no crescimento e resistência à seca de algarobeira (*Prosopis juliflora* Sw. D.C.). **Revista Tecnologia Ambiente**, v.5, n.1, p.7-29, 1999.

PREVIERO, C.A., RAZERA, L.F.; GROTH, D. Influência do grau de umidade e tipo de embalagem na conservação de sementes de *Brachiaria brizantha*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.33, n.2, p.191-197, 1998.

REICHARDT, K. Processos de transferência do sistema solo-planta-atmosfera. 4. ed. Campinas:Fundação Cargill, 1985.

ROSA JÚNIOR, E.J.; DANIEL, O.; VITORINO, A.C.T.; FILHO, V.C.S. Efeito de diferentes substratos sobre o desenvolvimento de mudas de *Eucalyptus grandis* Hill. em tubetes. **Revista de Ciências Agrárias**, v.1, n.2, p.18-22, 1998.

SAMÔR, O.J.M.; CARNEIRO, J.G.A.; BARROSO, D.G.; LELES, P.S.S. Qualidade de mudas de angico e sesbânia, produzidas em diferentes recipientes e substratos. **Revista Árvore**, v.26, n.2, p.209-215, 2002.

SALATI, E.; REICHARDT, K.; URQUIGA, S. Efeitos da adição de vermiculita na retenção e armazenamento de água por latossolos. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.4, n.3, p. 125-131, 1980.

SANTARELLI, E.G. Produção de mudas de espécies nativas para florestas ciliares. In: RODRIGUES, R.R.; LEITÃO FILHO, H.F. **Matas ciliares: conservação e recuperação**. 2. ed. São Paulo: Editora da Universidade de São Paulo: FAPESP, 2001. p. 313-317.

SCALON S.P.Q.; MUSSURY, R.M.; RIGONI, M.R.; VERALDO, F. Crescimento inicial de mudas de espécies florestais nativas sob diferentes níveis de sombreamento. **Revista Árvore**, v.26, n.1, p. 1-5, 2002.

SOUZA, E.R.B.; NAVES, R.V.; CARNEIRO, I.F.; LEANDRO, W.M. & BORGES, J.D. Crescimento e sobrevivência de mudas de cagaiteira (*Eugenia dysenterica* DC.) nas condições do cerrado. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.24, n.2, p. 491-495, 2002.

UCHIDA, T.; CAMPOS, M.A.A. Influência do sombreamento no crescimento de mudas de cumaru (*Dipteryx odorata* (Aubl.) Willd. - Fabaceae), cultivadas em viveiro. **Acta Amazônica**, v. 30, n.1, p. 107-114, 2000.

VILAS BÔAS, O.; MAX, J.C.M.; NAKATA, H. Crescimento e sobrevivência das mudas de essências nativas produzidas em diferentes recipientes. In: VILAS BÔAS, O.; DURIGAN, G. (Org.). **Pesquisas em conservação e recuperação ambiental no oeste paulista: resultados da cooperação Brasil/Japão**. São Paulo: Páginas & Letras Editora e Gráfica, 2004. p. 293-304.

VILLELA, F.A.; PERES, W.B. Coleta, beneficiamento e armazenamento. In: FERREIRA, A.G.; BORGHETTI, F. (Orgs). **Germinação: do básico ao aplicado**. Porto Alegre: Artmed, 2004, p. 265-281.

ZHANG, M.; LUI, Y.; TORII, I.; SASAKI, H.; ESASHI, Y. Evolution of volatile compounds bu seeds during storage periods. **Seed Science and Technology**, v.21, p.359-373, 1993.

CAPÍTULO III

EFEITO DO TEOR DE ÁGUA DAS SEMENTES, CONDIÇÕES DE ARMAZENAMENTO, SUBSTRATOS E SOMBREAMENTO NA EMERGÊNCIA DE PLÂNTULAS DE *Sapindus saponaria* L. (SAPINDACEAE).

RESUMO: A maturidade fisiológica define o período ideal de coleta e o estágio de máxima qualidade das sementes, que, se coletadas fora deste período, apresentam alterações na viabilidade e vigor implicando na qualidade das mudas produzidas. O presente estudo teve por objetivo acrescentar informações sobre as sementes de *Sapindus saponaria* (sabão-de-soldado), procurando viabilizar a coleta, armazenamento e a produção de mudas em viveiro. As sementes foram coletadas, com base na coloração dos frutos, em duas épocas e apresentavam 51 e 15% de água, respectivamente. Estas foram acondicionadas em diferentes embalagens (vidro, saco de papel, saco plástico e saco de algodão) e armazenadas durante seis e doze meses em diferentes ambientes (laboratório e câmara fria). Decorridos os períodos de armazenamento foram semeadas em sacos plásticos preenchidos com diferentes substratos (areia + solo, substrato agrícola, vermiculita e solo de cerrado + serragem) e mantidos em diferentes condições de luminosidade (com e sem sombreamento), para avaliação da porcentagem e velocidade de emergência das plântulas. Realizou-se a análise conjunta das variáveis e após a identificação de uma relação linear entre elas, procedeu-se uma análise de agrupamento (cluster). Os dados indicaram que o uso de sementes com 15% de água, acondicionadas em sacos plásticos, papel ou algodão, armazenadas em câmara fria, e emergidas sob 65% de sombreamento, no substrato agrícola ou solo + serragem, produziram maior porcentagem e velocidade de emergência das plântulas e que a coloração dos frutos, no momento da coleta, foi um bom indicador da maturidade fisiológica das sementes.

ABSTRACT: The best time for seed harvest is directly related to the physiological maturity, so seed viability and vigour is affected when the harvest is done in an inadequate time the quality of plant produced. The aim of this work is to add informations about *Spindus saponaria*, finding the best way to harvest and storage the seeds, and so, produce plants with high quality inside greenhouses. The seeds were harvest at two times, with 51 and 15% of moisture. So, they were stored during six and twelve months, in different containners (glass, paper, plastic and cotton bags) and environments (laboratory conditions and cool camera). After these periods, the seeds were snowed in plastic bags full with different substractum (sand+soil, agricultural substractum, vermiculita and cerrado soil + sawdust) and maintained at full sun light or 65% of artificial shadding. The rate and seedling emergence percentage were evaluated. A cluster analysis was done after a linear relationships among all the variables was be identified. The highest values of rate and seedling emergence percentage was recorded when seeds with 15% of moisture, inside plastic, paper or cotton bags, stored in a cool camera, were snowed under 65% of shadding on agricultural substractum or soil + sawdust. The fruit color is a good index to indicate the appropriated time to harvest the seeds.

INTRODUÇÃO

A família Sapindaceae apresenta vasto potencial econômico devido às mais diferentes formas de utilização de suas espécies, além de ter ampla distribuição geográfica. Por exemplo, *Sapindus saponaria* L. é utilizada para ornamentação e arborização; a madeira de seu tronco é empregada na construção civil, na confecção de brinquedos. Os frutos são tidos como medicinais, comestíveis por morcegos e como componente da fabricação de sabão e, as sementes, por conterem óleo, são utilizadas como inseticidas e também no preparo de sabonetes (Guarim Neto et al., 2000). A espécie é empregada também para a recuperação de áreas degradadas, em margens de rios, por se adaptar bem em plantios pioneiros (Paoli & Santos, 1998).

Apesar da possibilidade de múltiplos usos, *Sapindus saponaria* ainda é pouco estudada do ponto de vista biológico e silvicultural, tanto visando a manutenção genética da espécie em bancos de germoplasma, como na utilização em arborização urbana, ou para produção de mudas.

Com relação à produção de mudas, faz-se necessário a coleta de um grande número de sementes, mas, para as espécies florestais isto é uma tarefa difícil, pois as matrizes apresentam uma produção irregular de frutos, sendo abundante em determinado ano e escassa em outros, além de apresentarem diferentes épocas de maturidade fisiológica das sementes. Um dos grandes desafios é evitar a perda da qualidade dessas sementes e assim, a escolha da época de coleta e da melhor forma de armazenamento torna-se necessária para garantir a demanda anual de sementes, possibilitando um estoque, com a manutenção da viabilidade e do vigor para a posterior utilização em anos de baixa produção (Carneiro & Aguiar, 1993).

Além da época adequada de coleta das sementes para a produção de mudas com boa qualidade, é necessária a adaptação destas às diferentes condições de luz e substratos.

Estes aspectos abordados, serão aqui analisados por constituírem pontos importantes para que a espécie *Sapindus saponaria* seja preservada, propagada e possa ser utilizada para fins econômicos.

REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

Coleta de Sementes e Maturidade Fisiológica

A maioria dos projetos que visam a conservação e exploração de espécies nativas depende da formação e da sobrevivência das mudas. A recuperação de áreas degradadas, o estabelecimento de bancos de germoplasma, os programas de melhoramento genético e plantios para exploração econômica são dependentes da coleta de sementes e da propagação destas espécies (Melo et al. 1998).

Assim, qualquer que seja o tipo de projeto, os fatores relativos à coleta do material a ser propagado tornam-se de extrema importância para o sucesso do empreendimento e, independente da finalidade de plantio, o uso de sementes de boa qualidade é importante para o sucesso de um reflorestamento. Os avanços nos estudos referentes à biologia e fisiologia de sementes trarão conhecimento para o desenvolvimento de novas tecnologias para a produção de mudas de diversas espécies nativas.

A semente carrega todo o potencial genético da futura planta, e para a obtenção de sementes de boa qualidade, em que haja a preservação de suas características genéticas, físicas e fisiológicas, há necessidade de práticas que devem ser pesquisadas e aperfeiçoadas de acordo com as características de cada espécie. A obtenção de sementes com melhor potencial germinativo fica assim condicionada à época de colheita dos frutos, que pode ser indicada com os estudos referentes à maturação e ao desenvolvimento floral (Barbosa et al., 1992).

A condição fisiológica da semente no momento da coleta é um dos fatores mais importantes para o êxito na sua utilização e manutenção de sua qualidade, sendo necessário estabelecer parâmetros, denominados índices de maturação, para a definição da época correta para a colheita (Silveira et al., 2002).

Assim, procura-se associar mais de um parâmetro para a determinação do ponto de maturidade fisiológica como por exemplo, o peso de matéria seca, o teor de água, o tamanho e a coloração dos frutos, porcentagem e velocidade de germinação das sementes. No entanto, para Piña-Rodrigues (1985), a definição do período ideal de coleta e os parâmetros que permitem estabelecer este período variam de acordo com a espécie e com a distribuição geográfica entre os indivíduos de uma mesma espécie.

Para atingir a maturidade fisiológica a semente passa por várias alterações morfológicas e bioquímicas, e quando maduras, as sementes ortodoxas passam por um processo de dessecação, antes de sua dispersão ou colheita. Neste estágio, a

semente atinge o máximo vigor e viabilidade. Contudo, a maturação não é um processo obrigatório para a aquisição de germinabilidade (Bewley & Black, 1994).

A época adequada de coleta das sementes torna-se importante porque a partir do ponto de maturidade fisiológica, inicia-se um processo de deterioração, que pode ser acelerado ou atrasado, mas é irreversível.

Parâmetros como o peso seco, teor de água, porcentagem e índice de velocidade de germinação mostraram-se bons indicadores da maturação de sementes de *Tabebuia avellanedae* (Barbosa et al., 1992). Para as sementes de *Anadenanthera macrocarpa* (Souza & Lima, 1985) e *Atriplex cordobensis* (Aiazzi et. al., 1998), a cor do fruto foi suficiente para indicar a maturidade fisiológica.

A modificação gradativa na coloração dos frutos nem sempre está associada à maturação da semente, podendo estar mais relacionada com o hábito de crescimento da espécie, ou mesmo com a localização geográfica e com as alternâncias climáticas (Capelanes & Biella, 1985; Piña-Rodrigues, 1985).

Muitas vezes, as sementes que não atingiram a maturidade fisiológica precisam passar por um período de armazenamento para aumentar a porcentagem de germinação, isto porque, há a necessidade de uma secagem lenta das sementes para que ocorram os processos essenciais à germinação (Carvalho & Nakagawa, 2000). Nesse sentido, ocorrem modificações bioquímicas à medida que o processo de maturação evolui, ocorrendo maior produção e ativação de enzimas no interior das células, principalmente nos tecidos de reserva, e diminuição da atividade bioquímica ao final do processo de maturação, principalmente devido à redução do teor de água das sementes, na qual o ácido abscísico tem importante função (Bewley & Black, 1994).

Apesar do momento da coleta ser um dos fatores mais importantes para o êxito na germinação da semente quiescente, ainda são exíguos os trabalhos referentes a este assunto, frente a diversidade de espécies existente na flora brasileira.

Composição Química das Sementes

As principais substâncias armazenadas nas sementes são os carboidratos, os lipídios e as proteínas, existindo também outros componentes em pequenas quantidades como os macro (N, P, K, Ca, Mg e S) e os micro-nutrientes (B, Cl, Co, Cu, Fe, Mn, Mo, Ni e Zn), além de vitaminas e hormônios. Em função da substância predominante no tecido de reserva, as sementes recebem diferentes denominações como: amiláceas, oleaginosas e protéicas, onde predominam o amido, os lipídios, as proteínas, respectivamente. Esta composição química é definida geneticamente, mas

pode ser influenciada pelas condições ambientais às quais foram submetidas as plantas que originaram as sementes (Carvalho & Nakagawa, 2000).

Estes compostos acumulados nos tecidos de reserva podem servir como fonte de energia para manter processos metabólicos e/ou como fonte de matéria para a formação de tecidos vegetais que irão constituir a plântula. Os carboidratos e os lipídeos servem como fonte de energia e o carbono, para a germinação e desenvolvimento das plântulas, enquanto que as proteínas têm como função principal armazenar nitrogênio e enxofre, essenciais à síntese de outras proteínas, ácidos nucleicos e compostos secundários, para a plântula em crescimento. Os principais compostos derivados de carboidratos que atuam como reservas são a sacarose, o amido e os polissacarídeos das paredes celulares. Por outro lado, os lipídeos são depositados sob a forma de triglicerídeos em organelas específicas, conhecidas como corpos lipídicos (Buckeridge et al., 2004).

De acordo com a classificação de Osborne, quanto a solubilidade em vários solventes, as proteínas que estão presentes nas sementes dividem-se em quatro grandes grupos: as albuminas, que são solúveis em água e coaguláveis por aquecimento; as globulinas, insolúveis em água, mas solúveis em soluções salinas; as prolaminas, solúveis apenas em álcool e as glutelinas que são extraídas apenas com o uso de soluções básicas (Shewry & Casey, 1999).

As variações na constituição química das sementes de diferentes espécies constituem um dos fatores responsáveis pela existência de diferenças na longevidade. Em geral, quando armazenadas sob as mesmas condições, as sementes com reservas de amido apresentam maior longevidade do que as oleaginosas (Zanon & Ramos, 1985).

O conhecimento da composição química das sementes é importante para os estudos de tecnologia em sementes, pois tanto o vigor quanto o potencial de armazenamento são influenciados pelo teor e quantidade dos diferentes compostos químicos presentes. Além disso, as sementes de muitas espécies da família Sapindaceae são ricas em óleo, utilizado industrialmente em produtos como os repelentes de insetos (Spitzer, 1996).

Armazenamento

Ao atingir a maturidade fisiológica ocorre a suspensão do transporte de seiva elaborada efetuado pelo floema à semente. Logo após esse ponto, as sementes que estão na maturidade começam a perder água. O fruto nesta condição, serve como um recipiente natural de armazenamento, e desta forma, as sementes ficam sujeitas a

deterioração causada por alterações de umidade e temperatura, predadores, insetos e fungos (Castro et al., 2004).

A deterioração se refere a toda e qualquer alteração degenerativa e é um processo irreversível, não pode ser impedida, mas pode-se retardar sua velocidade, com um manejo adequado e eficiente das condições ambientais durante o armazenamento. A perda do poder germinativo é a consequência final do processo de deterioração das sementes (Baudet, 2003).

Desta forma, o armazenamento artificial das sementes deve ser iniciado na maturidade fisiológica, com o objetivo de manter a qualidade das sementes, visto que seu melhoramento não é possível, mesmo sob condições ideais. A duração do período de armazenamento depende do uso que será feito da semente a posteriori (Villela & Peres, 2004).

As sementes podem ser classificadas como recalcitrantes, ortodoxas e intermediárias em relação ao seu comportamento durante o armazenamento. As sementes recalcitrantes são aquelas que não suportam dessecação abaixo de um determinado teor de água. Como exemplo de sementes recalcitrantes tem-se um grande número de espécies frutíferas e florestais e de acordo com Villela & Peres (2004), estas sementes podem apresentar diferentes níveis de recalcitrância. Sementes com elevado nível de recalcitrância toleram a retirada de poucos pontos percentuais de água e são muito sensíveis às baixas temperaturas, sendo que este tipo de comportamento é comum em sementes de espécies florestais tropicais úmidas. Por outro lado, as sementes que apresentam baixa recalcitrância toleram a retirada de vários pontos percentuais de água e apresentam menor sensibilidade às baixas temperaturas, podendo ser enquadradas neste caso as sementes de espécies distribuídas em regiões com climas temperado e subtropical.

Por outro lado, as sementes ortodoxas podem ser secas até atingirem baixos teores de água, em torno de 5 a 7% e toleram armazenamento sob baixas temperaturas. Além disso, as sementes que se mantêm viáveis em teores de água entre 9 e 13% e quando secas até 7%, perdem significativamente a viabilidade, são classificadas como subortodoxas ou intermediárias (Villela & Peres, 2004).

O desenvolvimento de técnicas de armazenamento de sementes sempre esteve direcionado às espécies de interesse agrícola, mas atualmente este interesse tem se voltado para espécies florestais e, instituições como a EMBRAPA (Cenargen e CNPF) e o Instituto Florestal de São Paulo trabalham nesta linha de pesquisa.

O sucesso na conservação das sementes irá depender da qualidade inicial da semente e das condições de armazenamento (Carvalho & Nakagawa, 2000). Neste contexto, sabe-se que a semente pode ganhar ou perder umidade para o ambiente até

atingir o equilíbrio higroscópico. De maneira geral, as sementes ricas em óleo deterioram-se mais rapidamente do que as amiláceas ou protéicas e além disso, as condições ambientais mais influentes no armazenamento das sementes são a umidade relativa do ar e a temperatura do ambiente, pois tanto um fator como o outro, interferem diretamente na velocidade das trocas gasosas das sementes. Dessa forma, a semente mantém sua qualidade quando permanecem em ambiente seco e frio, e com a concentração de oxigênio adequada, uma vez que elevados valores de temperatura e umidade relativa, geralmente aumentam a atividade respiratória da semente e conseqüentemente, a velocidade de deterioração. Desta forma, estes elementos devem ser controlados para se prolongar a viabilidade das sementes (Carneiro & Aguiar, 1993; Andrade & Pereira, 1997).

As embalagens utilizadas no armazenamento devem ajudar a diminuir a velocidade do processo de deterioração, mantendo o teor de água das sementes quando acondicionadas, com o intuito de diminuir a taxa respiratória.

As embalagens utilizadas para o acondicionamento das sementes são classificadas de acordo com o seu grau de permeabilidade ao vapor de água em: porosas, as que permitem a troca de umidade entre a semente e o meio, como saco de papel, tecido e polipropileno trançado; semiporosas, sendo aquelas que permitem uma pequena troca de umidade entre as sementes e o meio, como exemplo tem-se embalagens de polietileno, papel multifoliado, papel revestido com material ceroso e papel tratado com alumínio ou asfalto. Por último, as embalagens impermeáveis impedem a troca de umidade entre as sementes e o meio externo e são empregadas para este tipo de embalagens sacos de polietileno espesso, envelopes de alumínio, recipientes de vidro e alumínio (Melo et al., 1998; Villela & Peres, 2004).

Dessa forma, para a utilização de um ou outro tipo de embalagem deve-se levar em consideração o teor de água das sementes, a umidade relativa do ar e o período de armazenamento. Além disso, estas devem ser resistentes à ruptura e tensão, ser de fácil manejo, proteger contra insetos e animais, ser de baixo custo e de fácil impressão ou rotulagem (Carneiro & Aguiar, 1993; Medeiros, 2000).

Porém, quando não se conhece o tipo de embalagem adequado para a espécie, recomenda-se a utilização das porosas (Melo et al., 1998).

Em relação ao local de armazenamento controlado artificialmente destaca-se a câmara fria, onde as sementes são mantidas em temperatura inferior a 10°C e apresentam elevada umidade relativa do ar; a câmara seca que apresenta controle de umidade relativa do ar ao redor de 40 a 45% e a câmara seca e fria, onde a temperatura e a umidade são mantidas por meio de refrigeração e desumidificação (Villela & Peres, 2004).

Para a análise da germinação e do desenvolvimento das plântulas de canela-preta, após diferentes períodos de armazenamento, foi registrado que a manutenção em câmara fria mostrou-se mais eficiente para preservação da qualidade fisiológica das sementes, do que o armazenamento realizado em ambiente de laboratório (Maluf et al., 2000). Porém, as melhores condições de armazenamento para manter a viabilidade de sementes de pau-de-balsa durante 400 dias inclui o uso de câmara seca e de sacos de papel, e o emprego de sacos de plásticos, quando em condições de laboratório (Pinto et al., 2004).

As sementes de *Tabebuia aurea* acondicionadas em embalagens de papel, algodão e plástico e armazenadas em câmara seca e fria não apresentaram diferenças significativas na porcentagem e velocidade de germinação (Cabral et al., 2003). Por outro lado, as sementes de mogno (*Swietenia macrophylla* king.) quando mantidas em refrigerador apresentaram maiores taxas de germinação do que as armazenadas em ambiente de laboratório (Lemos Filho & Duarte, 2001).

Sementes de *Piptadenia peregrina* Benth. perdem a viabilidade mais rapidamente sob condições de ambiente de laboratório, seguido de antecâmara e câmara fria, independente do tipo de embalagem, sendo a temperatura, o fator determinante para a manutenção da viabilidade em sementes desta espécie (Borges et al., 1991).

A viabilidade de sementes de *Eugenia calycina*, acondicionadas em saco de papel, durante mais de quinze dias, diminuiu mais rapidamente, quando comparado ao acondicionamento feito em saco de plástico. Além disso, os autores puderam observar que a umidade é mais importante do que a temperatura para a preservação de sementes desta espécie (Von Bulow et al., 1994).

Por outro lado, os resultados evidenciaram que a conservação da qualidade fisiológica em sementes de *Inga uruguensis*, que são recalcitrantes, mostrou-se diretamente relacionada com o teor de água das sementes e esta foi mantida até 60 dias após a colheita quando acondicionadas em sacos de polietileno e mantidas a 10°C (Bilia et al., 1998b).

Diante do exposto, observa-se a grande diversidade de comportamentos apresentados pelas espécies, em relação às melhores condições para prolongar sua viabilidade.

Substrato

Os fatores externos tais como umidade, temperatura, oxigênio, luz e substrato devem ser considerados para que a semente possa expressar sua capacidade

germinativa máxima. Para a escolha do material a ser utilizado como substrato, em testes de germinação, deve-se levar em consideração o tamanho das sementes, suas exigências com relação a água e aeração e sua sensibilidade à luz. As matérias-primas para serem usadas como substrato devem apresentar sempre a mesma qualidade; facilidade de manuseio; disponibilidade; capacidade de retenção de nutrientes, oferecendo resistência à lixiviação pela água; ser estéril; possuir boa aeração e capacidade de retenção de umidade e boa densidade (Gonçalves, 1995).

O substrato a ser utilizado deve ser definido em função do tamanho e da sensibilidade das sementes a oxigenação, aos nutrientes, para propiciar melhor desenvolvimento das plântulas, através do fornecimento adequado de nutrientes, água e oxigênio. A vermiculita é um substrato excelente para a germinação de sementes florestais, principalmente pela baixa contaminação por microrganismos, além de ser recomendado para sementes que possuem forma esférica (Figliolia et al., 1993). Além da vermiculita, estão sendo utilizados como componentes de substratos materiais de origem: animal (esterco, farinhas de chifres e cascos); vegetal (tortas, bagaços, cascas, xaxim, esfagno, fibras, serragem e carvão); mineral (areia, argila) e de origem sintética (espumas fenólicas, lã de rocha e isopor) (Gonçalves, 1995).

Para os testes de germinação em laboratório, verificou-se valores elevados de porcentagem de germinação quando se utilizou areia para as sementes de *Sebastiania commersoniana* (Baill.) (Santos & Aguiar, 2000); papel-filtro para as sementes de *Mimosa caesalpiniaefolia* Benth. (Alves et al., 2002), de *Ocotea corymbosa* Meissn. Mez. (Bilia et al., 1998a) e de *Peltophorum dubium* (Perez et al., 1999). A vermiculita foi eficiente para germinação de sementes de *Cedrela fissilis* Vell. (Santos et al., 1997); vermiculita, areia e papel-filtro para sementes de *Colubrina glandulosa* Perk. (Albuquerque et al., 1998); papel-filtro e areia para germinação de sementes de *Tibouchina sellowiana* Cogn. (Barbosa et al., 1988).

Quando se trata de substratos comerciais, neles são encontrados desde matérias-primas simples, até misturas feitas com dois ou mais componentes e além disso, vários estudos têm testado diversas combinações de materiais, com o intuito de proporcionar uma maior porcentagem de germinação e emergência mais rápida das plântulas.

Em estudo utilizando vários tipos de materiais como solo, areia, turfa, casca de arroz carbonizado e resíduo decomposto de casca de acácia, Schmitz et al. (2002) puderam constatar que a formulação composta por turfa mais resíduo decomposto de casca de acácia, na proporção de 2:1, foi o substrato que apresentou características químicas e físicas mais favoráveis para o desenvolvimento de mudas de espécies frutíferas e de flores, no entanto, por ser de origem orgânica e mineral e levar muito

tempo para a decomposição, a turfa é um material oneroso e que deve ser explorado de maneira consciente.

Atualmente, muitos estudos estão em andamento para avaliar a utilização de sub-produtos da indústria e da agro-indústria como restos de cerâmica, tortas, bagaços e fibras como componentes de substrato. Vale ressaltar os trabalhos desenvolvidos por Barroso et al. (1998) com sementes de sabiá (*Mimosa caesalpiniaefolia* Benth.) e de aroeira (*Schinus terebinthifolius* Raddi) e por Samôr et al. (2002) com *Anadenanthera macrocarpa* (angico) e *Sesbania virgata* (sesbânia), que utilizaram como componentes de substrato bagaço de cana e torta de filtro, e com estas misturas, obtiveram êxito na produção de mudas de alta qualidade.

Em estudos realizados com orquídeas foram avaliados substratos como xaxim desfibrado, carvão, cacos de cerâmica, vermiculita mais carvão, isopor e casca de pinus para produção de mudas, sendo que a vermiculita foi a mais indicada para *Oncidium baueri* e a vermiculita mais carvão ou vermiculita mais palha de arroz carbonizada para o desenvolvimento da espécie *Maxillaria picta* (Faria et al., 2001).

A mistura de esterco bovino, com vermiculita e material de subsolo, na proporção de 20:40:40, foi a composição do substrato que proporcionou os melhores resultados em relação ao desenvolvimento de mudas de calabura (*Muntingia calabura* L.) (Castro et al., 1996). Testando várias composições de substrato, Carvalho Filho et al. (2002) concluíram que os melhores resultados, foram obtidos com misturas de substratos contendo esterco bovino, mostrando ser este adubo orgânico, o responsável pela maior porcentagem de germinação das sementes de *Cassia grandis* L.

Por outro lado, um substrato formado apenas por areia foi o que proporcionou maior porcentagem e velocidade de emergência para sementes de pupunha quando comparado com a vermiculita. De qualquer forma, os substratos a serem utilizados devem manter uma umidade adequada, sendo que o excesso de água inibe a germinação devido a formação de uma película ao redor das sementes, que impede a passagem de oxigênio e favorece a incidência de fungos (Ledo et al., 2002).

Intensidade Luminosa

Muitas espécies florestais são estudadas quanto à sua exigência por luz e apresentam respostas diversas. A germinação de sementes de algumas espécies é inibida pela exposição à luz, enquanto que a de outras é estimulada e ainda, há espécies cuja germinação é indiferentes a luz (Marques et al., 1999). A classificação das sementes a esta sensibilidade é chamada de fotoblastismo e está associada com

a forma e os mecanismos de ação do fitocromo. De acordo com esta classificação as sementes podem ser fotoblasticas positivas, que germinam preferencialmente sob luz; fotoblasticas negativas que germinam no escuro e sementes insensíveis a luz, ou seja, germinam tanto na luz quanto no escuro (Vasquez-Yanes & Orozco-Segovia, 1993).

A resposta das sementes à luz pode controlar o tempo de emergência no campo, um fator decisivo para a sobrevivência das plântulas. O efeito da luz sobre as sementes depende do genótipo e de fatores ambientais durante a ontogênese da semente (Válio & Scarpa, 2001).

Neste aspecto, os níveis de sombreamento testados não influenciaram a percentagem de germinação de pau-rosa, no entanto, a pleno sol o índice de velocidade de emergência foi reduzido (Marques et al., 1999).

Por outro lado, as sementes de mangaba germinaram melhor em condições de maior intensidade luminosa, mostrando serem sensíveis a este fator (Fonseca et al., 1994a) e as taxas de germinação de sementes de baru foram mais elevadas e rápidas em ambiente sem sombreamento do que em ambientes com 50% de luminosidade (Fonseca et al., 1994b).

A luz também favoreceu a germinação de sementes de *Vochysia tucanorum*, exceto sob temperatura constante de 25°C, nas qual as sementes se mostraram indiferentes à luz, indicando também que a luz interage com a temperatura do ambiente, mudando a resposta de germinação das sementes (Barbosa et al., 1999).

As respostas das sementes à luz são bem diferenciadas, de qualquer modo, a germinação mais rápida e em maior porcentagem, em ambientes com alta intensidade luminosa, revela a adaptação de certas espécies em fitofisionomias abertas, onde sua ocorrência é natural (Fonseca et al., 1994a).

Avaliação da Viabilidade e do Vigor

Um dos principais objetivos dos testes de vigor é verificar o potencial de emergência das plântulas em campo, tanto em condições favoráveis quanto desfavoráveis e para isto, é recomendável a utilização dos testes descritos a seguir. O teste de velocidade de emergência de plântulas baseia-se no princípio de que um lote é mais vigoroso quanto mais rápida for a emergência das plântulas em campo. A partir do dia em que a primeira plântula emergir do substrato conta-se diariamente o número de plântulas que atingiram um estágio de crescimento ou período pré-estabelecido. Ao final do teste calcula-se o número de plântulas emergidas e obtém-se a velocidade de emergência através de fórmulas (Nakagawa, 1994).

Além da velocidade de emergência, pode-se também analisar os valores de porcentagem de germinação obtidos para a primeira contagem, o índice de velocidade de germinação, a classificação do vigor das plântulas, a porcentagem de matéria seca investida em cada órgão, o crescimento de plântulas e teste de exaustão. Todos estes são testes fisiológicos, avaliando a atividade fisiológica específica, cuja manifestação depende do vigor (Marcos Filho, 1999).

Quando o vigor foi avaliado pelo índice de velocidade de emergência (IVE) foram observadas respostas similares em relação à porcentagem de germinação, em sementes de seringueira, ou seja, houve redução da porcentagem a medida que se prolongou o armazenamento até cinco meses (Garcia et al., 1994). A velocidade de germinação de sementes de *Eugenia calycina* também foi afetada, como resposta à época de extração dos frutos e pelo tratamento fitossanitário dado às sementes (Von Bulow et al., 1994).

Ocorreu perda de vigor em sementes de pau-de-balsa, observado pela diminuição da velocidade de germinação após decorridos 240 dias de armazenamento, em três ambientes e dois tipos de embalagens (Pinto et al., 2004).

Sapindus saponaria

A espécie escolhida para este estudo foi *Sapindus saponaria* L., conhecida também como saboeiro, sabão de soldado, pau-de-sabão, sabão-de-macaco em várias regiões do Brasil. É uma espécie originária da América tropical e subtropical e no Brasil ocorre desde o Pará até o Rio Grande do Sul. Pertence a família Sapindaceae. Apresenta-se como uma espécie pioneira; é indispensável para a composição de reflorestamentos heterogêneos e é também empregada em paisagismo por ser ornamental. Embora não se tenha nenhum estudo conclusivo com relação ao comportamento das sementes durante o armazenamento, estas mantêm sua viabilidade quando secas e armazenadas sob baixa temperatura (Lorenzi, 1992; Paoli & Santos, 1998).

Trata-se de uma espécie muito utilizada comercialmente, sendo que a casca, raiz e frutos são empregados na medicina popular como calmante, adstringente, diurético, expectorante, tônico, depurativo do sangue e contra tosse (Reyes, 2000). Por apresentarem saponina os frutos possuem atividade anti-microbiana (Lemos et al., 1992).

As sementes são esféricas, duras e pretas, utilizadas em artesanato, como “bola-de-gude” e são, quando maduras, exalbuminosas (Paoli & Santos, 1998). São

globulosas, não apresentam arilo (Reyes, 2000). O número médio de sementes por Kg é de 1870 (Lorenzi, 1992).

A madeira de seu tronco é empregada na construção civil, confecção de brinquedos e caixotaria. Os frutos são consumidos por morcegos e servem para lavar roupas, pois contém saponina, o que originou seu nome popular. Apresentam carpelos individualizados, formando um fruto multigloboso, amarelados quando maduros, com cerca de 2 cm de comprimento. Amadurecem nos meses de setembro e outubro. É uma árvore que quando adulta chega a atingir nove metros de altura, os ramos jovens apresentam pilosidade curta, esbranquiçados, glabros quando velhos, castanho estriados, com lenticelas. As folhas são alternadas compostas, imparipinadas e pecioladas (Lorenzi, 1992).

OBJETIVO

O trabalho teve por objetivo avaliar a viabilidade e o vigor de sementes de *Sapindus saponaria*, colhidas com diferentes teores de água, armazenadas em diferentes condições e germinadas em diferentes substratos, em diferentes intensidades luminosas.

MATERIAL E MÉTODOS

O trabalho foi conduzido no Laboratório de Ecofisiologia de Sementes e no Jardim Experimental do Departamento de Botânica, ambos no “*Campus*” da Universidade Federal de São Carlos - São Carlos, SP.

1 - *Material biológico:*

Foram utilizados frutos de *Sapindus saponaria* L., coletados das árvores em duas épocas no *Campus* da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias em Jaboticabal - SP, usando como critério a sua coloração. Na primeira época de coleta (junho de 2002) os frutos apresentavam coloração verde amarelada e na segunda (julho de 2002) a coloração era amarela translúcida (Figura 1). O experimento teve início em junho de 2002, com a primeira época de coleta e transporte dos frutos acondicionados em sacos de polietileno.

