

UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ

MICHELE FERNANDA BORTOLINI

**PRODUÇÃO DE MUDAS DE *Gleditschia amorphoides* Taub. E *Cupania vernalis*
Camb.**

**CURITIBA
2009**

MICHELE FERNANDA BORTOLINI

**PRODUÇÃO DE MUDAS DE *Gleditschia amorphoides* Taub. E *Cupania vernalis*
Camb.**

Tese apresentada ao Curso de Pós-Graduação em Agronomia, área de concentração em Produção Vegetal, Departamento de Fitotecnia e Fitossanitarismo, Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Paraná, como parte das exigências para a obtenção do título de Doutor em Ciências.

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Katia Christina Zuffellato-Ribas

Co-orientadores: Prof. Dr. Henrique Soares Koehler
Prof^a. Dr^a Andréa Maria Teixeira Fortes

**CURITIBA
2009**

DEDICO

**À minha querida família que não mede esforços no
apoio das minhas escolhas.**

AGRADECIMENTOS

A Deus, pela benção, proteção, saúde e paz.

À Professora Dra. Katia Christina Zuffellato-Ribas, pela amizade, orientação, apoio e confiança sempre dedicada, mesmo à distância.

Ao Professor Dr. Henrique Soares Koehler pelo auxílio e paciência durante a realização deste trabalho e a Professora Dra. Andréa Maria Teixeira Fortes que além do auxílio, sempre esteve presente.

Ao Núcleo de Estações Experimentais da Universidade Estadual do Oeste do Paraná pelo auxílio na coleta das sementes e pelo espaço cedido no viveiro para a realização deste trabalho.

Ao Sr. Ivar Wendling, Srta. Dagma Kratz e ao Sr. Renato Dedececk colaboradores da Embrapa Floresta, e equipe do Laboratório de Química Agrícola e Ambiental da Unioeste, Campus Marechal Cândido Rondon – PR, pela realização e auxílio nas análises dos substratos.

Ao CNPq, pelo apoio financeiro concedido durante parte do trabalho, e a Eucatex pela doação de substratos do tipo Plantmax Florestal[®] para os testes experimentais.

A todos os amigos e colegas que de alguma maneira ou de outra auxiliaram no decorrer do trabalho, em extrema consideração aos meus pais que participaram ativamente na instalação e avaliação dos experimentos.

Ao meu amigo Alcesio, pelo apoio e amor dedicado.

SUMÁRIO

LISTA DE FIGURAS	iix
LISTA DE TABELAS	ix
LISTA DE APÊNDICES	xi
RESUMO	xii
ABSTRACT	xiii
1 INTRODUÇÃO	01
2 REVISÃO DE LITERATURA	03
2.1 FISILOGIA DA SEMENTE.....	03
2.2 GERMINAÇÃO.....	05
2.2.1 Fatores que afetam a germinação.....	08
2.2.1.1 Viabilidade e longevidade.....	08
2.2.1.2 Morfologia e genótipo da semente.....	09
2.2.1.3 Água.....	11
2.2.1.4 Temperatura.....	11
2.2.1.5 Oxigênio.....	12
2.2.1.6 Luz.....	13
2.3 DORMÊNCIA.....	14
2.3.1 Causas de dormência.....	19
2.3.2 Métodos de Superação.....	24
2.4 PRODUÇÃO DE MUDAS.....	28
2.4.1 Qualidade das mudas.....	28
2.4.2 Qualidade genética das sementes.....	29
2.4.3 Métodos de semeadura.....	30
2.4.4 Recipientes.....	33
2.4.5 Substratos.....	36
2.4.5.1 Propriedades dos substratos.....	41
2.4.5.2 Nutrientes.....	43
2.5 ESPÉCIES ESTUDADAS.....	45
2.5.1 <i>Gleditschia amorphoides</i> Taub.....	45
2.5.2 <i>Cupania vernalis</i> Camb.....	47

3. REFERÊNCIAS.....	49
4. CAPÍTULO I - Superação de dormência em sementes de <i>Gleditschia amorphoides</i> Taub.	66
RESUMO.....	66
ABSTRACT.....	66
4.1 INTRODUÇÃO.....	67
4.2 MATERIAL E MÉTODOS.....	70
4.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	72
4.4 CONCLUSÃO.....	78
4.5 REFERÊNCIAS	78
5. CAPÍTULO II - Comportamento de mudas de <i>Gleditschia amorphoides</i> Taub. produzidas com diferentes substratos.....	83
RESUMO.....	83
ABSTRACT.....	83
5.1 INTRODUÇÃO.....	84
5.2 MATERIAL E MÉTODOS.....	86
5.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	89
5.4 CONCLUSÕES.....	99
5.5 REFERÊNCIAS.....	99
6. CAPÍTULO III - Superação da dormência em sementes de <i>Cupania vernalis</i> Camb.....	105
RESUMO.....	105
ABSTRACT.....	105
6.1 INTRODUÇÃO.....	106
6.2 MATERIAL E MÉTODOS.....	109
6.3 RESULTADO E DISCUSSÃO.....	111
6.4 CONCLUSÃO.....	115
6.5 REFERÊNCIAS.....	116
7. CAPÍTULO IV - Comportamento de mudas de <i>Cupania vernalis</i> Camb. produzidas com diferentes substratos.....	120
RESUMO.....	120
ABSTRACT.....	120

7.1 INTRODUÇÃO.....	121
7.2 MATERIAL E MÉTODOS.....	124
7.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	126
7.4 CONCLUSÕES.....	135
7.5 REFERÊNCIAS.....	136
8.CONCIDERAÇÕES FINAIS.....	141
APÊNDICES.....	143

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Curva de absorção de água de sementes intactas e escarificadas de <i>Gleditschia amorphoides</i> Taub.....	73
Figura 2. Curva de absorção de água de sementes intactas e escarificadas de <i>Cupania vernalis</i> Camb.....	112

LISTA DE TABELAS

TABELA 1.	Porcentagem média de germinação, tempo médio de germinação e velocidade média de germinação de sementes de <i>G. amorphoides</i> Taub. submetidas a tratamentos para superar a dormência durante 26 dias.....	75
TABELA 2	Composição dos substratos utilizados para o crescimento de <i>G. amorphoides</i> (base volume/volume).....	87
TABELA 3.	Diâmetro do colo (mm) de mudas de <i>G. amorphoides</i> Taub. submetidas a diferentes substratos para diferentes idades da muda.....	90
TABELA 4.	Altura (cm) de mudas de <i>G. amorphoides</i> Taub. submetidas a diferentes substratos para diferentes idades da muda.....	91
TABELA 5.	Massa seca da raiz (MSR), massa seca da parte aérea (MSA), relação entre massa seca da raiz e da parte aérea (MSR/MSA) e área foliar (mm ²) obtidos para mudas de <i>G. amorphoides</i> Taub. submetidas a diferentes substratos, aos 180 dias após semeadura.....	92
TABELA 6.	Capacidade de retenção de água (C.r.a) e porosidade total para diferentes substratos testados no desenvolvimento de mudas de <i>G. amorphoides</i> Taub.....	94
TABELA 7.	Teores nutricionais e pH para diferentes substratos no momento da instalação do experimento, com <i>G. amorphoides</i>	96
TABELA 8.	Teores nutricionais totais das mudas de <i>G. amorphoides</i> e dos diferentes substratos no momento da avaliação.....	98
TABELA 9.	Porcentagem de germinação, tempo médio de germinação (dias) e velocidade média de germinação de sementes de <i>C. vernalis</i> Camb., submetidas a tratamentos para superação de dormência durante 52 dias.....	114
TABELA 10.	Composição dos substratos utilizados para o crescimento de <i>C. vernalis</i> (base volume/volume).....	125
TABELA 11.	Diâmetro do colo (mm) de mudas de <i>C. vernalis</i> Camb. submetidas a diferentes substratos para diferentes idades da muda.....	127
TABELA 12.	Altura (cm) de mudas de <i>C. vernalis</i> Camb. submetidas a diferentes substratos para diferentes idades da muda.....	128

TABELA 13.	Massa seca da raiz (MSR), massa seca da parte aérea (MSA), relação entre a massa seca da raiz e da parte aérea (MSR/MSA) e área foliar (mm ²) obtidos para mudas de <i>C. vernalis</i> Camb. submetidas a diferentes substratos, aos 210 dias após semeadura.	130
TABELA 14.	Capacidade de retenção de água (C.r.a) e porosidade total para diferentes substratos testados no desenvolvimento de mudas de <i>C. vernalis</i> Camb.....	132
TABELA 15.	Teores nutricionais para diferentes substratos no momento da instalação do experimento com <i>C. vernalis</i>	133
TABELA 16.	Teores nutricionais totais das mudas de <i>C. vernalis</i> e dos diferentes substratos no término do experimento.....	134

LISTA DE APÊNDICES

Apêndice 1.	Imagens de exemplares de <i>G. amorphoides</i> Taub. A – Botão floral; B – Fruto maduro; C – Tronco; D – Sementes.....	144
Apêndice 2.	Imagens de exemplares de <i>C. vernalis</i> Camb. A - Árvore; B - Botão floral; C - Inflorescência; D - Fruto maduro.....	145
Apêndice 3.	Resultado da análise de variância para a porcentagem de germinação, tempo médio e velocidade média de germinação, obtidos para sementes de <i>G. amorphoides</i> Taub.	146
Apêndice 4.	Resultado da análise de variância para o diâmetro do colo (mm) e altura (cm) obtidos para mudas de <i>G. amorphoides</i> Taub.....	146
Apêndice 5.	Resultado da análise de variância para a massa seca da raiz (MSR), massa seca da parte aérea (MSA), relação entre a massa seca da raiz e da parte aérea (MSR/MSA) e área foliar (mm ²) obtidos para mudas de <i>G. amorphoides</i> Taub.....	146
Apêndice 6.	Resultado da análise de variância para a capacidade de retenção de água (C.r.a) e porosidade total para diferentes substratos testados no desenvolvimento de mudas de <i>G. amorphoides</i> Taub..	147
Apêndice 7.	Resultado da análise de variância de porcentagem de germinação, tempo médio e velocidade média de germinação, obtidos para sementes de <i>C. vernalis</i> Camb.....	147
Apêndice 8.	Resultado da análise de variância para o diâmetro do colo (mm) e altura (cm) obtidos para mudas de <i>C. vernalis</i> Camb.....	147
Apêndice 9.	Resultado da análise de variância para a massa seca da raiz (MSR), massa seca da parte aérea (MSA), relação entre massa seca da raiz e da parte aérea (MSR/MSA) e área foliar (mm ²) obtidos para mudas de <i>C. vernalis</i> Camb.....	148
Apêndice 10.	Resulta da análise de variância para a capacidade de retenção de água (C.r.a) e porosidade total para diferentes substratos testados no desenvolvimento de mudas de <i>C. vernalis</i> Camb.....	148