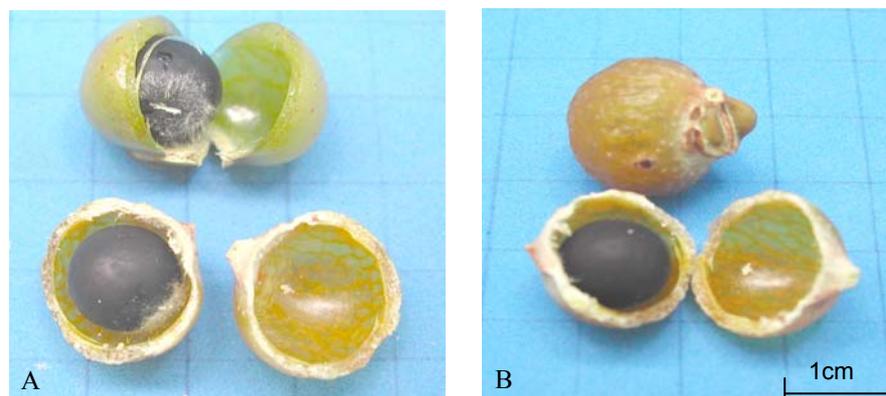


Figura 1: Detalhe de frutos e sementes no momento da coleta: (A) sementes com 51% de água e (B) sementes com 15% de água.

Os frutos pertencentes à primeira época de coleta, com coloração verde-amarelada, e que de agora em diante serão denominados de primeiro lote, foram despolidos com o auxílio de uma faca para a remoção do epicarpo e do mesocarpo. Para a segunda época de coleta, os frutos apresentavam coloração amarela translúcida, denominado agora de segundo lote, foram colocados dentro de sacos de polipropileno trançado e com ajuda de um martelo retirou-se o epicarpo e o mesocarpo.

As sementes foram lavadas em água corrente e colocadas sobre uma peneira de malha grossa para secar superficialmente em condições de ambiente de laboratório

durante 24 horas. Passaram por uma triagem manual, descartando-se aquelas danificadas e deformadas. Foram utilizadas as sementes que tinham entre 10 e 13 mm de diâmetro para os dois lotes. Estas sementes passaram por uma assepsia utilizando-se hipoclorito de sódio a 4% durante dois minutos, depois foram lavadas em água corrente, em solução de Captan a 5% durante 5 minutos e em seguida postas para secar sobre folhas de papel toalha, antes de serem armazenadas.

2 – Testes em *laboratório*

2.1 - Determinação do teor de água

Determinou-se o teor de água utilizando-se duas repetições de 50 sementes intactas, secas em estufa a $105^{\circ}\text{C} \pm 3^{\circ}\text{C}$ por 24 horas (método direto), conforme descrito em Brasil (1992), expressando-se os resultados em porcentagem do peso úmido. O teor de água do primeiro lote foi de 51% e do segundo, 15%. Após o período de armazenamento determinou-se novamente o teor de água destas sementes.

2.2 - Análise Química

Os conteúdos de carboidratos, lipídios totais e proteína foram determinados no Laboratório de Nutrição Animal da Embrapa (CPPSE) em São Carlos - SP.

Os teores de proteína foram determinados pelo método prescrito pela AOAC (1990), baseado na decomposição da matéria orgânica pelo ácido sulfúrico e na quantificação do nitrogênio, utilizando o sistema de destilação por arraste a vapor.

A determinação de carboidratos foi realizada através da FDN (fibra em detergente neutro) expresso em porcentagem de carboidratos estruturais (Souza et al., 1999).

A porcentagem de lipídios foi feita pela determinação do extrato etéreo, que consiste na solubilização pelo éter das gorduras ou lipídeos. Esta solubilização é feita em extrator do tipo Soxhlet, utilizando-se éter etílico como solvente, e a amostra sendo submetida ao refluxo contínuo por um período de tempo capaz de extrair toda fração solúvel no éter (Silva, 2002)

2.3 - Armazenamento

As sementes com 51 e 15% de água foram acondicionadas em:

- Sacos de algodão;
- Sacos de papel trifoliado tipo Kraft;

- Vidros de conserva, esterilizados por calor seco através de estufa e fechados, após completamente cheios utilizando-se fita de vedação hidráulica (politetrafluoretileno - PTFE) e fita adesiva sobre a tampa de plástico;

- Sacos de polietileno de 25 x 30 cm, com 0,1 mm de espessura.

As sementes acondicionadas nestas embalagens foram armazenadas durante seis e doze meses em dois ambientes:

- Ambiente de laboratório (com temperatura média anual de 25°C e U.R. em torno de 70%) e

- Câmara fria ($T = 9^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ e U.R. = 50%), do Departamento de Produção Vegetal da FCAV/UNESP de Jaboticabal - SP.

3 - *Emergência de plântulas*

Foi feito um teste preliminar de emergência, onde as sementes do primeiro lote apresentaram 85,5% e as do segundo lote 91%.

O teste de emergência foi realizado semeando-se as sementes diretamente em sacos pretos de polietileno com 14 cm de largura por 27 cm de altura, com volume aproximado de 4L, completamente preenchidos com:

- Vermiculita expandida com granulometria fina e lavada;
- Areia média peneirada, lavada e seca ao sol + solo de Cerrado - pH 5,7 (retirado de 20 a 30 cm da superfície) na proporção de 2:1;
- Serragem + solo sob cerrado (retirado de 20 a 30 cm da superfície) na proporção de 2:1 (mistura curtida durante 4 meses) e
- Substrato agrícola próprio para mudas de espécies florestais (com pH 5,8 e composto de material orgânico de origem vegetal, vermiculita expandida e nutrientes).

Procurou-se utilizar como substratos para emergência de plântulas, materiais de fácil obtenção e de baixo custo (areia, solo e serragem) em contrapartida a outros como a vermiculita e o substrato agrícola.

Para cada substrato foram utilizadas quatro repetições com vinte sementes, semeadas entre 2 a 3 cm de profundidade (Nogueira & Vaz, 1993). Os sacos com os substratos foram irrigados com água do poço artesiano da UFSCar quando necessário, e as ervas daninhas eliminadas manualmente.

O teste de emergência foi conduzido em duas condições de sombreamento: 0% (pleno sol) e 65% (obtido com a utilização de tela de poliolefinas de cor preta formando um túnel através de suportes metálicos sobre as bancadas e dentro de estufa com ventilação forçada, modelo Double Poly Pad/ Fan).

4 - Avaliação do desempenho germinativo das sementes:

O desempenho das sementes foi avaliado através da:

4.1 - Emergência: Os dados obtidos em contagens diárias foram utilizados para calcular a porcentagem de plântulas emergidas para cada repetição. O resultado foi expresso em porcentagem como a média aritmética das quatro repetições.

4.2 - Velocidade de emergência: As contagens foram realizadas diariamente a partir do dia em que a primeira plântula emergiu do solo. Ao final do teste, 270 dias após a sementeira, os dados diários do número de plântulas foram empregados na fórmula de velocidade de emergência, segundo metodologia descrita por Labouriau (1983).

$$V = \frac{1}{t} \text{ (expresso em dias}^{-1}\text{)}$$

Onde: V = velocidade média de emergência; t = tempo médio para emergência e

$t = \frac{\sum n_i t_i}{\sum n_i}$ (média ponderada dos tempos de emergência, usando-se como pesos de ponderação os números n_i de sementes emergidas nos intervalos equispaçados sucessivos $t_{i-1} \dots t_i$).

Considerou-se como plântulas emergidas aquelas que apresentavam o epicótilo com no mínimo meio centímetro acima da superfície do substrato.

5 - Análise Estatística:

O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado com quatro repetições (sacos plásticos) e vinte sementes por repetição, num esquema fatorial $2 \times 2 \times 4 \times 2 \times 2 \times 4$, onde tem-se dois teores de água (51 e 15%), dois ambientes de armazenamento (laboratório e câmara fria), quatro tipos de embalagem (vidro, saco de papel, saco de plástico e saco de algodão), dois períodos de armazenamento (seis e 12 meses), duas condições de luminosidade (pleno sol e sob 65% de sombreamento) e quatro tipos de substratos (areia+solo, substrato agrícola, vermiculita e solo+serragem). Pela complexidade deste arranjo fatorial, optou-se por subdividi-lo em quatro análises, alterando-se apenas os tipos de embalagens e os tipos de substratos. A análise estatística realizada inclui análises gráficas e análise de agrupamentos (cluster) com uso do software estatístico Minitab.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os resultados dos valores médios do teor de água das sementes após os períodos de armazenamento estão apresentados nas Tabelas 1, 2 e 3.

Tabela 1: Valores médios do teor de água das sementes de sabão-de-soldado (*Sapindus saponaria*) armazenadas com 15% de água em função do período, ambiente e embalagem de acondicionamento.

| Período de Armazenamento | Ambiente de Armazenamento | Embalagem | Água * (%) |
|--------------------------|---------------------------|-----------|------------|
| 6 meses | Laboratório | Plástico | 12,0 |
| | | Algodão | 10,5 |
| | | Papel | 12,0 |
| | | Vidro | 12,0 |
| | Câmara Fria | Plástico | 12,0 |
| | | Algodão | 13,0 |
| | | Papel | 13,0 |
| | | Vidro | 12,5 |
| 12 meses | Laboratório | Plástico | 12,0 |
| | | Algodão | 11,0 |
| | | Papel | 11,0 |
| | | Vidro | 12,0 |
| | Câmara Fria | Plástico | 13,0 |
| | | Algodão | 15,0 |
| | | Papel | 14,0 |
| | | Vidro | 12,0 |

Médias não diferem entre si pelo teste F a 5% de probabilidade.

Pelos dados da Tabela 1, observa-se que tanto o ambiente como o período de armazenamento não provocaram alterações nos níveis de umidade das sementes, não havendo diferenças estatísticas pelo teste F ao nível de 5% de probabilidade. Porém, para as sementes coletadas com 51% de água, observa-se que houve diferença significativa para o fator embalagem e para o ambiente de armazenamento (Tabelas 2 e 3).

Tabela 2: Valores médios do teor de água das sementes de sabão-de-soldado (*Sapindus saponaria*) armazenadas com 51% de água em função da embalagem, independente do ambiente e do período de armazenamento.

| Embalagem | Água * (%) |
|-----------|------------|
| Vidro | 24,00 a |
| Plástico | 21,87 ab |
| Algodão | 19,75 ab |
| Papel | 17,87 b |

C.V. (%) 31

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e pela mesma letra minúscula na coluna não diferem estatisticamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey.

Tabela 3: Valores médios do teor de água das sementes de sabão-de-soldado (*Sapindus saponaria*) armazenadas com 51% de água em função do ambiente, independente da embalagem e do período de armazenamento.

| Ambiente de Armazenamento | Água (%) |
|---------------------------|----------|
| Câmara Fria | 25,87 a |
| Laboratório | 15,87 b |

C.V. (%) 31

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e pela mesma letra minúscula na coluna não diferem estatisticamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey.

Pelos dados contidos nas Tabelas 2 e 3 observa-se que o uso de qualquer uma das embalagens produziu uma diminuição acentuada na porcentagem de umidade das sementes, no entanto, o vidro é o tipo de embalagem que conseguiu minimizar a perda de água durante o armazenamento de sementes de sabão-de-soldado e a câmara fria é o melhor ambiente para armazenagem, independente do período de armazenamento.

Através de um gráfico de dispersão realizado com as médias calculadas com base nas quatro repetições, para cada uma das 64 combinações, pode-se averiguar se estas variáveis respostas (porcentagem e velocidade de emergência das plântulas) são independentes ou se existe algum tipo de relação entre elas. Assumindo que possuem dependência entre si, foi feita uma análise de agrupamentos, com o objetivo de definir os grupos capazes de representar o conjunto de dados analisados e assim, identificar as configurações que apresentaram resultados semelhantes. Este procedimento foi realizado quatro vezes, considerando-se sempre o mesmo número de níveis para todos os fatores analisados ($2 \times 2 \times 2 \times 2 \times 2 \times 2$). Na primeira análise tem-se o vidro e o saco de papel como embalagem e areia+solo e substrato agrícola como os substratos testados.

A Figura 2 mostra o comportamento das duas variáveis em questão: porcentagem e velocidade de emergência. Pode-se verificar uma tendência linear crescente entre estas variáveis, onde as maiores porcentagens de emergência ocorrem com maiores valores de velocidade. A codificação atribuída a cada uma das configurações está contida na Tabela 4.

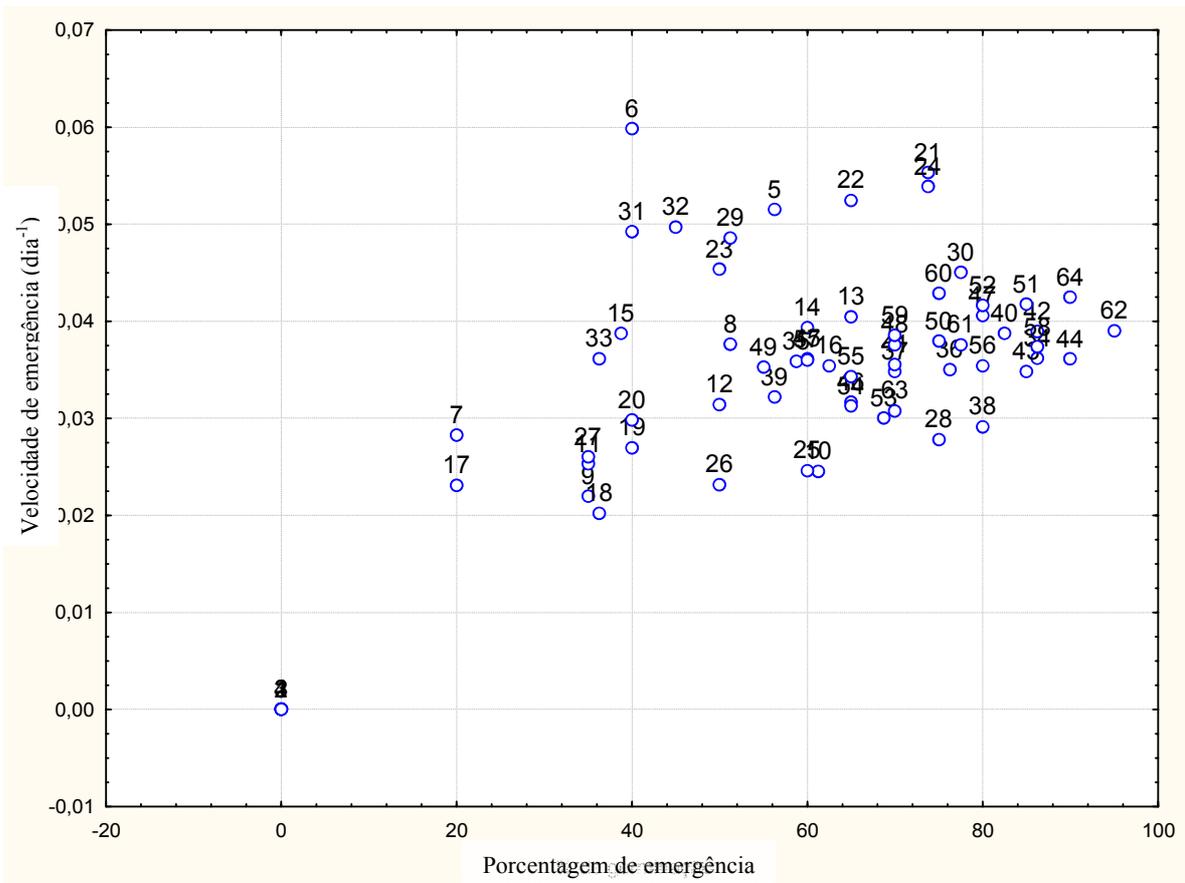


Figura 2: Gráfico de dispersão para a velocidade e porcentagem de emergência de plântulas de *Sapindus saponaria* (configurações Tabela 4).

Tabela 4: Valores médios de porcentagem e velocidade de emergência (dia^{-1}) para cada uma das configurações analisadas.

| Config. | T. Água (%) | Ambiente | Embalagem | Período | Luminosidade | Substrato | % de Emergência | Velocidade Emergência |
|---------|-------------|-------------|------------|----------|--------------|--------------------|-----------------|-----------------------|
| 1 | 51 | Laboratório | Vidro | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 0 | 0,0000 |
| 2 | 51 | Laboratório | Vidro | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 0 | 0,0000 |
| 3 | 51 | Laboratório | Vidro | 12 meses | Sol | Areia+Solo | 0 | 0,0000 |
| 4 | 51 | Laboratório | Vidro | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 0 | 0,0000 |
| 5 | 51 | Laboratório | Vidro | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 56,25 | 0,0515 |
| 6 | 51 | Laboratório | Vidro | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 40,00 | 0,0599 |
| 7 | 51 | Laboratório | Vidro | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 20,00 | 0,0283 |
| 8 | 51 | Laboratório | Vidro | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 51,25 | 0,0377 |
| 9 | 51 | Laboratório | Saco Papel | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 35,00 | 0,0220 |
| 10 | 51 | Laboratório | Saco Papel | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 61,25 | 0,0246 |
| 11 | 51 | Laboratório | Saco Papel | 12 meses | Sol | Areia+Solo | 35,00 | 0,0253 |
| 12 | 51 | Laboratório | Saco Papel | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 50,00 | 0,0314 |
| 13 | 51 | Laboratório | Saco Papel | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 65,00 | 0,0405 |
| 14 | 51 | Laboratório | Saco Papel | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 60,00 | 0,0394 |
| 15 | 51 | Laboratório | Saco Papel | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 38,75 | 0,0388 |
| 16 | 51 | Laboratório | Saco Papel | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 62,50 | 0,0354 |
| 17 | 51 | Câmara fria | Vidro | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 20,00 | 0,0231 |
| 18 | 51 | Câmara fria | Vidro | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 36,25 | 0,0202 |
| 19 | 51 | Câmara fria | Vidro | 12 meses | Sol | Areia+Solo | 40,00 | 0,0270 |
| 20 | 51 | Câmara fria | Vidro | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 40,00 | 0,0298 |
| 21 | 51 | Câmara fria | Vidro | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 73,75 | 0,0553 |
| 22 | 51 | Câmara fria | Vidro | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 65,00 | 0,0525 |
| 23 | 51 | Câmara fria | Vidro | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 50,00 | 0,0454 |
| 24 | 51 | Câmara fria | Vidro | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 73,75 | 0,0539 |
| 25 | 51 | Câmara fria | Saco Papel | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 60,00 | 0,0246 |
| 26 | 51 | Câmara fria | Saco Papel | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 50,00 | 0,0232 |
| 27 | 51 | Câmara fria | Saco Papel | 12 meses | Sol | Areia+Solo | 35,00 | 0,0261 |
| 28 | 51 | Câmara fria | Saco Papel | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 75,00 | 0,0278 |
| 29 | 51 | Câmara fria | Saco Papel | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 51,25 | 0,0486 |
| 30 | 51 | Câmara fria | Saco Papel | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 77,50 | 0,0450 |
| 31 | 51 | Câmara fria | Saco Papel | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 40,00 | 0,0493 |
| 32 | 51 | Câmara fria | Saco Papel | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 45,00 | 0,0497 |
| 33 | 15 | Laboratório | Vidro | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 36,25 | 0,0361 |
| 34 | 15 | Laboratório | Vidro | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 86,25 | 0,0362 |
| 35 | 15 | Laboratório | Vidro | 12 meses | Sol | Areia+Solo | 58,75 | 0,0359 |
| 36 | 15 | Laboratório | Vidro | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 76,25 | 0,0350 |
| 37 | 15 | Laboratório | Vidro | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 70,00 | 0,0348 |
| 38 | 15 | Laboratório | Vidro | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 80,00 | 0,0291 |
| 39 | 15 | Laboratório | Vidro | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 56,25 | 0,0322 |
| 40 | 15 | Laboratório | Vidro | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 82,50 | 0,0387 |
| 41 | 15 | Laboratório | Saco Papel | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 70,00 | 0,0356 |
| 42 | 15 | Laboratório | Saco Papel | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 86,25 | 0,0390 |
| 43 | 15 | Laboratório | Saco Papel | 12 meses | Sol | Areia+Solo | 85,00 | 0,0348 |
| 44 | 15 | Laboratório | Saco Papel | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 90,00 | 0,0361 |
| 45 | 15 | Laboratório | Saco Papel | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 60,00 | 0,0362 |
| 46 | 15 | Laboratório | Saco Papel | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 65,00 | 0,0317 |
| 47 | 15 | Laboratório | Saco Papel | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 80,00 | 0,0406 |
| 48 | 15 | Laboratório | Saco Papel | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 70,00 | 0,0376 |
| 49 | 15 | Câmara fria | Vidro | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 55,00 | 0,0353 |
| 50 | 15 | Câmara fria | Vidro | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 75,00 | 0,0380 |
| 51 | 15 | Câmara fria | Vidro | 12 meses | Sol | Areia+Solo | 85,00 | 0,0418 |
| 52 | 15 | Câmara fria | Vidro | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 80,00 | 0,0416 |
| 53 | 15 | Câmara fria | Vidro | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 68,75 | 0,0300 |
| 54 | 15 | Câmara fria | Vidro | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 65,00 | 0,0313 |
| 55 | 15 | Câmara fria | Vidro | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 65,00 | 0,0343 |
| 56 | 15 | Câmara fria | Vidro | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 80,00 | 0,0354 |
| 57 | 15 | Câmara fria | Saco Papel | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 60,00 | 0,0360 |
| 58 | 15 | Câmara fria | Saco Papel | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 86,25 | 0,0374 |
| 59 | 15 | Câmara fria | Saco Papel | 12 meses | Sol | Areia+Solo | 70,00 | 0,0385 |
| 60 | 15 | Câmara fria | Saco Papel | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 75,00 | 0,0429 |
| 61 | 15 | Câmara fria | Saco Papel | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 77,50 | 0,0376 |
| 62 | 15 | Câmara fria | Saco Papel | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 95,00 | 0,0390 |
| 63 | 15 | Câmara fria | Saco Papel | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 70,00 | 0,0308 |
| 64 | 15 | Câmara fria | Saco Papel | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 90,00 | 0,0425 |

Para a análise de agrupamentos foi feito um dendograma com o objetivo de agrupar as configurações que apresentam maior similaridade (Figura 3).

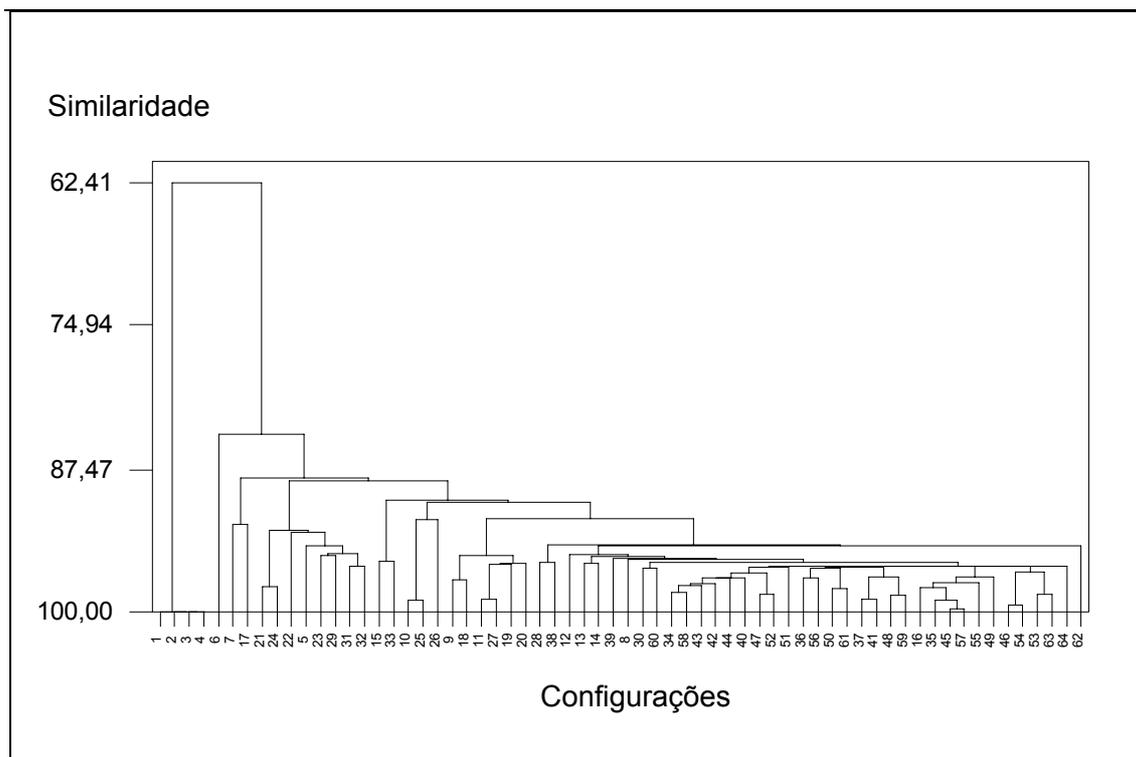


Figura 3 - Dendograma da análise de cluster para as 64 configurações analisadas.

Determinou-se o índice de similaridade de aproximadamente 90,00, pois assim foi possível diferenciar cinco grupos. Os grupos foram enumerados de I a V e estão listados nas tabelas apresentadas a seguir:

Tabela 5: Valores médios de porcentagem e velocidade de emergência (dia^{-1}) de plântulas de sabão-de-soldado que fazem parte do grupo I.

| Config. | T. Água (%) | Ambiente | Embalagem | Período | Luminosidade | Substrato | % de Emergência | Velocidade Emergência |
|---------|-------------|-------------|-----------|----------|--------------|--------------------|-----------------|-----------------------|
| 1 | 51 | Laboratório | Vidro | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 0 | 0,0000 |
| 2 | 51 | Laboratório | Vidro | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 0 | 0,0000 |
| 3 | 51 | Laboratório | Vidro | 12 meses | Sol | Areia+Solo | 0 | 0,0000 |
| 4 | 51 | Laboratório | Vidro | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 0 | 0,0000 |

O Grupo I, é formado pelas configurações em que não houve emergência das plântulas. Pode-se observar que dentre as configurações listadas estão incluídas apenas sementes semeadas nos dois tipos de substrato (areia + solo e substrato agrícola) e nas duas condições de luminosidade. Entretanto, as plantas foram originadas de sementes com os mesmos níveis de umidade, mesmo ambiente de armazenamento, tipo de embalagem e período. Assim, conclui-se que os fatores: 51% de água na coleta, ambiente de laboratório, embalagem de vidro e 12 meses de

armazenamento podem ser responsáveis pela perda da viabilidade das sementes de sabão-de-soldado (Tabela 5).

O Grupo II é formado por duas configurações que apresentam baixos valores de porcentagem e velocidade de emergência. Os resultados obtidos para ambas configurações são bastante similares: emergência de 20% e velocidade de emergência de aproximadamente $0,02 \text{ dia}^{-1}$. Verifica-se que sementes coletadas com 51% de água, acondicionadas em vidro e o uso de substrato formado por solo + areia contribuem para a diminuição da porcentagem de emergência das plântulas (Tabela 6).

Tabela 6: Valores médios de porcentagem e velocidade de emergência (dia^{-1}) plântulas de sabão-de-soldado que fazem parte do grupo II.

| Config. | T. Água (%) | Ambiente | Embalagem | Período | Luminosidade | Substrato | % de Emergência | Velocidade Emergência |
|---------|-------------|-------------|-----------|----------|--------------|------------|-----------------|-----------------------|
| 7 | 51 | Laboratório | Vidro | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 20,00 | 0,0283 |
| 17 | 51 | Câmara fria | Vidro | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 20,00 | 0,0231 |

O Grupo III é formado pelas configurações que englobam as plântulas com elevada velocidade de emergência. Estas eram provenientes de sementes coletadas com 51% de água, armazenadas durante seis meses, na grande maioria, em câmara fria (Tabela 7).

Tabela 7: Valores médios de porcentagem e velocidade de emergência (dia^{-1}) de plântulas de sabão-de-soldado que fazem parte do grupo III.

| Config. | T. Água (%) | Ambiente | Embalagem | Período | Luminosidade | Substrato | % de Emergência | Velocidade Emergência |
|---------|-------------|-------------|------------|---------|--------------|--------------------|-----------------|-----------------------|
| 5 | 51 | Laboratório | Vidro | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 56,25 | 0,0515 |
| 21 | 51 | Câmara fria | Vidro | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 73,75 | 0,0553 |
| 22 | 51 | Câmara fria | Vidro | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 65,00 | 0,0525 |
| 23 | 51 | Câmara fria | Vidro | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 50,00 | 0,0454 |
| 24 | 51 | Câmara fria | Vidro | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 73,75 | 0,0539 |
| 29 | 51 | Câmara fria | Saco Papel | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 51,25 | 0,0486 |
| 31 | 51 | Câmara fria | Saco Papel | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 40,00 | 0,0493 |
| 32 | 51 | Câmara fria | Saco Papel | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 45,00 | 0,0497 |

O Grupo IV é composto pela configuração que se destaca por incluir plantas que apresentaram maior valor de velocidade, porém com baixa porcentagem de emergência, sendo estas originadas de sementes armazenadas com 51% de água, em condições ambiente de laboratório e em embalagem de vidro (Tabela 8).

Tabela 8: Valores médios de porcentagem e velocidade de emergência (dia^{-1}) de plântulas de sabão-de-soldado que fazem parte do grupo IV.

| Config. | T. Água (%) | Ambiente | Embalagem | Período | Luminosidade | Substrato | % de Emergência | Velocidade Emergência |
|---------|-------------|-------------|-----------|---------|--------------|--------------------|-----------------|-----------------------|
| 6 | 51 | Laboratório | Vidro | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 40,00 | 0,0599 |

O Grupo V é composto pelas demais configurações. Estas sementes apresentam valores intermediários de velocidade (de $0,02$ a $0,045 \text{ dia}^{-1}$), com

porcentagem de emergência superior a 30%, sendo possível destacar a configuração de número 62 por incluir plântulas com o maior valor para porcentagem de emergência.

Por meio das análises anteriormente descritas e considerando-se como variáveis resposta a porcentagem e a velocidade de emergência, pode-se observar que sementes coletadas com 51% de água, armazenadas em laboratório e em vidro causaram diminuição na viabilidade e no vigor de plantas de sabão-de-soldado. Pode-se verificar também que a combinação de 15% de água com armazenamento em câmara fria, embalagem em saco de papel, durante seis meses e sob sombreamento artificial produziu elevada porcentagem de emergência de plântulas.

Para uma segunda análise foram considerados os resultados de porcentagem e velocidade de emergência para as sementes colhidas com 51 e 15% de água, acondicionadas em embalagem de vidro e saco de papel, armazenadas em condições de ambiente de laboratório e câmara fria, durante seis meses e um ano, colocadas para germinar a pleno sol e 65% de sombreamento usando vermiculita e solo+serragem como substrato. A Figura 4 indica o comportamento das duas variáveis em questão, verificando-se uma fraca tendência linear crescente entre as variáveis.

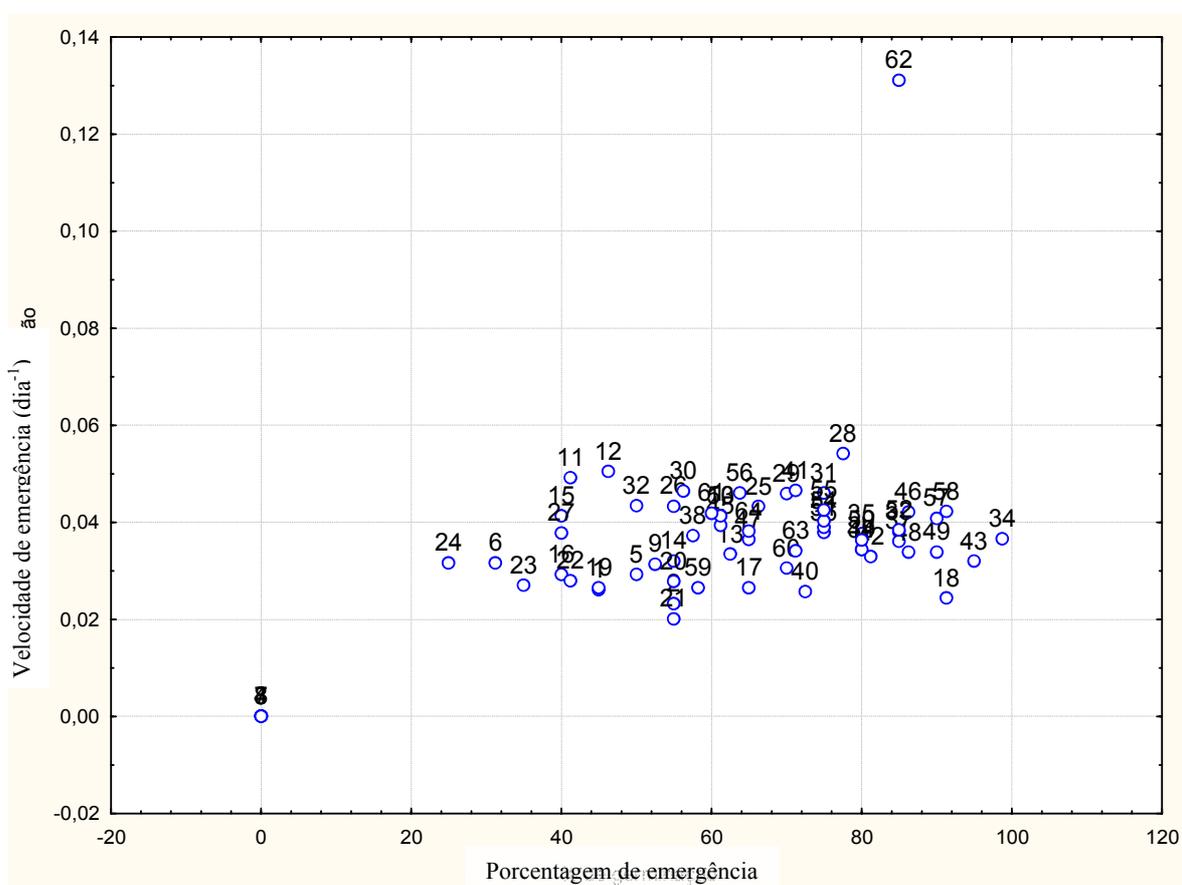


Figura 4: Gráfico de dispersão para velocidade e porcentagem de emergência de plântulas de *Sapindus saponaria* (configurações Tabela 9).

Os valores médios de porcentagem e velocidade de emergência entre as réplicas para cada um dos seis fatores foram calculados, considerando cada uma das configurações e estão listadas na Tabela 9.

Tabela 9: Valores médios de porcentagem e velocidade de emergência (dia^{-1}) para cada uma das configurações analisadas.

| Config. | T. Água (%) | Ambiente | Embalagem | Período | Luminosidade | Substrato | % de Emergência | Veloc. de Emergência |
|---------|-------------|-------------|------------|----------|--------------|---------------|-----------------|----------------------|
| 1 | 51 | Laboratório | Saco Papel | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 45,00 | 0,0262 |
| 2 | 51 | Laboratório | Saco Papel | 12 meses | Sombra | Solo+Serragem | 55,00 | 0,0233 |
| 3 | 51 | Laboratório | Vidro | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 0 | 0,0000 |
| 4 | 51 | Laboratório | Vidro | 12 meses | Sombra | Solo+Serragem | 0 | 0,0000 |
| 5 | 51 | Laboratório | Saco Papel | 12 meses | Sol | Vermiculita | 50,00 | 0,0293 |
| 6 | 51 | Laboratório | Saco Papel | 12 meses | Sol | Solo+Serragem | 31,25 | 0,0317 |
| 7 | 51 | Laboratório | Vidro | 12 meses | Sol | Vermiculita | 0 | 0,0000 |
| 8 | 51 | Laboratório | Vidro | 12 meses | Sol | Solo+Serragem | 0 | 0,0000 |
| 9 | 51 | Laboratório | Saco Papel | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 52,50 | 0,0314 |
| 10 | 51 | Laboratório | Saco Papel | 6 meses | Sombra | Solo+Serragem | 61,25 | 0,0413 |
| 11 | 51 | Laboratório | Vidro | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 41,25 | 0,0492 |
| 12 | 51 | Laboratório | Vidro | 6 meses | Sombra | Solo+Serragem | 46,25 | 0,0505 |
| 13 | 51 | Laboratório | Saco Papel | 6 meses | Sol | Vermiculita | 62,50 | 0,0335 |
| 14 | 51 | Laboratório | Saco Papel | 6 meses | Sol | Solo+Serragem | 55,00 | 0,0320 |
| 15 | 51 | Laboratório | Vidro | 6 meses | Sol | Vermiculita | 40,00 | 0,0413 |
| 16 | 51 | Laboratório | Vidro | 6 meses | Sol | Solo+Serragem | 40,00 | 0,0293 |
| 17 | 51 | Câmara fria | Saco Papel | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 65,00 | 0,0265 |
| 18 | 51 | Câmara fria | Saco Papel | 12 meses | Sombra | Solo+Serragem | 91,25 | 0,0244 |
| 19 | 51 | Câmara fria | Vidro | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 45,00 | 0,0265 |
| 20 | 51 | Câmara fria | Vidro | 12 meses | Sombra | Solo+Serragem | 55,00 | 0,0278 |
| 21 | 51 | Câmara fria | Saco Papel | 12 meses | Sol | Vermiculita | 55,00 | 0,0202 |
| 22 | 51 | Câmara fria | Saco Papel | 12 meses | Sol | Solo+Serragem | 41,25 | 0,0280 |
| 23 | 51 | Câmara fria | Vidro | 12 meses | Sol | Vermiculita | 35,00 | 0,0271 |
| 24 | 51 | Câmara fria | Vidro | 12 meses | Sol | Solo+Serragem | 25,00 | 0,0316 |
| 25 | 51 | Câmara fria | Saco Papel | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 66,25 | 0,0433 |
| 26 | 51 | Câmara fria | Saco Papel | 6 meses | Sombra | Solo+Serragem | 55,00 | 0,0433 |
| 27 | 51 | Câmara fria | Vidro | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 40,00 | 0,0379 |
| 28 | 51 | Câmara fria | Vidro | 6 meses | Sombra | Solo+Serragem | 77,50 | 0,0541 |
| 29 | 51 | Câmara fria | Saco Papel | 6 meses | Sol | Vermiculita | 70,00 | 0,0460 |
| 30 | 51 | Câmara fria | Saco Papel | 6 meses | Sol | Solo+Serragem | 56,25 | 0,0465 |
| 31 | 51 | Câmara fria | Vidro | 6 meses | Sol | Vermiculita | 75,00 | 0,0461 |
| 32 | 51 | Câmara fria | Vidro | 6 meses | Sol | Solo+Serragem | 50,00 | 0,0435 |
| 33 | 15 | Laboratório | Saco Papel | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 85,00 | 0,0380 |
| 34 | 15 | Laboratório | Saco Papel | 12 meses | Sombra | Solo+Serragem | 98,75 | 0,0366 |
| 35 | 15 | Laboratório | Vidro | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 80,00 | 0,0376 |
| 36 | 15 | Laboratório | Vidro | 12 meses | Sombra | Solo+Serragem | 75,00 | 0,0379 |
| 37 | 15 | Laboratório | Saco Papel | 12 meses | Sol | Vermiculita | 85,00 | 0,0361 |
| 38 | 15 | Laboratório | Saco Papel | 12 meses | Sol | Solo+Serragem | 57,50 | 0,0373 |
| 39 | 15 | Laboratório | Vidro | 12 meses | Sol | Vermiculita | 80,00 | 0,0343 |
| 40 | 15 | Laboratório | Vidro | 12 meses | Sol | Solo+Serragem | 72,50 | 0,0258 |
| 41 | 15 | Laboratório | Saco Papel | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 71,25 | 0,0465 |
| 42 | 15 | Laboratório | Saco Papel | 6 meses | Sombra | Solo+Serragem | 81,25 | 0,0330 |
| 43 | 15 | Laboratório | Vidro | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 95,00 | 0,0320 |
| 44 | 15 | Laboratório | Vidro | 6 meses | Sombra | Solo+Serragem | 80,00 | 0,0343 |
| 45 | 15 | Laboratório | Saco Papel | 6 meses | Sol | Vermiculita | 61,25 | 0,0393 |
| 46 | 15 | Laboratório | Saco Papel | 6 meses | Sol | Solo+Serragem | 86,25 | 0,0421 |
| 47 | 15 | Laboratório | Vidro | 6 meses | Sol | Vermiculita | 65,00 | 0,0365 |
| 48 | 15 | Laboratório | Vidro | 6 meses | Sol | Solo+Serragem | 86,25 | 0,0338 |
| 49 | 15 | Câmara fria | Saco Papel | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 90,00 | 0,0339 |
| 50 | 15 | Câmara fria | Saco Papel | 12 meses | Sombra | Solo+Serragem | 80,00 | 0,0364 |
| 51 | 15 | Câmara fria | Vidro | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 75,00 | 0,0390 |
| 52 | 15 | Câmara fria | Vidro | 12 meses | Sombra | Solo+Serragem | 85,00 | 0,0384 |
| 53 | 15 | Câmara fria | Saco Papel | 12 meses | Sol | Vermiculita | 61,25 | 0,0414 |
| 54 | 15 | Câmara fria | Saco Papel | 12 meses | Sol | Solo+Serragem | 75,00 | 0,0403 |
| 55 | 15 | Câmara fria | Vidro | 12 meses | Sol | Vermiculita | 75,00 | 0,0425 |
| 56 | 15 | Câmara fria | Vidro | 12 meses | Sol | Solo+Serragem | 63,75 | 0,0460 |
| 57 | 15 | Câmara fria | Saco Papel | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 90,00 | 0,0409 |
| 58 | 15 | Câmara fria | Saco Papel | 6 meses | Sombra | Solo+Serragem | 91,25 | 0,0422 |

Tabela 9: continuação

| | | | | | | | | |
|----|----|-------------|------------|---------|--------|---------------|-------|--------|
| 59 | 15 | Câmara fria | Vidro | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 58,25 | 0,0265 |
| 60 | 15 | Câmara fria | Vidro | 6 meses | Sombra | Solo+Serragem | 70,00 | 0,0306 |
| 61 | 15 | Câmara fria | Saco Papel | 6 meses | Sol | Vermiculita | 60,00 | 0,0419 |
| 62 | 15 | Câmara fria | Saco Papel | 6 meses | Sol | Solo+Serragem | 85,00 | 0,1311 |
| 63 | 15 | Câmara fria | Vidro | 6 meses | Sol | Vermiculita | 71,25 | 0,0342 |
| 64 | 15 | Câmara fria | Vidro | 6 meses | Sol | Solo+Serragem | 65,00 | 0,0381 |

Para a análise de agrupamentos foi feito um dendograma com o objetivo de evidenciar as configurações com maior similaridade. Verifica-se, no dendograma apresentado a seguir, a formação de três grupos, considerando-se um índice de similaridade próximo de 90,00 (Figura 5).

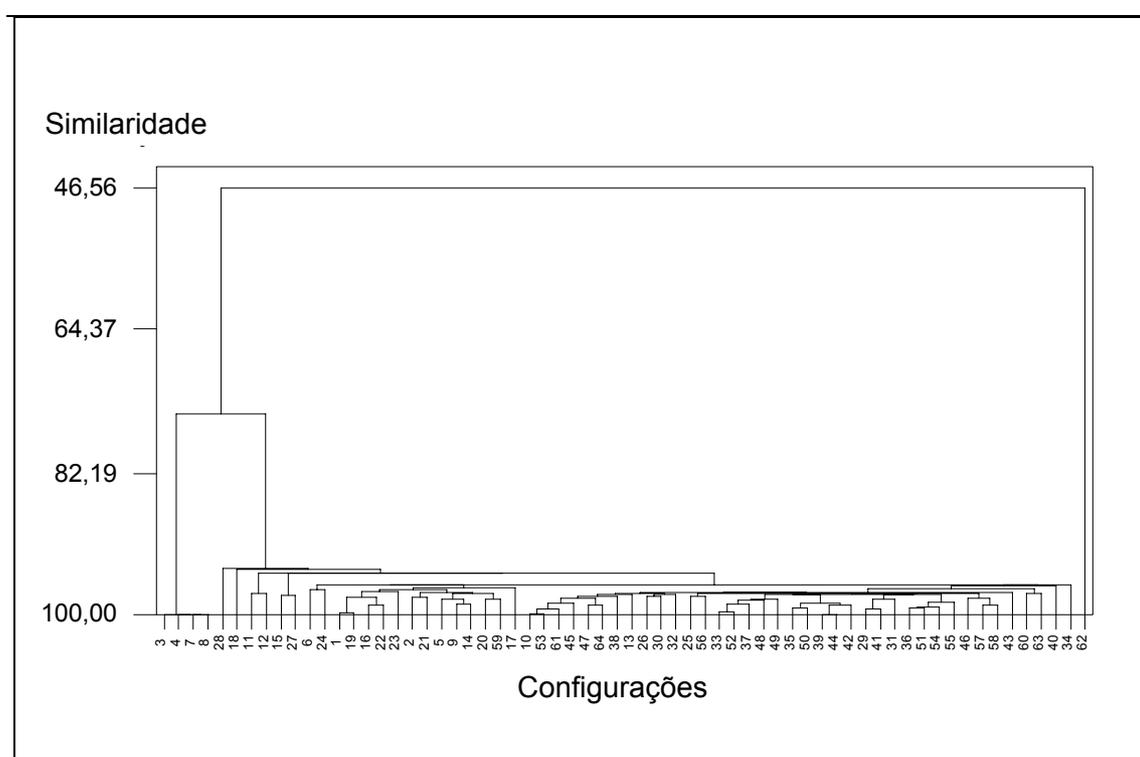


Figura 5: Dendograma da análise de cluster para as 64 configurações analisadas.

No grupo I não houve emergência de plântulas, apresentando em comum sementes que foram armazenadas com 51% de água, em condições de ambiente de laboratório, embalagem de vidro e período de armazenamento 12 meses, independente da luminosidade e do substrato (Tabela 10).

Tabela 10: Valores médios de porcentagem e velocidade de emergência (dia^{-1}) plântulas de sabão-de-soldado que fazem parte do grupo I.

| Config. | T. Água (%) | Ambiente | Embalagem | Período | Luminosidade | Substrato | % de Emergência | Veloc. de Emergência |
|---------|-------------|-------------|-----------|----------|--------------|---------------|-----------------|----------------------|
| 3 | 51 | Laboratório | Vidro | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 0 | 0,0000 |
| 4 | 51 | Laboratório | Vidro | 12 meses | Sombra | Solo+Serragem | 0 | 0,0000 |
| 7 | 51 | Laboratório | Vidro | 12 meses | Sol | Vermiculita | 0 | 0,0000 |
| 8 | 51 | Laboratório | Vidro | 12 meses | Sol | Solo+Serragem | 0 | 0,0000 |

O grupo II, apresenta apenas a configuração 62, que se destaca por incluir plântulas que emergiram rapidamente em relação às demais (Tabela 11).

Tabela 11: Valores médios de porcentagem e velocidade de emergência (dia^{-1}) de plântulas de sabão-de-soldado que fazem parte do grupo II.

| Config. | T. Água (%) | Ambiente | Embalagem | Período | Luminosidade | Substrato | % de Emergência | Veloc. de Emergência |
|---------|-------------|-------------|------------|---------|--------------|---------------|-----------------|----------------------|
| 62 | 15 | Câmara fria | Saco Papel | 6 meses | Sol | Solo+Serragem | 85,00 | 0,1311 |

O grupo III, é formado pelas demais configurações. Estas plântulas apresentam velocidade de emergência entre 0,02 e 0,06 e porcentagens entre 20 e 100%. Vale destacar a configuração de número 34 que inclui as sementes armazenadas com 15% de água, em laboratório, saco de papel, durante 12 meses e plântulas emergidas sob 65% de sombreamento e em solo+serragem na qual foi registrada a maior porcentagem de emergência.

Diante destas duas análises, em que houve variação apenas nos tipos de substratos empregados, pode-se perceber que as sementes de sabão-de-soldado devem ser coletadas com 15% de água, com os frutos apresentando uma coloração amarelo translúcida; mantendo sua viabilidade durante 12 meses com o uso embalagem de saco de papel, independente das condições de luminosidade e do substrato empregado e que sementes coletadas com 51% de água, onde os frutos apresentam uma coloração verde-amarelada, armazenadas em condições ambiente de laboratório, em vidro, durante 12 meses, perderam a viabilidade e vigor.

Para uma terceira análise foram considerados os resultados de porcentagem e velocidade de emergência para sementes colhidas com 51 e 15% de água, acondicionadas em embalagem de saco plástico e de algodão, durante seis e 12 meses, armazenadas em ambiente de laboratório e câmara fria e colocadas para germinar a pleno sol e sob 65% de sombreamento usando areia+solo e substrato agrícola.

A Figura 5 mostra o comportamento das duas variáveis em questão e pode-se verificar uma fraca tendência linear crescente entre tais variáveis. As médias entre as réplicas para as duas variáveis foram calculadas, considerando cada uma das configurações, e são mostradas na Tabela 12.

Não há uma clara segmentação em grupos, destacando-se apenas a configuração 22, onde o valor de velocidade de emergência é elevado, incluindo as sementes armazenadas com 51% de água, em câmara fria, embaladas em saco plástico, durante um ano, sob sol e em substrato agrícola (Figura 6 e Tabela 12).

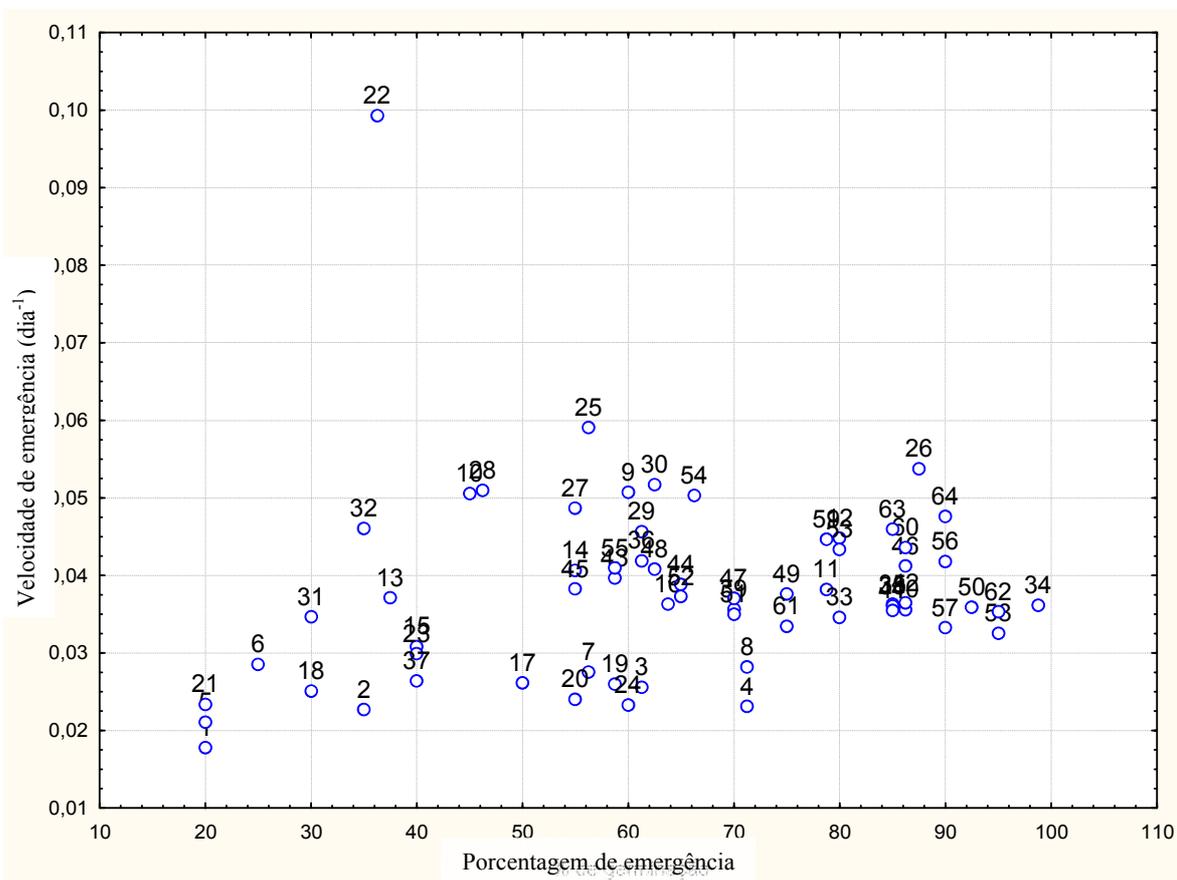


Figura 6: Gráfico de dispersão para a velocidade e porcentagem de emergência de plântulas de *Sapindus saponaria* (configurações Tabela 12).

Tabela 12: Valores médios de porcentagem e velocidade de emergência (dia^{-1}) para cada uma das configurações analisadas.

| Config. | T. Água (%) | Ambiente | Embalagem | Período | Luminosidade | Substrato | % de germinação | Veloc. De germinação |
|---------|-------------|-------------|-----------------|----------|--------------|--------------------|-----------------|----------------------|
| 1 | 51 | Laboratório | Saco plástico | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 20,00 | 0,0178 |
| 2 | 51 | Laboratório | Saco plástico | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 35,00 | 0,0227 |
| 3 | 51 | Laboratório | Saco de Algodão | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 61,25 | 0,0256 |
| 4 | 51 | Laboratório | Saco de Algodão | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 71,25 | 0,0231 |
| 5 | 51 | Laboratório | Saco Plástico | 12 meses | Sol | Areia+Solo | 20,00 | 0,0211 |
| 6 | 51 | Laboratório | Saco Plástico | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 25,00 | 0,0285 |
| 7 | 51 | Laboratório | Saco de Algodão | 12 meses | Sol | Solo+Serragem | 56,25 | 0,0276 |
| 8 | 51 | Laboratório | Saco de Algodão | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 71,25 | 0,0282 |
| 9 | 51 | Laboratório | Saco Plástico | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 60,00 | 0,0507 |
| 10 | 51 | Laboratório | Saco Plástico | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 45,00 | 0,0505 |
| 11 | 51 | Laboratório | Saco de Algodão | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 78,75 | 0,0382 |
| 12 | 51 | Laboratório | Saco de Algodão | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 80,00 | 0,0448 |
| 13 | 51 | Laboratório | Saco plástico | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 37,50 | 0,0371 |
| 14 | 51 | Laboratório | Saco plástico | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 55,00 | 0,0407 |
| 15 | 51 | Laboratório | Saco de Algodão | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 40,00 | 0,0308 |
| 16 | 51 | Laboratório | Saco de Algodão | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 63,75 | 0,0363 |
| 17 | 51 | Câmara fria | Saco plástico | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 50,00 | 0,0261 |
| 18 | 51 | Câmara fria | Saco plástico | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 30,00 | 0,0251 |
| 19 | 51 | Câmara fria | Saco de Algodão | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 58,75 | 0,0260 |

Tabela 12: continuação

| | | | | | | | | |
|----|----|-------------|-----------------|----------|--------|--------------------|-------|--------|
| 20 | 51 | Câmara fria | Saco de Algodão | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 55,00 | 0,0241 |
| 21 | 51 | Câmara fria | Saco Plástico | 12 meses | Sol | Areia+Solo | 20,00 | 0,0234 |
| 22 | 51 | Câmara fria | Saco Plástico | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 36,25 | 0,0993 |
| 23 | 51 | Câmara fria | Saco de Algodão | 12 meses | Sol | Areia+Solo | 40,00 | 0,0299 |
| 24 | 51 | Câmara fria | Saco de Algodão | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 60,00 | 0,0233 |
| 25 | 51 | Câmara fria | Saco Plástico | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 56,25 | 0,0591 |
| 26 | 51 | Câmara fria | Saco Plástico | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 87,50 | 0,0538 |
| 27 | 51 | Câmara fria | Saco de Algodão | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 55,00 | 0,0487 |
| 28 | 51 | Câmara fria | Saco de Algodão | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 46,25 | 0,0510 |
| 29 | 51 | Câmara fria | Saco plástico | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 61,25 | 0,0456 |
| 30 | 51 | Câmara fria | Saco plástico | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 62,50 | 0,0517 |
| 31 | 51 | Câmara fria | Saco de Algodão | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 30,00 | 0,0347 |
| 32 | 51 | Câmara fria | Saco de Algodão | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 35,00 | 0,0460 |
| 33 | 15 | Laboratório | Saco plástico | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 80,00 | 0,0346 |
| 34 | 15 | Laboratório | Saco plástico | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 98,75 | 0,0361 |
| 35 | 15 | Laboratório | Saco de Algodão | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 85,00 | 0,0363 |
| 36 | 15 | Laboratório | Saco de Algodão | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 61,25 | 0,0419 |
| 37 | 15 | Laboratório | Saco Plástico | 12 meses | Sol | Areia+Solo | 40,00 | 0,0264 |
| 38 | 15 | Laboratório | Saco Plástico | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 85,00 | 0,0361 |
| 39 | 15 | Laboratório | Saco de Algodão | 12 meses | Sol | Areia+Solo | 70,00 | 0,0356 |
| 40 | 15 | Laboratório | Saco de Algodão | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 86,25 | 0,0356 |
| 41 | 15 | Laboratório | Saco Plástico | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 85,00 | 0,0355 |
| 42 | 15 | Laboratório | Saco Plástico | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 86,25 | 0,0364 |
| 43 | 15 | Laboratório | Saco de Algodão | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 58,75 | 0,0397 |
| 44 | 15 | Laboratório | Saco de Algodão | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 65,00 | 0,0389 |
| 45 | 15 | Laboratório | Saco plástico | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 55,00 | 0,0383 |
| 46 | 15 | Laboratório | Saco plástico | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 86,25 | 0,0412 |
| 47 | 15 | Laboratório | Saco de Algodão | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 70,00 | 0,0370 |
| 48 | 15 | Laboratório | Saco de Algodão | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 62,50 | 0,0408 |
| 49 | 15 | Câmara fria | Saco plástico | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 75,00 | 0,0376 |
| 50 | 15 | Câmara fria | Saco plástico | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 92,50 | 0,0359 |
| 51 | 15 | Câmara fria | Saco de Algodão | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 70,00 | 0,0350 |
| 52 | 15 | Câmara fria | Saco de Algodão | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 65,00 | 0,0373 |
| 53 | 15 | Câmara fria | Saco Plástico | 12 meses | Sol | Areia+Solo | 80,00 | 0,0433 |
| 54 | 15 | Câmara fria | Saco Plástico | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 66,25 | 0,0503 |
| 55 | 15 | Câmara fria | Saco de Algodão | 12 meses | Sol | Areia+Solo | 58,75 | 0,0410 |
| 56 | 15 | Câmara fria | Saco de Algodão | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 90,00 | 0,0418 |
| 57 | 15 | Câmara fria | Saco Plástico | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 90,00 | 0,0333 |
| 58 | 15 | Câmara fria | Saco Plástico | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 95,00 | 0,0325 |
| 59 | 15 | Câmara fria | Saco de Algodão | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 78,75 | 0,0447 |
| 60 | 15 | Câmara fria | Saco de Algodão | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 86,25 | 0,0436 |
| 61 | 15 | Câmara fria | Saco plástico | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 75,00 | 0,0334 |
| 62 | 15 | Câmara fria | Saco plástico | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 95,00 | 0,0353 |
| 63 | 15 | Câmara fria | Saco de Algodão | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 85,00 | 0,0459 |
| 64 | 15 | Câmara fria | Saco de Algodão | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 90,00 | 0,0476 |

Através da análise do dendograma e com um índice de similaridade de aproximadamente 90,00 pode-se identificar três grupos (Figura 7).

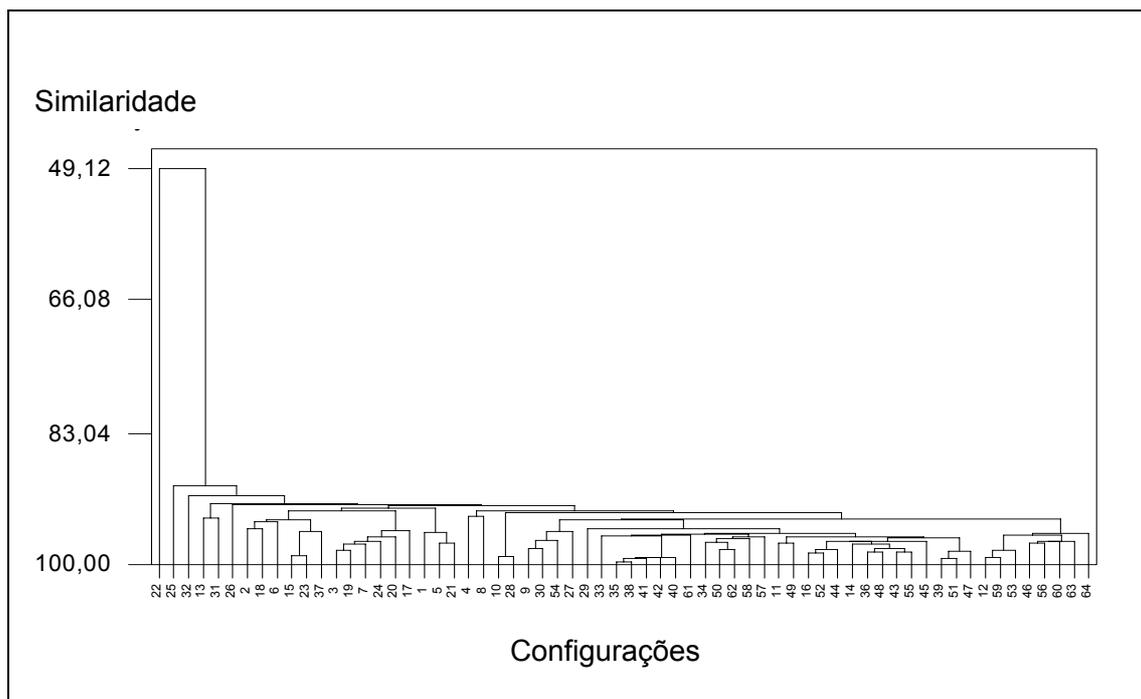


Figura 7: Dendrograma da análise de cluster para as 64 configurações analisadas

O grupo I, formado pela configuração número 22, que inclui as plântulas com elevado valor de velocidade, porém baixa porcentagem de emergência. O grupo II, formado pela configuração de número 25, com valores intermediários de velocidade e onde houve 56% de plântulas emergidas. Nesta configuração, estão as sementes acondicionadas em saco de plástico com 51% de água e armazenadas em câmara fria por seis meses, e plântulas emergidas em areia+solo, sob 65% de sombreamento.

O grupo III é formado pelas demais configurações que apresentam várias características, mas pode-se ressaltar as configurações de números 1, 5 e 21 que produziram os piores resultados. Estas três configurações têm em comum o armazenamento de sementes com 51% de água, em saco plástico, durante 12 meses e o substrato usado foi areia+solo.

Para a quarta análise foram considerados os resultados de porcentagem e velocidade de emergência para sementes coletadas com 51 e 15% de água, acondicionadas em embalagem de saco plástico e de algodão, armazenadas em condições de ambiente de laboratório e câmara fria, durante seis e 12 meses, colocadas para germinar a pleno sol e 65% de sombreamento em vermiculita e solo+serragem e a Figura 8 mostra o comportamento das duas variáveis em questão. Não se pode afirmar que existe uma tendência linear crescente entre tais variáveis.

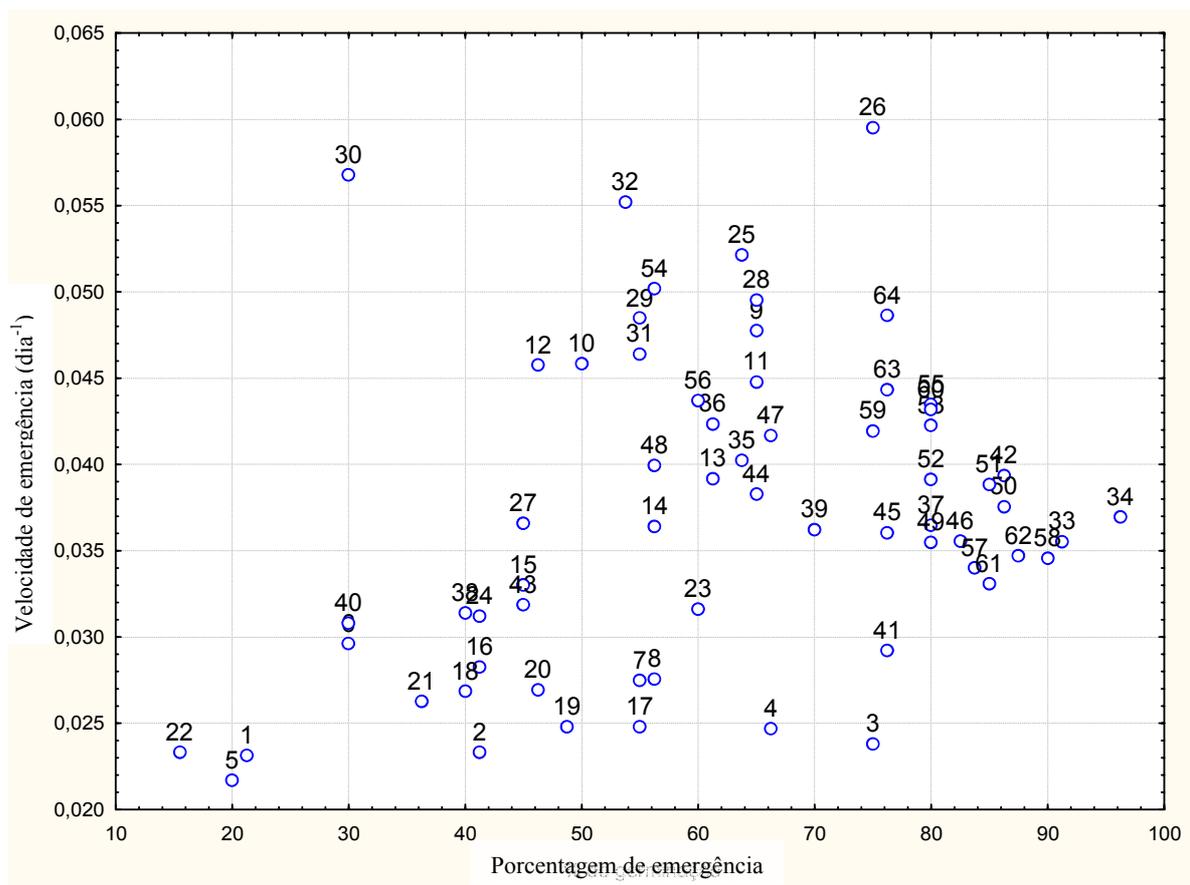


Figura 8: Gráfico de dispersão para a velocidade e porcentagem de emergência de plântulas de *Sapindus saponaria* (configurações Tabela 13).

Com o objetivo de definir os grupos capazes de representar o conjunto de dados analisado foi feita uma análise de agrupamentos (Figura 9) e assim, identificar as configurações que apresentaram resultados mais próximos.

As médias entre as réplicas para as duas variáveis (porcentagem e velocidade de emergência) foram calculadas, considerando cada uma das configurações, e são mostradas na Tabela 13.