RESUMO

Gleditschia amorphoides Taub. (sucará) e *Cupania vernalis* Camb. (camboatá) são espécies florestais nativas que, além do uso madeireiro e paisagístico, podem ser indicadas na recomposição de áreas degradadas. Como em inúmeras outras espécies nativas, há poucas informações sobre os procedimentos adequados para a reprodução em viveiro. O presente trabalho buscou estudar a superação de dormência para ambas as espécies, assim como avaliar o crescimento de mudas sob a influência de diferentes substratos. Depois de colhidas as sementes de matrizes das espécies estudadas, localizadas no município de Santa Helena - PR, foram determinados o peso de mil sementes e o grau de umidade, além da curva de embebição. Os tratamentos para superação de dormência em sementes de sucará envolveram processos com escarificação mecânica (lixa) e química (H_2SO_4), imersão em água quente e permanência em embebição ou em água corrente por diferentes períodos. Esses procedimentos também foram utilizados para sementes de camboatá, as quais ainda sofreram a retirada total do tegumento. A germinação foi realizada em rolos de Gemitest acondicionados em câmara de germinação, à temperatura de 25°C, sob fotoperíodo de 12h de luz. Avaliou-se a porcentagem de germinação, tempo e velocidade média de germinação, sendo o delineamento experimental inteiramente casualizado, com 4 repetições de 25 sementes cada. No viveiro, utilizando-se de semeadura direta em tubetes de polipropileno de 200cm³, foram testados como substratos, para as duas espécies, misturas em diferentes proporções de Plantmax Florestal[®]; resíduo de folhas decomposto; serragem semidecomposta; cama de aviário semidecomposto; esterco bovino semidecomposto e casca de arroz carbonizada. Mensalmente foram avaliados a altura e o diâmetro do colo, sendo estes dados analisados segundo um delineamento de blocos casualizados, com 5 repetições de 12 mudas, em um esquema de parcelas sub-divididas no tempo. No término do experimento foram avaliados: a massa matéria seca da raiz; a massa de matéria seca da parte aérea; a relação entre essas duas variáveis e a área foliar. Determinou-se a capacidade de retenção de água, porosidade total, pH e condutividade elétrica dos substratos, assim como a quantificação total de macro e micronutrientes dos substratos e das mudas. Na superação de dormência em sucará, os melhores resultados foram registrados para tratamentos com escarificação mecânica e química com médias entre 76 e 98% de germinação. Para sementes de camboatá, a retirada do tegumento e a escarificação mecânica resultaram nas maiores porcentagens de germinação (70 e 66%, respectivamente). As mudas de sucará produzidas em 50% de Plantmax[®] + 20% de casca de arroz carbonizada + 30% esterco bovino apresentaram maior crescimento, já para as mudas de camboatá o substrato contendo 50% de Plantmax[®] + 20% de serragem + 30% de esterco bovino, foi o que proporcionou mudas com maior crescimento.

PALAVRA CHAVE: sucará, camboatá, germinação, substrato.

ABSTRACT

Gleditschia amorphoides Taub. (sucará) and *Cupania vernalis* Camb. (camboatá) are native forest species, which in addition to use timber and landscaping, can be used in the recovery of degraded areas, as many native species, have little information on appropriate procedures for reproduction in nursery. This work aimed to study the overcoming of dormancy for both species, and assess the growth of seedlings of these species under influence of different substrates. After harvesting the seeds of the parent species, located in city of Santa Helena - PR, was given the weight of thousand seeds and moisture content, and the curve of imbibition. Treatments to overcome dormancy in seeds of sucara processes involved with mechanical scarification (sanding) and chemical (H_2SO_4), immersion in hot water and stay in or soaking in water for different periods. These procedures were also used to seed camboatá, which also suffered a total withdrawal of the tegument. The germination was performed in germitest packed in rolls of germination chamber, a temperature of 25°C on a photoperiod of 12h of light. We evaluated the germination percentage, time and average speed of germination, with a completely randomized design with 4 replications of 25 seeds each. In the nursery, using direct seeding in 200cm³ of polypropylene tubes, were tested as substrates for the both species, mixed in different proportions of Plantmax Florestal[®]; residue of decomposed leaves, sawdust, poultry litter, cattle manure and bark carbonized rice. Were assessed monthly for height and diameter of the neck, are analyzed in a randomized block design with 5 replicates of 12 seedlings in a scheme of sub-divided plots in time. In the end of the experiment was evaluated the weight of the root dry weight, the weight of the dry mass of shoot, the relationship between these two variables and leaf area. It was determined the water holding capacity, total porosity, pH and electrical conductivity of the substrate and the total amount of macro and micronutrients of substrates and seedlings. Overcome dormancy in sucara, the best results were recorded for treatments with mechanical and chemical scarification with averages between 76 and 98% germination for seeds of camboatá the tegument removed and mechanical scarification resulted in higher percentages of germination (70 and 66 %, respectively). Seedlings of sucara produced in 50% of Plantmax[®] + 20% of carbonized rice hulls + 30% cattle manure had greater growth, now for the seedling camboatá the substrate containing 50% of Plantmax[®] + 20% sawdust + 30% of cattle, which was provided seedlings with higher growth.

Keywords: sucara, camboatá, germination, substrate.

1. INTRODUÇÃO

A escassez de conhecimentos técnicos e de conscientização ecológica na exploração da flora brasileira tem acarretado prejuízos ambientais irreparáveis. Os remanescentes florestais, com raras exceções, encontram-se perturbados e empobrecidos, tornando-se um recurso cada vez mais escasso e em processo de empobrecimento genético.

Informações precisas sobre a produção de mudas de espécies arbóreas nativas são muito restritas, existindo apenas para aquelas que detêm maior interesse econômico. A adequada produção de mudas de essências nativas poderia facilitar programas voltados à recuperação ambiental, uma vez que visa aumentar a diversidade de espécies disponíveis, com redução do custo de produção, o que na maioria das vezes é elevado, fato que tem prejudicado a implantação de projetos de restauração.

Neste sentido, é importante se conhecer as particularidades da germinação, repicagem ou semeadura direta, embalagens, possibilidades variadas de utilização de diferentes substratos, dentre outros itens importantes, mas muitas vezes específicos para cada espécie, para que assim se tenha a popularização da produção de espécies nativas.

Espécies que possuem sementes com dormência, podem ser um entrave para os viveristas, uma vez que, em virtude do longo tempo para que ocorra a germinação, as sementes ficam sujeitas às condições adversas, acarretando grandes perdas, além da desuniformidade nas mudas. Os tratamentos para a superação de dormência, visando o uso nos viveiros, devem buscar, além da alta porcentagem de germinação, técnicas relativamente fáceis e seguras.

Como o substrato é um dos fatores mais importantes na qualidade das mudas, além de conter propriedades químicas e físicas ideais para a espécie, recomenda-se que seja economicamente viável, até mesmo pela preocupação dos custos na produção de essências nativas.

Gleditschia amorphoides Taub. (Fabaceae), conhecida como sucará e *Cupania vernalis* Camb. (Sapindaceae), conhecida como camboatá, são espécies florestais nativas que, além do uso madeireiro e paisagístico, podem ser utilizadas na

recomposição de áreas degradadas. Essas espécies, como inúmeras espécies nativas, apresentam poucas informações sobre os procedimentos adequados para a reprodução em viveiro, sendo portanto necessários estudos que busquem resolver estes problemas.

O primeiro capítulo trata da superação de dormência de sementes de *G. amorphoides* (sucará) e teve por objetivo estudar tratamentos para superação de dormência nas sementes desta espécie, a fim de indicar a produtores e viveiristas a melhor metodologia a ser utilizada para a produção de mudas.

No segundo capítulo discute-se a importância das misturas de componentes como substrato na produção de mudas, tendo como objetivo avaliar o crescimento das mudas de *G. amorphoides* sob a influência destas diferentes misturas.

O terceiro capítulo trata da dormência em sementes de *C. vernalis* (camboatá), com o objetivo de determinar o melhor tratamento para a superação da dormência dessas sementes, possibilitando maior facilidade na produção das mudas.

O quarto capítulo relata a influência de diferentes substratos sobre a produção de mudas de *C. vernalis*, objetivando avaliar o efeito destas diferentes misturas no crescimento das mudas dessa espécie.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 FISIOLOGIA DA SEMENTE

A semente, resultado do desenvolvimento do óvulo fertilizado, é constituída pelo embrião que se desenvolve a partir da união do núcleo gamético e da oosfera; pelo endosperma, que geralmente é triploide, graças à fusão do segundo núcleo gamético com dois núcleos polares; e do tegumento ou testa, proveniente dos integumentos que envolvem o óvulo (CARDOSO, 2004b).

O tegumento tem a finalidade de preservar a integridade das partes da semente, proteger o embrião de injúrias mecânicas e de pragas, regular as trocas gasosas entre o embrião e o meio externo e, em algumas espécies, participar do processo de dispersão (SOUZA; MARCOS FILHO, 2001).

O desenvolvimento do embrião geralmente ocorre em três fases distintas: histodiferenciação; maturação e dessecação. A primeira etapa é marcada por um processo intenso de divisão e diferenciação celular, formando os tecidos que irão constituir o embrião e o endosperma. Já na etapa de maturação, se tem a expansão celular e acúmulo de substâncias como proteínas e lipídios nos tecidos de reserva, proporcionando o crescimento do embrião, que ocorre graças à absorção de água pela semente durante essa etapa. O final da fase de maturação é geralmente marcado pelo maior acúmulo de matéria seca, representando a proximidade da maturidade fisiológica das sementes. Na etapa de dessecação, ocorre acentuada perda de água e ruptura com a planta mãe; o metabolismo cai, persistindo apenas no embrião e, geralmente no final dessa etapa, a semente está pronta para ser colhida ou dispersa (CARDOSO, 2004b).