Tabela 13: Valores médios de porcentagem e velocidade de emergência (dia^{-1}) para cada uma das configurações analisadas.

| Config. | T. Água (%) | Ambiente | Embalagem | Período | Luminosidade | Substrato | % de Emergência | Veloc. de Emergência |
|---------|-------------|-------------|-----------------|----------|--------------|---------------|-----------------|----------------------|
| 1 | 51 | Laboratório | Saco plástico | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 21,25 | 0,0231 |
| 2 | 51 | Laboratório | Saco plástico | 12 meses | Sombra | Solo+Serragem | 41,25 | 0,0233 |
| 3 | 51 | Laboratório | Saco de Algodão | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 75,00 | 0,0238 |
| 4 | 51 | Laboratório | Saco de Algodão | 12 meses | Sombra | Solo+Serragem | 66,25 | 0,0247 |
| 5 | 51 | Laboratório | Saco Plástico | 12 meses | Sol | Vermiculita | 20,00 | 0,0217 |
| 6 | 51 | Laboratório | Saco Plástico | 12 meses | Sol | Solo+Serragem | 30,00 | 0,0296 |
| 7 | 51 | Laboratório | Saco de Algodão | 12 meses | Sol | Vermiculita | 55,00 | 0,0275 |
| 8 | 51 | Laboratório | Saco de Algodão | 12 meses | Sol | Solo+Serragem | 56,25 | 0,0276 |
| 9 | 51 | Laboratório | Saco Plástico | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 65,00 | 0,0478 |
| 10 | 51 | Laboratório | Saco Plástico | 6 meses | Sombra | Solo+Serragem | 50,00 | 0,0458 |
| 11 | 51 | Laboratório | Saco de Algodão | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 65,00 | 0,0448 |
| 12 | 51 | Laboratório | Saco de Algodão | 6 meses | Sombra | Solo+Serragem | 46,25 | 0,0458 |
| 13 | 51 | Laboratório | Saco plástico | 6 meses | Sol | Vermiculita | 61,25 | 0,0392 |
| 14 | 51 | Laboratório | Saco plástico | 6 meses | Sol | Solo+Serragem | 56,25 | 0,0364 |
| 15 | 51 | Laboratório | Saco de Algodão | 6 meses | Sol | Vermiculita | 45,00 | 0,0330 |
| 16 | 51 | Laboratório | Saco de Algodão | 6 meses | Sol | Solo+Serragem | 41,25 | 0,0283 |
| 17 | 51 | Câmara fria | Saco plástico | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 55,00 | 0,0248 |
| 18 | 51 | Câmara fria | Saco plástico | 12 meses | Sombra | Solo+Serragem | 40,00 | 0,0269 |
| 19 | 51 | Câmara fria | Saco de Algodão | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 48,75 | 0,0248 |
| 20 | 51 | Câmara fria | Saco de Algodão | 12 meses | Sombra | Solo+Serragem | 46,25 | 0,0269 |
| 21 | 51 | Câmara fria | Saco Plástico | 12 meses | Sol | Vermiculita | 36,25 | 0,0263 |
| 22 | 51 | Câmara fria | Saco Plástico | 12 meses | Sol | Solo+Serragem | 15,50 | 0,0233 |
| 23 | 51 | Câmara fria | Saco de Algodão | 12 meses | Sol | Vermiculita | 60,00 | 0,0316 |
| 24 | 51 | Câmara fria | Saco de Algodão | 12 meses | Sol | Solo+Serragem | 41,25 | 0,0312 |
| 25 | 51 | Câmara fria | Saco Plástico | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 63,75 | 0,0522 |
| 26 | 51 | Câmara fria | Saco Plástico | 6 meses | Sombra | Solo+Serragem | 75,00 | 0,0595 |
| 27 | 51 | Câmara fria | Saco de Algodão | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 45,00 | 0,0366 |
| 28 | 51 | Câmara fria | Saco de Algodão | 6 meses | Sombra | Solo+Serragem | 65,00 | 0,0495 |
| 29 | 51 | Câmara fria | Saco plástico | 6 meses | Sol | Vermiculita | 55,00 | 0,0485 |
| 30 | 51 | Câmara fria | Saco plástico | 6 meses | Sol | Solo+Serragem | 30,00 | 0,0568 |
| 31 | 51 | Câmara fria | Saco de Algodão | 6 meses | Sol | Vermiculita | 55,00 | 0,0464 |
| 32 | 51 | Câmara fria | Saco de Algodão | 6 meses | Sol | Solo+Serragem | 53,75 | 0,0552 |
| 33 | 15 | Laboratório | Saco plástico | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 91,25 | 0,0355 |
| 34 | 15 | Laboratório | Saco plástico | 12 meses | Sombra | Solo+Serragem | 96,25 | 0,0370 |
| 35 | 15 | Laboratório | Saco de Algodão | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 63,75 | 0,0403 |
| 36 | 15 | Laboratório | Saco de Algodão | 12 meses | Sombra | Solo+Serragem | 61,25 | 0,0424 |
| 37 | 15 | Laboratório | Saco Plástico | 12 meses | Sol | Vermiculita | 80,00 | 0,0365 |
| 38 | 15 | Laboratório | Saco Plástico | 12 meses | Sol | Solo+Serragem | 40,00 | 0,0314 |
| 39 | 15 | Laboratório | Saco de Algodão | 12 meses | Sol | Vermiculita | 70,00 | 0,0362 |
| 40 | 15 | Laboratório | Saco de Algodão | 12 meses | Sol | Solo+Serragem | 30,00 | 0,0308 |
| 41 | 15 | Laboratório | Saco Plástico | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 76,25 | 0,0292 |
| 42 | 15 | Laboratório | Saco Plástico | 6 meses | Sombra | Solo+Serragem | 86,25 | 0,0394 |
| 43 | 15 | Laboratório | Saco de Algodão | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 45,00 | 0,0319 |
| 44 | 15 | Laboratório | Saco de Algodão | 6 meses | Sombra | Solo+Serragem | 65,00 | 0,0383 |
| 45 | 15 | Laboratório | Saco plástico | 6 meses | Sol | Vermiculita | 76,25 | 0,0361 |
| 46 | 15 | Laboratório | Saco plástico | 6 meses | Sol | Solo+Serragem | 82,50 | 0,0356 |
| 47 | 15 | Laboratório | Saco de Algodão | 6 meses | Sol | Vermiculita | 66,25 | 0,0417 |
| 48 | 15 | Laboratório | Saco de Algodão | 6 meses | Sol | Solo+Serragem | 56,25 | 0,0400 |
| 49 | 15 | Câmara fria | Saco plástico | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 80,00 | 0,0355 |
| 50 | 15 | Câmara fria | Saco plástico | 12 meses | Sombra | Solo+Serragem | 86,25 | 0,0376 |
| 51 | 15 | Câmara fria | Saco de Algodão | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 85,00 | 0,0389 |
| 52 | 15 | Câmara fria | Saco de Algodão | 12 meses | Sombra | Solo+Serragem | 80,00 | 0,0391 |
| 53 | 15 | Câmara fria | Saco Plástico | 12 meses | Sol | Vermiculita | 80,00 | 0,0423 |
| 54 | 15 | Câmara fria | Saco Plástico | 12 meses | Sol | Solo+Serragem | 56,25 | 0,0502 |
| 55 | 15 | Câmara fria | Saco de Algodão | 12 meses | Sol | Vermiculita | 80,00 | 0,0435 |
| 56 | 15 | Câmara fria | Saco de Algodão | 12 meses | Sol | Solo+Serragem | 60,00 | 0,0437 |
| 57 | 15 | Câmara fria | Saco Plástico | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 83,75 | 0,0340 |
| 58 | 15 | Câmara fria | Saco Plástico | 6 meses | Sombra | Solo+Serragem | 90,00 | 0,0346 |
| 59 | 15 | Câmara fria | Saco de Algodão | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 75,00 | 0,0420 |
| 60 | 15 | Câmara fria | Saco de Algodão | 6 meses | Sombra | Solo+Serragem | 80,00 | 0,0432 |
| 61 | 15 | Câmara fria | Saco plástico | 6 meses | Sol | Vermiculita | 85,00 | 0,0331 |
| 62 | 15 | Câmara fria | Saco plástico | 6 meses | Sol | Solo+Serragem | 87,50 | 0,0347 |
| 63 | 15 | Câmara fria | Saco de Algodão | 6 meses | Sol | Vermiculita | 76,25 | 0,0443 |
| 64 | 15 | Câmara fria | Saco de Algodão | 6 meses | Sol | Solo+Serragem | 76,25 | 0,0486 |

Através da Figura 9 pode-se observar que, com um índice de similaridade próximo de 88,00 há a formação de quatro grupos.

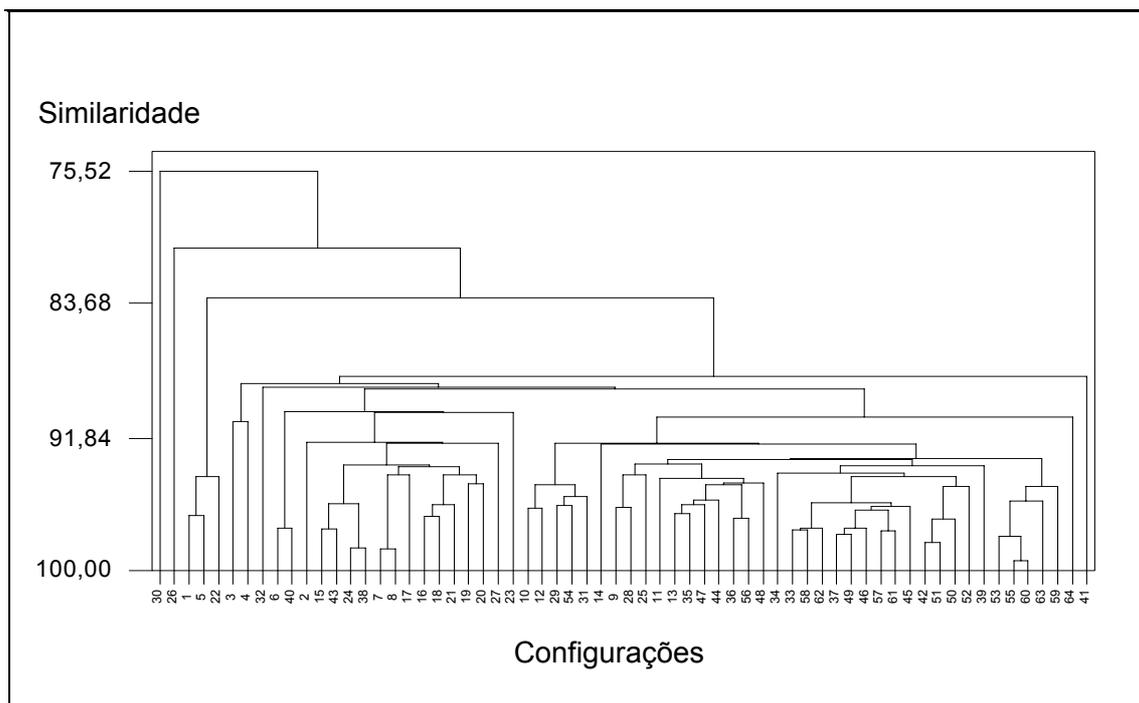


Figura 9: Dendrograma da análise de cluster para as 64 configurações analisadas

O grupo I, inclui a configuração de número 30, e engloba as sementes acondicionadas com 51% de água em saco plástico, armazenadas em câmara fria, por um período de seis meses e colocadas para germinar em solo+serragem e no sol. Nesta configuração estão as plantas que emergiram rapidamente porém, em menor número (Tabela 14).

Tabela 14: Valores médios de porcentagem e velocidade de emergência (dia^{-1}) de plântulas de sabão-de-soldado que fazem parte do grupo I.

| Config. | T. Água (%) | Ambiente | Embalagem | Período | Luminosidade | Substrato | % de Emergência | Veloc. de Emergência |
|---------|-------------|-------------|---------------|---------|--------------|---------------|-----------------|----------------------|
| 30 | 51 | Câmara Fria | Saco Plástico | 6 meses | sol | Solo+Serragem | 30,00 | 0,0568 |

O grupo II, formado pela configuração 26, inclui sementes coletadas com 51% de água, armazenadas em câmara fria, acondicionadas em saco plástico, durante seis meses e as plântulas emergidas na sombra e em substrato composto por solo+serragem. Estas apresentam uma velocidade e porcentagem mais elevada que as do grupo I.

O grupo III é formado pelas configurações de números 1, 5 e 22. Estas configurações apresentam em comum o uso de sementes coletadas com 51% de água, o tipo de embalagem foi saco plástico e o período de armazenamento igual (12

meses) e foram registrados os menores valores de velocidade e porcentagem de emergência das plântulas (Tabela 15).

Tabela 15: Valores médios de porcentagem e velocidade de emergência (dia^{-1}) de plântulas de sabão-de-soldado que fazem parte do grupo III.

| Config. | T. Água (%) | Ambiente | Embalagem | Período | Luminosidade | Substrato | % de Emergência | Veloc. de Emergência |
|---------|-------------|-------------|---------------|----------|--------------|---------------|-----------------|----------------------|
| 1 | 51 | Laboratório | Saco plástico | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 21,25 | 0,0231 |
| 5 | 51 | Laboratório | Saco Plástico | 12 meses | Sol | Vermiculita | 20,00 | 0,0217 |
| 22 | 51 | Câmara fria | Saco Plástico | 12 meses | Sol | Solo+Serragem | 15,50 | 0,0233 |

O grupo IV, é composto pelas demais configurações. As plântulas apresentam porcentagem maior ou igual a 30,00 e velocidade de emergência inferior a 0,056, não podendo ser destacadas características comuns.

Observa-se pelos resultados das quatro análises que as sementes coletadas com 51% de água e armazenadas em ambiente de laboratório, acondicionadas em embalagens semipermeáveis (plástico) e impermeáveis (vidro), independente do período de armazenamento, da intensidade luminosa e do tipo de substrato utilizado apresentaram a menor velocidade e porcentagem de emergência.

Como visto, a maturidade fisiológica da semente no momento da coleta é um dos fatores mais importantes para a sua correta utilização, seja para uma semeadura imediata ou para o armazenamento. Escolheu-se para este estudo as sementes que apresentavam como parâmetros de maturidade a coloração dos frutos e o teor de água das sementes, como realizado por Corvello et al. (1999) com sementes de cedro e por Nkang (2002) com sementes de *Erythrina caffra* e *Guilfoylia monostylis*. A coloração de sementes de craveiro-da-índia também mostrou ser um bom indicador da época de coleta, sendo que sementes escuras, foram consideradas maduras e mostraram superioridade na germinação e velocidade de emergência (Maeda et al., 1990). No entanto, para sementes de sabão-de-soldado, coletadas com 51% de água, provenientes de frutos com coloração verde-amarelada, as condições e o período de armazenamento empregados não foram adequados, assim como constataram Catunda et al. (2003), armazenando sementes de maracujá com elevados teores de água.

Segundo Tekrony et al. (1979), quando o conteúdo de água está por volta de 50-60%, considera-se que as sementes ortodoxas de espécies cultivadas estão na maturidade fisiológica e estas exibem máxima viabilidade e vigor. Além disso, a habilidade do embrião germinar desenvolve-se cedo, se a semente for removida do fruto prematuramente, mesmo antes do acúmulo do peso seco máximo, no entanto, neste estágio, as sementes podem não sobreviver à desidratação ou à dessecação (Castro et al., 2004). A tolerância à dessecação também é acompanhada pela

alteração na composição química das sementes (Nkang, 1988). Para Blackman et al. (1992), a maturidade fisiológica e a aquisição da tolerância à dessecação em sementes ortodoxas está relacionada com o acúmulo de carboidratos como a sacarose e oligossacarídeos, o que só é efetivo em quantidades relativamente altas, isto é, 10 a 20% do peso seco (Hoekstra et al., 1989).

O que se percebe neste estudo é que sementes de sabão-de-soldado não tinham atingido a maturidade fisiológica com 51% de água e não tinham adquirido tolerância à dessecação, embora apresentassem elevados teores de carboidratos (Tabela 16). Mesmo que estas tivessem adquirido habilidade de germinar, as condições de ambiente de laboratório, sem controle de temperatura e umidade relativa e em embalagens semipermeáveis ou impermeáveis, fizeram com que intensificasse o metabolismo das sementes pelo aumento da respiração e, nestas condições, a deterioração das sementes pode ter sido intensificada por reações peroxidativas, que têm início com a geração espontânea de radicais livres, por auto-oxidação ou catalisada por enzimas oxidativas (McDonald, 1999). Estas reações provocam a perda da integridade do sistema de membranas e com isto, desregula o fluxo de íons e metabólitos entre os compartimentos celulares. Além disso, a perda de água para atingir o equilíbrio higroscópico durante o período de armazenamento também pode ter danificado as membranas e outros constituintes celulares, culminando com a perda ou diminuição da viabilidade e/ou vigor. Além dessas considerações, vale ressaltar que com este valor de água, existe uma enorme dificuldade de se retirar as sementes dos frutos, processo este que pode dificultar e aumentar os custos da produção de mudas.

Tabela 16: Composição química de sementes de sabão de soldado (*Sapindus saponaria*) coletadas com 51 e 15 % de água expressa através da proteína (PB), carboidratos (fibra em detergente neutro - FDN) e lipídios (extrato etéreo - EE) com base em peso de matéria seca.

| T. Água (%) | % MS | % PB | % FDN | % EE |
|-------------|--------------|-------------|--------------|-------------|
| 51 | 93,73 (0,05) | 8,48 (0,12) | 70,56 (0,08) | 8,13 (0,04) |
| 15 | 95,83 (0,07) | 8,73 (0,82) | 73,96 (1,98) | 7,60 (0,12) |

Obs: Os números entre parênteses indicam o desvio padrão.

Por outro lado, os melhores resultados obtidos para porcentagem e velocidade de emergência foram obtidos quando as sementes foram coletadas com 15% de água, foram acondicionadas em sacos de papel e armazenadas em câmara fria, o que nos leva a crer que estas sementes apresentam características de sementes ortodoxas,

não perdendo sua viabilidade mesmo passando por um decréscimo elevado no conteúdo de água (de 51 para 15%) e podendo ser armazenadas sob baixa temperatura.

CONCLUSÕES

Há interferência na viabilidade e no vigor de sementes de *Sapindus saponaria* em função do teor de água, condições de armazenamento, substrato e luminosidade.

A viabilidade e o vigor são mantidos durante pelo menos 12 meses quando as sementes são coletadas com 15% de água, acondicionadas em embalagens semipermeáveis ou permeáveis e armazenadas em câmara fria.

O uso de 65% de sombreamento artificial, de substrato agrícola e de solo de cerrado+serragem propicia maiores valores de porcentagem e velocidade de emergência.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AIAZZI, M.T.; ARGUELLA, J.A.; DI RIENZO, J.A. Physiological maturity in seeds of *Atriplex cordobensis* (Gandoger et Stuckert): correlation with visual indicators. **Seed Science & Technology**, v.26, p.405-411, 1998.

ALBUQUERQUE, M.C.F.; RODRIGUES, T.J.D.; MINOHARA, L.; TEBALDI, N. & SILVA, L.M.M. Influência da temperatura e do substrato na germinação de sementes de saguaraji (*Colubrina glandulosa* Perk. – Rhamnaceae). **Revista Brasileira de Sementes**, v. 20, n. 2, p.346-349, 1998.

ALVES, E.U.; PAULA, R.C.; OLIVEIRA, A.P.; BRUNO, R.L.A. & DINIZ, A.A. Germinação de sementes de *Mimosa caesalpiniaefolia* Benth. Em diferentes substratos e temperaturas. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 24, n. 1, p.169-178, 2002.

ANDRADE, A.C.S.; PEREIRA, T.S. Comportamento de armazenamento de sementes de palmitero (*Euterpe edulis* Mart.). **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.32, n.10, p.987-991, 1997.

ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTS. A. O. A. C. Official Methods of Analysis. 15. ed. Virginia. 1990.1298p. v.2.

BARBOSA, A.R.; YAMAMOTO, K.; VALIO, I.F.M. Effect of light and temperature on germination and early growth of *Vochysia tucanorum* Mart., Vochysiaceae, in cerrado and forest soil under different radiation levels. **Revista Brasileira de Botânica**, v.22, n.2, p.275-280, 1999.

BARBOSA, J.M.; BARBOSA, L.M.; PINTO, M.M. & AGUIAR, I.B. Efeito do substrato, temperatura e luminosidade na germinação de sementes de quaresmeira. **Revista Brasileira de Sementes**, v.10, n.3, p.69-77, 1988.

BARBOSA, J.M.; SANTOS, S.R.G.; BARBOSA, L.M.; SILVA, T.S.; PISCIOTTANO, W. A.; ASPERTI, L.M. Desenvolvimento floral e maturação de sementes da *Tabebuia avellanadae* Lorentz Ex Griseb. **Ecossistema**, v.17, p.5-11, 1992.

BARROSO, D.G.; CARNEIRO, J.G.A.; MARINHO, C.S.; LELES, P.S.S.; NEVES, J.C.L.; CARVALHO, A.J.C. Efeitos da adubação em mudas de sabiá (*Mimosa caesalpiniaefolia* Benth.) e aroeira (*Schinus terebinthifolius* Raddi) produzidas em substrato constituído por resíduos agroindustriais. **Revista Árvore**, v.22, n.4, p.433-441, 1998.

BAUDET, L. Armazenamento de Sementes. In: PESKE, S.T.; ROSENTHAL, M.D.; ROTA, G.M. (Eds). **Sementes: fundamentos científicos e tecnológicos**. Pelotas: Gráfica Universitária-UFPel, 2003, p.369-418.

BEWLEY, J.D.; BLACK, M. **Seeds: physiology of development and germination**. 2. ed. New York and London: Plenum Press, 1994, 445p.

BILIA, D. A. C.; BARBEDO, C. J.; MALUF, A. M. Germinação de diásporos de canela (*Ocotea corymbosa* (Meissn.) Mez – Lauraceae) em função da temperatura, do substrato e da dormência. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 20, n. 1, p. 189-194, 1998a.

BILIA, D.A.C.; FILHO, J.M.; NOVENBRE, A.D.L.C. Conservação da qualidade fisiológica de sementes de *Inga uruguensis* Hook. et Arn. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 20, n. 1, p. 48-54, 1998b.

BLACKMAN, S.A.; OBENDORF, R.; LEOPOLD, A.C. Maturation proteins and sugars in desiccation tolerance of developing soybean seeds. **Plant Physiology**, v.100, p.225-230, 1992.

BORGES, E.E.L.; MORAES, G.H.K.; CÂNDIDO, J.F.; REIS, F.P. & SILVA, D. Mobilização de reservas em sementes de angico-vermelho (*Piptadenia peregrina* Benth.) e armazenamento em diferentes recipientes e condições de ambiente. **Revista Árvore**, v.15, n.2, p.126-136, 1991.

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. **Regras para análise de sementes**. Brasília: SNDA/DNDV/CLAV, 1992. 365 p.

BUCKERIDGE, M.S.; AIDAR, M.P.M.; SANTOS, H.P.; TINÉ, M.A.S. Acúmulo de reservas. In: FERREIRA, A.G.; BORGHETTI, F. (Orgs.). **Germinação: do básico ao aplicado**. Porto Alegre: Artmed, 2004. 323p.

CABRAL, E.L.; BARBOSA, D.C.A.; SIMABUKURO, E.A. Armazenamento e germinação de sementes de *Tabebuia aurea* (Manso) Benth. & Hook. F. Ex. S. Moore. **Acta Botânica Brasílica**, v.17, n.4, p.609-617, 2003.

CAPELANES, T.M.C.; BIELLA, L.C. Programa de produção e tecnologia de sementes de espécies florestais nativas desenvolvido pela Companhia Energética de São Paulo – CESP. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO SOBRE TECNOLOGIA DE SEMENTES FLORESTAIS, 1984, Belo Horizonte. **Anais...** Belo Horizonte: ABRATES, 1985. p.85-107.

CARNEIRO, J. G. A.; AGUIAR, I. B. Armazenamento de sementes. In: AGUIAR, I. B.; PIÑA-RODRIGUES, F. C. M.; FIGLIOLIA, M. B. (Coord.). **Sementes florestais tropicais**. Brasília: ABRATES, 1993. p. 333-350.

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

CARVALHO FILHO, J.L.S.; ARRIGONI-BLANK, M.F.; BLANK, A.F.; NETO, A.L.S.; AMÂNCIO, V.F. Produção de mudas de *Cassia grandis* L. em diferentes ambientes, recipientes e misturas de substratos. **Revista Ceres**, v.49, n.284, p.341-352, 2002.

CASTRO, E.M.; ALVARENGA, A.A.; GOMIDE, M.B.; GEISENHOF, L.O. Efeito de substratos na produção de mudas de calabura (*Muntingia calabura* L.). **Ciência e Agrotecnologia**, v.20, n.3, p.366-370, 1996.

CASTRO, R.D.; BRADFORD, K.J.; HILHORST, H.W.M. Desenvolvimento de sementes e conteúdo de água. In: FERREIRA, A.G.; BORGHETTI, F. (Orgs.). **Germinação: do básico ao aplicado**. Porto Alegre: Artmed, 2004. 323p.

CATUNDA, P.H.A.; VIEIRA, H.D.; SILVA, R.F.; POSSE, S.C.P. Influência do teor de água, da embalagem e das condições de armazenamento na qualidade de sementes de maracujá amarelo. **Revista Brasileira de Sementes**, v.25, n.1, p.65-71, 2003.

CORVELLO, W.B.V.; VILLELA, F.A.; NEDEL, J.L.; PESKE, S.T. Maturação fisiológica de sementes de cedro (*Cedrela fissilis* Vell.). **Revista Brasileira de Sementes**, v.21, n.2, p.23-27, 1999.

FARIA, R.T.; REGO, L.V.; BERNARDI, A.; MOLINARI, H. Performance of different genotypes of Brazilian orchid cultivation in alternative substrates. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v.44, n.4, p.337-342, 2001.

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.

FONSECA, C.E.L.; CONDÉ, R.C.C.; SILVA, J.A. Influência da profundidade de semeadura e da luminosidade na germinação de sementes de mangaba (*Hancornia speciosa* Gom.). **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.29, n.4, p.661-666, 1994a.

FONSECA, C.E.L.; FIGUEIREDO, S.A.; SILVA, J.A. Influência da profundidade de semeadura e da luminosidade na germinação de sementes de baru (*Dipteryx alata* Vog.). **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.29, n.4, p.653-659, 1994b.

GARCIA, A.; VIEIRA, R.D. Germinação, armazenamento e tratamento fungicida de sementes de seringueira (*Hevea brasiliensis* Muell. Arg.). **Revista Brasileira de Sementes**, v.16, n.2, p.178-183, 1994.

GONÇALVES, A.L. Substratos para produção de mudas de plantas ornamentais. In: MINAMI, K. (Org.). **Produção de mudas de alta qualidade em horticultura**. São Paulo: T.A. Queiroz, 1995. p. 107-115.

GUARIM NETO, G.; SANTANA, S.R.; SILVA, J.V.B. Notas etnobotânicas de espécies de Sapindaceae Jussieu. **Acta Botânica Brasílica**, v.14, n.3, p.327-334, 2000.

HOEKSTRA, F.A.; CROWE, L.M.; CROWE, J.H. Differential desiccation sensitivity of corn and *Pennisetum* pollen linked to their sucrose content. **Plant Cell Environment**, v.15, p.83-91, 1989.

LABOURIAU, L.G. **A germinação das sementes**. Washington, D.C. Secretaria Geral da Organização dos Estados Americanos. 1983, 175p.

LEDO, A.S.; MEDEIROS FILHO, S.; LEDO, F.J.S.; ARAÚJO, E.C. Efeito do tamanho da semente, do substrato e pré-tratamento na germinação de sementes de pupunha. **Ciência Agrônoma**, v.33, n.1, p.29-32, 2002.

LEMOS, T.L.G.; MENDES, A.L.; SOUSA, M.P.; BRAZ FILHO, R. New saponin from *Sapindus saponaria*. **Fitoterapia**, v.63, n.6, p.515-517, 1992.

LEMOS FILHO, J.P.L.; DUARTE, R.J. Germinação e longevidade das sementes de *Swietenia macrophylla* King – Mogno (Meliaceae). **Revista Árvore**, v.25, n.1, p.125-130, 2001.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras**: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas do Brasil. Nova Odessa: Plantarum, 1992. 368 p.

MAEDA, J.A.; BOVI, M.L.A.; BOVI, O.A.; LAGO, A.A. Craveiro-da-Índia: características físicas das sementes e seus efeitos na germinação e desenvolvimento vegetativo. **Bragantia**, v.49, n.1, p.23-36, 1990.

MALUF, A.M.; PASSOS, R.; BILIA, D.A.C.; BARBEDO, C.J. Longevidade e germinação dos diásporos de *Ocotea corymbosa* (Meissn.) Mez. **Scientia Agrícola**, v.57, n.1, p.39-44, 2000.

MARCOS FILHO, J. Testes de vigor: importância e utilização. In: KRZYŻANOWSKI, F.C.; VIEIRA, R.D.; FRANÇA NETO, J.B. (Coord.). **Vigor de sementes**: conceitos e testes. Londrina: ABRATES, 1999. p.1-21.

MARQUES, A.S.J.; VARELA, V.P.; MELO, Z.L.O. Influência da cobertura e do sombreamento do canteiro na germinação e desenvolvimento inicial de plântulas de pau-rosa (*Aniba rosaeodora*). **Acta Amazônica**, v.29, n.2, p.303-312, 1999.

McDONALD, M.B. Seed deterioration: physiology, repair and assessment. **Seed Science and Technology**, Zurich, v.27, p.177-237, 1999.

MEDEIROS, A.C.S. Armazenamento de sementes de espécies florestais de mata atlântica. In: VIBRANS, A.C.; GALVÃO, P. (coord.). **Curso de manejo e conservação de sementes de espécies arbóreas da Mata Atlântica**: Região Sul, 1. Blumenau: URB/FURB/EMBRAPA, 2000. p. 48-59.

MELO, J.T., SILVA, J.A.; TORRES, R.A.A.; SILVEIRA, C.E.S.; CALDAS, L.S. Coleta, propagação e desenvolvimento inicial de espécies de cerrado. In: SANO, S.M.;

ALMEIDA, S.P. (Eds.). **Cerrado**: ambiente e flora. Planaltina, DF: Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária, 1998. p. 195-243.

NAKAGAWA, J. Teste de vigor baseado na avaliação de plântulas. In: VIEIRA, R. D., CARVALHO, N. M. **Testes de vigor em sementes**. Jaboticabal: FUNEP, 1994. 164 p.

NKANG, A. Carbohydrate composition during seed development and germination in two sub-tropical rainforest tree species (*Erythrina caffra* and *Guilfoylia monostylis*). **Journal of Plant Physiology**, v.159, p.473-483, 2002.

NKANG, A. Some aspects of the biochemical basis of biability loss in stored *Guilfoylia monostylis* seeds. **Seed Science and Technology**, v.16, p.247-260, 1988.

NOGUEIRA, A.C.; VAZ, E.T. Influência da profundidade de sementeira na germinação e desenvolvimento inicial de *Dipteryx alata* Vog. In: CONGRESSO FLORESTAL PANAMERICANO, 1.; CONGRESSO FLORESTAL BRASILEIRO, 7., 1993. Curitiba. **Anais...** Curitiba: Sociedade Brasileira de Silvicultura/Sociedade Brasileira de Engenheiros Florestais, 1993, v.2. p.429-431.

PAOLI, A.A.S.; SANTOS, M.R.O. Caracterização morfológica de frutos, sementes e plântulas de *Sapindus saponaria* L. (Sapindaceae). **Revista Brasileira de Sementes**, v.20, n.2, p.385-391, 1998.

PEREZ, S.C.J.G.A.; FANTI, S.C.; CASALI, C.A. Influencia do armazenamento, substrato, envelhecimento precoce e profundidade de sementeira na germinação de canafístula. **Bragantia**, v.58, n.1, p.57-68, 1999.

PIÑA-RODRIGUES, F. C. M. Maturação fisiológica de sementes de espécies florestais. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO SOBRE TECNOLOGIA DE SEMENTES FLORESTAIS, 1985, Belo Horizonte. **Anais...** Belo Horizonte: ABRATES, 1985. p. 217-239.

PINTO, A.M.; INOUE, M.T.; NOGUEIRA, A.C. Conservação e vigor de sementes de pau-de-balsa (*Ochroma pyramidale*). **Acta Amazônica**, v.34, n.2, p.233-236, 2004.

REYES, A. E. L. **Árvores medicinais**. Disponível em:

<<http://www.esalq.usp.br/trilhas/medicina/>>. Acesso em: 14 ago. 2000.

SANTOS, M.R.O. ; ASPERTI, L.M.; SANTOS JUNIOR, N.A. Germinação de cedro (*Cedrella fissilis* Vell. - Meliaceae) em diferentes substratos, na análise de sementes e na produção de mudas. **Informativo ABRATES**, v.7, n.1/2, p.212, 1997.

SANTOS, S.R.G.; AGUIAR, I.B. Germinação de sementes de branquilha (*Sebastiania commersoniana* (Baill.) Smith & Downs) em função do substrato e do regime de temperatura. **Revista Brasileira de Sementes**, v.22, n.1, p.120-126, 2000.

SAMÔR, O.J.M.; CANEIRO, J.G. A. BARROSO, D.G. & LELES, P.S.S. Qualidade de mudas de angico e sesbânia, produzidas em diferentes recipientes e substratos. **Revista Árvore**, v.26, n.2, p.209-215, 2002.

SCHMITZ, J.A.K.; SOUZA, P.V.D.; KAMPF, A.N. Propriedades químicas e físicas de substratos de origem mineral e orgânica para o cultivo de mudas em recipientes. **Ciência Rural**, v.32, n.6, p. 937-944, 2002.

SHEWRY, P.R.; CASEY, R. Seed protein. In: SHEWRY, P.R.; CASEY, R. **Seed Protein**. Dordrecht: Kluwer Academic Publ.,1999. 883p.

SILVA, D.J. **Análise de alimentos: métodos químicos e biológicos**. Viçosa: UFV, 2002. 235p.

SILVEIRA, M.A.M.; VILLELA, F.A.; TILLMANN, M.A.A. Maturação fisiológica de sementes de calêndula (*Calendula officinalis* L.). **Revista Brasileira de Sementes**, v.24, n.2, p.31-37, 2002.

SOUZA, G.B.; NOGUEIRA, A. R.A.; SUMI, L.M.; BATISTA, L.A.R. **Método alternativo para a determinação de fibra em detergente neutro e detergente ácido**. São Carlos: EMBRAPA-CPPSE, 1999. 21p. (Boletim de Pesquisa n. 4)

SOUZA, S.M.; LIMA, P.C.F. Maturação de sementes de angico (*Anadenanthera macrocarpa* (Benth) Brenan). **Revista Brasileira de Sementes**, v.7, n.2, p.93-99, 1985.

SPITZER, V. Fatty acid composition of some seed oils of the sapindaceae. **Phytochemistry**, v.42, n.5, p.1357-1360, 1996.

TEKRONY, D.M.; EGLI, D.B.; BALLE, J.; PFELFFER, T.; FELLOWS, R.J. Physiological maturity in soybeans. **Agronomy Journal**, v.71, p.171-175, 1979.

VÁLIO, I.F.M.; SCARPA, F.M. Germination of seeds of tropical pioneer species under controlled and natural conditions. **Revista Brasileira de Botânica**, v.24, n.1, p.79-84, 2001.

VAZQUEZ-YANES, C.; OROSCO-SEGOVIA, A. Patterns of seed longevity and germination in the tropical rainforest. **Annual Review of Ecology and Systematics**, v.24, p.69-87, 1993.

VILLELA, F.A.; PERES, W.B. Coleta, beneficiamento e armazenamento. In: FERREIRA, A.G.; BORGHETTI, F. (Orgs.). **Germinação: do básico ao aplicado**. Porto Alegre: Artmed, 2004. p. 265-281.

VON BULOW, J.F.W.; CARMONA, R.; PARENTE, T.V. Armazenamento e tratamento de sementes de pitanga-vermelha-do-cerrado (*Eugenia calycina*). **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.29, n.6, p.961-970, 1994.

ZANON, A.; RAMOS, A. Armazenamento de sementes de espécies florestais. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO SOBRE TECNOLOGIA DE SEMENTES FLORESTAIS, 1985, Belo Horizonte. **Anais...** Belo Horizonte: ABRATES, 1985. p.285-316.

CAPÍTULO IV

EFEITO DO TEOR DE ÁGUA DAS SEMENTES, CONDIÇÕES DE ARMAZENAMENTO,
SUBSTRATOS E SOMBREAMENTO NA PRODUÇÃO DE MUDAS DE *Sapindus saponaria* L.
- SAPINDACEAE.

RESUMO: Este estudo teve por objetivo acrescentar informações sobre a produção de mudas de *Sapindus saponaria* (sabão-de-soldado), com a avaliação do crescimento das mudas em viveiro, sob diferentes substratos e condições de luminosidade, provenientes de sementes coletadas em diferentes épocas e armazenadas em diferentes condições. As sementes foram coletadas em duas épocas, com base na coloração dos frutos e apresentavam 51 e 15% de água, respectivamente. Estas foram acondicionadas em diferentes embalagens (vidro, saco de papel, saco plástico e saco de algodão) e armazenadas durante seis e doze meses em diferentes ambientes (laboratório e câmara fria). Após o armazenamento foram semeadas em sacos plásticos preenchidos com diferentes substratos (areia + solo, substrato agrícola, vermiculita e solo de cerrado + serragem) e condições de luminosidade (com e sem sombreamento), avaliando-se o crescimento das plantas após 270 dias da semeadura. Realizou-se a análise de componentes principais, análise gráfica e de agrupamentos (cluster). Os dados indicaram que as plantas apresentaram um maior crescimento sob 65% de sombreamento e em substrato agrícola, provenientes de sementes coletadas com 51% de água. As condições de armazenamento propiciaram a redução do teor de água para valores em torno de 20% e influenciou positivamente o crescimento das mudas.

ABSTRACT: The aim of this work was to add informations about the best conditions for *Sapindus saponaria* plants growth, evaluated inside greenhouse, under different substratum and ligh conditions. These plants were emerged from seeds harvested at two periods. The seeds were colected, considering the fruit color, presenting 51 and 15% of moisture level. The seeds were stored during six and twelve months, at differents containners (glass, paper, plastic and cotton bags) and enviroment (room conditions and cool chamber). After the storage period the seeds were snowed in plastic bags, with different substratum (sand plus soil, agricultural substratum, vermiculita, cerrado soil plus sawdust) and light conditions (with and without artificial shadding). Plant growth were evaluated 270 days after snowing. The mainly components, graphics and cluster analysis were done. The data recorded indicatet that the best way to plant growth was: under 65% of artificial shadding, using agricultural substratum, including seedlings emerged from seeds colected with 51% of moisture. The storage conditions produced a reduction on the moisture level, to about 20%, at the snowing time and so affected positively the plant growth.