Sementes que sofrem naturalmente essa dessecação, resultado do declínio do conteúdo de água e do peso fresco, são conhecidas como sementes ortodoxas (BEWLEY; BLACK, 1985). Nesse estado desidratado, a semente pode sobreviver aos estresses ambientais e, se não existir dormência, o metabolismo germinativo pode ser reiniciado quando forem disponibilizadas condições ideais (CASTRO et al., 2004).

A aquisição da tolerância à dessecação é um processo gradual que ocorre ao longo do desenvolvimento e é perdida na germinação. Algumas proteínas e açúcares, sintetizados nas etapas finais do desenvolvimento da semente, podem estar associados à tolerância a dessecação. Dentre estas, estão as proteínas LEA (*late abundant embryogenesis*) que, por serem hidrofílicas e termoestáveis, podem atuar como seqüestradoras de íons ou como agentes de solvatação de membranas e de outras proteínas, protegendo os componentes celulares de danos causados pela perda de água (HUGHES; GALAU, 1991; CARDOSO, 2004b). Açúcares como a sacarose podem substituir a água durante a dessecação, mantendo espaços apropriados entre as cabeças dos grupos polares das moléculas de fosfolipídios das membranas, mantendo estas em estado cristalino líquido mesmo durante a reidratação; assim não ocorre a transição da fase gel para a fase cristalino líquido, não havendo lixiviação de conteúdos celulares (CASTRO et al., 2004).

Com a desidratação da semente, moléculas de sacarose e alguns oligossacarídeos como rafinose e estaquiose podem contribuir para a formação do estado vítrio do citoplasma, caracterizando viscosidade, redução da velocidade das reações químicas e manutenção da compartimentalização celular (CARDOSO, 2004b).

Outros fatores que podem contribuir com a resistência a tolerância à dessecação foram identificados, como redução do volume vacuolar, regulação das rotas metabólicas para impedir a geração de compostos prejudiciais durante a desidratação, sistemas antioxidantes para impedir os danos causados por radicais livres e, sistemas de reparo durante a reidratação (PAMMENTER; BERJAK, 1999).

Sementes que durante a fase de desidratação apresentam pequeno declínio do conteúdo de água, denominadas recalcitrantes, não adquirem essa tolerância à dessecação, por serem deficientes em alguns dos mecanismos presentes nas sementes ortodoxas, como possuírem grandes vacúolos nas células, já que apresentam grande quantidade de água durante a maturação. Na etapa de desidratação em sementes recalcitrantes, a perda de volume poderá causar danos mecânicos estruturais que não são passíveis de reparado durante a reidratação, além da incapacidade de evitar a produção de radicais livres durante a desidratação (HENDRY et al., 1992).

2.2 GERMINAÇÃO

A qualidade das sementes deve merecer atenção especial para que os recursos tecnológicos mobilizados não se percam, se forem utilizados lotes de sementes que se apresentem completamente deficientes com relação aos atributos necessários para a obtenção de bons níveis de produtividade (RAMOS; BIANCHETTI, 1984).

Para avaliar a qualidade de um lote de sementes, emprega-se o teste de germinação, o qual deve ser realizado em ambiente de laboratório, sob condições controladas de temperatura, teor de água e luz, para que as sementes expressem seu máximo poder germinativo e vigor sem que haja interferências externas indesejáveis (PIÑA-RODRIGUES et al., 2004), podendo assim qualificar e quantificar o valor das sementes vivas, capazes de produzir plantas normais sob condições favoráveis de campo (FIGLIOLIA et al., 1993).

O processo de germinação caracteriza a reativação do metabolismo da semente depois da interrupção do crescimento do embrião, no final da fase de maturação. Inicia-se com a embebição da semente e tem seu término com a protrusão da raiz primária, segundo definição botânica; ou com a formação de uma plântula normal, com condições para o estabelecimento no campo, para os tecnologistas de sementes (MARCOS FILHO, 2005). Bewley e Black (1985) sugeriram que, durante a germinação, as sementes passariam pela fase de reativação, que compreenderia a embebição e a ativação do metabolismo, seguida da indução do crescimento, a qual corresponde a uma fase de preparo para o crescimento e, por fim, pelo crescimento com a protrusão da radícula. Como a atividade metabólica da semente está vinculada à absorção de água, a passagem por cada etapa da germinação está diretamente relacionada à essa velocidade de absorção (CARVALHO; NAKAGAWA, 2000).

A embebição das sementes é caracterizada por um processo físico, relacionado com as propriedades coloidais dos constituintes da semente e as diferenças de potencial hídrico entre a semente e o meio externo (CASTRO et al., 2004); processo este também vinculado à condutividade hidráulica, textura e compactação do solo, além da área de contato entre semente e solo (BEWLEY;BLACK, 1985).

O processo de embebição é conhecido por apresentar uma curva trifásica onde

se tem uma rápida absorção de água na primeira etapa; seguida de uma fase de platô, com pequena mudança no conteúdo de água; e um subsequente aumento no conteúdo de água da semente, coincidindo com o crescimento da radícula, esta apenas alcançada por sementes viáveis e não dormentes. A duração da fase de platô pode variar devido a dormência das sementes, alterações na temperatura, déficit hídrico ou presença de altas concentrações de ácido abscísico, enquanto fatores promotores da germinação podem diminuir a duração dessa fase (BRADFORD, 1990).

A hidratação da semente ocorrerá de forma gradativa e desuniforme, porque depende da região do tegumento em que há a entrada de água; se pelo hilo, micrópila ou superfície, assim como da constituição e função de cada tecido. A absorção será mais rápida nos tecidos embrionários, que absorvem água de maneira mais uniforme e contínua, devido a localização periférica e ao processo de germinação envolver divisão e alongamento celular. Já nos tecidos de reserva, a velocidade de absorção é variável graças à diferenças na composição química, às proteínas apresentarem maior avidéz por água que o amido e os lipídios por serem moléculas hidrofóbicas (MARCOS FILHO, 2005).

Durante a embebição, a duração em cada fase dependerá do nível de hidratação da semente, da permeabilidade do tegumento, do tamanho da semente e da absorção de oxigênio, assim como das condições de hidratação, como temperatura, nível de umidade e composição do substrato (BEWLEY; BLACK, 1985). No início da embebição é o componente matricial da semente que governa o movimento de entrada de água; mas, com o aumento da disponibilidade de água livre e da retomada do metabolismo da semente, o componente osmótico aumenta sua importância como responsável pela absorção de água (CASTRO et al., 2004). O movimento inicial de embebição ocorre conforme diminui o gradiente do potencial hídrico e, como independe da atividade metabólica da semente, pode ocorrer sob condições anaeróbicas e em baixas temperaturas, em sementes não viáveis e dormentes (VILLELA et al., 1991; MARCOS FILHO, 2005).

Com o reinício da atividade metabólica da semente, na primeira fase de embebição, se tem conseqüentemente um aumento no consumo de oxigênio, iniciando com uma necessidade maior devido à ativação e hidratação das enzimas das

mitocôndrias associadas com o ciclo do ácido cítrico e cadeia transportadora de elétrons, sendo que neste estágio, o principal substrato respiratório é a sacarose (BEWLEY; BLACK, 1985).

Na primeira fase de embebição ocorre o início da degradação das substâncias de reserva, as quais deverão nutrir o crescimento do eixo embrionário e, para que haja o transporte destas até os pontos de crescimento, deve haver o desdobramento em moléculas de menor tamanho (CARVALHO; NAKAGAWA, 2000).

Com a hidratação das sementes, as enzimas são sintetizadas e ativadas em resposta hormonal e as substâncias de reserva decompostas em produtos solúveis translocados para o embrião. Grande parte dos lipídios é convertida em hidratos de carbono solúveis como glicerol e ácidos graxos, que são consumidos durante a respiração celular ou assimilados na constituição das paredes celulares. As proteínas, quebradas em aminoácidos, participam da formação de tecidos e de reações da cadeia transportadora; já os carboidratos de reserva, como o amido, são transformados em glicídios e utilizados na respiração ou na constituição de parede e protoplasma (MARCOS FILHO, 2005).

Marcos Filho (2005), relata que é na segunda fase de embebição, quando se tem uma redução na velocidade de hidratação, que ocorrem atividades bioquímicas preparatórias como síntese de enzimas e de DNA e RNAm exauridos ainda na primeira fase, além da formação ou liberação de mais hexoses, substrato respiratório, gasto durante o início da embebição. Durante essa fase, o consumo de oxigênio também se estabiliza, possivelmente pelo lento acréscimo do número de mitocôndrias, retardando a ativação da via glicolítica.

Quando a semente volta a absorver água na terceira etapa de embebição, a intensidade respiratória aumenta, e ocorre o crescimento visível do embrião. As substâncias que foram desdobradas na primeira fase e transportadas na segunda são reorganizadas em substâncias complexas para formar o protoplasma e as paredes celulares, permitindo o crescimento embrionário (CARVALHO; NAKAGAWA, 2000).

Uma nova explosão respiratória ocorre nessa fase devido à facilidade de acesso ao oxigênio após a ruptura do tegumento, além da síntese de novas mitocôndrias e de enzimas nas células do eixo embrionário em intensa atividade e nos tecidos de reserva

(BEWLEY; BLACK, 1985).

A germinação ocorre quando o conjunto de exigências, característico de cada espécie, é atingido. Os sinais ambientais percebidos pelas sementes, desencadeiam sinais internos em nível molecular que podem induzir a ativação ou inativação de compostos ou reações metabólicas variadas, como por exemplo sinais ambientais específicos que estimulam a síntese e/ou ativação das giberelinas (GA) e estas, por sua vez, das enzimas hidrolíticas responsáveis pela degradação do endosperma, causando o enfraquecimento do mesmo e possibilitando a protrusão da radícula (BEWLEY, 1997; CASTRO et. al, 2004).

Já o ácido abscísico (ABA), inibe a síntese de enzimas hidrolíticas dependentes de giberelina, como a repressão do RNAm da α -amilase (TAIZ; ZEIGER, 2009). Acredita-se que o ABA também iniba a germinação durante a fase de desenvolvimento da semente, inibindo a maquinaria hidrolítica e mantendo o embrião em estado pré-germinativo, garantindo que não ocorra a viviparidade (CARDOSO, 2004a).