INTRODUÇÃO

Em um empreendimento florestal de revegetação de áreas degradadas, um dos pontos básicos refere-se à obtenção de mudas. Dentre os fatores abióticos, a luz, a temperatura, a umidade e o substrato são os que mais interferem no crescimento das plântulas. Na estrutura vertical de uma floresta, da copa ao sub-bosque, tanto a quantidade como a qualidade da luz sofrem alterações antes de atingirem as plantas. Nestas condições, para compensar as reduções na quantidade e alterações na qualidade da luz, as plântulas tendem a ampliar a eficiência da captura de luz, com o aumento da razão clorofila b/a, aumento da razão de área foliar e redução da razão raiz/parte aérea (Melo et al., 2004).

Os substratos para a produção de mudas podem ser definidos como um meio adequado para sua sustentação e retenção das quantidades necessárias de água, oxigênio e nutrientes, pH compatível, ausência de elementos químicos em níveis tóxicos e condutividade elétrica adequada (Trigueiro & Guerrini, 2003).

Apesar do êxito das plantações florestais depender em grande parte das mudas utilizadas, a escolha dos parâmetros que avaliam a sua qualidade ainda não está definida e padronizada, além de sua mensuração não ser uma medida operacional na maioria dos viveiros (Gomes et al., 2002). Os parâmetros morfológicos são os mais utilizados na determinação da qualidade das mudas, mais por causa da intuição por parte dos viveiristas, pois necessitam de uma definição tanto em relação às exigências quanto à sobrevivência e crescimento, determinadas pelas adversidades encontradas no campo após o plantio.

Como visto, os itens aqui apontados constituem importantes parâmetros a serem avaliados para maiores esclarecimentos sobre a produção de mudas de *Sapindus saponaria* visando propósitos econômicos e ecológicos.

REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

Dentre os fatores para a produção de mudas de boa qualidade deve-se considerar o vigor e a viabilidade das sementes, os tipos de recipientes, a composição dos substratos, as condições e o tempo de permanência das mudas nos viveiros.

Substrato e Recipiente

Vários componentes para os substratos são testados a fim de selecionar os mais adequados para a produção de mudas, principalmente para *Eucalyptus* sp. e *Pinus* sp., pois são espécies que apresentam um retorno econômico muito grande. Estes componentes podem ser classificados em dois grupos, sendo o primeiro constituído por turfa palhosa, turfa argilosa e subsolo e o segundo grupo por bagaço de cana, composto e carbonizado; casca de arroz e galhos de eucalipto carbonizados, folhas de eucalipto decompostas e vermiculita (Aguiar et al., 1992).

Neste contexto, vale ressaltar que as pesquisas sobre quais os melhores componentes e as proporções entre eles ainda são escassas para muitas espécies florestais. No entanto, quando se desconhece um substrato adequado para determinada espécie, recomenda-se o uso de solo, com a eliminação dos primeiros vinte centímetros, buscando minimizar a infestação de plantas invasoras, pragas e doenças. Para a maioria das espécies, observa-se que a textura do solo deve ser média, pois os muito arenosos não sustentam o sistema radicular e os muito argilosos, dificultam a drenagem e a aeração (Melo et al., 1998). Porém, a utilização de solo, lodo de esgoto e casca de pinus como substratos, comprovou que a presença de solo na composição do substrato foi dispensável para a produção de mudas de *Pinus taeda* (Maia, 1999). Por outro lado, os substratos contendo solo promoveram maior crescimento em massa, altura e diâmetro do xilopódio em mudas de imbuzeiro (*Spondias tuberosa* Arr. Cam.), conforme constatado por Cavalcante et al. (2002).

Além da utilização do solo como um dos componentes de um substrato propício para o desenvolvimento de mudas é interessante a utilização de matéria orgânica, que tem a capacidade de melhorar as características físicas e químicas, proporcionando alta capacidade de manutenção do pH, de retenção de ar e água; disponibilidade de nutrientes; diminuição da densidade o que acarreta em maior arejamento, melhor drenagem e crescimento das raízes e contribui substancialmente para o crescimento e desenvolvimento das plantas (Kramer & Boyer, 1995).

Vários materiais podem ser incorporados ao substrato como fonte de matéria orgânica: dejetos de bovinos, aves e suínos; restos de cultura, ramos, folhas e palhas

de café, feijão, milho, além de bagaços de cana e laranja, cascas de arroz, torta de mamona e de usina de açúcar. Recentemente têm-se intensificado os estudos para verificar a possibilidade de utilização de resíduos industriais como vinhaça, efluentes de curtume e de biodigestão, além de resíduos urbanos como lixo e principalmente o lodo de esgoto, como uma forma de minimizar o impacto desses materiais na natureza (Parron & Caus, 2001).

Segundo Silva et al. (1999) o lodo de esgoto além de possuir teores razoáveis de nutrientes, principalmente nitrogênio e fósforo, atua como condicionador das propriedades físico-químicas do solo. O lixo domiciliar urbano foi utilizado como condicionador em misturas com solo e turfa na produção de mudas de grevilha, produzindo incrementos significativos no crescimento da parte aérea (Grolli & Kampf, 1994).

A semeadura pode ser feita diretamente em recipientes com substrato ou em canteiros para posterior repicagem, o que pode ser considerado como uma desvantagem em alguns casos. Para a semeadura direta deve-se considerar o percentual de germinação e vigor que a espécie apresenta, pois quanto menor a qualidade das sementes maior deverá ser o número semeado por recipiente, para que se tenha eficiência na produção de mudas (Melo et al., 1998).

Para o local e recipientes de cultivo das mudas deve-se levar em consideração a necessidade e o tempo de permanência no viveiro das espécies que se deseja propagar. Os sacos pretos de polietileno e os tubetes de polipropileno são os mais utilizados para produção de mudas de espécies florestais, entretanto possuem vantagens e desvantagens que devem ser avaliadas para minimizar o custo de produção destas mudas (Carvalho Filho et al, 2002; Parron & Caus, 2001; Samôr et al., 2002).

Além dos recipientes citados acima, embalagens metálicas ainda são muito utilizadas, mas têm como inconveniente o apodrecimento de suas paredes; necessidade de grande quantidade de substrato e o enovelamento das raízes (Santarelli, 2001).

Luminosidade e Desenvolvimento das mudas

Além da água, a temperatura e as condições edáficas, a luz é um fator que tem grande importância no desenvolvimento inicial das plantas. Cada espécie tem exigências próprias para o seu desenvolvimento e a intensidade e qualidade de luz incidente em uma planta é especialmente importante como um mecanismo de regeneração de uma área (Poggiani et al., 1992).

O uso de sombreamento artificial em viveiro confere uma uniformidade de iluminação, permite isolar e quantificar o efeito da luz, além de avaliar a magnitude da necessidade de luz no crescimento de uma espécie (Aguiar & Barbedo, 1996).

De maneira geral, as plantas que crescem em ambientes sombreados são mais eficientes na utilização da luz para seu crescimento do que aquelas que crescem sem sombreamento. As espécies que têm a capacidade de se desenvolverem em condições de sombreamento possuem mecanismos fotossintéticos melhor adaptados a estas condições e são classificadas como tolerantes; por outro lado, algumas só conseguem desenvolver-se sob alta intensidade luminosa e são classificadas como intolerantes ou heliófitas (Poggiani et al., 1992).

A adaptação a baixas intensidades luminosas está ligada às características genéticas da planta, em interação com o ambiente, modificando a morfologia e fisiologia das folhas para um uso efetivo da radiação solar disponível (Moraes Neto et al., 2000)

Em revisão sobre espécies nativas, foi registrado que existe uma ampla diversidade de respostas das plantas à luminosidade, principalmente em relação ao desenvolvimento da parte aérea e ao percentual de sobrevivência das mudas (Scalon & Alvarenga, 1993).

Os parâmetros utilizados para se avaliar o desenvolvimento das mudas de espécies florestais em viveiros são diversos e esta avaliação torna-se importante pois prediz a sobrevivência destas mudas em campo. Geralmente, esta avaliação é feita com observações de partes da planta, localizadas acima do substrato. Embora exijam a destruição das plantas e não possam ser utilizados no local onde as plantas se desenvolvem, os métodos como o de pesagem de discos e fotocópias ainda são empregados para a obtenção da área foliar (Fonseca & Condé, 1994).

A área foliar é uma determinação usada para avaliar a tolerância das espécies à sombra (Alvarenga et al., 2003). No entanto, os parâmetros morfológicos e as relações (parte aérea/sistema radicular; parte aérea/diâmetro do coleto) utilizadas para avaliação da qualidade das mudas não devem ser utilizados isoladamente para classificar o padrão de qualidade das mudas, pois corre-se o risco de selecionar mudas mais altas, porém mais fracas e descartando-se as menores, mas com maior vigor (Fonseca et al., 2002). Além do mais, o padrão de qualidade varia de acordo com as espécies e para uma mesma espécie, há variações entre diferentes sítios ecológicos (Carneiro, 1995).

Como exemplo da existência da variabilidade de respostas das plantas ao fator luz, foi observado que mudas de *Clitoria fairchildiana* H. e de *Peltophorum dubium* se desenvolveram bem tanto a pleno sol como sob 30, 50 e 75% de sombreamento, no

entanto, por motivos de diminuição de custos na produção de mudas, o plantio pode ser feito sem o uso de sombreamento (Portela et al., 2001).

O crescimento inicial de mudas de *Bombacopsis glabra* sob condições de sombreamento foi avaliado e as mudas crescidas sob 50% de sombreamento apresentaram maior altura e menor massa seca da parte aérea do que as mudas que ficaram a pleno sol, que tinham maiores valores de massa seca da parte aérea (Scalon et al., 2003).

Plantas de *Croton urucurana* conhecida como uma espécie pioneira, quando submetidas a 70% de sombreamento obtiveram maior acúmulo de biomassa das folhas e do caule, altura e área foliar maiores, ao passo que, a pleno sol, houve maior desenvolvimento do sistema radicular (Alvarenga et al., 2003). Porém, a biomassa total de plantas de *Azadirachta indica* desenvolvidas a pleno sol foi quatro vezes maior do que naquelas crescidas sob sombreamento (Puri & Swamy, 2001).

Sapindus saponaria

Para este estudo foi escolhida a espécie *Sapindus saponaria* L. também conhecida como saboneteira, saboeiro, sabão de soldado, pau-de-sabão, sabão-de-macaco em várias regiões do Brasil. É uma espécie originária da América tropical e subtropical e no Brasil ocorre desde o Pará até o Rio Grande do Sul. Pertence a família Sapindaceae e é uma espécie muito utilizada comercialmente pois contém saponina, conhecida como surfactante natural. Várias espécies de plantas apresentam saponinas, que atualmente são avaliadas com o objetivo de utilização na indústria de cosméticos, para produção de shampoo, detergente líquido, pasta de dente e até em comidas e bebidas (Tanaka et al., 1996). *Sapindus saponaria* é conhecida como uma planta medicinal, por apresentar atividade antibacteriana (Lemos, 1992) e anti-helmíntica (Ribeiro, 1995). A casca, a raiz e os frutos são utilizados na medicina popular como calmante, adstringente, diurético, expectorante, tônico, depurativo do sangue e contra tosse (Reyes, 2000).

Os frutos de *Sapindus saponaria* amadurecem nos meses de setembro e outubro, apresentam carpelos individualizados, formando um fruto multigloboso, amarelados quando maduros, com cerca de 2 cm de comprimento. As sementes são esféricas, duras, lisas, de coloração negra, levemente brilhantes e a região circundante ao hilo é coberta por finos pelos de coloração esbranquiçada. São utilizadas em artesanato, como “bola-de-gude” e, quando maduras são exalbuminosas (Paoli & Santos, 1998).

A madeira de seu tronco é empregada na construção civil, confecção de brinquedos e caixotaria; os frutos são consumidos por morcegos e servem para lavar roupas e por este motivo recebeu a inclusão no nome popular da palavra sabão. A espécie também é empregada em paisagismo por ser ornamental e em projetos de reflorestamento de áreas degradadas. É uma árvore heliófita e que, quando adulta, chega a atingir nove metros de altura. Os ramos jovens apresentam pilosidade curta, esbranquiçados, glabros quando velhos, castanho estriados, com lenticelas, as folhas são alternadas compostas, imparipinadas e pecioladas. Produz anualmente grande quantidade de frutos e o número médio de sementes por Kg é de 1870 (Lorenzi, 1992).

OBJETIVO

Em virtude da escassez de estudos sobre *Sapindus saponaria* este estudo teve como meta avaliar o crescimento das mudas sob diferentes condições de luminosidade e substratos em viveiro, provenientes de sementes coletadas em diferentes estágios de desenvolvimento e armazenadas em diferentes condições.

MATERIAL E MÉTODOS

O trabalho foi conduzido no Laboratório de Ecofisiologia de Sementes e no Jardim Experimental do Departamento de Botânica, ambos no “*Campus*” da Universidade Federal de São Carlos, São Carlos - SP.

1 - *Material biológico:*

Foram utilizados frutos de *Sapindus saponaria* L. coletados das árvores em dois períodos do processo de maturação, com critério baseado em sua coloração, [a princípio apresentando uma coloração verde amarelada (Fig. 1A) e em outro período de maturação apresentando uma cor amarela translúcida (Fig. 1B)] no *Campus* da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias em Jaboticabal - SP (Figura 1). O experimento teve início em junho de 2002 com o primeiro período de coleta e transporte dos frutos, acondicionados em sacos de polietileno.

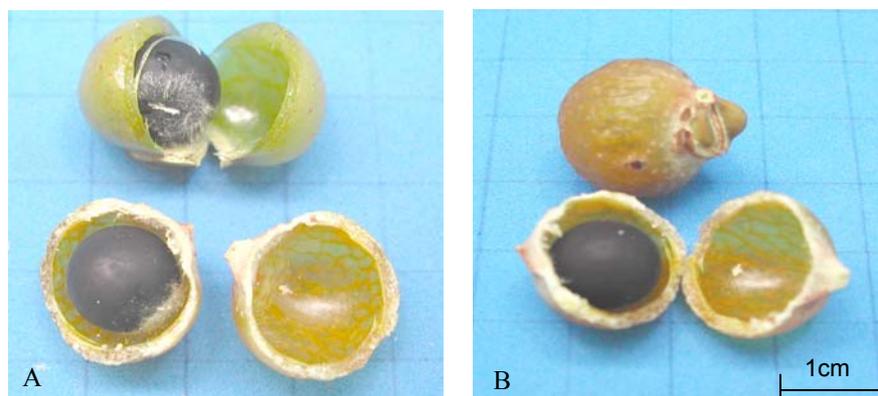


Figura 1: Detalhe de frutos e sementes no momento da coleta: (A) sementes com 51% de água e (B) sementes com 15% de água.

Os frutos pertencentes a primeira época de coleta e que apresentavam uma coloração verde-amarelada (de agora em diante será denominado de primeiro lote), foram despulpados com o auxílio de uma faca para a remoção do epicarpo e do mesocarpo. Para a segunda época de coleta, em que os frutos apresentavam uma cor amarela translúcida (denominado de segundo lote), foram colocados dentro de sacos de polipropileno trançado e com ajuda de um martelo retirou-se o epicarpo e o mesocarpo.

As sementes foram lavadas em água corrente e colocadas sobre uma peneira de malha grossa para secar superficialmente em ambiente de laboratório durante 24

horas. Em seguida foi feita uma triagem manual, descartando-se aquelas danificadas e deformadas. Utilizou-se sementes que tinham entre 10 e 13 mm de diâmetro para os dois lotes, que foram desinfetada pela imersão em hipoclorito de sódio a 4% durante dois minutos, lavadas em água corrente. Em seguida foram submersas em solução de Captan a 5% durante 5 minutos, e colocadas para secar sobre folhas de papel toalha antes de serem armazenadas.

2 - Em laboratório

2.1 - Determinação do teor de água

Determinou-se o teor de água utilizando-se duas repetições de 50 sementes intactas, secas em estufa a $105^{\circ}\text{C} \pm 3^{\circ}\text{C}$ durante 24 horas (método direto), conforme descrito em Brasil (1992), expressando-se os resultados em porcentagem do peso úmido. O teor de água do primeiro lote foi de 51% e do segundo de 15%. Após o período de armazenamento determinou-se novamente o teor de água destas sementes.

2.2 - Armazenamento

As sementes com 51 e 15% de água foram acondicionadas em:

- Sacos de algodão;
- Sacos de papel trifoliado tipo Kraft;
- Vidros de conserva de 550 mL, esterilizados por calor seco através de estufa e fechados utilizando-se fita de vedação hidráulica (politetrafluoretileno - PTFE) e fita adesiva sobre a tampa de plástico;
- Sacos de polietileno de 25 x 30 cm, com 0,1 mm de espessura.

As sementes acondicionadas nestas embalagens foram armazenadas durante seis e 12 meses em:

- Ambiente de laboratório (com temperatura média anual de 25°C e U.R. em torno de 70%) e
- Câmara fria ($T = 9^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ e U.R. = 50%), do Departamento de Produção Vegetal da FCAV/UNESP de Jaboticabal - SP.

3 - Experimentos no Jardim Experimental

Foi feito um teste preliminar de emergência em areia lavada e seca ao sol, onde as sementes do primeiro lote apresentaram 85,5% e as do segundo lote 91% de emergência.

O teste de emergência foi realizado semeando-se as sementes diretamente em recipientes - sacos pretos de polietileno com 14 cm de largura por 27 cm de altura, com volume aproximado de 4L, completamente preenchidos com:

- Vermiculita expandida com granulometria fina e lavada;
- Areia média peneirada, lavada e seca ao sol + solo sob cerrado (retirado de 20 a 30 cm da superfície) na proporção de 2:1;
- Serragem + solo sob cerrado (retirado de 20 a 30 cm da superfície) na proporção de 2:1 (mistura curtida durante 4 meses) e
- Substrato agrícola para mudas de espécies florestais (com pH 5,8 e composto de material orgânico de origem vegetal, vermiculita expandida e nutrientes).

Procurou-se utilizar como substrato para emergência e produção das mudas, materiais de fácil obtenção e de baixo custo (areia, solo e serragem) em contrapartida a outros mais caros como a vermiculita e o substrato agrícola comercial.

Para cada substrato foram utilizadas quatro repetições com vinte sementes, semeadas entre 2 a 3 cm de profundidade (Nogueira & Vaz, 1993). Os sacos com substratos foram irrigados quando necessário, e as ervas daninhas eliminadas manualmente.

O teste de emergência foi conduzido em duas condições de sombreamento: 0% (pleno sol) e 65% (obtido com a utilização de tela de poliolefinas de cor preta formando um túnel através de suportes metálicos sobre as bancadas e dentro de estufa com ventilação forçada, modelo Double Poly Pad/ Fan).

4 - Avaliação do crescimento das mudas

As mudas foram avaliadas após 270 dias da semeadura (período médio de permanência de mudas em um viveiro) e utilizou-se como indicadores do crescimento das mudas nos diferentes substratos os parâmetros a seguir:

- Comprimento da parte aérea (cm) medido com régua milimetrada: da inserção dos cotilédones até a inserção da última folha
- Comprimento do sistema radicular (cm) medido com régua milimetrada: da inserção dos cotilédones até o final da raiz principal
- Área foliar (cm²), avaliada apenas em folhas não senescentes

A área foliar foi determinada através da fotocópia da superfície das folhas frescas em papel sulfite branco (75g m^{-2}), recortando o molde das folhas e pesando-os. Estes valores foram comparados aos obtidos para o papel fotocopiado de peso e área previamente determinados ($100\text{ cm}^2 = 0,9062\text{g}$), para a determinação da área foliar (Beerling & Fry, 1990).

- Matéria seca total (g); somatório do peso da matéria seca da parte aérea e do peso da matéria seca do sistema radicular

Para a determinação da matéria seca, as mudas foram seccionadas na altura da inserção dos cotilédones em duas partes (aérea e radicular) e colocadas para secar em estufa a 80°C com circulação de ar até atingirem peso constante. Após esfriarem em dessecador contendo sílica gel desidratada por uma a duas horas, foram pesadas em balança analítica com precisão de $0,0001\text{g}$ (Nakagawa, 1994).

- Razão entre a matéria seca da parte aérea pela matéria seca do sistema radicular (g.g^{-1})

- Razão da área foliar ($\text{cm}^2.\text{g}^{-1}$), que representa a relação entre a área foliar e a matéria seca total.

Para a avaliação das mudas, os recipientes foram cortados lateralmente, foi feito o destorroamento manualmente e em seguida as mudas foram mergulhadas em balde com água para se evitar danos ou perda das raízes.

5 - *Análise Estatística*

O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado com quatro repetições (sacos plásticos) e vinte sementes por repetição, num esquema fatorial $2 \times 2 \times 4 \times 2 \times 2 \times 4$, correspondendo respectivamente a: dois teores de água (51 e 15%), dois ambientes de armazenamento (laboratório e câmara fria), quatro tipos de embalagem (vidro, saco de papel, saco de plástico e saco de algodão), dois períodos de armazenamento (seis e 12 meses), duas condições de luminosidade (sol e 65% de sombreamento) e quatro tipos de substratos (areia+solo, substrato agrícola, vermiculita e solo+serragem). Pela complexidade deste arranjo fatorial, optou-se por subdividi-lo em quatro análises, alterando-se apenas os tipos de embalagens e os tipos de substratos.

Procedeu-se uma análise de componentes principais, que possibilita uma melhor interpretação dos resultados mais significativos que foram obtidos. Nesta análise é feita uma combinação linear das variáveis originais (comprimento da parte aérea; comprimento do sistema radicular; área foliar; matéria seca total; matéria seca da parte aérea/matéria seca do sistema radicular e razão da área foliar), a qual

representa o conjunto de dados de forma simplificada. Após identificar as componentes principais foi realizada uma análise de agrupamento, com o objetivo de definir grupos capazes de representar o conjunto de dados analisados e uma análise gráfica para todas as configurações.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os resultados dos valores médios do teor de água das sementes após os períodos de armazenamento estão apresentados nas Tabelas 1, 2 e 3.

Tabela 1: Valores médios do teor de água das sementes de sabão-de-soldado (*Sapindus saponaria*) armazenadas com 15% de água em função do período, ambiente e embalagem de acondicionamento.

| Período de Armazenamento | Ambiente de Armazenamento | Embalagem | Água * (%) |
|--------------------------|---------------------------|-----------|------------|
| 6 meses | Laboratório | Plástico | 12,0 |
| | | Algodão | 10,5 |
| | | Papel | 12,0 |
| | | Vidro | 12,0 |
| | Câmara Fria | Plástico | 12,0 |
| | | Algodão | 13,0 |
| | | Papel | 13,0 |
| | | Vidro | 12,5 |
| 12 meses | Laboratório | Plástico | 12,0 |
| | | Algodão | 11,0 |
| | | Papel | 11,0 |
| | | Vidro | 12,0 |
| | Câmara Fria | Plástico | 13,0 |
| | | Algodão | 15,0 |
| | | Papel | 14,0 |
| | | Vidro | 12,0 |

Médias não diferem entre si pelo teste F a 5% de probabilidade.

Pelos dados da Tabela 1, observa-se que o ambiente e o período de armazenamento mantiveram praticamente inalterados os níveis de umidade das sementes que foram armazenadas com 15% de água, não havendo diferenças estatísticas pelo teste F ao nível de 5% de probabilidade. Porém, para as sementes coletadas e armazenadas com 51% de água, observa-se uma diferença significativa para os fatores embalagem e ambiente de armazenamento (Tabelas 2 e 3).

Tabela 2: Valores médios do teor de água das sementes de sabão-de-soldado (*Sapindus saponaria*) armazenadas com 51% de água em função da embalagem, independente do ambiente e do tempo de armazenamento.

| Embalagem | Água * (%) |
|-----------|------------|
| Vidro | 24,00 a |
| Plástico | 21,87 ab |
| Algodão | 19,75 ab |
| Papel | 17,87 b |

C.V. (%) 31

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e pela mesma letra minúscula na coluna não diferem estatisticamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey.

Tabela 3: Valores médios do teor de água das sementes de sabão-de-soldado (*Sapindus saponaria*) armazenadas com 51% de água em função do ambiente, independente da embalagem e do tempo de armazenamento.

| Ambiente de Armazenamento | Água * (%) |
|---------------------------|------------|
| Câmara Fria | 25,87 a |
| Laboratório | 15,87 b |

C.V. (%) 31

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e pela mesma letra minúscula na coluna não diferem estatisticamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey.

Pelos dados da Tabela 2 nota-se que para todas as embalagens houve uma diminuição acentuada na porcentagem de umidade das sementes durante o armazenamento. No entanto, o vidro é o tipo de embalagem que conseguiu minimizar a perda de água durante o armazenamento de sementes de sabão-de-soldado. A câmara fria é a melhor condição para a armazenagem independente do período de armazenamento (Tabela 3).

Na primeira análise foram considerados os resultados das seis variáveis (comprimento da parte aérea - CPA, comprimento do sistema radicular - CSR, área foliar - AF, matéria seca total - MST, razão da matéria seca da parte aérea pela matéria seca do sistema radicular - MSPA/MSSR e razão de área foliar - RAF) para sementes coletadas com 51 e 15% de água, acondicionadas em embalagem de vidro e saco de papel, armazenadas em ambiente de laboratório e câmara fria, durante seis e 12 meses, colocadas para germinar a pleno sol e 65% de sombreamento em substrato composto por areia+solo e em substrato agrícola.

As médias entre as réplicas para cada uma das seis variáveis analisadas foram calculadas e estão apresentadas na Tabela 4, com os códigos para cada uma das configurações.

Tabela 4: Valores médios para o comprimento da parte aérea (CPA - cm), comprimento do sistema radicular (CSR - cm), área foliar (AF - cm²), matéria seca total (MST - g), matéria seca da parte aérea pela matéria seca do sistema radicular (MSPA/MSSR - g.g⁻¹) e razão da área foliar (RAF - cm².g).

| Conf | T.Água (%) | Amb. | Emb. | Período | Luminos | Substrato | CPA | CSR | AF | MST | MSPA/MSSR | RAF |
|------|------------|------|----------|----------|---------|--------------------|-------|-------|---------|--------|-----------|--------|
| 1 | 51 | Lab. | Vidro | 12 meses | Sombra | Areia+solo | 0,00 | 0,00 | 0,000 | 0,000 | 0,000 | 0,000 |
| 2 | 51 | Lab. | Vidro | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 0,00 | 0,00 | 0,000 | 0,000 | 0,000 | 0,000 |
| 3 | 51 | Lab. | Vidro | 12 meses | Sol | Areia+solo | 0,00 | 0,00 | 0,000 | 0,000 | 0,000 | 0,000 |
| 4 | 51 | Lab. | Vidro | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 0,00 | 0,00 | 0,000 | 0,000 | 0,000 | 0,000 |
| 5 | 51 | Lab. | Vidro | 6 meses | Sombra | Areia+solo | 22,68 | 55,65 | 126,010 | 4,129 | 0,919 | 31,014 |
| 6 | 51 | Lab. | Vidro | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 25,53 | 69,38 | 18,437 | 2,728 | 0,874 | 6,254 |
| 7 | 51 | Lab. | Vidro | 6 meses | Sol | Areia+solo | 11,25 | 40,13 | 44,662 | 1,670 | 0,769 | 20,851 |
| 8 | 51 | Lab. | Vidro | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 14,88 | 43,65 | 32,741 | 0,961 | 1,052 | 34,278 |
| 9 | 51 | Lab. | S. papel | 12 meses | Sombra | Areia+solo | 15,45 | 48,13 | 98,916 | 2,947 | 0,963 | 37,221 |
| 10 | 51 | Lab. | S. papel | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 27,20 | 67,00 | 291,873 | 6,311 | 1,253 | 50,770 |
| 11 | 51 | Lab. | S. papel | 12 meses | Sol | Areia+solo | 15,00 | 44,00 | 50,091 | 1,339 | 1,107 | 37,876 |
| 12 | 51 | Lab. | S. papel | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 16,38 | 44,13 | 83,842 | 2,521 | 1,039 | 42,187 |
| 13 | 51 | Lab. | S. papel | 6 meses | Sombra | Areia+solo | 21,15 | 58,75 | 100,301 | 3,398 | 0,712 | 30,301 |
| 14 | 51 | Lab. | S. papel | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 20,60 | 53,63 | 16,509 | 1,490 | 0,954 | 15,110 |
| 15 | 51 | Lab. | S. papel | 6 meses | Sol | Areia+solo | 13,90 | 44,28 | 48,295 | 1,846 | 1,085 | 27,465 |
| 16 | 51 | Lab. | S. papel | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 13,95 | 52,50 | 31,853 | 0,837 | 1,266 | 39,538 |
| 17 | 51 | C.F. | Vidro | 12 meses | Sombra | Areia+solo | 14,75 | 40,75 | 149,396 | 4,500 | 0,689 | 24,688 |
| 18 | 51 | C.F. | Vidro | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 25,33 | 53,13 | 475,930 | 10,228 | 0,876 | 34,948 |
| 19 | 51 | C.F. | Vidro | 12 meses | Sol | Areia+solo | 11,20 | 36,25 | 41,837 | 1,155 | 0,798 | 26,247 |
| 20 | 51 | C.F. | Vidro | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 18,23 | 40,75 | 79,340 | 1,870 | 1,303 | 44,581 |
| 21 | 51 | C.F. | Vidro | 6 meses | Sombra | Areia+solo | 22,45 | 53,45 | 117,615 | 4,087 | 0,830 | 28,590 |
| 22 | 51 | C.F. | Vidro | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 24,10 | 66,83 | 22,495 | 2,155 | 0,989 | 10,529 |
| 23 | 51 | C.F. | Vidro | 6 meses | Sol | Areia+solo | 14,33 | 37,13 | 51,495 | 1,853 | 1,007 | 27,683 |
| 24 | 51 | C.F. | Vidro | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 13,75 | 47,63 | 15,951 | 0,605 | 0,996 | 27,003 |
| 25 | 51 | C.F. | S. papel | 12 meses | Sombra | Areia+solo | 13,25 | 48,25 | 71,764 | 2,666 | 0,872 | 28,881 |
| 26 | 51 | C.F. | S. papel | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 30,88 | 52,25 | 348,687 | 6,123 | 1,480 | 56,697 |
| 27 | 51 | C.F. | S. papel | 12 meses | Sol | Areia+solo | 15,30 | 44,13 | 56,376 | 2,050 | 0,883 | 27,202 |
| 28 | 51 | C.F. | S. papel | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 19,63 | 48,63 | 112,925 | 3,939 | 1,045 | 28,838 |
| 29 | 51 | C.F. | S. papel | 6 meses | Sombra | Areia+solo | 22,93 | 42,50 | 97,956 | 5,165 | 0,651 | 17,926 |
| 30 | 51 | C.F. | S. papel | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 21,50 | 48,70 | 19,827 | 1,826 | 0,870 | 10,847 |
| 31 | 51 | C.F. | S. papel | 6 meses | Sol | Areia+solo | 14,60 | 41,58 | 67,046 | 2,848 | 0,706 | 23,573 |
| 32 | 51 | C.F. | S. papel | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 12,78 | 38,08 | 24,857 | 0,724 | 1,095 | 37,401 |
| 33 | 15 | Lab. | Vidro | 12 meses | Sombra | Areia+solo | 16,08 | 35,00 | 67,745 | 1,877 | 0,874 | 27,392 |
| 34 | 15 | Lab. | Vidro | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 28,70 | 50,13 | 190,706 | 4,966 | 1,227 | 39,286 |
| 35 | 15 | Lab. | Vidro | 12 meses | Sol | Areia+solo | 16,25 | 48,88 | 75,488 | 2,265 | 1,040 | 34,756 |
| 36 | 15 | Lab. | Vidro | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 20,83 | 35,25 | 110,483 | 3,430 | 1,201 | 33,558 |
| 37 | 15 | Lab. | Vidro | 6 meses | Sombra | Areia+solo | 17,63 | 42,50 | 75,350 | 2,241 | 1,260 | 33,038 |
| 38 | 15 | Lab. | Vidro | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 15,65 | 34,70 | 22,346 | 0,726 | 1,057 | 28,520 |
| 39 | 15 | Lab. | Vidro | 6 meses | Sol | Areia+solo | 13,30 | 38,25 | 49,534 | 1,707 | 0,939 | 30,743 |
| 40 | 15 | Lab. | Vidro | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 15,50 | 46,00 | 31,284 | 0,817 | 1,375 | 38,271 |
| 41 | 15 | Lab. | S. papel | 12 meses | Sombra | Areia+solo | 17,45 | 30,00 | 66,696 | 1,628 | 1,217 | 41,455 |
| 42 | 15 | Lab. | S. papel | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 28,38 | 29,75 | 128,840 | 2,972 | 1,454 | 45,731 |
| 43 | 15 | Lab. | S. papel | 12 meses | Sol | Areia+solo | 15,45 | 47,50 | 62,464 | 2,041 | 0,877 | 30,575 |
| 44 | 15 | Lab. | S. papel | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 18,40 | 43,50 | 41,260 | 2,068 | 1,103 | 25,885 |
| 45 | 15 | Lab. | S. papel | 6 meses | Sombra | Areia+solo | 17,78 | 36,75 | 85,555 | 2,910 | 0,892 | 30,363 |
| 46 | 15 | Lab. | S. papel | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 14,95 | 41,63 | 19,687 | 0,873 | 1,074 | 22,310 |
| 47 | 15 | Lab. | S. papel | 6 meses | Sol | Areia+solo | 13,60 | 39,40 | 42,722 | 1,260 | 1,236 | 36,008 |
| 48 | 15 | Lab. | S. papel | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 15,73 | 45,63 | 45,056 | 0,896 | 1,664 | 51,477 |
| 49 | 15 | C.F. | Vidro | 12 meses | Sombra | Areia+solo | 19,38 | 33,00 | 98,309 | 2,551 | 1,012 | 38,765 |
| 50 | 15 | C.F. | Vidro | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 27,25 | 44,50 | 165,758 | 4,363 | 1,111 | 40,650 |
| 51 | 15 | C.F. | Vidro | 12 meses | Sol | Areia+solo | 16,20 | 53,50 | 55,164 | 1,753 | 1,165 | 32,786 |
| 52 | 15 | C.F. | Vidro | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 20,43 | 35,50 | 49,572 | 1,632 | 1,365 | 32,797 |
| 53 | 15 | C.F. | Vidro | 6 meses | Sombra | Areia+solo | 18,08 | 44,25 | 117,011 | 3,104 | 1,017 | 39,061 |
| 54 | 15 | C.F. | Vidro | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 14,63 | 47,88 | 27,894 | 0,860 | 1,077 | 33,302 |
| 55 | 15 | C.F. | Vidro | 6 meses | Sol | Areia+solo | 13,98 | 40,50 | 50,488 | 1,585 | 0,908 | 32,149 |
| 56 | 15 | C.F. | Vidro | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 16,90 | 41,03 | 35,801 | 1,037 | 1,333 | 34,383 |
| 57 | 15 | C.F. | S. papel | 12 meses | Sombra | Areia+solo | 20,15 | 45,50 | 88,071 | 2,480 | 1,220 | 35,561 |
| 58 | 15 | C.F. | S. papel | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 34,88 | 49,38 | 179,844 | 4,841 | 1,438 | 39,384 |
| 59 | 15 | C.F. | S. papel | 12 meses | Sol | Areia+solo | 15,45 | 45,50 | 60,293 | 2,826 | 0,845 | 21,552 |
| 60 | 15 | C.F. | S. papel | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 20,25 | 58,75 | 87,773 | 4,486 | 0,773 | 19,380 |
| 61 | 15 | C.F. | S. papel | 6 meses | Sombra | Areia+solo | 22,28 | 29,45 | 101,551 | 3,513 | 1,003 | 30,847 |
| 62 | 15 | C.F. | S. papel | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 17,83 | 43,95 | 26,799 | 0,982 | 1,317 | 27,869 |
| 63 | 15 | C.F. | S. papel | 6 meses | Sol | Areia+solo | 9,13 | 33,63 | 16,622 | 0,776 | 0,615 | 16,573 |
| 64 | 15 | C.F. | S. papel | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 15,63 | 40,65 | 39,586 | 0,816 | 1,469 | 47,599 |

A análise de componentes principais forneceu os resultados descritos a seguir. Com as duas primeiras componentes, PC1 e PC2, é possível descrever 83,2% da variabilidade total dos dados originais. As combinações lineares obtidas foram as seguintes:

$$CP1 = -0,472*CPA - 0,388*CSR - 0,404*AF - 0,404*MST - 0,381*(MSPA/MSSR) - 0,393*RAF$$

e

$$CP2 = -0,028*CPA + 0,139*CSR - 0,469*AF - 0,540*MST + 0,567*(MSPA/MSSR) + 0,383*RAF$$

O CP1 atribui pesos negativos e aproximadamente iguais para todas as variáveis. Este componente mostra o desenvolvimento da muda como um todo. Pode-se dizer que mudas mais desenvolvidas apresentam valores maiores para as variáveis consideradas, originando valores menores de CP1.

O CP2 atribui maiores pesos (positivos) para as variáveis CSR, MSPA/MSSR e RAF, e negativos para as variáveis CPA, AF e MST. Pode-se dizer que as mudas com valores altos de CP2, apresentam elevados valores de CSR, MSPA/MSSR e RAF e baixos valores de CPA, AF e MST (Figura 2).

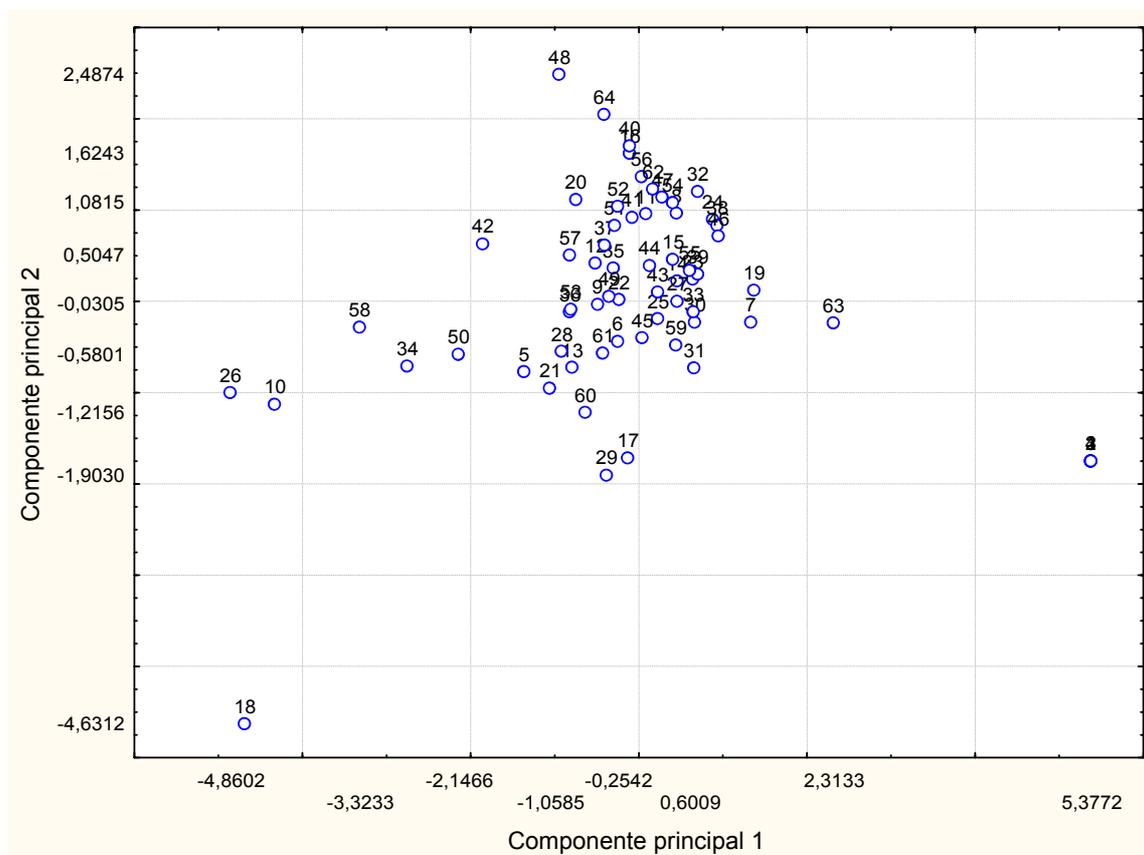


Figura 2 - Gráfico de dispersão para CP1 e CP2 das variáveis respostas (CPA, CSR, AF, MST, MSPA/MSSR, RAF) de mudas de *Sapindus saponaria*.

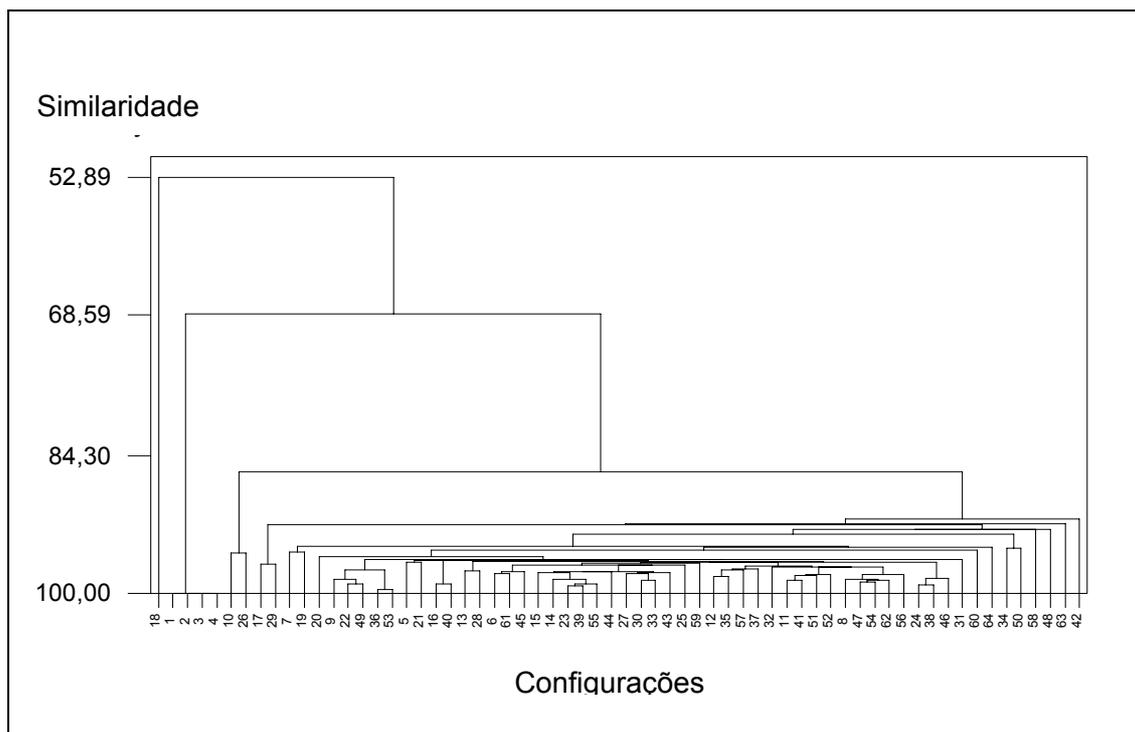


Figura 3 - Dendrograma da análise de cluster para as 64 configurações analisadas, conforme descritas na Tabela 4.

Pode-se notar pela Figura 3, que ao ser fixado um nível de similaridade próximo de 90,00, observou-se a formação de quatro grupos, descritos a seguir.

O grupo I é composto por uma única configuração, 18 (Tabela 4). Esta se caracteriza por incluir as sementes que foram coletadas com 51% de água, acondicionadas em embalagem de vidro, armazenadas em câmara fria, emergidas na sombra e em substrato agrícola. Observando a Figura 2, pode-se notar que nesta configuração as plantas apresentam elevado crescimento global, realçando maiores valores de AF e quantidade de MST e menores valores para MSPA/MSSR, RAF, CPA e CSR.

O grupo II é composto pelas configurações 1, 2, 3 e 4, que não apresentaram emergência (Tabela 4 e Figura 3). Este grupo é formado por sementes que foram armazenadas em ambiente de laboratório, com 51% de água, em vidro, durante 12 meses.

O grupo III é composto pelas configurações 10 e 26 (Tabela 4 e Figura 3), que incluem sementes coletadas com 51% de água, embaladas em saco de papel por um período de 12 meses, emergidas na sombra e em substrato agrícola, diferindo apenas pelo ambiente de armazenamento. Nestas configurações estão as mudas que apresentaram maiores valores de comprimento da parte aérea, área foliar e matéria seca total e se destacaram das outras configurações, que tinham menores valores.

O grupo IV é composto pelas demais configurações. Neste grupo não é possível destacar características comuns devido ao grande número de configurações, que apresentam valores intermediários para as duas componentes analisadas (CP1 e CP2).

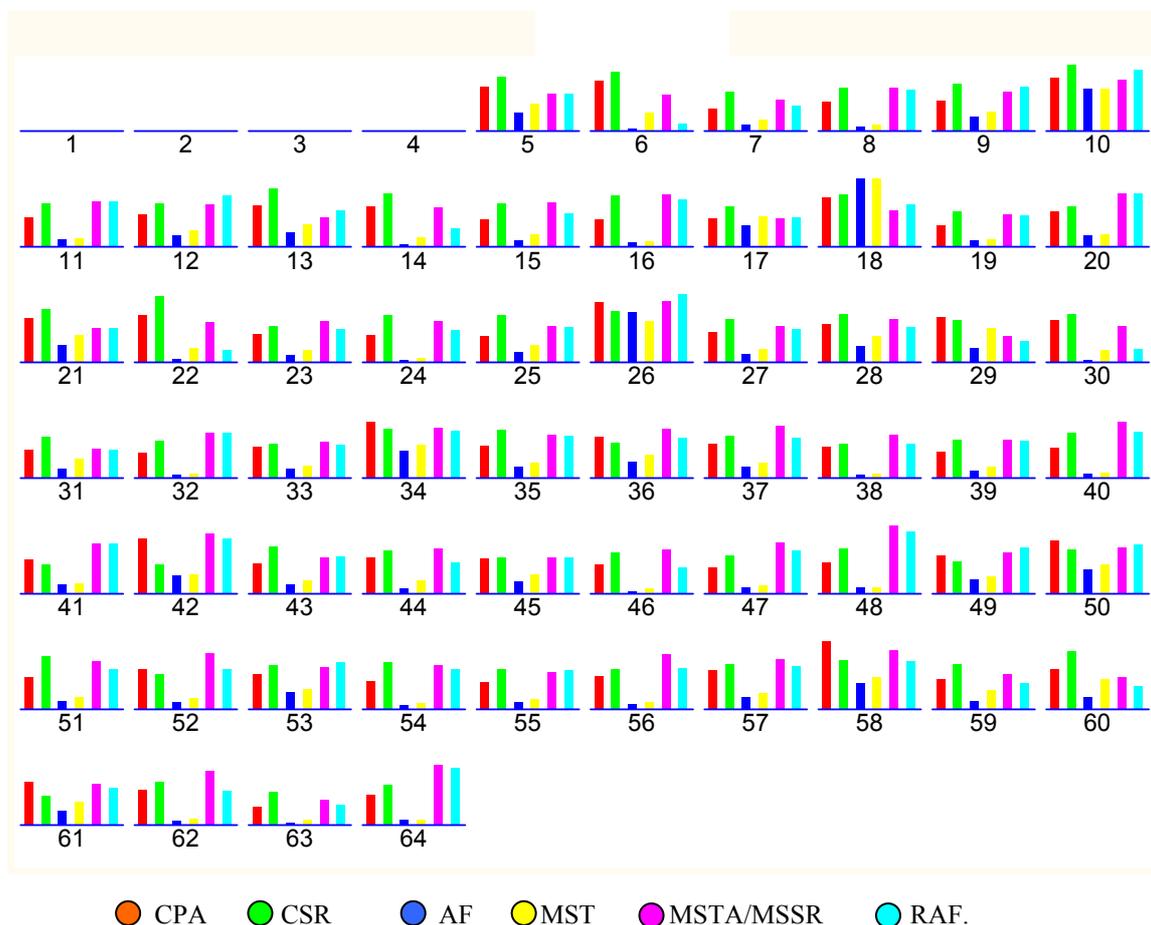


Figura 4: Histograma considerando as variáveis comprimento da parte aérea (CPA), comprimento do sistema radicular (CSR), área foliar (AF), matéria seca total (MST), razão da matéria seca da parte aérea pela matéria seca do sistema radicular (MSPA/MSSR) e razão da área foliar (RAF) para as 64 configurações analisadas.

O histograma acima indica, de uma forma geral, a resposta das mudas, sob as configurações consideradas na Tabela 4. A ausência de escala permite visualizar todas as variáveis conjuntamente. Nas configurações 1 a 4, não houve emergência das mudas, e portanto não há medidas. A configuração 18, se destaca por incluir as mudas com um maior crescimento global, com os valores elevados de AF e de MST. As configurações de números 10 e 26 também incluíram mudas com crescimento global elevado, como foi observado na análise de componentes principais (Figura 2). Para todas as configurações analisadas (Figura 4) observa-se que o comprimento do sistema radicular foi maior quando se utilizou substrato agrícola e houve um maior

desenvolvimento da parte aérea em condições de 65% de sombreamento. As razões MSPA/MSSR e RAF foram altas quando as mudas foram cultivadas em substrato agrícola, indicando maior crescimento da parte aérea e maior área foliar. Neste caso, fica clara a importância deste substrato, provavelmente por apresentar equilíbrio nutricional adequado para a planta nos primeiros estágios de desenvolvimento. De qualquer forma, o importante é que o substrato apresente matéria orgânica e que seja capaz de reter água e apresentar uma boa porosidade para o desenvolvimento das raízes.

Para uma segunda análise foram considerados os resultados das seis variáveis (CPA, CSR, AF, MST, MSPA/MSSR e RAF) para plantas provenientes de sementes coletadas com 51 e 15% de água, acondicionadas em embalagem de vidro e saco de papel, armazenadas em ambiente de laboratório e em câmara fria, durante seis e 12 meses, colocadas para emergir a pleno sol e 65% de sombreamento em vermiculita e solo+serragem.

A Tabela 5 mostra os valores médios para as seis variáveis de interesse, considerando as configurações desta análise.

Tabela 5: Valores médios para o comprimento da parte aérea (CPA - cm), comprimento do sistema radicular (CSR - cm), área foliar (AF - cm²), matéria seca total (MST - g), matéria seca da parte aérea pela matéria seca do sistema radicular (MSPA/MSSR - g.g⁻¹) e razão da área foliar (RAF - cm².g).

| Conf | T. Água (%) | Amb. | Emb | Período | Luminos | Substrato | CPA | CSR | AF | MST | MSPA/MSSR | RAF |
|------|-------------|------|----------|----------|---------|-------------|-------|-------|---------|-------|-----------|--------|
| 1 | 51 | Lab. | S. papel | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 12,25 | 45,25 | 45,561 | 1,733 | 0,790 | 25,943 |
| 2 | 51 | Lab. | S. papel | 12 meses | Sombra | Solo+Serrag | 12,05 | 47,75 | 45,045 | 1,020 | 1,126 | 40,745 |
| 3 | 51 | Lab. | Vidro | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 0,00 | 0,00 | 0,000 | 0,000 | 0,000 | 0,000 |
| 4 | 51 | Lab. | Vidro | 12 meses | Sombra | Solo+Serrag | 0,00 | 0,00 | 0,000 | 0,000 | 0,000 | 0,000 |
| 5 | 51 | Lab. | S. papel | 12 meses | Sol | Vermiculita | 12,80 | 42,50 | 26,746 | 0,916 | 0,808 | 28,476 |
| 6 | 51 | Lab. | S. papel | 12 meses | Sol | Solo+Serrag | 11,73 | 25,00 | 43,111 | 0,825 | 1,034 | 38,540 |
| 7 | 51 | Lab. | Vidro | 12 meses | Sol | Vermiculita | 0,00 | 0,00 | 0,000 | 0,000 | 0,000 | 0,000 |
| 8 | 51 | Lab. | Vidro | 12 meses | Sol | Solo+Serrag | 0,00 | 0,00 | 0,000 | 0,000 | 0,000 | 0,000 |
| 9 | 51 | Lab. | S. papel | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 12,08 | 43,38 | 25,847 | 0,792 | 1,018 | 32,746 |
| 10 | 51 | Lab. | S. papel | 6 meses | Sombra | Solo+Serrag | 12,58 | 42,33 | 18,200 | 0,729 | 0,924 | 27,727 |
| 11 | 51 | Lab. | Vidro | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 13,85 | 37,03 | 12,144 | 1,142 | 0,669 | 11,146 |
| 12 | 51 | Lab. | Vidro | 6 meses | Sombra | Solo+Serrag | 12,88 | 46,50 | 7,465 | 0,662 | 0,810 | 11,518 |
| 13 | 51 | Lab. | S. papel | 6 meses | Sol | Vermiculita | 13,53 | 35,75 | 28,366 | 1,191 | 0,779 | 22,276 |
| 14 | 51 | Lab. | S. papel | 6 meses | Sol | Solo+Serrag | 10,95 | 44,38 | 16,897 | 0,642 | 0,856 | 25,975 |
| 15 | 51 | Lab. | Vidro | 6 meses | Sol | Vermiculita | 11,70 | 38,38 | 26,362 | 1,066 | 0,581 | 21,868 |
| 16 | 51 | Lab. | Vidro | 6 meses | Sol | Solo+Serrag | 8,55 | 32,50 | 15,960 | 0,485 | 0,834 | 24,336 |
| 17 | 51 | C.F. | S. papel | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 10,43 | 46,75 | 36,032 | 1,509 | 0,722 | 23,825 |
| 18 | 51 | C.F. | S. papel | 12 meses | Sombra | Solo+Serrag | 11,13 | 45,58 | 39,627 | 1,065 | 0,880 | 36,657 |
| 19 | 51 | C.F. | Vidro | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 13,43 | 42,75 | 71,403 | 2,546 | 0,752 | 27,712 |
| 20 | 51 | C.F. | Vidro | 12 meses | Sombra | Solo+Serrag | 14,78 | 71,63 | 110,718 | 3,217 | 0,828 | 30,460 |
| 21 | 51 | C.F. | S. papel | 12 meses | Sol | Vermiculita | 8,18 | 33,00 | 25,251 | 0,932 | 0,567 | 20,393 |
| 22 | 51 | C.F. | S. papel | 12 meses | Sol | Solo+Serrag | 14,95 | 40,75 | 65,449 | 1,717 | 1,003 | 38,393 |
| 23 | 51 | C.F. | Vidro | 12 meses | Sol | Vermiculita | 12,70 | 45,75 | 34,394 | 1,219 | 0,839 | 28,647 |
| 24 | 51 | C.F. | Vidro | 12 meses | Sol | Solo+Serrag | 12,00 | 21,75 | 45,561 | 0,793 | 1,162 | 43,426 |
| 25 | 51 | C.F. | S. papel | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 10,70 | 41,13 | 15,579 | 0,872 | 0,673 | 18,270 |
| 26 | 51 | C.F. | S. papel | 6 meses | Sombra | Solo+Serrag | 10,85 | 41,75 | 16,632 | 0,561 | 0,834 | 27,822 |
| 27 | 51 | C.F. | Vidro | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 9,63 | 35,63 | 7,162 | 0,690 | 0,562 | 9,180 |
| 28 | 51 | C.F. | Vidro | 6 meses | Sombra | Solo+Serrag | 12,70 | 45,75 | 5,615 | 0,648 | 0,763 | 10,519 |
| 29 | 51 | C.F. | S. papel | 6 meses | Sol | Vermiculita | 11,20 | 35,25 | 22,980 | 1,000 | 0,694 | 21,962 |
| 30 | 51 | C.F. | S. papel | 6 meses | Sol | Solo+Serrag | 9,78 | 40,73 | 10,116 | 0,556 | 0,670 | 16,302 |
| 31 | 51 | C.F. | Vidro | 6 meses | Sol | Vermiculita | 12,48 | 45,50 | 17,044 | 0,808 | 0,643 | 19,381 |
| 32 | 51 | C.F. | Vidro | 6 meses | Sol | Solo+Serrag | 11,30 | 35,45 | 9,708 | 0,604 | 0,667 | 15,194 |
| 33 | 15 | Lab. | S. papel | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 17,00 | 41,50 | 56,323 | 1,846 | 1,447 | 35,683 |
| 34 | 15 | Lab. | S. papel | 12 meses | Sombra | Solo+Serrag | 12,53 | 43,00 | 38,060 | 1,185 | 0,837 | 32,373 |
| 35 | 15 | Lab. | Vidro | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 19,65 | 33,25 | 52,491 | 1,706 | 1,199 | 31,116 |
| 36 | 15 | Lab. | Vidro | 12 meses | Sombra | Solo+Serrag | 14,65 | 42,38 | 52,339 | 1,597 | 1,010 | 33,691 |
| 37 | 15 | Lab. | S. papel | 12 meses | Sol | Vermiculita | 14,90 | 38,75 | 18,352 | 0,974 | 0,879 | 19,500 |
| 38 | 15 | Lab. | S. papel | 12 meses | Sol | Solo+Serrag | 13,35 | 39,38 | 36,129 | 1,113 | 0,963 | 32,149 |
| 39 | 15 | Lab. | Vidro | 12 meses | Sol | Vermiculita | 15,63 | 45,75 | 34,619 | 1,392 | 0,883 | 26,353 |
| 40 | 15 | Lab. | Vidro | 12 meses | Sol | Solo+Serrag | 10,75 | 24,75 | 40,209 | 1,236 | 0,720 | 24,985 |
| 41 | 15 | Lab. | S. papel | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 15,53 | 43,18 | 38,239 | 1,247 | 1,107 | 30,702 |
| 42 | 15 | Lab. | S. papel | 6 meses | Sombra | Solo+Serrag | 10,55 | 38,75 | 31,925 | 0,710 | 0,998 | 43,522 |
| 43 | 15 | Lab. | Vidro | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 15,60 | 35,23 | 30,048 | 1,065 | 1,053 | 28,838 |
| 44 | 15 | Lab. | Vidro | 6 meses | Sombra | Solo+Serrag | 14,43 | 30,93 | 37,903 | 1,423 | 0,945 | 26,148 |
| 45 | 15 | Lab. | S. papel | 6 meses | Sol | Vermiculita | 12,60 | 35,50 | 26,721 | 0,667 | 1,138 | 39,378 |
| 46 | 15 | Lab. | S. papel | 6 meses | Sol | Solo+Serrag | 12,40 | 31,63 | 19,132 | 0,805 | 0,971 | 27,023 |
| 47 | 15 | Lab. | Vidro | 6 meses | Sol | Vermiculita | 14,30 | 39,08 | 36,090 | 1,174 | 1,142 | 30,506 |
| 48 | 15 | Lab. | Vidro | 6 meses | Sol | Solo+Serrag | 12,35 | 39,63 | 20,550 | 0,670 | 1,009 | 29,189 |
| 49 | 15 | C.F. | S. papel | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 17,73 | 45,88 | 48,833 | 2,036 | 0,977 | 24,380 |
| 50 | 15 | C.F. | S. papel | 12 meses | Sombra | Solo+Serrag | 12,00 | 44,25 | 35,850 | 1,064 | 0,912 | 36,774 |
| 51 | 15 | C.F. | Vidro | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 18,30 | 45,75 | 65,968 | 1,938 | 1,064 | 34,866 |
| 52 | 15 | C.F. | Vidro | 12 meses | Sombra | Solo+Serrag | 12,83 | 47,25 | 41,809 | 1,107 | 0,830 | 37,951 |
| 53 | 15 | C.F. | S. papel | 12 meses | Sol | Vermiculita | 14,05 | 35,50 | 12,295 | 1,255 | 0,745 | 9,008 |
| 54 | 15 | C.F. | S. papel | 12 meses | Sol | Solo+Serrag | 13,70 | 42,25 | 37,723 | 1,661 | 0,782 | 22,794 |
| 55 | 15 | C.F. | Vidro | 12 meses | Sol | Vermiculita | 14,10 | 37,75 | 26,070 | 1,035 | 0,941 | 26,210 |
| 56 | 15 | C.F. | Vidro | 12 meses | Sol | Solo+Serrag | 15,05 | 41,75 | 38,995 | 1,299 | 1,005 | 30,960 |
| 57 | 15 | C.F. | S. papel | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 15,55 | 41,65 | 26,961 | 1,110 | 0,996 | 24,166 |
| 58 | 15 | C.F. | S. papel | 6 meses | Sombra | Solo+Serrag | 13,50 | 36,15 | 32,956 | 1,274 | 0,905 | 25,971 |
| 59 | 15 | C.F. | Vidro | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 15,80 | 34,25 | 41,641 | 1,225 | 1,272 | 34,661 |
| 60 | 15 | C.F. | Vidro | 6 meses | Sombra | Solo+Serrag | 13,00 | 45,55 | 37,903 | 1,342 | 0,825 | 29,780 |
| 61 | 15 | C.F. | S. papel | 6 meses | Sol | Vermiculita | 16,13 | 39,50 | 44,565 | 1,485 | 0,979 | 30,164 |
| 62 | 15 | C.F. | S. papel | 6 meses | Sol | Solo+Serrag | 12,83 | 43,75 | 23,640 | 0,870 | 1,180 | 26,324 |
| 63 | 15 | C.F. | Vidro | 6 meses | Sol | Vermiculita | 14,33 | 38,65 | 40,560 | 1,390 | 0,898 | 29,360 |
| 64 | 15 | C.F. | Vidro | 6 meses | Sol | Solo+Serrag | 13,75 | 44,50 | 31,359 | 0,997 | 1,042 | 31,328 |

A análise de componentes principais forneceu os resultados descritos a seguir, onde usando os dois primeiros componentes, CP1 e CP2, é possível descrever 84,4% da variabilidade total dos dados originais. As combinações lineares obtidas foram as seguintes:

$$CP1 = -0,436*CPA - 0,391*CSR - 0,408*AF - 0,401*MST - 0,417*(MSPA/MSSR) - 0,396*RAF$$

e

$$CP2 = -0,147*CPA + 0,017*CSR + 0,449*AF + 0,602*MST - 0,512*(MSPA/MSSR) - 0,389*RAF$$

O CP1 atribui pesos negativos e aproximadamente iguais para todas as variáveis. Este componente traduz o desenvolvimento da muda como um todo. Pode-se dizer que as mudas mais vigorosas apresentam maiores valores para as variáveis consideradas, originando valores menores de CP1.

O CP2 atribui pesos mais elevados (positivos) para as variáveis CSR, MST e AF, e negativos para as variáveis CPA, MSPA/MSSR e RAF. Pode-se dizer que as mudas com valores altos de CP2, apresentam elevados valores de CSR, AF e MST e baixos valores de CPA, MSPA/MSSR e RAF, evidenciando maior crescimento do sistema radicular e uma menor área foliar (Figura 5).

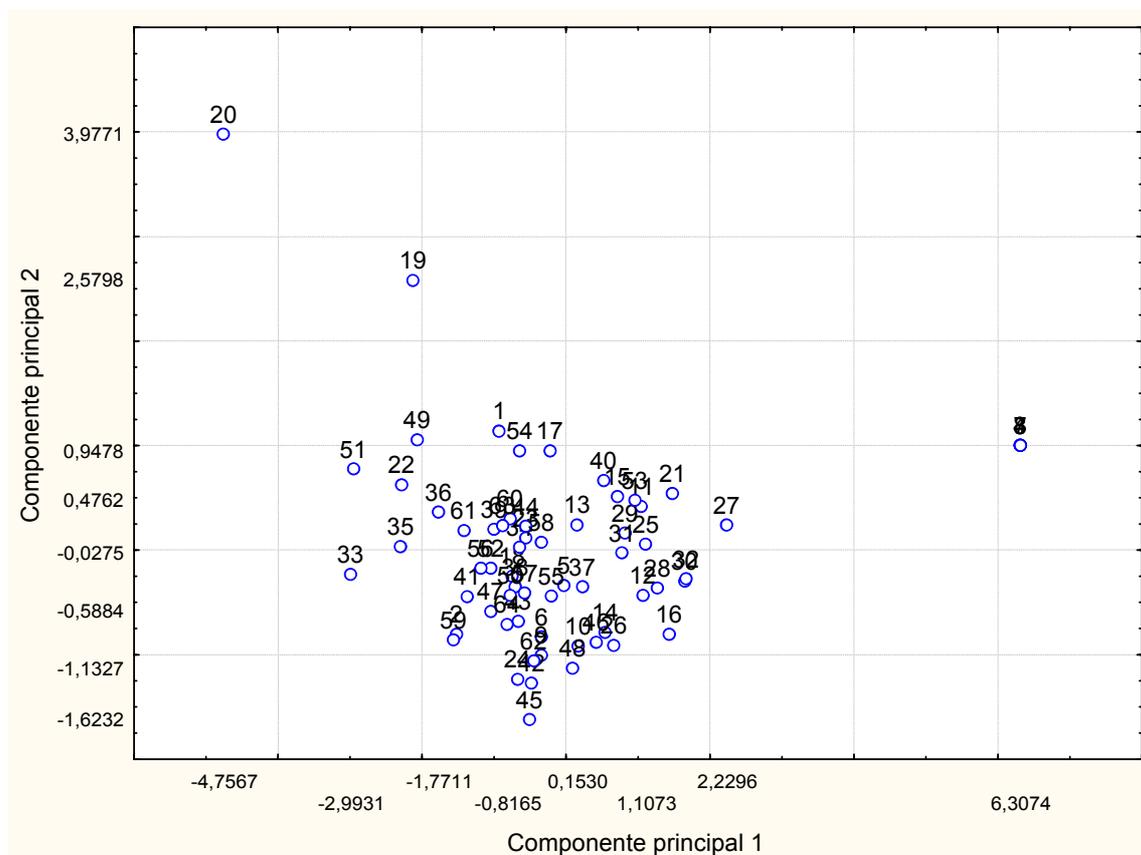


Figura 5: Gráfico de dispersão para CP1 e CP2 das variáveis respostas (CPA, CSR, AF, MST, MSPA/MSSR, RAF) de mudas de *Sapindus saponaria*.

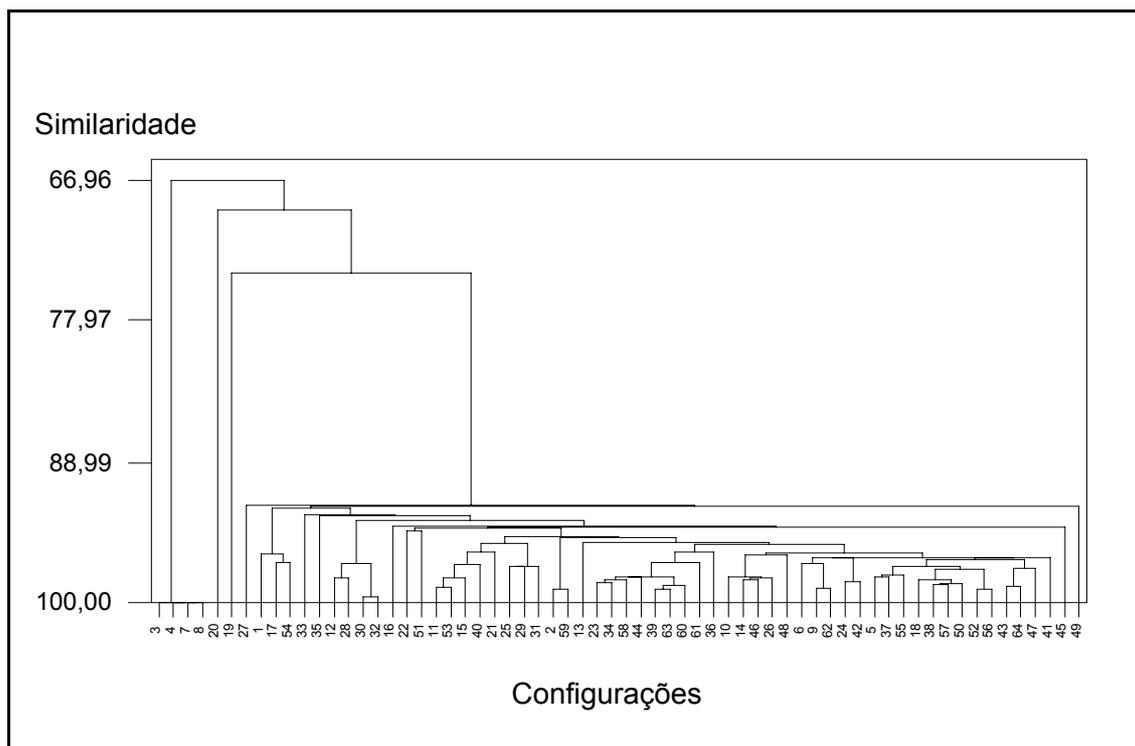


Figura 6 - Dendrograma da análise de cluster para as 64 configurações analisadas conforme descritas na Tabela 5.

A partir do dendrograma, contido na Figura 6, é possível distinguir quatro grupos, com um índice de similaridade de aproximadamente 90,00.

O grupo I, é formado pelas configurações de números 3, 4, 7 e 8 nas quais não houve emergência das plantas (Tabela 5 e Figura 6). As sementes deste grupo foram armazenadas em laboratório, com 51% de umidade, em vidro e durante 12 meses.

O grupo II é formado pela configuração de número 20 (Tabela 5 e Figura 6). Esta configuração inclui as mudas provenientes de sementes armazenadas em câmara fria com 51% de água, em vidro, durante 12 meses, emergidas na sombra e em substrato composto por solo+serragem. As mudas crescidas nestas condições apresentam maior incorporação de biomassa e valores mais altos para CSR, AF e MST, contrastando com valores mais baixos para CPA, MSPA/MSSR e RAF. Assim, mudas mais baixas incorporam menor quantidade de biomassa na parte aérea.

O grupo III é formado pela configuração 19 (Tabela 5 e Figura 6). Esta inclui as sementes armazenadas em câmara fria com 51% de água, em vidro, durante 12 meses, emergidas na sombra e em vermiculita. Esta configuração se destaca por apresentar as mesmas características da configuração 20 (grupo II), porém com valores diferentes para CP2 e para CP1 (Figura 6).