Segundo Marcos Filho (2005), durante a germinação existem outros hormônios vegetais em atuação: as auxinas favorecem a permeabilidade das membranas e o crescimento da raiz primária e do caule; as citocininas estimulam a divisão e o alongamento celular, atenuam os efeitos de inibidores de cumarinas e ABA e; o etileno atua na liberação e no movimento de enzimas e na promoção da permeabilidade aos gases.

2.2.1 Fatores que afetam a germinação

2. 2.1.1 Viabilidade e longevidade

A capacidade de uma semente reter seu potencial germinativo é denominada viabilidade, enquanto a longevidade se refere ao tempo em que essa semente mantém sua viabilidade. A viabilidade tem papel importante para espécies colonizadoras, que estão sujeitas a ambientes desfavoráveis, como grandes oscilações de temperatura e que, quando associada à mecanismos como dormência, garante a sobrevivência da

progênie a longo prazo (KERBAUY, 2008). A viabilidade depende do histórico da semente, condições predominantes durante a produção, colheita, processamento e armazenamento (MARCOS FILHO, 2005).

É durante o período de desenvolvimento que se define a longevidade de uma semente. Algumas sofrem acentuada desidratação e adquirem tolerância ao dessecação na fase de maturação, outras são dispersas com conteúdos de água relativamente altos. As primeiras são classificadas como ortodoxas, com comportamento previsível durante o armazenamento, com maior longevidade quando armazenadas em ambientes com baixa temperatura e umidade. Já as sementes do segundo grupo, denominadas recalcitrantes, apresentam comportamento muitas vezes imprevisível durante o armazenamento, são sensíveis a dessecação e conservação, por manterem o metabolismo ativo após a dispersão e, durante armazenamento (KERBAUY, 2008).

Castro et al. (2004) descrevem que existem formas extremas de sementes recalcitrantes, como as que ocorrem em espécies dos mangues, as quais durante seu desenvolvimento, não apresentam a fase de dessecação, tendo muitas vezes a germinação ainda na planta mãe. Existem outros casos em que as sementes suportam uma certa desidratação, podendo até resistir ao armazenamento por algumas semanas ou meses. Esse é o caso de sementes de *Coffea* sp. (café) e *Azadiracta indica* (nim), classificadas como intermediárias, já que podem ser desidratadas a um certo ponto, mas com curta longevidade, apresentando sensibilidade a danos de embebição e temperaturas baixas (ELLIS et al., 1991; SACANDÉ et al., 1997).

2. 2. 1. 2 Morfologia e genótipo da semente

Características como tegumento ou tamanho da semente podem influenciar no desempenho germinativo. Segundo Cardoso et al. (1992), de um modo geral, sementes grandes apresentam germinabilidade superior às pequenas.

Variações na coloração do tegumento podem estar relacionadas com a impermeabilidade deste (KERBAUY, 2008), assim como a presença de estruturas como

o estrofiolo, considerado uma característica estrutural da camada de macroesclereídes no tegumento da semente (ROLTON, 1978). Comum nas sementes de leguminosas, o estrofiolo, que funciona como um canal para a entrada de água está fechado durante a maturidade da semente e é aberto sob influencia das condições ambientais, quando os macroesclereídes são separados, formando-se assim uma abertura (BASKIN, 2003).

Debeaujon et al. (2000) confirmaram que as características estruturais e a pigmentação do tegumento de sementes de *Arabidopsis* sp. podem influenciar na dormência, germinação e longevidade, juntamente com a morfologia, tamanho e peso. Calero et al. (1981), já haviam descrito variações na estrutura do tegumento, como número de poros e espessura da cutina, como responsáveis pela diferença na absorção de água entre genótipos diferentes de soja.

A impermeabilidade à absorção de água pelo tegumento pode ser influenciada pela espessura da suberização dos macroesclereídes, que por sua vez dependem do genótipo, das condições ambientais durante o desenvolvimento e, do grau de desidratação da semente. Altas temperaturas associadas com baixa umidade relativa do ar caracterizam aumento no número de sementes duras (DONNELLY, 1970).

A germinação também pode ser influenciada pelo genótipo da semente, já que processos fisiológicos como este, são programados geneticamente e codificados durante o processo de sua formação. É no momento da união do gameta masculino com o feminino que se estabelecem as características genéticas daquele descendente. Portanto, o desempenho da semente, seja potencial germinativo ou instalação da dormência, varia entre espécies e cultivares, embora haja influencia do ambiente (CAVALHO; NAKAGAWA, 2000; MARCOS FILHO, 2005).

A dormência em sementes é considerada uma característica genética tipicamente quantitativa, envolvendo muitos genes influenciados pelo ambiente durante o desenvolvimento da semente, e exibindo contínuas variações fenotípicas (BASKIN; BASKIN, 2004). Genes que foram identificados com ação iniciada durante a fase final do desenvolvimento do embrião e na germinação, codificam uma variedade de proteínas reguladoras e de enzimas como expansinas e endo- β -mannanase (KOORNNEEF et al., 2002).

2. 2. 1. 3 Água

A absorção de água, essencial para a retomada das atividades metabólicas da semente após a maturidade, pode ocorrer com diferenças na velocidade e intensidade de embebição. Isso vai depender de alguns fatores como a permeabilidade do tegumento e da constituição da semente, ou seja, quanto maior o conteúdo de proteínas, maior a absorção de água (CAVALHO; NAKAGAWA, 2000).

A absorção de água também vai ser influenciada pelo potencial fisiológico da semente, já que sementes deterioradas, com o sistema de membranas desorganizado, apresentarão embebição inicial mais rápida, mas sementes com potencial fisiológico superior exigirão maiores quantidades de água e por período prolongado; além da temperatura, já que o aumento desta causa redução da viscosidade e aumento da energia cinética da água, beneficiando a embebição (MARCOS FILHO, 2005).

A disponibilidade de água no solo é outro fator que interfere na absorção de água pela semente. O excesso de água causa problemas pela restrição à aeração e, à medida que diminui o potencial hídrico do solo ou substrato, ocorre redução na velocidade de embebição (MARCOS FILHO, 2005).

Durante o início da embebição ocorre aumento do potencial hídrico da semente e redução do potencial hídrico do solo nas imediações da semente graças ao aumento do metabolismo e concentração de substâncias osmoticamente ativas; assim, o potencial hídrico da semente tende a reduzir, fazendo com que a necessidade de água seja crescente. Fatores como drenagem do solo, evaporação da água e tamanho da semente podem interferir nos gradientes de potencial hídrico na interface solo-semente (KERBAUY, 2008).

2. 2. 1. 4 Temperatura

A temperatura influencia na porcentagem final de germinação e na velocidade em que esse processo ocorre, uma vez que influencia a velocidade de absorção de água e as reações bioquímicas que determinam todo o processo. Assim, a germinação

será mais rápida e eficiente à medida que a temperatura aumente, respeitando o limite de cada semente. Dentro deste limite, existe uma faixa de temperatura na qual o processo ocorre com maior eficiência, denominado por Sachs em 1860, como temperaturas cardeais (CARVALHO; NAKAGAWA, 2000).

A temperatura ótima para a germinação de determinada espécie será a que possibilitar a combinação eficiente entre porcentagem e velocidade de germinação. A redução gradativa da temperatura causa efeitos sobre a velocidade de embebição e mobilização de reservas, provocando decréscimo na germinação, além de prejudicar o crescimento das plântulas, possivelmente devido à danificação dos sistemas de membrana e pela perda de substâncias orgânicas pelo eixo embrionário (MARCOS FILHO, 2005).

Algumas espécies exigem alternância de temperaturas, consideradas juntamente com a luz, como fatores de importância ecológica para a percepção do micro-ambiente pela semente, com condições semelhantes ao natural em que as temperaturas diurnas são mais altas e as noturnas mais baixas (CARVALHO; NAKAGAWA, 2000; KERBAUY, 2008). Essa alternância de temperatura pode também favorecer a superação da dormência, provavelmente pela mudança no balanço de promotores/inibidores da germinação, já que durante os ciclos de temperaturas mais baixas, as concentrações de inibidores são reduzidas, enquanto que a concentração dos promotores aumenta durante os ciclos de temperaturas mais altas (MARCOS FILHO, 2005).

2. 2. 1. 5 Oxigênio

O oxigênio absorvido pela semente, segundo um padrão trifásico como a absorção de água (BEWLEY; BLACK, 1994), é considerado o combustível para a oxidação dos materiais de reserva, uma vez que possibilita o fornecimento de energia para o desenvolvimento do embrião. Apesar da presença do oxigênio ser fundamental, a maioria das sementes não requer mais de 10% de oxigênio para a normalidade do processo; no entanto, níveis inferiores podem causar problemas dependendo da fase em que se encontra a germinação (CARVALHO; NAKAGAWA, 2000).

Durante o início da embebição, devido à formação da camada contínua de água circundante, a absorção de oxigênio é dificultada e a energia é obtida pela respiração anaeróbica. Já com determinado grau de hidratação, o oxigênio dissolvido na água é absorvido, se difundindo pelos tecidos, e a respiração passa a ser aeróbica. No caso de solos encharcados ou sementeira profunda, a difusão é dificultada e a germinação pode ser prejudicada, provavelmente pela condição de anaerobiose, que favorece a produção de etanol, produto tóxico ao metabolismo normal (MARCOS FILHO, 2005).

2. 2. 1. 6 Luz

De acordo com a resposta à luz, as sementes podem ser classificadas em fotoblásticas positivas, quando necessitam de luz para germinar, fotoblásticas negativas, que não necessitam de luz e não fotoblásticas ou indiferentes, quando não há interferência da luz na germinação. Para as fotoblásticas positivas, a sensibilidade à luz é manifestada em sementes recém colhidas ou expostas a condições adversas, sendo que as radiações promotoras estão na faixa do vermelho (600 a 700 nm) enquanto a inibição é provocada por radiações na faixa do vermelho distante (730 nm) (MARCOS FILHO, 2005).

A percepção das diferentes faixas de radiação de luz é feita por um pigmento, o fitocromo, presente nas células do eixo embrionário. A forma inativa (Fv) com a exposição à radiação na faixa do vermelho é convertida na forma ativa (Fve). Já a exposição da forma ativa ao vermelho extremo ou a permanência no escuro fazem com que o fitocromo assumam a forma inativa. O fitocromo na forma ativa é responsável pela ativação do processo de germinação, mediante a síntese de hormônios e reinício da transcrição genética (PENG, HARBERD, 2002; TAIZ; ZEIGER, 2009). Kerbauy (2008), também cita que a luz também pode agir reprimindo a síntese de uma enzima (oxidase GA₂) que degrada giberelina, além de aumentar a atividade de giberelinas bioativas.