O grupo IV é composto pelas demais configurações (Tabela 5 e Figura 6), apresentando valores intermediários para as duas componentes (CP1 e CP2), no entanto, vale destacar as configurações de números 2, 6, 22, 24, 33, 35, 41, 42, 45,

47, 59, 62, 63 e 64 por incluírem mudas com elevados valores para MSPA/MSSR e RAF, denotando maior crescimento da parte aérea e maiores valores de área foliar, e menor incorporação de biomassa no sistema radicular.

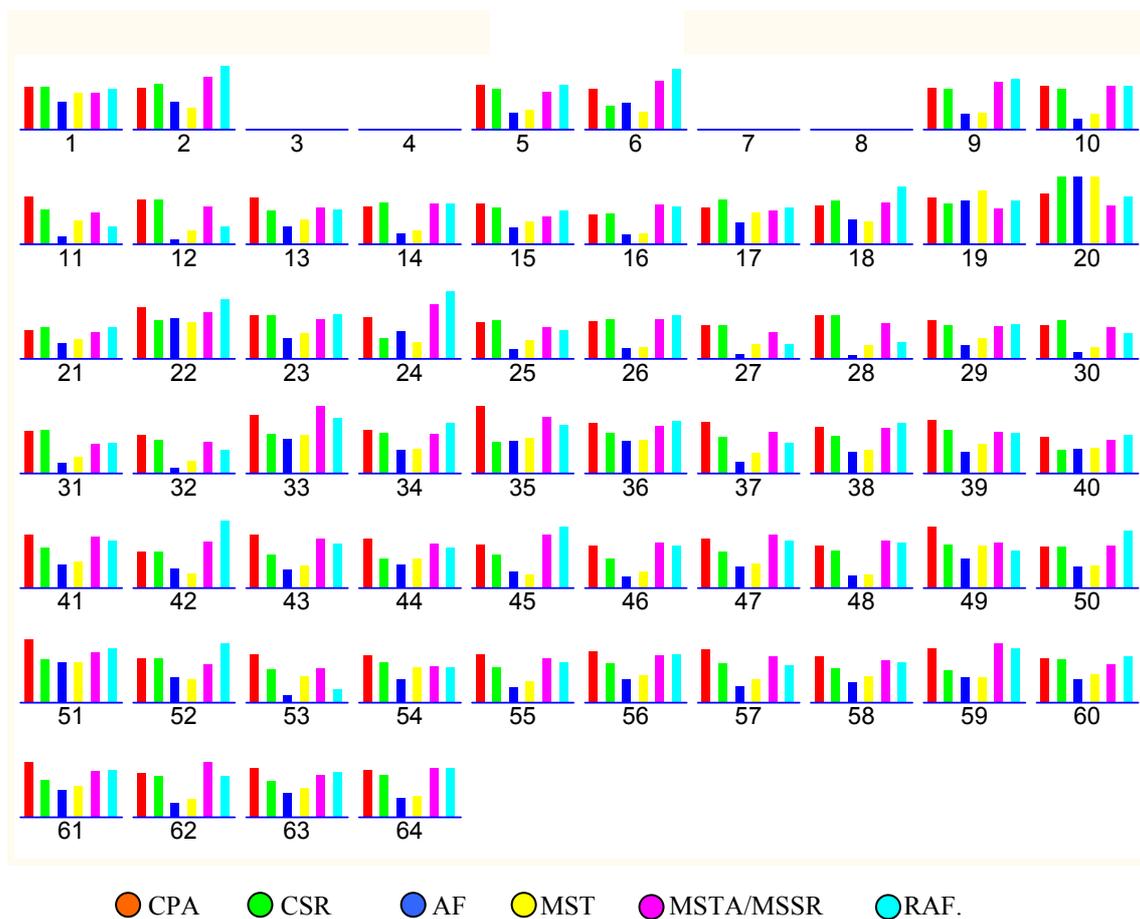


Figura 7: Histograma considerando as variáveis comprimento da parte aérea (CPA), comprimento do sistema radicular (CSR), área foliar (AF), matéria seca total (MST), razão da matéria seca da parte aérea pela matéria seca do sistema radicular (MSPA/MSSR) e razão da área foliar (RAF) para as 64 configurações analisadas.

Analisando-se a Figura 7, com ausência de escala, para visualizar todas as variáveis conjuntamente, observa-se que não houve emergência das plantas nas configurações 3, 4, 7 e 8. A configuração 20 se destaca por incluir as mudas com maior crescimento e maiores valores de AF e MST. A configuração 19 também se destaca, porém apresenta valores menores para as duas variáveis citadas acima. Nas configurações apresentadas na Figura 7 observa-se que o comprimento do sistema radicular manteve o mesmo padrão de desenvolvimento para os dois tipos de substratos testados (solo+serragem e vermiculita), no entanto, maior massa seca foi obtida com o uso de solo+serragem (configuração de número 20) e que o

comprimento da parte aérea foi maior em condições de 65% de sombreamento (configuração de número 35).

Pelos resultados obtidos nas duas primeiras análises, em que se tem o acondicionamento das sementes em embalagens de vidro e saco de papel, constata-se que as melhores condições para o desenvolvimento das mudas foram obtidas quando se utilizou sementes coletadas com 51% de água, armazenadas em câmara fria durante 12 meses (independente do tipo de embalagem) emergência na sombra e que os melhores substratos foram, em ordem decrescente, o substrato agrícola, o substrato composto por solo+serragem e a vermiculita. Estes resultados apresentam em comum o período de armazenamento (12 meses) e a condições de luminosidade (65% de sombreamento).

Vale salientar aqui que, embora as sementes coletadas com 51% de água não tenham mantido a viabilidade e vigor por um período longo de armazenamento, as plantas que emergiram provenientes destas sementes se destacaram por apresentar maior incorporação de biomassa seca total na sombra, fato este que reforça a classificação da espécie em heliófita. O rápido aumento na altura das plantas quando sombreadas, é um mecanismo de adaptação em espécies competitivas, como forma de escape ao déficit de luz, já que estas não são capazes de tolerar baixas intensidades luminosas, através do reajuste de suas taxas metabólicas (Scalon et al., 2003). Além disso, os maiores valores de MSPA/MSSR e RAF são observados em mudas que se desenvolveram a 65% de sombreamento, sendo que, RAF baixa tem sido observada em mudas que crescem em ambientes com alta radiação fotossinteticamente ativa, ou seja, à medida que se aumenta a quantidade de luz, a muda tende a ter menor superfície foliar em relação à sua biomassa seca total (Claussen, 1996).

Para a terceira análise foram considerados os resultados das seis variáveis de interesse (CPA, CSR, AF, MST, MSPA/MSSR e RAF) de mudas provenientes de sementes coletadas com 51 e 15% de água, acondicionadas em embalagem de saco plástico e de algodão, armazenadas em condições de ambiente de laboratório e câmara fria, durante seis e 12 meses, colocadas para emergir a pleno sol e 65% de sombreamento e em substrato composto por areia+solo e substrato agrícola.

A Tabela 6 inclui os valores médios para as seis variáveis de interesse para as configurações desta análise.

Tabela 6: Valores médios para o comprimento da parte aérea (CPA - cm), comprimento do sistema radicular (CSR - cm), área foliar (AF - cm²), matéria seca total (MST - g), matéria seca da parte aérea pela matéria seca do sistema radicular (MSPA/MSSR - g.g⁻¹) e razão da área foliar (RAF - cm².g).

| Conf | T. Água (%) | Amb. | Emb | Período | Lumin | Substrato | CPA | CSR | AF | MST | MSPA/MSSR | RAF |
|------|-------------|------|-------------|----------|--------|--------------------|-------|-------|---------|--------|-----------|--------|
| 1 | 51 | Lab. | S. Plástico | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 17,70 | 38,95 | 196,601 | 4,525 | 0,854 | 31,660 |
| 2 | 51 | Lab. | S. Plástico | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 45,38 | 65,75 | 729,500 | 13,339 | 1,576 | 54,785 |
| 3 | 51 | Lab. | S. Algodão | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 15,70 | 58,13 | 117,943 | 3,761 | 0,864 | 31,192 |
| 4 | 51 | Lab. | S. Algodão | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 26,60 | 49,75 | 230,104 | 4,297 | 1,312 | 55,171 |
| 5 | 51 | Lab. | S. Plástico | 12 meses | Sol | Areia+Solo | 13,65 | 28,25 | 70,219 | 1,779 | 0,910 | 33,100 |
| 6 | 51 | Lab. | S. Plástico | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 17,70 | 41,25 | 149,810 | 4,748 | 0,728 | 24,054 |
| 7 | 51 | Lab. | S. Algodão | 12 meses | Sol | Areia+Solo | 15,20 | 43,13 | 54,519 | 1,349 | 1,409 | 41,983 |
| 8 | 51 | Lab. | S. Algodão | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 18,18 | 40,25 | 69,582 | 2,241 | 1,048 | 31,286 |
| 9 | 51 | Lab. | S. Plástico | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 21,05 | 45,88 | 93,249 | 3,601 | 0,795 | 25,963 |
| 10 | 51 | Lab. | S. Plástico | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 20,05 | 47,98 | 13,924 | 2,087 | 0,945 | 5,670 |
| 11 | 51 | Lab. | S. Algodão | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 18,63 | 57,00 | 48,800 | 2,746 | 0,895 | 19,489 |
| 12 | 51 | Lab. | S. Algodão | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 20,58 | 34,65 | 19,899 | 1,431 | 1,493 | 23,463 |
| 13 | 51 | Lab. | S. Plástico | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 11,15 | 36,50 | 36,206 | 1,594 | 0,715 | 16,687 |
| 14 | 51 | Lab. | S. Plástico | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 12,58 | 41,70 | 12,674 | 0,692 | 0,935 | 18,229 |
| 15 | 51 | Lab. | S. Algodão | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 11,65 | 42,88 | 30,515 | 1,414 | 0,773 | 21,894 |
| 16 | 51 | Lab. | S. Algodão | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 14,25 | 43,88 | 23,416 | 0,756 | 1,160 | 31,647 |
| 17 | 51 | C.F. | S. Plástico | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 16,65 | 67,40 | 130,804 | 3,887 | 0,870 | 36,165 |
| 18 | 51 | C.F. | S. Plástico | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 34,15 | 52,48 | 506,787 | 8,229 | 1,978 | 69,937 |
| 19 | 51 | C.F. | S. Algodão | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 16,73 | 38,30 | 88,929 | 2,569 | 0,985 | 34,439 |
| 20 | 51 | C.F. | S. Algodão | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 28,78 | 44,88 | 253,002 | 4,412 | 1,431 | 53,514 |
| 21 | 51 | C.F. | S. Plástico | 12 meses | Sol | Areia+Solo | 11,98 | 33,25 | 35,070 | 0,960 | 0,869 | 26,512 |
| 22 | 51 | C.F. | S. Plástico | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 21,88 | 51,50 | 108,194 | 4,078 | 0,917 | 26,136 |
| 23 | 51 | C.F. | S. Algodão | 12 meses | Sol | Areia+Solo | 15,70 | 54,50 | 71,336 | 2,346 | 1,043 | 32,778 |
| 24 | 51 | C.F. | S. Algodão | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 14,43 | 36,63 | 95,608 | 3,460 | 0,873 | 21,133 |
| 25 | 51 | C.F. | S. Plástico | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 21,95 | 37,75 | 126,090 | 4,635 | 0,921 | 27,507 |
| 26 | 51 | C.F. | S. Plástico | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 24,38 | 43,25 | 22,007 | 2,046 | 1,239 | 10,641 |
| 27 | 51 | C.F. | S. Algodão | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 20,43 | 43,00 | 96,461 | 3,641 | 0,783 | 26,952 |
| 28 | 51 | C.F. | S. Algodão | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 24,05 | 54,78 | 13,115 | 2,577 | 1,161 | 4,769 |
| 29 | 51 | C.F. | S. Plástico | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 13,43 | 47,50 | 31,522 | 1,538 | 0,898 | 20,629 |
| 30 | 51 | C.F. | S. Plástico | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 13,63 | 41,15 | 10,627 | 0,811 | 0,905 | 14,549 |
| 31 | 51 | C.F. | S. Algodão | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 9,28 | 38,63 | 28,793 | 1,159 | 0,751 | 18,710 |
| 32 | 51 | C.F. | S. Algodão | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 14,95 | 44,50 | 44,342 | 0,935 | 1,430 | 45,014 |
| 33 | 15 | Lab. | S. Plástico | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 18,65 | 48,00 | 99,277 | 3,215 | 1,089 | 31,333 |
| 34 | 15 | Lab. | S. Plástico | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 24,25 | 56,00 | 168,776 | 4,187 | 1,199 | 42,069 |
| 35 | 15 | Lab. | S. Algodão | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 16,33 | 38,75 | 45,884 | 1,691 | 1,150 | 29,334 |
| 36 | 15 | Lab. | S. Algodão | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 24,43 | 39,50 | 143,718 | 3,008 | 1,492 | 58,097 |
| 37 | 15 | Lab. | S. Plástico | 12 meses | Sol | Areia+Solo | 11,30 | 28,75 | 27,087 | 1,485 | 0,626 | 18,612 |
| 38 | 15 | Lab. | S. Plástico | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 18,80 | 38,75 | 54,998 | 2,940 | 0,802 | 21,375 |
| 39 | 15 | Lab. | S. Algodão | 12 meses | Sol | Areia+Solo | 17,20 | 31,25 | 34,950 | 1,460 | 0,961 | 21,877 |
| 40 | 15 | Lab. | S. Algodão | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 16,58 | 44,00 | 70,870 | 2,614 | 1,103 | 36,664 |
| 41 | 15 | Lab. | S. Plástico | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 14,88 | 37,63 | 46,356 | 1,431 | 1,230 | 37,856 |
| 42 | 15 | Lab. | S. Plástico | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 12,50 | 48,88 | 19,223 | 0,601 | 1,053 | 28,459 |
| 43 | 15 | Lab. | S. Algodão | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 16,75 | 40,90 | 46,987 | 1,911 | 1,129 | 29,225 |
| 44 | 15 | Lab. | S. Algodão | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 14,90 | 38,35 | 17,438 | 1,049 | 0,986 | 20,426 |
| 45 | 15 | Lab. | S. Plástico | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 15,13 | 43,50 | 37,897 | 1,348 | 0,962 | 26,329 |
| 46 | 15 | Lab. | S. Plástico | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 15,00 | 36,70 | 33,638 | 0,831 | 1,154 | 40,593 |
| 47 | 15 | Lab. | S. Algodão | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 14,40 | 30,50 | 45,975 | 1,751 | 0,905 | 23,903 |
| 48 | 15 | Lab. | S. Algodão | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 16,68 | 47,25 | 48,519 | 1,233 | 1,213 | 37,950 |
| 49 | 15 | C.F. | S. Plástico | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 18,15 | 42,00 | 96,377 | 2,600 | 1,124 | 37,391 |
| 50 | 15 | C.F. | S. Plástico | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 31,48 | 71,50 | 273,452 | 6,852 | 1,108 | 40,812 |
| 51 | 15 | C.F. | S. Algodão | 12 meses | Sombra | Areia+Solo | 21,83 | 54,50 | 98,841 | 3,975 | 0,960 | 25,758 |
| 52 | 15 | C.F. | S. Algodão | 12 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 29,38 | 55,25 | 213,245 | 6,053 | 1,384 | 36,637 |
| 53 | 15 | C.F. | S. Plástico | 12 meses | Sol | Areia+Solo | 16,05 | 26,50 | 16,914 | 0,866 | 1,048 | 19,633 |
| 54 | 15 | C.F. | S. Plástico | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 20,83 | 47,00 | 69,052 | 3,405 | 0,770 | 18,840 |
| 55 | 15 | C.F. | S. Algodão | 12 meses | Sol | Areia+Solo | 17,23 | 35,75 | 28,892 | 1,911 | 0,931 | 15,197 |
| 56 | 15 | C.F. | S. Algodão | 12 meses | Sol | Substrato Agrícola | 23,38 | 38,75 | 113,181 | 5,954 | 0,801 | 16,807 |
| 57 | 15 | C.F. | S. Plástico | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 16,93 | 41,00 | 77,444 | 2,707 | 0,874 | 26,382 |
| 58 | 15 | C.F. | S. Plástico | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 14,68 | 35,00 | 23,593 | 0,778 | 1,087 | 27,690 |
| 59 | 15 | C.F. | S. Algodão | 6 meses | Sombra | Areia+Solo | 16,25 | 38,93 | 63,289 | 2,507 | 0,878 | 23,611 |
| 60 | 15 | C.F. | S. Algodão | 6 meses | Sombra | Substrato Agrícola | 15,55 | 44,00 | 19,802 | 1,298 | 0,957 | 17,510 |
| 61 | 15 | C.F. | S. Plástico | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 14,33 | 41,13 | 36,730 | 1,317 | 1,088 | 27,971 |
| 62 | 15 | C.F. | S. Plástico | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 15,63 | 48,75 | 33,839 | 1,037 | 1,288 | 33,550 |
| 63 | 15 | C.F. | S. Algodão | 6 meses | Sol | Areia+Solo | 14,90 | 42,75 | 28,901 | 1,466 | 0,837 | 18,872 |
| 64 | 15 | C.F. | S. Algodão | 6 meses | Sol | Substrato Agrícola | 16,65 | 56,25 | 37,020 | 0,804 | 1,449 | 44,615 |

A análise de componentes principais forneceu os resultados descritos a seguir, onde as duas primeiras componentes, CP1 e CP2, permitiram descrever 82,2% da variabilidade total dos dados originais. As combinações lineares obtidas foram as seguintes:

$$CP1 = -0,463*CPA - 0,326*CSR - 0,475*AF - 0,443*MST - 0,342*(MSPA/MSSR) - 0,375*RAF$$

e

$$CP2 = 0,176*CPA + 0,293*CSR + 0,135*AF + 0,406*MST - 0,641*(MSPA/MSSR) - 0,537*RAF$$

O CP1 atribui pesos negativos e aproximadamente iguais para todas as variáveis analisadas. Este componente indica desenvolvimento da muda como um todo e as mais desenvolvidas apresentam valores maiores para as variáveis consideradas, originando valores menores de CP1.

O CP2 atribui pesos positivos para as variáveis CPA, AF, CSR e MST, e pesos negativos para as variáveis MSPA/MSSR e RAF. Pode-se dizer que as mudas com valores mais elevados de CP2, apresentam elevados valores para as quatro primeiras variáveis, e baixas taxas para MSPA/MSSR e RAF (Figura 8).

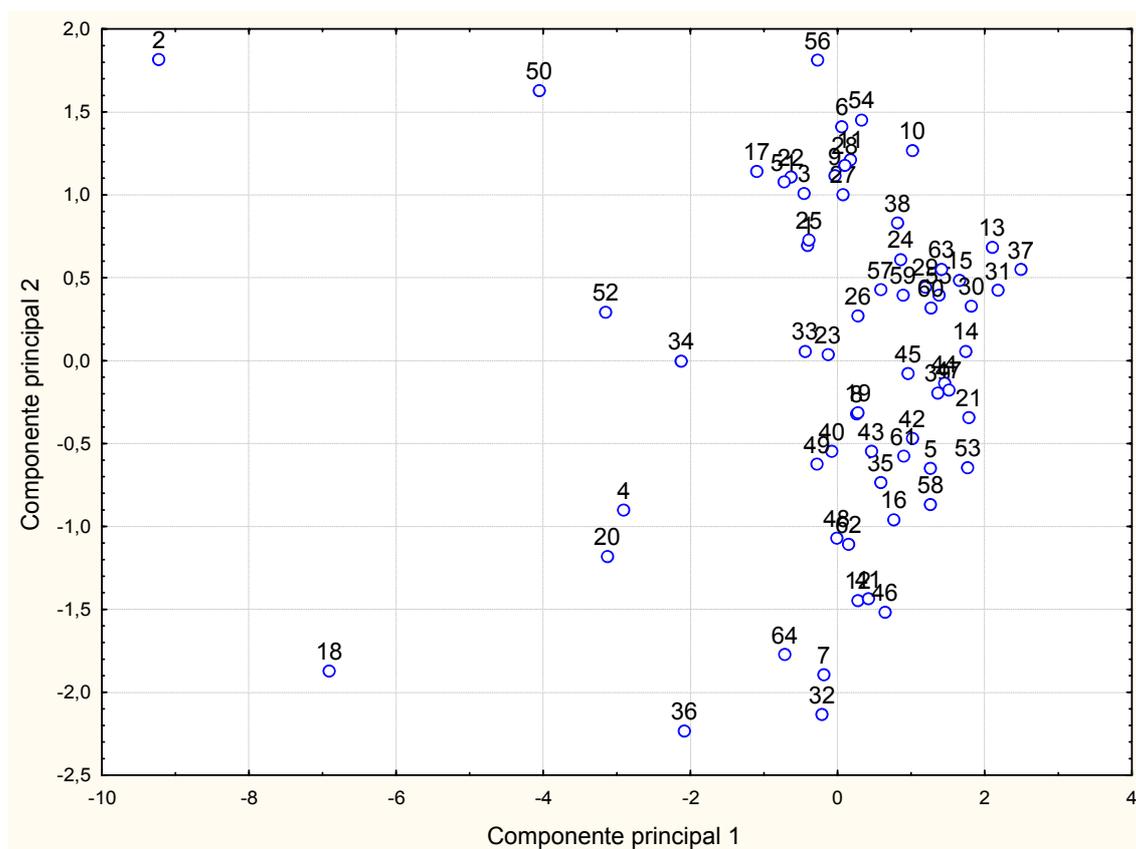


Figura 8: Gráfico de dispersão para CP1 e CP2 das variáveis respostas (CPA, CSR, AF, MST, MSPA/MSSR, RAF) de plantas de *Sapindus saponaria*.

Observando-se o dendograma contido na Figura 9, é possível formar sete grupos e o índice de similaridade utilizado nesta análise para a formação é de aproximadamente 90,00. Os grupos formados pelo dendograma podem ser observados também no diagrama de dispersão (Figura 8).

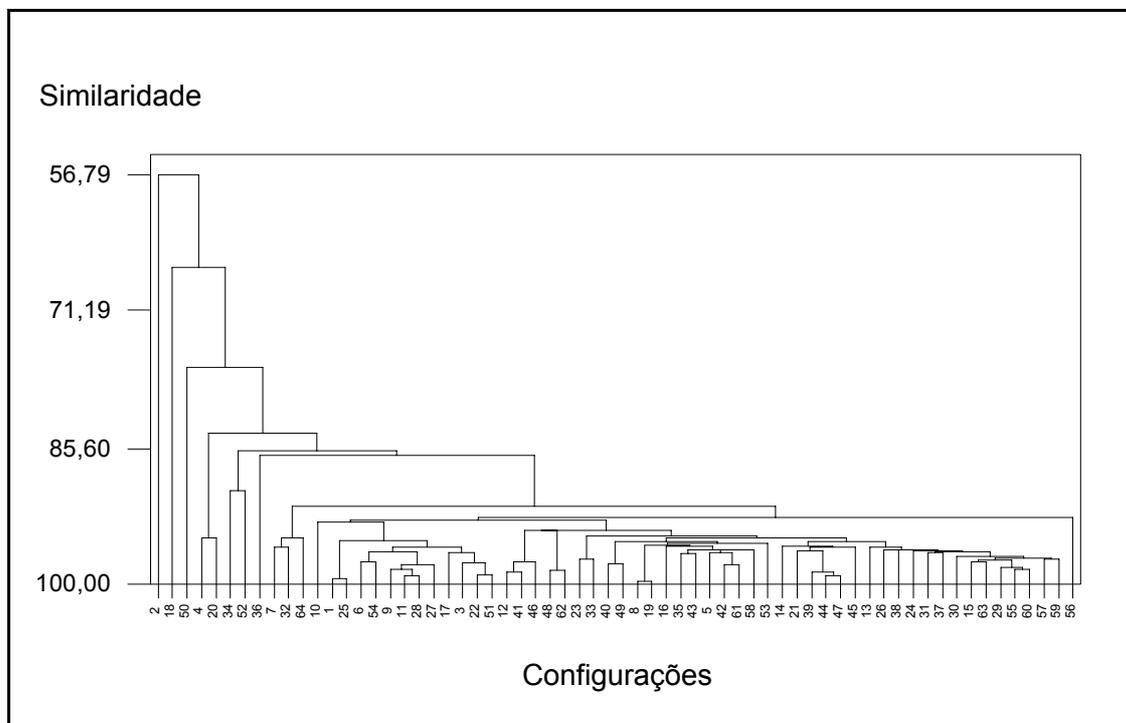


Figura 9 - Dendograma da análise de cluster para as 64 configurações analisadas conforme descritas na Tabela 6.

O grupo I é formado pela configuração 2 (Tabela 6 e Figura 9). Esta configuração inclui as sementes que foram armazenadas em laboratório, com 51% de água, em saco plástico durante 12 meses, emergidas na sombra e em substrato agrícola. Neste caso, as mudas apresentam um crescimento elevado, com valores negativos para CP1, e por um grande contraste entre os valores das variáveis com peso positivo, que apresentam valores elevados, em detrimento aos baixos valores das duas razões consideradas para CP2.

O grupo II é formado pela configuração 18 (Tabela 6), incluindo as sementes que foram armazenadas em câmara fria, com 51% de água, em saco plástico durante 12 meses, emergidas na sombra e em substrato agrícola. Neste grupo as mudas apresentam, em geral, um elevado crescimento, porém aqui, os altos valores das duas razões (MSPA/MSSR e RAF) fazem com que o valor da CP2 seja baixo, indicando valores moderados para as demais variáveis.

O grupo III é formado pela configuração 50 (Tabela 6). Esta inclui as sementes armazenadas em câmara fria, com 15% de água, em saco plástico, durante 12 meses,

emergidas na sombra e em substrato agrícola. Nesta configuração, os resultados são semelhantes aos da configuração 2 (Figura 8), mas com maior valor para a CP1, indicando um menor crescimento das mudas.

O grupo IV é formado pelas configurações 4 e 20 (Tabela 6), apresentado em comum os fatores teor de água (51%), tipo de embalagem (saco de algodão), período de armazenamento (12 meses), luminosidade (sombra) e tipo de substrato (substrato agrícola). As mudas apresentam a menor incorporação de biomassa seca entre todas as configurações já citadas, mas ainda assim, bastante significativa. Quanto à CP2, os valores registrados são intermediários, não sendo possível destacar um desempenho diferenciado das plantas.

O grupo V é composto pelas configurações 34 e 52 (Tabela 6 Figura 9), incluindo as sementes armazenadas com 15% de água, durante 12 meses, emergidas na sombra e com o uso de substrato agrícola. Para estas configurações, pode-se dizer que o valor de CP1 é semelhante aos valores do grupo IV, havendo uma diferença em relação aos valores de CP2, que para este grupo são mais elevados do que os do grupo IV, indicando maior influência das variáveis CPA, AF, CSR e MST no crescimento das mudas.

O grupo VI é composto pela configuração 36 (Tabela 6), englobando as sementes armazenadas com 15% de água, em laboratório, embaladas em saco de algodão durante 12 meses, emergidas na sombra e em substrato agrícola. Neste grupo as mudas apresentam um crescimento menor que os grupos anteriores, destacando-se pelo menor valor de CP2, indicando que as duas razões (MSPA/MSSR e RAF) apresentam, maiores valores, indicando maior crescimento da parte aérea e da área foliar, em oposição a menor incorporação de biomassa no sistema radicular, contrastando com os valores das demais variáveis, que são moderados.

O grupo VII é composto pelas demais configurações, apresentando características diversificadas, não sendo possível distingui-las.

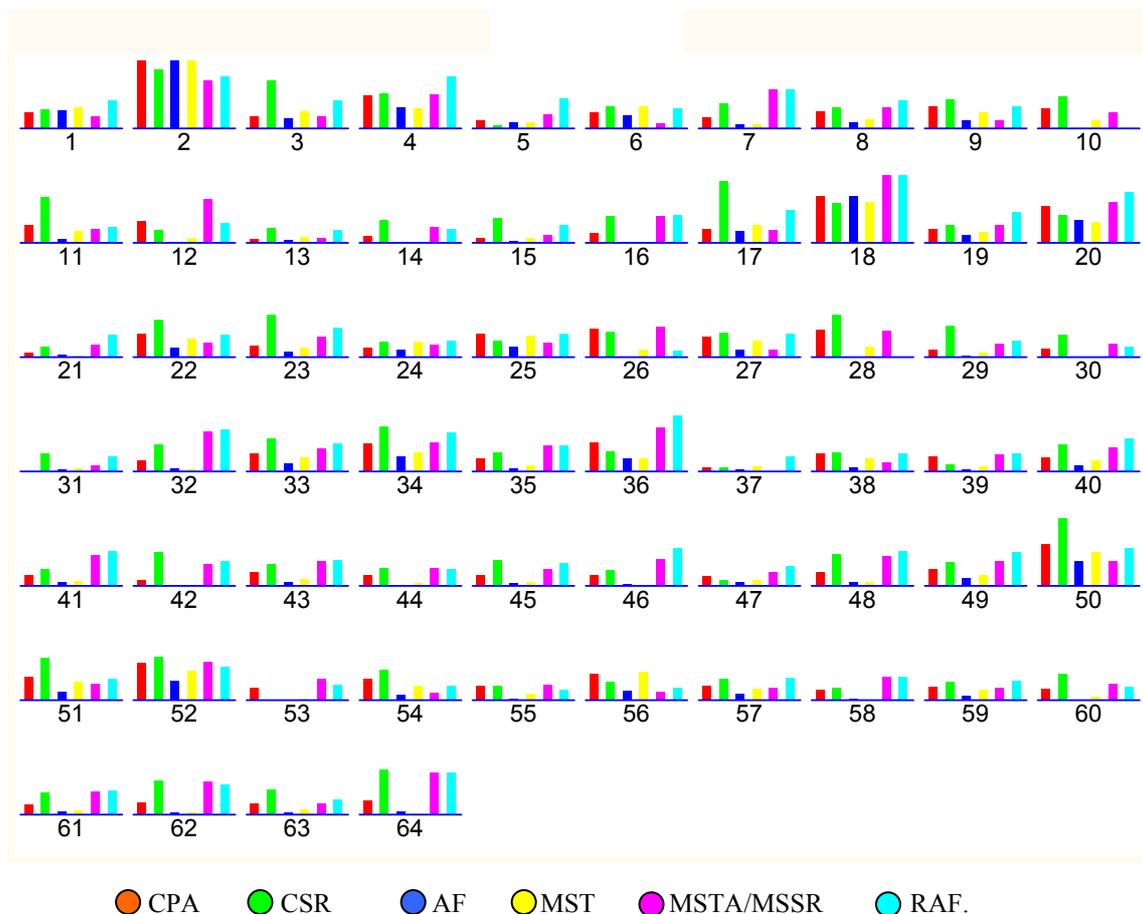


Figura 10: Histograma considerando as variáveis comprimento da parte aérea (CPA), comprimento do sistema radicular (CSR), área foliar (AF), matéria seca total (MST), razão da matéria seca da parte aérea pela matéria seca do sistema radicular (MSPA/MSSR) e razão da área foliar (RAF) para as 64 configurações analisadas.

A Figura 10 analisa o desenvolvimento das mudas, sob as configurações consideradas na Tabela 6, com ausência de escala, para visualizar todas as variáveis conjuntamente. Observa-se um pequeno desenvolvimento das mudas e as configurações de número 2 e 18 se destacam por incluir mudas com crescimento elevado. Nestas duas configurações houve um maior crescimento tanto da parte aérea como do sistema radicular em condições de 65% de sombreamento e em substrato agrícola. As configurações 5, 13, 14, 21, 31, 37 e 47 englobam mudas, que em geral, cresceram pouco.

Para a quarta análise foram considerados os resultados das seis variáveis de interesse (CPA, CSR, AF, MST, MSPA/MSSR e RAF) de plantas provenientes de sementes colhidas com 51 e 15% de água, acondicionadas em embalagem de saco plástico e de algodão, armazenadas em ambiente de laboratório e câmara fria, durante seis e 12 meses, colocadas para emergir a pleno sol e 65% de sombreamento em

vermiculita e solo+serragem. A Tabela 7 inclui as médias para as seis variáveis para as configurações desta análise.