Quando as sementes são expostas a períodos alternados de radiações vermelho (V) e vermelho extremo (Ve), é a última exposição que determina a forma do fitocromo em maior concentração e, conseqüentemente, a resposta à radiação. No escuro, o

fitocromo está em maior concentração na forma inativa (Fv); assim, as sementes fotoblásticas positivas somente germinam após radiações com comprimento de onda vermelho, aumentando a concentração da forma ativa; já as fotoblásticas negativas necessitam de baixas concentrações da forma Fve (TAIZ; ZEIGER, 2009; MARCOS FILHO, 2005).

Sementes maiores ou de espécies em estágios sucessionais mais avançados tendem a ser indiferentes à exposição a luz ou ter a germinação inibida pela luz branca, enquanto sementes pequenas ou de espécies pioneiras são geralmente fotoblásticas positivas (SMITH, 2000). A luz que é filtrada pelo dossel das árvores, permite que radiações de vermelho extremo atuem inibindo a germinação de espécies consideradas pioneiras, e estas, por sua vez, são capazes de detectar a presença de clareiras ou abertura no dossel (KERBAUY, 2008).

2.3 DORMÊNCIA

As sementes da grande maioria das espécies germinam prontamente quando são fornecidas condições favoráveis. Se um fator ambiental encontrar-se desfavorável, geralmente falta de água, as sementes são denominadas quiescentes. A partir do momento que esse fator tornar-se favorável, a semente abandona este estado e germina. No entanto, quando colocadas em condições favoráveis e a germinação não ocorrer, as sementes são denominadas dormentes (POPINIGIS, 1985; KERBAUY, 2004). Assim, a dormência é causada por um bloqueio na própria semente ou unidade de dispersão, já a quiescência é causada pela ausência ou insuficiência de algum dos fatores ambientais necessários para a germinação (CARDOSO, 2004).

A importância ecológica da dormência baseia-se principalmente no bloqueio da germinação, não somente quando as condições não estão propícias para a germinação, mas com perspectivas de condições adequadas para o estabelecimento e crescimento das plântulas, posteriormente (CARVALHO, NAKAGAWA, 2000; EIRA; CALDAS, 2000).

A dormência significa um fator importante para a dinâmica das populações

naturais e está relacionada à adaptação em ambientes heterogêneos, garantindo que a germinação das sementes ocorra na época e local adequados (BEWLEY; BLACK, 1985). Esta adaptação garante grande variação no grau de dormência entre espécies, até do mesmo gênero, favorecendo assim a sobrevivência das populações, do ponto de vista ecológico, indicando diferentes graus de adaptação a diferentes habitats (JAMWAL; DUTT, 1995).

Veasey et al. (2000) constataram essa variação entre espécies e progênies de *Sesbania* sp., onde 85% da variabilidade de suas sementes seria de natureza ambiental, ou seja, não genética. Outro fator a ser destacado é a variação no grau de dormência das sementes da mesma espécie ao longo do ano, demonstrando que a indução ou redução da dormência não dependem apenas da genética, mas são resultado da interferência das condições ambientais nas fases de desenvolvimento das sementes (BASKIN; BASKIN, 1985; JENSEN, ERIKSEN, 2001).

Clua e Gimenez (2003) verificaram que a baixa umidade relativa do ar durante o período de maturação de sementes de *Lotus tenuis* (cornichão), aumentou o número de sementes dormentes. Isso pode ter ocorrido porque períodos de seca podem ser o estímulo para genes envolvidos no desenvolvimento e estruturação do tegumento da semente, e o etileno pode ser o primeiro mensageiro na transdução desse sinal. Em condições de estresse, a síntese de etileno aumenta (TAIZ; ZEIGER, 2004), e por induzir a expansão lateral de células, devido a alteração do padrão dos microtubulos, provavelmente alterará também a composição e estrutura do tegumento da semente (EISINGER, 1983).

A emergência das plântulas em intervalos irregulares, além de ocorrer graças à variação no grau de dormência em que essas sementes são dispersas pela planta mãe, pode ocorrer pela necessidade de diferentes mudanças qualitativas ou quantitativas dos fatores ambientais para a superação de determinada dormência, proporcionando a germinação apenas em condições ambientais, onde as plântulas sobreviveriam; ou pela perda gradativa da causa da dormência, a qual impedia a germinação (FOWLER; BIANCHETTI, 2000).

Jurado e Flores (2005), buscando relacionar alguns fatores para a instalação da dormência nas sementes, observaram que as espécies que apresentavam dormência

eram de ciclo de vida curto e mais leves do que pesadas. Verificaram também que em diferentes ambientes, mesmo livre de geada e seca, 40% das espécies estudadas apresentavam dormência. Isto explica a existência de espécies que são dormentes não pela variação nas condições ambientais, mas por características próprias (FIGUEROA, 2003).

Macivor e Howden (2000) constataram que a dormência em sementes de espécies herbáceas da Austrália, está relacionada com o tipo de planta, se anual ou perene e; às estações, secas ou chuvosas, variando segundo a área de ocupação da espécie e da formação do banco de sementes. Vleeshouwers et al. (1995) têm uma definição para dormência que pode ser esclarecedora: a dormência é uma característica da semente, e é o grau de dormência instalado que define quais as condições necessárias para a germinação. Nonogaki (2006) cita vários dos genes que, se expressos durante o desenvolvimento da semente, irão exercer um significativo efeito na dormência e germinação da semente.

O bloqueio germinativo causado pela dormência pode ocorrer desde a embebição até a protrusão da radícula, existindo maior tendência para ocorrer esse bloqueio no último estágio da germinação. Neste caso, a embebição e ativação do metabolismo ocorrem, mas a protrusão da radícula não. A definição do local de bloqueio da germinação dependerá da espécie e das condições do ambiente em que a semente se desenvolve e é estocada. Mas, estudos vêm revelando que não existe apenas um ponto de bloqueio, e sim múltiplos pontos de controle da dormência, ou seja, várias possibilidades de interação entre os fatores ambientais, hormônios vegetais e condições endógenas (EIRA; CALDAS, 2000).

Segundo sua origem ou prováveis mecanismos envolvidos, a dormência é geralmente classificada em primária, quando já se encontra instalada na semente, no final da maturação, ainda na planta mãe; ou secundária, quando a semente encontra uma situação de estresse ambiental, como por exemplo baixos níveis de oxigênio, temperaturas extremas e baixo potencial hídrico. Assim, uma semente quiescente pode se tornar dormente e vice-versa, dependendo dos fatores ambientais de indução e quebra de dormência (BEWLEY, BLACK, 1985; KERBAUY, 2008).

Carvalho e Nakagawa (2000) caracterizam a dormência primária como uma

característica de determinada espécie, que ocorre toda vez que a semente for produzida, apresentando intensidades variáveis de ano para ano. Faz parte do processo de maturação, ocorrendo juntamente com a redução do teor de água e o aumento no conteúdo de matéria seca. Em outras palavras, um fenômeno programado para surgir e se desenvolver juntamente com a semente.

Parece que a finalidade da dormência primária seria impedir a germinação precoce da semente durante a fase de maturação na planta, estendendo-se após a dispersão da semente madura, evitando que todas as sementes germinem ao mesmo tempo. Algumas evidências indicam o ácido abscísico (ABA) como participante do processo, já que em espécies mutantes, onde se tem a ausência de ABA ou a insensibilidade a esse hormônio durante a fase de desenvolvimento, resultaram em sementes sem dormência primária (HILHORST, 1995; CARDOSO, 2004).

Outros hormônios como as giberelinas (GA), também parecem estar envolvidos no controle da dormência primária. Como a ação do ABA pode ser antagonizada pelas GAs, os níveis ou a sensibilidade dos tecidos da semente a esses hormônios podem contribuir com o grau de dormência na interação com outros fatores endógenos, como genótipo e constituição dos tecidos extra embrionários, assim como fatores externos como luz e temperatura (CARDOSO, 2004). Genes como os da enzima 3- β -hidroxilase, que controlam a biossíntese das giberelinas, são induzidos pela luz e podem estar envolvidos no controle da dormência em sementes (YAMAGUCHI et al., 1998).

Segundo Hilhrost (1995), o mecanismo de ação do ABA compreende a inibição do alongamento do embrião, uma vez que reprime o afrouxamento da parede celular, conseqüentemente não há extensibilidade. Isso ocorre graças à ação inibidora sobre as GAs, que por sua vez estimulam enzimas hidrolases das cadeias de hemicelulose, como a XET (xiloglucan endo-transglicosidase) e a endo- β -mannanase. O ABA também poderia estar inibindo a expansão durante o desenvolvimento das sementes, por inibir a síntese dos constituintes de parede, especificamente a polimerização de UDP-glicose. Desta forma, o ABA além de afetar a germinação e a atividade proteolítica independente, possivelmente também pode estar prejudicando a divisão celular por desorganizar os filamentos de actina (BARDUCHE et al., 1999).

Condições como posição da flor e da semente, e idade da planta mãe durante a

indução floral ou maturação das sementes, além das variações ambientais, podem influenciar o grau de dormência primária de uma semente quando dispersa, fenômeno denominado heteroblastia ou polimorfismo. A influência da planta mãe sobre as características germinativas das sementes envolvem, além da herança genética, tanto cromossômica como extracromossômica, que por sinal pode ser influenciada pelo meio, o transporte de substâncias químicas, como inibidores do crescimento, dos tecidos maternos para a semente em desenvolvimento (CARDOSO, 2004; MARCOS FILHO, 2005).

Quanto ao tipo de dormência secundária, sua instalação ocorre por efeito de condições ambientais especiais, sendo mais freqüente em altas temperaturas e baixa umidade relativa do ar (CARVALHO; NAKAGAWA, 2000). Segundo Hilhorst (1998) a dormência secundária é induzida quando uma semente quiescente não recebe um conjunto de sinais externos para a germinação como água, luz, temperatura e oxigênio; pode ser uma indução passiva, quando as condições para a germinação são sub-ótimas ou ativa, quando a inibição da germinação ocorre por compostos específicos como fenóis e outros compostos secundários. Li e Foley (1997), também acrescentam que o grau de dormência será resultado da influência do genótipo e dos fatores ambientais durante o desenvolvimento da semente.

É comum a instalação da dormência secundária em sementes que apresentam dormência primária, como sementes que necessitam de luz para germinar e que, quando mantidas por longo tempo no escuro, passam a apresentar dormência secundária, perdendo a capacidade de germinar mesmo quando colocadas novamente em presença de luz. O mesmo pode ocorrer com sementes em resposta à temperatura. Assim, uma semente pode ter seu grau de dormência, ou seja, sua faixa de sensibilidade a um determinado estímulo ambiental, alterada por condições do ambiente (CARDOSO, 2004).

Para espécies de regiões temperadas, a indução e a atenuação da dormência secundária pode ocorrer com as mudanças de estação do ano, conhecida como dormência cíclica, variação sazonal da dormência secundária. Durante a estação favorável à germinação, a dormência é superada, mas se a germinação não ocorrer por deficiência em algum fator, a dormência é reinduzida na estação de crescimento,

fazendo com que a semente não germine mesmo em condições favoráveis (HILHORST, 1998).

A resposta à variação sazonal pode ser causada pelo efeito da temperatura nas células da membrana, pela perturbação nessa estrutura, alterando sua permeabilidade ou a conformação e função de proteínas, alterando conseqüentemente o pH intracelular. Esse fato promove o início da transdução de uma cadeia de sinais, levando a superação ou indução da dormência (HILHORST, 1998).

2.3.1 Causas de dormência

Várias são os autores que relatam sobre as diferentes causas para a dormência em sementes e, em alguns casos, propõem algumas classificações. Amen (1968), considera que a dormência ocorrente nas sementes albuminosas é causada pelo equilíbrio entre promotores e inibidores da germinação e que nas sementes exalbuminosas, a dormência ocorre devido à impermeabilidade do tegumento à absorção de água.

Bewley e Black (1985), já consideram a existência de duas causas básicas: a dormência imposta pelo tegumento, que irá prejudicar a absorção de água e de oxigênio, impedindo o crescimento do embrião e a perda de inibidores químicos presentes no embrião; e a dormência causada pelo balanço entre promotores e inibidores da germinação.

Carvalho e Nakagawa (2000) relatam que existem basicamente três mecanismos de dormência, mas como esses atuam de maneira altamente integrada com as estruturas da semente e com os fatores ambientais, assim como entre si, consideram o mais correto classificar como sistemas de dormência o sistema de controle da entrada de água; o sistema de controle do desenvolvimento do eixo embrionário e o sistema de controle do equilíbrio entre substâncias promotoras e inibidoras do crescimento.

A dormência pode ser ainda classificada como embrionária, seja morfológica ou fisiológica, quando tem como causa a presença de embriões imaturos ou de inibidores, como o ácido abscísico e a cumarina; ou então classificada como extra-embrionária, do tipo física ou mecânica, devido à presença de tegumentos impermeáveis à água ou ao

oxigênio, por restrições mecânicas ao crescimento do embrião ou pela presença de substâncias no tegumento que inibem a germinação (POPINIGIS, 1985; CARVALHO, 1994; BASKIN, BASKIN, 1998; KERBAUY, 2004).

Diante das variadas classificações, Marcos Filho (2005), apresenta de uma forma geral as causas clássicas da dormência:

- . Impermeabilidade do tegumento à água: Ocorrência típica das famílias Fabaceae, Malvaceae, Convolvulaceae e Chenopodiaceae, causada pela estrutura ou composição química do tegumento, que impedem a absorção de água na semente;
- . Impermeabilidade do tegumento a trocas gasosas: A estrutura e a composição química do tegumento ou dos tecidos do ovário podem oferecer resistência à entrada de oxigênio ou à saída de gás carbônico durante a embebição. A presença de células mucilaginosas na superfície da semente, que se rompem em contato com a água, ou de substância fenólicas, também pode constituir barreira ao acesso de oxigênio;
- . Resistência mecânica do tegumento: Ocorre a absorção de água e de oxigênio, mas a expansão do embrião é limitada pela resistência exercida pelo tegumento da semente, pelo pericarpo ou pelas paredes celulares do tecido de reserva;
- . Ação de substâncias inibidoras: Inibição causada por aleloquímicos, provenientes de partes de outras plantas, não letais, que se instalam no tegumento ou nas partes internas da semente, bloqueando o metabolismo preparatório para a germinação ou impedindo o livre acesso de oxigênio ao embrião ou a liberação do gás carbônico;
- . Dormência do embrião: O embrião pode se apresentar morfológicamente imaturo, não totalmente estruturado quando atinge o ponto de colheita, sendo constituído por tecidos com células pouco ou não diferenciadas. Pode ainda se desligar da planta mãe com sua estrutura morfológica completa, mas com o embrião fisiologicamente imaturo, com desequilíbrio entre promotores e inibidores da germinação, além de poder ter sido desenvolvido sem uma ou mais condições específicas do ambiente.

Sementes que desenvolveram dormência imposta pela impermeabilidade do

tegumento, também conhecidas como sementes duras, são típicas de regiões tropicais, onde o excesso de umidade seria o problema a ser contornado, geralmente de ocorrência mais freqüente em espécies que se desenvolveram em ambientes de baixa altitude e temperaturas elevadas (AGUIAR et al., 1993; CARVALHO; NAKAGAWA, 2000).

O significado ecológico para esse tipo de imposição de dormência seria a distribuição temporal da germinação, situação interessante para a preservação da espécie, já que não se tem a emergência simultânea de uma população, e a sobrevivência das sementes durante a passagem pelo trato digestivo de animais contribuiria para a dispersão espacial das sementes (KONDO, 1993; MARCOS FILHO, 2005).

Substâncias presentes no tegumento da semente como suberina, lignina, cutina, tanino e pectina, estariam relacionadas com a promoção da impermeabilidade (CARVALHO, NAKAGAWA, 2000), assim como estruturas morfológicas especializadas desse tegumento podem controlar e manter essa situação, como é o caso do hilo, a lente ou estrofíolo, a calaza e a micrópila, que impedem a passagem de água ou gases para o interior da semente dormente mas, dependendo das condições ambientais, principalmente água e temperatura, essas vias são desbloqueadas, permitindo o controle da entrada e saída de água (ROLSTON, 1978; CARDOSO, 2004).

Outras causas isoladas ou combinadas podem provocar a impermeabilidade do tegumento, como é o caso da oxidação de compostos fenólicos presente nas células pigmentadas do tegumento, quando as sementes são expostas a baixas umidades relativas do ar durante a maturação e a ausência ou baixa densidade de poros nas camadas superficiais do tegumento, que constituem uma via de acesso às trocas de água e de gases entre semente e ambiente (MARCOS FILHO, 2005).

A impermeabilidade do tegumento das sementes de leguminosas está principalmente relacionada, segundo Marbach e Mayer (1974 e 1975), à concentração de compostos fenólicos no tegumento e, seu nível de oxidação, ação dependente de oxigênio, realizada pela enzima catecol oxidase, também presente no tegumento. Assim, a concentração de oxigênio durante a maturação destas sementes influenciaria a permeabilidade da semente à água e possibilitaria a explicação para a variação no

grau de dormência em sementes da mesma planta matriz.

Legesse e Powell (1996) também relataram a interferência do aumento na pigmentação do tegumento, que ocorre durante a maturação de algumas sementes, com acentuada redução na embebição destas. A diferença na absorção de água entre sementes pigmentadas e não pigmentadas pode ser devido ao aumento da aderência do tegumento pigmentado ao cotilédone, ou então à redução na permeabilidade na região do hilo ou micrópila, permeáveis em semente imaturas.

Como na maioria dos casos de dormência, o desenvolvimento de sementes duras é uma característica herdável e influenciada significativamente pelo ambiente (LÉO-KLOOSTERZIEL et al., 1994). Assim, a proporção de sementes duras produzidas dependerá das características genéticas, influenciadas pela flutuação de umidade e temperatura do ar e da associação com os microrganismos (KELLY et al., 1992; MARCOS FILHO, 2005). Souza e Marcos Filho (2001) relataram que a produção de sementes com tegumento impermeável à água também pode ser determinada pela redução do fluxo de nutrientes e de citocininas no sistema radicular, como resultado de alterações climáticas, como temperaturas elevadas e estresse hídrico.

Quanto à dormência causada pela impermeabilidade do tegumento à entrada de oxigênio, essa possibilidade é questionável, uma vez que a energia cinética dos gases é maior do que a da água. Por conseguinte, fica a pergunta de como seria possível a entrada da água e não de gases nas sementes. Bewley e Black (1985) responderam esse questionamento pela explicação de que o impedimento dos gases se daria pela presença de inibidores químicos e não pela restrição estrutural. Esses autores acreditam que a remoção do tegumento está relacionada mais com a permissão da saída dos inibidores do que da perda da barreira física para os gases. Outra possibilidade para o não acesso do embrião ao oxigênio seria sua retenção por substâncias fenólicas depositadas no tegumento, ou ainda pela presença de mucilagem.

Existem algumas dúvidas quanto às verdadeiras causas para a dormência provocada pela restrição ao crescimento do embrião, se seriam puramente mecânicas ou se haveria alguma restrição ao metabolismo, não permitindo a retomada do desenvolvimento embrionário e, conseqüentemente, não ocorrendo pressão suficiente

para romper o tegumento (MARCOS FILHO, 2005).

Junttila (1973) estudando o tegumento das sementes de espécies do gênero *Syring*, observou que este não apresentava significativas concentrações de inibidores da germinação, não havendo interferência na absorção de água pela semente. A causa da dormência seria a resistência mecânica e, tratamentos como altas temperaturas, resfriamento e GA₃ poderiam estimular o crescimento do embrião e promover sua germinação.

Em algumas sementes, o embrião está envolto por um rígido endosperma que também pode retrair fisicamente o crescimento embrionário, sendo necessária a ação de enzimas como endo-β-mananase, galactosidase, celulase e expansinas para o enfraquecimento da barreira e a protrusão da radícula (GROOT et al., 1988; CHEN; BRADFORD, 2000)

Já Copeland e MacDonald (1995) relatam que a verdadeira causa para o bloqueio da germinação provocada pela resistência mecânica do tegumento se deve à presença de substâncias inibidoras ou a não liberação de inibidores solúveis em água, que não permitiriam o enfraquecimento ou eliminação da “barreira” existente para a protrusão radicular.