Tabela 7: Valores médios para o comprimento da parte aérea (CPA - cm), comprimento do sistema radicular (CSR - cm), área foliar (AF - cm²), matéria seca total (MST - g), matéria seca da parte aérea pela matéria seca do sistema radicular (MSPA/MSSR - g.g⁻¹) e razão da área foliar (RAF - cm².g).

| Config. | T. Água (%) | Amb. | Emb | Período | Luz | Substrato | CPA | CSR | AF | MST | MSPA/MSSR | RAF |
|---------|-------------|------|-------------|----------|--------|-------------|-------|-------|--------|-------|-----------|-------|
| 1 | 51 | Lab. | S. Plástico | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 15,50 | 46,00 | 71,220 | 2,227 | 0,840 | 32,89 |
| 2 | 51 | Lab. | S. Plástico | 12 meses | Sombra | Solo+Serrag | 10,98 | 49,88 | 53,051 | 1,152 | 0,983 | 46,32 |
| 3 | 51 | Lab. | S. Algodão | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 13,83 | 39,83 | 72,376 | 2,059 | 1,089 | 32,27 |
| 4 | 51 | Lab. | S. Algodão | 12 meses | Sombra | Solo+Serrag | 12,50 | 47,30 | 33,599 | 1,024 | 1,095 | 34,39 |
| 5 | 51 | Lab. | S. Plástico | 12 meses | Sol | Vermiculita | 10,78 | 22,75 | 43,106 | 1,046 | 0,648 | 31,55 |
| 6 | 51 | Lab. | S. Plástico | 12 meses | Sol | Solo+Serrag | 13,13 | 29,50 | 53,142 | 1,278 | 0,734 | 31,22 |
| 7 | 51 | Lab. | S. Algodão | 12 meses | Sol | Vermiculita | 13,50 | 38,75 | 36,887 | 1,209 | 0,819 | 30,31 |
| 8 | 51 | Lab. | S. Algodão | 12 meses | Sol | Solo+Serrag | 12,88 | 49,25 | 41,122 | 1,087 | 0,898 | 38,54 |
| 9 | 51 | Lab. | S. Plástico | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 14,05 | 47,63 | 12,128 | 1,305 | 0,668 | 10,02 |
| 10 | 51 | Lab. | S. Plástico | 6 meses | Sombra | Solo+Serrag | 9,80 | 35,13 | 16,337 | 0,822 | 0,540 | 9,961 |
| 11 | 51 | Lab. | S. Algodão | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 14,33 | 43,88 | 20,580 | 1,344 | 0,629 | 16,88 |
| 12 | 51 | Lab. | S. Algodão | 6 meses | Sombra | Solo+Serrag | 12,70 | 47,78 | 7,879 | 0,586 | 0,950 | 14,31 |
| 13 | 51 | Lab. | S. Plástico | 6 meses | Sol | Vermiculita | 10,40 | 44,45 | 8,743 | 0,731 | 0,653 | 12,98 |
| 14 | 51 | Lab. | S. Plástico | 6 meses | Sol | Solo+Serrag | 11,88 | 37,45 | 10,650 | 0,560 | 0,850 | 20,41 |
| 15 | 51 | Lab. | S. Algodão | 6 meses | Sol | Vermiculita | 10,50 | 32,13 | 12,635 | 0,745 | 0,541 | 12,96 |
| 16 | 51 | Lab. | S. Algodão | 6 meses | Sol | Solo+Serrag | 12,35 | 43,58 | 14,544 | 0,694 | 0,957 | 20,36 |
| 17 | 51 | Lab. | S. Plástico | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 13,60 | 42,75 | 116,92 | 2,769 | 0,846 | 34,91 |
| 18 | 51 | Lab. | S. Plástico | 12 meses | Sombra | Solo+Serrag | 11,48 | 44,05 | 80,407 | 2,003 | 0,772 | 37,52 |
| 19 | 51 | Lab. | S. Algodão | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 10,53 | 38,33 | 38,234 | 1,401 | 0,783 | 26,52 |
| 20 | 51 | Lab. | S. Algodão | 12 meses | Sombra | Solo+Serrag | 11,25 | 38,75 | 39,558 | 0,953 | 1,028 | 43,25 |
| 21 | 51 | Lab. | S. Plástico | 12 meses | Sol | Vermiculita | 15,50 | 42,50 | 48,050 | 1,773 | 0,800 | 26,02 |
| 22 | 51 | Lab. | S. Plástico | 12 meses | Sol | Solo+Serrag | 11,83 | 28,50 | 46,637 | 1,029 | 0,843 | 33,82 |
| 23 | 51 | Lab. | S. Algodão | 12 meses | Sol | Vermiculita | 13,78 | 42,00 | 44,505 | 1,641 | 0,832 | 27,03 |
| 24 | 51 | Lab. | S. Algodão | 12 meses | Sol | Solo+Serrag | 12,73 | 44,75 | 41,983 | 1,033 | 1,055 | 41,55 |
| 25 | 51 | Lab. | S. Plástico | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 13,48 | 44,38 | 17,549 | 1,029 | 0,821 | 15,45 |
| 26 | 51 | Lab. | S. Plástico | 6 meses | Sombra | Solo+Serrag | 14,50 | 48,25 | 28,098 | 1,132 | 0,907 | 24,51 |
| 27 | 51 | Lab. | S. Algodão | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 12,48 | 38,15 | 10,329 | 1,205 | 0,506 | 6,621 |
| 28 | 51 | Lab. | S. Algodão | 6 meses | Sombra | Solo+Serrag | 14,18 | 43,20 | 18,986 | 0,825 | 0,990 | 18,90 |
| 29 | 51 | Lab. | S. Plástico | 6 meses | Sol | Vermiculita | 12,73 | 40,08 | 9,730 | 1,098 | 0,635 | 9,263 |
| 30 | 51 | Lab. | S. Plástico | 6 meses | Sol | Solo+Serrag | 11,85 | 42,98 | 14,729 | 0,614 | 0,830 | 24,13 |
| 31 | 51 | Lab. | S. Algodão | 6 meses | Sol | Vermiculita | 10,05 | 44,60 | 18,284 | 0,954 | 0,685 | 22,04 |
| 32 | 51 | Lab. | S. Algodão | 6 meses | Sol | Solo+Serrag | 9,50 | 39,50 | 11,035 | 0,606 | 0,691 | 13,00 |
| 33 | 15 | C.F. | S. Plástico | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 13,98 | 37,75 | 44,452 | 1,310 | 1,247 | 34,42 |
| 34 | 15 | C.F. | S. Plástico | 12 meses | Sombra | Solo+Serrag | 10,85 | 54,50 | 49,211 | 1,475 | 0,785 | 32,61 |
| 35 | 15 | C.F. | S. Algodão | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 16,23 | 37,00 | 36,612 | 1,153 | 1,448 | 32,47 |
| 36 | 15 | C.F. | S. Algodão | 12 meses | Sombra | Solo+Serrag | 13,08 | 44,63 | 30,531 | 0,961 | 1,084 | 31,68 |
| 37 | 15 | C.F. | S. Plástico | 12 meses | Sol | Vermiculita | 14,48 | 36,25 | 19,879 | 0,979 | 0,698 | 21,63 |
| 38 | 15 | C.F. | S. Plástico | 12 meses | Sol | Solo+Serrag | 8,95 | 28,00 | 30,523 | 0,952 | 1,178 | 36,35 |
| 39 | 15 | C.F. | S. Algodão | 12 meses | Sol | Vermiculita | 14,75 | 42,00 | 21,520 | 1,040 | 0,811 | 22,17 |
| 40 | 15 | C.F. | S. Algodão | 12 meses | Sol | Solo+Serrag | 8,53 | 31,00 | 19,085 | 0,614 | 0,596 | 23,62 |
| 41 | 15 | C.F. | S. Plástico | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 13,50 | 29,00 | 37,624 | 1,099 | 1,182 | 38,19 |
| 42 | 15 | C.F. | S. Plástico | 6 meses | Sombra | Solo+Serrag | 12,73 | 35,13 | 36,209 | 1,047 | 1,018 | 34,87 |
| 43 | 15 | C.F. | S. Algodão | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 12,63 | 39,00 | 31,420 | 1,029 | 1,001 | 32,88 |
| 44 | 15 | C.F. | S. Algodão | 6 meses | Sombra | Solo+Serrag | 13,25 | 33,38 | 21,364 | 0,834 | 0,765 | 27,69 |
| 45 | 15 | C.F. | S. Plástico | 6 meses | Sol | Vermiculita | 13,58 | 44,75 | 30,427 | 1,018 | 0,846 | 29,89 |
| 46 | 15 | C.F. | S. Plástico | 6 meses | Sol | Solo+Serrag | 12,98 | 36,75 | 18,439 | 0,755 | 0,998 | 24,70 |
| 47 | 15 | C.F. | S. Algodão | 6 meses | Sol | Vermiculita | 12,88 | 44,75 | 26,156 | 0,916 | 0,818 | 32,18 |
| 48 | 15 | C.F. | S. Algodão | 6 meses | Sol | Solo+Serrag | 13,35 | 45,00 | 17,965 | 0,742 | 1,063 | 22,32 |
| 49 | 15 | C.F. | S. Plástico | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 14,68 | 36,00 | 40,895 | 1,788 | 0,821 | 22,66 |
| 50 | 15 | C.F. | S. Plástico | 12 meses | Sombra | Solo+Serrag | 10,83 | 54,25 | 37,494 | 1,254 | 0,790 | 29,46 |
| 51 | 15 | C.F. | S. Algodão | 12 meses | Sombra | Vermiculita | 16,43 | 38,00 | 53,500 | 2,489 | 0,837 | 21,90 |
| 52 | 15 | C.F. | S. Algodão | 12 meses | Sombra | Solo+Serrag | 12,33 | 55,00 | 36,226 | 1,471 | 0,812 | 26,60 |
| 53 | 15 | C.F. | S. Plástico | 12 meses | Sol | Vermiculita | 14,18 | 45,75 | 11,992 | 1,022 | 0,802 | 11,97 |
| 54 | 15 | C.F. | S. Plástico | 12 meses | Sol | Solo+Serrag | 11,33 | 42,75 | 26,495 | 1,020 | 0,762 | 29,32 |
| 55 | 15 | C.F. | S. Algodão | 12 meses | Sol | Vermiculita | 16,78 | 37,00 | 37,734 | 1,868 | 0,956 | 20,08 |
| 56 | 15 | C.F. | S. Algodão | 12 meses | Sol | Solo+Serrag | 12,25 | 41,75 | 31,182 | 1,002 | 0,977 | 31,08 |
| 57 | 15 | C.F. | S. Plástico | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 13,73 | 30,05 | 34,526 | 1,088 | 1,210 | 33,47 |
| 58 | 15 | C.F. | S. Plástico | 6 meses | Sombra | Solo+Serrag | 13,03 | 33,13 | 34,112 | 0,922 | 1,111 | 38,05 |
| 59 | 15 | C.F. | S. Algodão | 6 meses | Sombra | Vermiculita | 14,18 | 41,20 | 33,149 | 1,295 | 1,027 | 27,40 |
| 60 | 15 | C.F. | S. Algodão | 6 meses | Sombra | Solo+Serrag | 13,03 | 45,13 | 20,048 | 0,861 | 0,917 | 23,68 |
| 61 | 15 | C.F. | S. Plástico | 6 meses | Sol | Vermiculita | 14,25 | 43,78 | 34,813 | 1,202 | 0,996 | 29,02 |
| 62 | 15 | C.F. | S. Plástico | 6 meses | Sol | Solo+Serrag | 13,70 | 49,25 | 21,452 | 0,831 | 1,147 | 23,60 |
| 63 | 15 | C.F. | S. Algodão | 6 meses | Sol | Vermiculita | 12,78 | 37,93 | 28,106 | 0,925 | 0,947 | 30,16 |
| 64 | 15 | C.F. | S. Algodão | 6 meses | Sol | Solo+Serrag | 13,05 | 46,88 | 22,274 | 0,850 | 0,976 | 25,42 |

A análise de componentes principais forneceu os resultados descritos a seguir. Com os três primeiras componentes, CP1, CP2 e CP3, é possível descrever 81,3% da variabilidade total dos dados originais e as combinações lineares obtidas foram as seguintes:

$$CP1 = 0,317*CPA + 0,031*CSR + 0,576*AF + 0,496*MST + 0,335*(MSPA/MSSR) + 0,456*RAF$$

$$CP2 = 0,340*CPA + 0,368*CSR + 0,082*AF + 0,475*MST - 0,507*(MSPA/MSSR) - 0,509*RAF$$

e

$$CP3 = 0,557*CPA + 0,454*CSR - 0,360*AF - 0,230*MST + 0,537*(MSPA/MSSR) - 0,108*RAF$$

O CP1 atribui pesos positivos para todas as variáveis. Este componente mostra o crescimento da muda como um todo. Pode-se dizer que as mudas que incorporaram maior quantidade de biomassa apresentam valores maiores para as variáveis consideradas, originando valores maiores de CP1.

O CP2 atribui pesos positivos para as variáveis CPA, AF, CSR e MST, e pesos negativos para as variáveis MSPA/MSSR e RAF. Pode-se dizer que as mudas com valores altos de CP2, apresentam elevados valores para as quatro primeiras variáveis, e baixos valores para MSPA/MSSR e RAF.

O CP3 atribui pesos positivos para as variáveis CPA, CSR e MSPA/MSSR e, negativos para as demais. Valores elevados de CP3 indicam maiores valores para as três variáveis com pesos positivos e reduzidos para as variáveis com ponderação negativa (Figura 11).

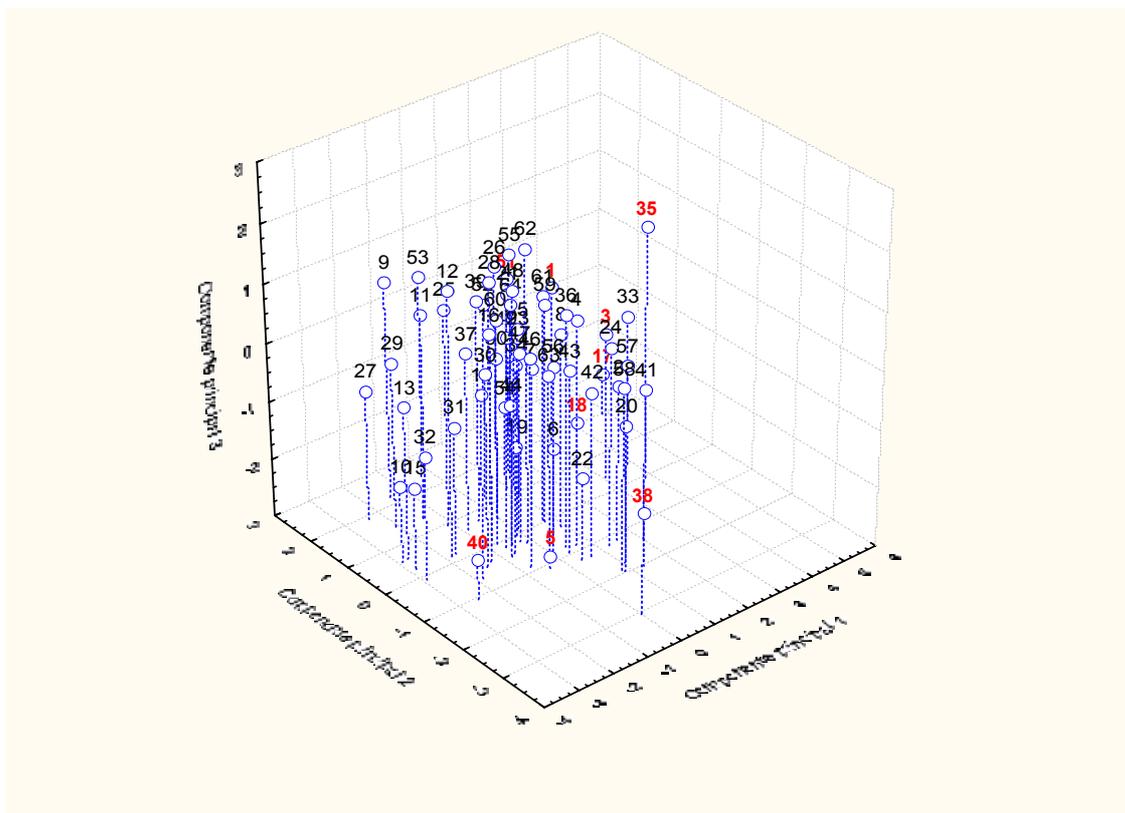


Figura 11: Gráfico de dispersão para CP1, CP2 e CP3 das variáveis respostas (CPA, CSR, AF, MST, MSPA/MSSR, RAF) de plantas de *Sapindus saponaria*.

Observando-se a Figura 12, é possível formar nove grupos, utilizando um índice de similaridade de aproximadamente 84,00. Os grupos podem ser observados também no diagrama de dispersão (Figura 11). As configurações em vermelho formam grupos individuais ou em dupla e as demais configurações formam um único grupo.

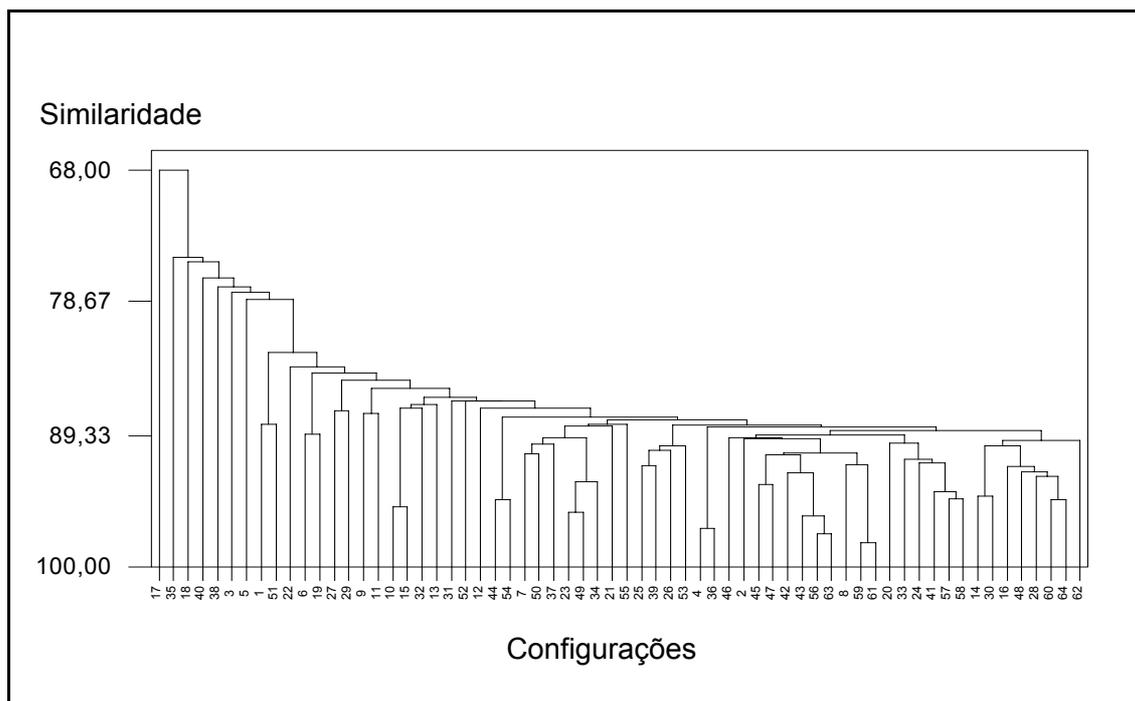


Figura 12 - Dendrograma da análise de cluster para as 64 configurações analisadas conforme descritas na Tabela 7.

O grupo I é formado pela configuração 17 (Tabela 7). Esta inclui sementes armazenadas em laboratório com 51% de água, em saco plástico, durante 12 meses, emergidas na sombra e em vermiculita. Destaca-se pelo maior valor de CP1 indicando um crescimento elevado, de modo geral, além da obtenção de um valor positivo para CP2, sugerindo elevados valores para as variáveis CPA, CSR, AF e MST, em detrimento às duas razões (MSPA/MSSR e RAF). CP3 também apresenta um valor negativo, indicando que as variáveis com ponderação negativa (AF, MST e RAF) têm valores mais influentes que as demais variáveis.

O grupo II é formado pela configuração 35 (Tabela 7). Esta inclui sementes armazenadas em câmara fria com 15% de água, em saco de algodão durante 12 meses, emergidas na sombra e em vermiculita. Esta se destaca por apresentar um valor elevado para CP1, com baixo valor para CP2 e pelo maior valor para CP3, indicando um maior contraste, dentre as 64 configurações.

O grupo III é formado pela configuração 18 (Tabela 7). Esta inclui sementes armazenadas em laboratório com 51% de água, em saco plástico durante 12 meses, emergidas na sombra e em substrato composto por solo+serragem. Apresenta um valor elevado para CP1 e pequeno para CP3, sugerindo menores valores para CPA, CSR e MSPA/MSSR e com maiores valores para AF, MST e RAF.

O grupo IV é formado pela configuração 40 (Tabela 7), onde se utilizou sementes armazenadas em laboratório com 15% de água, em câmara fria, em saco de

algodão durante 12 meses, emergidas no sol e em solo+serragem. Estas mudas se desenvolveram pouco (baixo valor de CP1) com baixo valor para CP3, sugerindo menores valores para CPA, CSR e MSPA/MSSR e com maiores valores para AF, MST e RAF.

O grupo V é formado pela configuração 38 (Tabela 7) incluindo as sementes armazenadas em câmara fria com 15% de água, em saco plástico durante 12 meses, emergidas no sol e em substrato composto por solo+serragem. Esta se destaca pelo menor valor de CP2, indicando taxas mais elevadas para as duas razões (MSPA/MSSR e RAF), e baixa magnitude para as outras quatro variáveis. Além disso, apresenta valor negativo para CP3.

O grupo VI é formado pela configuração 3 (Tabela 7), incluindo sementes armazenadas em laboratório, com 51% de água, em saco de algodão por um período de 12 meses, emergidas na sombra e em vermiculita. Esta se destaca por apresentar um valor elevado para CP1, e com valores intermediários para as demais componentes.

O grupo VII é composto pela configuração 5 (Tabela 7), incluindo sementes armazenadas em laboratório, com 51% de água, em saco plástico por um período de um ano, emergidas no sol e em vermiculita. Esta se destaca por apresentar o menor valor de CP3, com valores moderados para as demais componentes.

O grupo VIII é formado pelas configurações 1 e 51 (Tabela 7), que incluem sementes que foram armazenadas durante 12 meses, emergiram na sombra e em vermiculita. Estas se destacam por apresentarem os CP1 e CP2 positivos, com maiores valores para CPA, CSR, AF e MST.

O grupo IX é composto pelas demais configurações.

A Figura 13 mostra, de uma forma geral, o desenvolvimento das mudas, sob as configurações consideradas na Tabela 7 e a ausência de escala permite visualizar todas as variáveis conjuntamente. A configuração 17 se destaca por incluir mudas com maior crescimento global e elevados valores para as variáveis CPA, CSR, AF e MST.

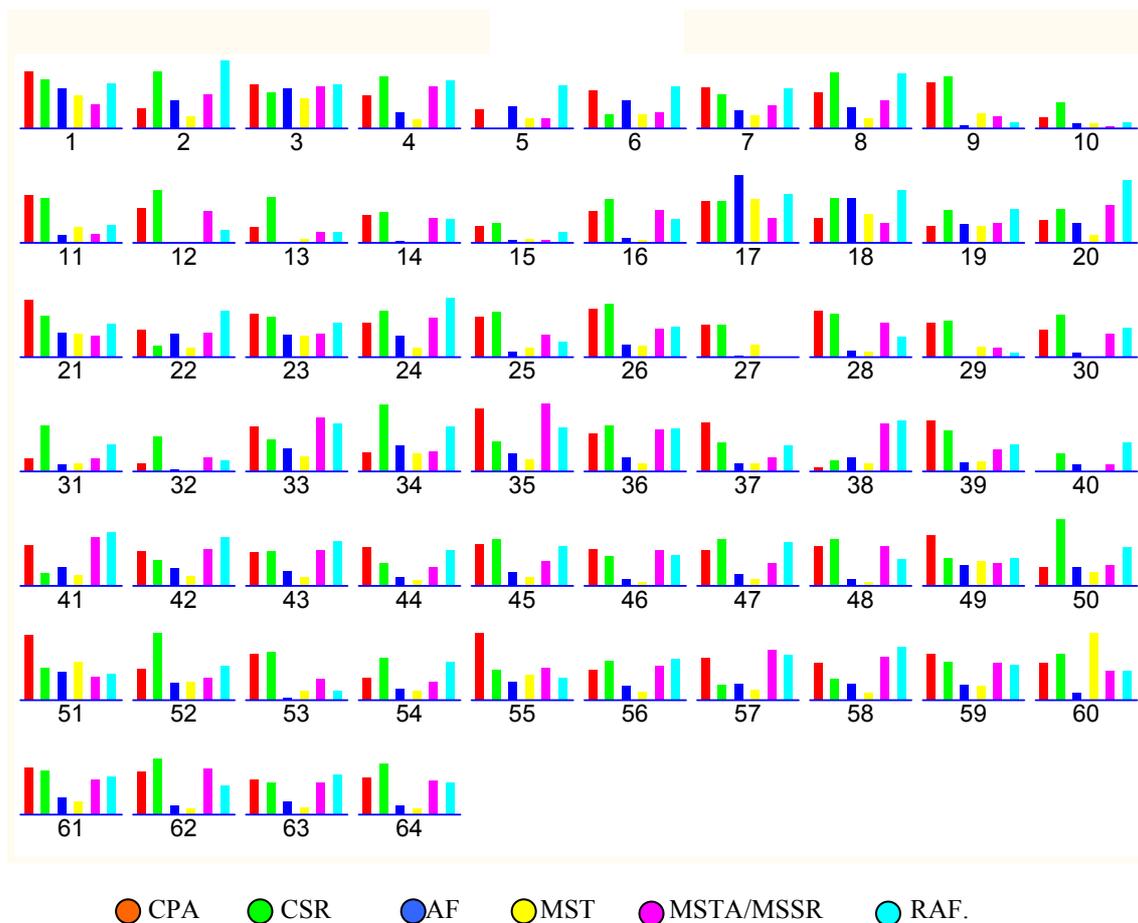


Figura 13: Histograma considerando as variáveis comprimento da parte aérea (CPA), comprimento do sistema radicular (CSR), área foliar (AF), matéria seca total (MST), razão da matéria seca da parte aérea pela matéria seca do sistema radicular (MSPA/MSSR) e razão da área foliar (RAF) para as 64 configurações analisadas.

Pelos resultados da terceira e quarta análise observa-se que novamente as mudas provenientes de sementes coletadas com 51% de água crescem mais e que nestas condições, o armazenamento durante 12 meses, tanto em câmara fria como em laboratório foi eficiente na manutenção da viabilidade da semente. Além disso, o crescimento em condições de 65% de sombreamento e em substrato agrícola, vermiculita e solo+serragem foram benéficos para as mudas. Vale destacar aqui que, pelos dados da Figura 10, as piores condições para o crescimento das mudas foram aquelas em que se utilizou como substrato areia+solo, independente dos outros fatores.

Novamente mudas sob 65% de sombreamento apresentaram maiores valores para MSPA/MSSR e para RAF, havendo maior conversão de biomassa para a parte aérea e uma maior área foliar como forma de adaptação a baixa quantidade de luz incidente.

Os resultados apresentados nas quatro análises indicam que mudas de *Sapindus saponaria* se desenvolvem mais em ambientes sombreados e que a MSPA/MSSR e RAF também foram maiores neste ambiente embora seja considerada uma espécie pioneira, este maior desenvolvimento é um mecanismo de adaptação de plantas que tem maior habilidade competitiva.

CONCLUSÃO

Há interferência do teor de água, do sombreamento e do substrato no crescimento de mudas de *Sapindus saponaria* aos 270 dias após a semeadura.

Mudas de *S. saponaria* apresentam maior crescimento quando são cultivadas em condições de 65% de sombreamento e em substrato agrícola.

O armazenamento reduziu o teor de água das sementes e influenciou positivamente o crescimento das mudas.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGUIAR, F.F.A.; BARBEDO, C.J. Efeito de fatores ambientais no crescimento de mudas de pau-brasil (*Caesalpinia echinata* Lam.). **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, v.2. n.1, p.26-32, 1996.

AGUIAR, F.F.A.; ISMAEL, J.J.; BANZATTO, D.A.; VALERI, S.V.; ALVARENGA, S.F.; CORRADINE, L. **Efeitos da composição do substrato para tubetes no compostamento de *Eucalyptus grandis* Hill Ex Maiden no viveiro e no campo.** Piracicaba: IPEF, 1992.10p. (Circular Técnica n. 180).

ALVARENGA, A.A.; CASTRO, E.M.; LIMA JUNIOR, E.C.; MAGALHÃES, M.M. Effects of different light levels on the initial growth and photosynthesis of *Croton urucurana* Baill. in southeastern Brazil. **Revista Árvore**, v.27, n.1, p.53-57, 2003.

BEERLING, D.J.; FRY, J.C. A comparison of the accuracy, variability, and speed of five different methods for estimating leaf area. **Annals of Botany**, v.65, p.483-488, 1990.

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. **Regras para análise de sementes.** Brasília: SNDA/DNDV/CLAV, 1992. 365 p.

CARNEIRO, J.G.A. **Produção e controle de qualidade de mudas florestais.** Curitiba: UFPR/FUPEF, 1995. 451p.

CARVALHO FILHO, J.L.S.; ARRIGONI-BRLANK, M.F., BLANK, A.F.; SANTOS NETO, A.L.; AMÂNCIO, V.F. Produção de mudas de *Cassia grandis* L. em diferentes ambientes, recipientes e misturas de substratos. **Revista Ceres**, v.49, n.284, p.341-352, 2002.

CAVALCANTI, N.B.; RESENDE, G.M.; BRITO, L.T.L. Emergência e crescimento do imbuzeiro (*Spondias tuberosa* Arr. Cam.) em diferentes substratos. **Revista Ceres**, v.49, n.282, p.97-108, 2002.

CLAUSSEN, J.W. Acclimation abilities of three tropical rainforest seedlings to an increase in light intensity. **Forest Ecology and Management**, v.80, p.245-255, 1996.

FONSECA, C.E.L.; CONDÉ, R.C.C. Estimativa da área foliar em mudas de mangabeira (*Hancornia speciosa* Gom.). **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.29, n.4, p.593-599, 1994.

FONSECA, E.P.; VALERI, S.V.; MIGLIORANZA, E.; FONSECA, N.A.N.; COUTO, L. Padrão de qualidade de mudas de *Trema micrantha* (L.) Blume, produzidas sob diferentes períodos de sombreamento. **Revista Árvore**, v.26, n.4, p.515-523, 2002.

GOMES, J.M.; COUTO, L.; LEITE, H.G.; XAVIER, A.; GARCIA, S.L.R. Parâmetros morfológicos na avaliação da qualidade de mudas de *Eucalyptus grandis*. **Revista Árvore**, v.26, n.6, p. 655-664, 2002.

GROLLI, P.R.; KAMPF, A.N. Crescimento inicial de *Gravillea robusta* A. Cunn. (Proteaceae) em substratos com composto de lixo domiciliar urbano. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.29, n.5, p.757-762, 1994.

KRAMER, P.J.; BOYER, J.S. **Water relations of plants and soils**. San Diego: Academic Press, 1995. 495p.

LEMOS, T.L.G.; MENDES, A.L.; SOUSA, M.P.; BRAZ-FILHO, R. New saponin from *Sapindus saponaria*. **Fitoterapia**, v.63, n.6, p.515-517, 1992.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras**: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas do Brasil. Nova Odessa: Plantarum, 1992. 368 p.

MAIA, C.M.B.F. Uso de casca de *Pinus* e lodo biológico como substrato para a produção de mudas de *Pinus taeda*. **Boletim de pesquisa florestal**, n.39, p.81-92, 1999.

MELO, F.P.L.; AGUIAR NETO, A.V.; SIMABUKURO, E.A.; TABARELLI, M. Recrutamento e estabelecimento de plântulas. In: FERREIRA, A.G.; BORGHETTI, F. (Orgs). **Germinação**: do básico ao aplicado. Porto Alegre: Artmed, 2004. p. 237-250.

MELO, J.T.; SILVA, J.A.; TORRES, R.A.A.; SILVEIRA, C.E.S.; CALDAS, L.S. Coleta, propagação e desenvolvimento inicial de espécies do cerrado. In: SANO, S.M.; ALMEIDA, S.P. (Eds.). **Cerrado**: ambiente e flora. Planaltina, D.F.: Embrapa – CPAC, 1998. p. 195-243.

MORAIS NETO, S.P, GONÇALVES, J.L.M.; TAKAKI, M.; CENCI, S.; GONÇALVES, J.C. Crescimento de mudas de algumas espécies arbóreas que ocorrem na mata atlântica em função do nível de luminosidade. **Revista Árvore**, v.24, n.1, p. 35-45, 2000.

NAKAGAWA, J. Teste de vigor baseado na avaliação de plântulas. In: VIEIRA, R. D.; CARVALHO, N. M. **Testes de vigor em sementes**. Jaboticabal: FUNEP, 1994. p. 49-85.

NOGUEIRA, A.C.; VAZ, E.T. Influência da profundidade de semeadura na germinação e desenvolvimento inicial de *Dipteryx alata* Vog. In: CONGRESSO FLORESTAL PANAMERICANO, 1; CONGRESSO FLORESTAL BRASILEIRO, 7., 1993, Curitiba. **Anais...** Curitiba: Sociedade Brasileira de Silvicultura/Sociedade Brasileira de Engenheiros Florestais, 1993. v.2. p.429-431.

PAOLI, A.A.S.; SANTOS, M.R.O. Caracterização morfológica de frutos, sementes e plântulas de *Sapindus saponaria* L. (Sapindaceae). **Revista Brasileira de Sementes**, v.20, n.2, p.385-391, 1998.

PARRON, L.M.; CAUS, J.F. Produção de mudas de espécies arbóreas de matas de galeria: substrato e inoculação com fungos micorrízicos. In: RIBEIRO, J.F.; FONSECA, C.E.L.; SILVA, J.C.S. (Eds.). **Cerrado: caracterização e recuperação de matas de galeria**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2001. p.733-776.

POGGIANI, F.; BRUNI, S.; BARBOSA, E.S.Q. Efeito do sombreamento sobre o crescimento das mudas de três espécies florestais. **Revista do Instituto Florestal de São Paulo**, v.4, n.2, p.564-569, 1992.

PORTELA, R.C.Q.; SILVA, I.L.; PIÑA-RODRIGUES, F.C.M. Crescimento inicial de mudas de *Clitoria fairchildiana* Howard e *Peltophorum dubium* (Spreng) Taub em diferentes condições de sombreamento. **Ciência Florestal**, v.11, n.2, p.163-170, 2001.

PURI, S. & SWAMY, S.L. Growth and biomass production in *Azadirachta indica* seedlings in response to nutrients (N and P) and moisture stress. **Agroforestry Systems**, v.51, p.57-68, 2001.

REYES, A. E. L. **Árvores medicinais**. Disponível em:

<<http://www.esalq.usp.br/trilhas/medicina/>>. Acesso em: 14 ago. 2000.

RIBEIRO, A.; ZANI, C.L.; ALVES, T.M.D.; MENDES, N.M.; HAMBURGER, M.; HOSTETTMANN, K. Molluscicidal saponins from the pericarp of *Sapindus saponaria*. **International Journal of Pharmacognosy**, v.33, n.3, p.177-180, 1995.

SAMÔR, O.J.M.; CARNEIRO, J.G.A.; BARROSO, D.G.; LELES, P.S.S. Qualidade de mudas de angico e sesbânia, produzidas em diferentes recipientes e substratos. **Revista Árvore**, v.26, n.2, p.209-215, 2002.

SANTARELLI, E.G. Produção de mudas de espécies nativas para florestas ciliares. In: RODRIGUES, R.R.; LEITÃO FILHO, H.F. **Matas ciliares: conservação e recuperação**. 2. ed. São Paulo: Editora da Universidade de São Paulo: FAPESP, 2001. 320p.

SCALON, S.P.Q.; ALVARENGA, A.A. Efeito do sombreamento sobre a formação de mudas de pau-pereira (*Platycyamus regnelli* Benth.). **Revista Árvore**, v.17, n.3, p.265-270, 1993.

SCALON, S.P.Q.; MUSSURY, R.M.; RIGONI, M.R.; SCALON FILHO, H.. Crescimento inicial de mudas de *Bombacopsis glabra* (Pasq.) A. Robyns sob condição de sombreamento. **Revista Árvore**, v.27, n.6, p. 753-758, 2003.

SILVA, J.E.; RESCK, V.S.; SHARMA, R.D. **Utilização do lodo de esgoto na agricultura**. Planaltina, DF: EMBRAPA-CPAC, 1999. 2p. (Guia Técnico do Produtor Rural, n. 36).

TANAKA, O.; TAMURA, Y.; MASUDA, H.; MIZUTANI, K. Application of saponins in foods and cosmetics: saponins of *Mohave yucca* and *Sapindus mukurossi*. Saponins used in food and agriculture. **Advances in Experimental Medicine and Biology**, v.405, p.1-11, 1996.

TRIGUEIRO, R.M.; GUERRINI, I.A. Uso de bio sólido como substrato para produção de mudas de eucalipto. **Scientia forestalis**, n.64, p.150-162, 2003.

CONCLUSÕES GERAIS

Há interferência do teor de água das sementes, das condições de armazenamento, do substrato e luminosidade na emergência e vigor de plântulas e crescimento das mudas de *Ocotea porosa* e de *Sapindus saponaria*.

Sementes de *Ocotea porosa* coletadas com 40% de água mantêm a viabilidade e o vigor durante seis meses quando acondicionadas em saco plástico e armazenadas em condições de ambiente de laboratório, e que as mudas originadas de sementes armazenadas com 30% de água, armazenadas em câmara fria apresentam um maior crescimento sob 65% de sombreamento em solo+serragem.

Sementes de *Sapindus saponaria* mantêm a viabilidade e o vigor durante pelo menos doze meses quando coletadas com 15% de água, acondicionadas em sacos de papel ou de plástico, armazenadas em câmara fria, e quando semeadas e mantidas sob 65% de sombreamento em substrato agrícola ou em solo+serragem propiciam maior crescimento das plantas aos 270 dias após a semeadura.