Dentre as substâncias inibidoras da germinação, Marcos Filho (2005) destaca os ácidos aromáticos, como o caféico; as lactonas, como as cumarinas; os terpenóides como o ABA; e os taninos como os ácidos fenólicos, aldeídos e alcalóides. Estes, podem estar atuando na pressão osmótica e pH das células; na respiração, com alterações na atividade enzimática; na permeabilidade da membrana; na inibição da atividade de hormônios vegetais; na divisão e alongamento celular e ainda na síntese de ácidos nucléicos e proteínas.

Cardoso (2004) relata que inicialmente acreditava-se que as substâncias inibidoras da germinação eram provenientes unicamente do pericarpo, sendo posteriormente consideradas como substâncias tanto endógenas quanto exógenas da semente. Assim, a dormência não seria causada apenas pela presença de inibidores e sim pelo resultado do balanço entre substâncias promotoras e inibidoras de germinação.

A dormência do embrião relaciona-se às sementes que são dispersas com o

embrião não-diferenciado ou não completamente desenvolvido, em estagio de torpedo ou linear. Desse modo deverá existir um período de maturação na semente já dispersa, até adquirir a condição de quiescência. Esse período tem sido chamada de pós-maturação, quando, além das alterações no embrião, outras transformações na semente ocorrem, fazendo-a para passar de dormente para quiescente (CARDOSO, 2004).

Forbis et al. (2002), estudando a evolução das plantas com sementes, sugerem que a maioria dos táxons ancestrais apresentava má formação do embrião quando as sementes eram dispersas, enquanto poucos tinham impermeabilidade do tegumento à água, indicando que as demais causas para a dormência em sementes evoluíram mais recentemente.

2. 3. 2 Métodos de Superação

Os métodos de superação da dormência são aplicados às sementes para estimular seu metabolismo a fim de promover, principalmente, a aceleração do processo germinativo, para aumentar o número de sementes germinadas no campo e, para uniformizar a população (DUARTE, 1978; ROVERSI et al., 2002). Para os viveristas, a dormência passa a ser um transtorno, em virtude do longo tempo para que ocorra a germinação, ficando as sementes sujeitas às condições adversas, o que favorece o ataque de fungos, acarretando grandes perdas (BORGES et al., 1982; MOUSSA et al., 1998).

Uma das maiores dificuldades para compreender o processo de dormência e facilitar o desenvolvimento de métodos adequados para superá-la é o fato de que vários tratamentos se mostram eficientes na superação dos variados bloqueios, indicando que, provavelmente, os mecanismos que determinam a dormência estão intimamente relacionados (ROBERTS, 1999). E como não existe independência entre as causas determinantes da dormência, pode haver um mecanismo bioquímico básico envolvido em diferentes manifestações da dormência, fazendo com que tratamentos distintos possam apresentar eficiência semelhante (MARCOS FILHO, 2004).

Para conhecer a melhor maneira para superar a dormência de sementes, deve-se observar como isso ocorre naturalmente. A ação de microrganismos, ingestão por vertebrados, exposição a extremas temperaturas e ao fogo e radiação solar, são exemplos mencionados como agentes naturais que provocam a superação da dormência. No entanto, nenhum destes tratamentos resulta em imediata remoção da dormência; a duração e intensidade irão depender do tipo da dormência e do agente envolvido (KELLY et al., 1992).

Para sementes com dormência causada pela impermeabilidade do tegumento à água, os métodos a serem empregados deverão promover rupturas neste, permitindo assim a entrada de água, como ocorre com o uso da escarificação mecânica ou cortes no tegumento. Neste caso, devem-se conhecer as vias de entrada de água na semente, pois o tipo e posição da abertura podem prejudicar a eficiência do tratamento e, em alguns casos, até prejudicar a germinação (ZAIDAN; BARBEDO, 2004).

A punção do tegumento também pode ser uma das metodologias pré-germinativas. No entanto, convém ressaltar que é um procedimento trabalhoso, indicado para pequenos lotes de sementes. Sugere-se que para lotes maiores, a escarificação seja mecanizada em diversos períodos de exposição, minimizando e agilizando o trabalho (NASSIF; PERES, 1997) o que, no entanto, pode acarretar possíveis perdas pela falta de controle na região da semente a ser escarificada, bem como o grau de escarificação.

O tratamento ideal para a superação da dormência tegumentar não deve apenas proporcionar a embebição; deve favorecer ou, pelo menos, não interferir no metabolismo germinativo.

Alterações fisiológicas foram analisadas em sementes de mamoeira (*Tachigalia multijuga*) submetidas a diferentes tratamentos, como o uso do ácido sulfúrico e da imersão em água quente. A atividade da enzima α -galactosidase foi constante no tratamento com água quente e atingiu a máxima atividade em sementes tratadas com ácido sulfúrico. Os teores de proteína no eixo embrionário das sementes submetidas à água quente foram superiores aos das sementes tratadas com ácido sulfúrico, na medida que o tempo de exposição foi aumentado. Assim, é possível que o consumo

das proteínas tenha aumentado pelo embrião, com o uso da escarificação ácida (BORGES et al., 2004).

Na escarificação química, geralmente com ácido sulfúrico concentrado, as sementes permanecem imersas por alguns minutos a poucas horas, procurando-se o amolecimento do tegumento devido à remoção da cutícula e da exposição das camadas de macroesclereídes (PEREZ, 2004). O sucesso desse tratamento está relacionado ao tempo de exposição ao ácido e à espécie (NASCIMENTO; OLIVEIRA, 1999; BORGES et al., 2004). Utilizando a eletro microscopia, Kondo (1993), constatou rachaduras e pequenos orifícios na superfície do tegumento de sementes de *Lotus corniculatus* (cornichão), submetidas por 10min ao ácido sulfúrico. Já em sementes que permaneceram por 30min no ácido sulfúrico tiveram o endosperma dissolvido.

Apesar dos bons resultados apresentados em geral e pela praticidade do uso de ácido sulfúrico na superação de dormência, este tratamento necessita de um local apropriado para o manuseio e descarte, além da dificuldade do uso em larga escala devido seu elevado custo (OLIVEIRA et al., 2003).

A utilização de solventes orgânicos, como álcool etílico e acetona, pode reduzir a espessura da camada de cera do tegumento, possibilitando da mesma forma a embebição (MAYER; POLJAKOFF-MAYBER, 1978). Sugere-se que o uso desses solventes orgânicos deva apenas atingir a camada de cera do tegumento, barreira para a absorção de água. No entanto, existem algumas divergências sobre quais camadas do tegumento são responsáveis pela impermeabilidade. Segundo Rolston (1978) seria a presença de ceras e compostos graxos na superfície ou então os macroesclereídes, camada de células abaixo da cutícula.

A alteração da permeabilidade da membrana causada normalmente por variações de temperatura enfrentadas pelas sementes, quando ocorrem mudanças na conformação das proteínas de constituição, pode ser provocada pela aplicação de compostos químicos como álcool, que simulam assim a ação da temperatura na membrana celular (HILHORST, 1998).

Um tratamento mais prático que a escarificação manual e, menos perigoso que o uso de ácidos, seria a utilização de água quente, seja deixando as sementes imersas na água pré-aquecida, em torno de 70 a 80°C, até o resfriamento ou em banho-maria

para manutenção da temperatura. No caso das sementes com tegumento muito rígido, utiliza-se água em ebulição, sendo que o tempo em imersão varia de um a vários minutos, dependendo do tipo do tegumento (PEREZ, 2004). Neste caso, a água quente pode desnaturar as proteínas do tegumento e aumentar a absorção de água (MAYER; POLJAKOFF-MAYBER, 1978), mas, dependendo da espécie e/ou do tempo em imersão, podem ocorrer danos na semente (BASKIN et al., 1998). A exposição das sementes ao calor seco, 60 a 70°C em estufa ou ao frio seco, onde as sementes permanecem no refrigerador a 5°C, pode provocar retração do tegumento e também possibilitar a embebição (NASSIF; PEREZ, 1997).

Com a ruptura do tegumento promovida por tratamentos com escarificação além da embebição, pode-se ter a indução a um aumento da sensibilidade à luz, temperatura, permeabilidade a gases e à remoção de inibidores e promotores, alterações estas que influenciam no metabolismo da semente e conseqüentemente na dormência (MAYER; POLJAKOFF-MAYBER, 1978).

A lavagem em água corrente pode ser indicada para sementes que possuam no tegumento substâncias inibidoras solúveis em água, aumentando conseqüentemente a permeabilidade e o potencial germinativo destas sementes (MARCOS FILHO, 2005). Existem alguns casos em que o tegumento não é considerado empecilho para a embebição, mas sua remoção possibilita a germinação, já que não existe mais barreira para a difusão de possíveis inibidores presentes no embrião (PEREZ, 2004).

A remoção do tegumento pode facilitar a germinação de sementes que apresentam resistência mecânica ao crescimento do embrião, ou então tratamentos que aumentem o metabolismo do embrião, favorecendo sua expansão e rompimento das barreiras, como a utilização de giberelinas, resfriamento e aumento ao acesso a oxigênio (JUNTTILA, 1973; WATKINS; CANTLIFFE, 1983).

Durante a dispersão, sementes com embriões imaturos necessitam de um período com baixas temperaturas e alta umidade para completar seu desenvolvimento, período este denominado pós-maturação. Geralmente quando são fornecidas estas condições para espécies não-tropicais, a dormência embrionária é superada. Esse efeito é conhecido como estratificação, assim nomeado devido a maneira em que as sementes estão dispostas, em camadas em um substrato úmido. Naturalmente, estas

sementes estariam expostas por vários dias a temperaturas entre 1 a 10°C durante o inverno, tendo a dormência superada, germinando no início da primavera (ZAIDAN; BARBEDO, 2004).

Segundo Alves et al. (2000), para a superação de dormência embrionária é necessário alterar certos constituintes da semente para que ocorram modificações fisiológicas no eixo embrionário e, conforme Bewley e Black (1985), a manutenção das sementes em condições de altas ou baixas temperaturas, mudança nas condições luminosas e utilização de reguladores vegetais, os quais alteram o balanço hormonal, podem ser algumas técnicas a serem utilizadas.

Debeaujon e Koornneef (2000), observaram que fatores ambientais como luz e tratamentos com baixas temperaturas podem promover a germinação por induzirem a biossíntese de giberelinas ou por aumentarem a sensibilidade a este hormônio vegetal. Assim, pode-se ter a superação da dormência pelo aumento de promotores da germinação em detrimento dos inibidores, como o ácido abscísico.

2. 4 PRODUÇÃO DE MUDAS

2. 4.1 Qualidade das mudas

Para atividades relacionadas ao plantio florestal, seja com finalidade de recomposição ambiental, reposição florestal ou implantação de sistemas agroflorestais, um dos fatores, senão o mais importante para o sucesso da atividade é a qualidade das mudas utilizadas (VIEIRA et al., 1998).

Oliveira et al. (2004) acreditam que o sucesso dos programas de implantação, revitalização e formação de florestas de alta produtividade, só ocorrerá se os métodos e sistemas empregados pelos viveristas levarem em consideração a qualidade das mudas a serem plantadas. Nesse sentido, muitos esforços têm sido realizados para melhorar a qualidade das mudas e reduzir os custos de produção, em uma busca constante por inovações técnicas, até por se tratarem de culturas perenes e, que o bom estabelecimento do plantio está diretamente relacionado com a repercussão de

produtividade (CECONI et al., 2006; WENDLING et al., 2007).

Na determinação da qualidade das mudas, os parâmetros utilizados baseiam-se em aspectos internos, denominados fisiológicos, e em aspectos fenotípicos, denominados morfológicos, os quais, na prática, são mais utilizados devido a sua facilidade (STURION; ANTUNES, 2000; GOMES et al., 2002).

As características morfológicas podem ser mensuradas até mesmo em mudas mortas, sendo necessária a utilização de parâmetros fisiológicos para uma correta avaliação da qualidade das mudas. Parâmetros como potencial hídrico, estado nutricional e a ecofisiologia das raízes poderiam ser utilizados para essa mensuração (CARNEIRO, 1995).

Dentre alguns dos parâmetros morfológicos, consideram-se a altura da parte aérea, o diâmetro do colo, a relação entre diâmetro do colo e a altura da parte aérea, a relação entre as partes aérea/subterrânea, o peso de matéria seca e verde, o total das partes aérea e subterrânea e a rigidez da haste (STURIUM, 1980b). Todas estas variáveis são definidas por fatores genéticos e ambientais, assim como pelas técnicas de manejo e do processo de produção das mudas (CARNEIRO, 1995).

Nas práticas utilizadas que podem alterar a qualidade morfológica das mudas, desde a fase de viveiro até o plantio no campo, estão o manejo da irrigação, fertilização, sombreamento, micorrização, poda, aclimatização, tipo de recipiente e de substrato além do transporte, dentre outras (CARNEIRO 1995, CLAUSSEN, 1996). Cada uma destas técnicas pode alterar uma ou mais características das mudas, tornando necessário um acompanhamento minucioso no viveiro para alcançar a resposta desejada no campo (JOSÉ et al., 2005).

Para as variáveis analisadas que caracterizam as mudas morfológicamente, o diâmetro do colo tem sido reconhecido como um dos melhores indicativos da qualidade da muda total, assim como do desenvolvimento das partes aérea e radicular (CARNEIRO, 1976; MALINOVSKI, 1977), por ser uma característica de fácil determinação, não implicando na destruição da planta (FARIAS et al., 1995). A determinação da altura da parte aérea também é considerada com um método fácil e não destrutivo (GOMES et al., 2002). Carneiro (1995), acredita que para estimar o crescimento das mudas após o plantio definitivo no campo, a qualidade da muda é mais

bem representada pela combinação do diâmetro do colo com a altura da parte aérea.

Azevedo (2003), já considera a produção de matéria seca como um dos melhores parâmetros para representar a qualidade de mudas. No entanto, em alguns viveiros essa prática se torna um inconveniente por envolver a destruição completa da muda e da utilização de estufas. Quando utilizado, o peso de matéria seca das raízes é considerado como indicativo da capacidade de sobrevivência e estabelecimento das mudas no campo (CARNEIRO, 1995).

2.4.2. Qualidade genética das sementes

Assim como, o desempenho da semente, seja pelo potencial germinativo ou pela instalação da dormência (CAVALHO; NAKAGAWA, 2000; MARCOS FILHO, 2005), também, a qualidade da muda pode ser influenciada pelas características genéticas da semente.

As comunidades vegetais no mundo todo estão sujeitas a processos de destruição ambiental que têm levado a uma subdivisão de habitats, originalmente contínuos, em menores ou manchas isoladas (AGUILAR et al., 2004). Essa fragmentação implica na redução da abundância local das espécies, e um aumento do isolamento entre populações, que junto com as mudanças ambientais, afetam muitos processos ecológicos das populações (RATHCKE; JULES, 1993).

Aguilar et al. (2004) relatam que a redução no tamanho da população é provavelmente um fator que afeta a etapa reprodutiva das plantas, traduzindo um aumento do endocruzamento, perda da variabilidade genética e diminuição da qualidade das sementes.

Atualmente existe uma grande procura por sementes florestais para a produção de mudas destinadas a restauração florestal, mas devido às conseqüências da fragmentação de áreas, o grande entrave é a falta de sementes de boa qualidade genética (HIGA; DUQUE; SILVA, 2006). Na maioria das vezes a colheita das sementes é realizada em parques ou áreas pequenas, de árvores isoladas, sem nenhum critério técnico quanto ao tamanho efetivo das populações.

Kageyama e Souza (1998) já relatavam sobre a perda de variação genética, devido à diminuição do número de indivíduos de uma população que sofre fragmentação. A população remanescente pode apresentar um tamanho menor que o mínimo adequado, para que o mesmo possa ter sua normal continuidade e evolução. Assim, nessa pequena população pode ocorrer, em curto prazo deriva genética, o que significa ter as freqüências de seus genes afastados daquela população original, inclusive chegando a perder alelos, e em longo prazo, um aumento da endogamia, decorrente da maior probabilidade de autofecundação e cruzamento entre indivíduos aparentados, e suas prováveis implicações negativas de má adaptação da população, com perda de vigor e má reprodução em seus indivíduos.

2.4.3 Métodos de semeadura

Nos viveiros, a produção de mudas embaladas pode ser realizada por meio do método de semeadura em canteiros, com posterior repicagem das mudas para os recipientes individuais ou, pela semeadura direta nos recipientes (BIANCHETTI et al., 1998).

A semeadura em canteiros é um recurso utilizado para sementes muito pequenas, de difícil distribuição individualizada, quando sua germinação é irregular ou quando se deseja aproveitar o maior número possível de mudas. Após a germinação, quando as mudas atingirem altura de 3 a 7cm, em geral com dois pares de folhas, realiza-se a repicagem para os recipientes (MACEDO, 1993).

O método de semeadura direta apresenta certas vantagens porque dispensa o canteiro e seus cuidados; reduz o risco de ataques de fungos pela menor densidade de mudas no canteiro; evita trauma radicular; apresenta menor tempo de formação das mudas e menor custo final de produção (GOMES; COUTO, 1986; STURION et al., 2000).

Mudas de pessegueiro-bravo (*Prunus brasiliensis*) no entanto, apresentaram melhor crescimento quando se utilizou a repicagem ao invés da semeadura direta. No entanto, o uso da repicagem impõe certas restrições, principalmente para espécies de

germinação hipógea, como o pessegueiro-bravo, que apresenta maior desenvolvimento radicular inicial, dificultando o transplante para o recipiente (STURIUM, 1980b).

Segundo Macedo (1993) a semeadura direta deve ser adotada sempre que possível, uma vez que é mais vantajosa e de execução mais fácil com sementes de tamanho médio e de porcentagem de germinação conhecida. É comum o uso de mais de uma semente por recipiente para assegurar o aproveitamento de pelo menos uma planta.

Com relação à semeadura direta em espécies nativas, ainda são necessários estudos básicos sobre o desenvolvimento inicial em diferentes substratos e profundidades de semeadura, visto ainda serem poucas as recomendações específicas, (SANTOS et al., 1994). Deischman (1967) recomenda que a profundidade ideal não deve ultrapassar duas vezes o diâmetro das sementes e que uma camada fina de substrato leve pode não reter a umidade para o início da germinação.

Schmidt (1974) considera como profundidade de germinação ideal, aquela que garanta uma germinação homogênea, rápida emergência das plântulas e produção de mudas vigorosas. Na prática, sementes pequenas devem ser espalhadas na superfície do substrato, sementes médias devem ser cobertas com uma camada de espessura aproximada com o diâmetro destas e, para sementes grandes recomenda-se o plantio em uma profundidade de duas a três vezes o seu menor diâmetro (HARTMANN et al., 2002).

A semeadura não deve ser superficial, devido ao intenso calor do sol recebido, o qual não favorece a retenção da umidade em quantidade adequada para a germinação e, nem tão profunda, quando o substrato pode se tornar um fator físico inibidor da emergência de plântulas (CARNEIRO, 1995). Para sementes de canafístula (*Peltophorum dubium* Sprengel. Taubert) verificou-se redução significativa da porcentagem de emergência das plântulas a partir de 3cm de profundidade de semeadura, assim como a redução da velocidade de emergência e peso seco das plântulas. O melhor desempenho no campo foi observado nas sementes semeadas a 1cm de profundidade (PEREZ et al., 1999).

Nassif e Perez (1997), testando diferentes profundidades de semeadura para amendoim-do-campo (*Pterogyne nitens* Tul.), constataram que entre 2, 5 e 10cm de

profundidade, a maior germinabilidade e velocidade de germinação foi proporcionada na profundidade de 2cm e que, a 10cm de profundidade, as plântulas praticamente não tiveram habilidade em emergir, provavelmente porque em profundidades maiores a água e a temperatura podem atuar como fatores limitantes, inibindo ou atrasando a germinação.

Testando a profundidade ideal de sementeira para mogno (*Swietenia macrophylla* King.), Schmidt (1974) avaliou profundidades variando de 1 a 8cm e, constatou que plântulas em sementeiras mais rasas apresentam maior crescimento em altura enquanto que em profundidades maiores, as mudas podem perder o geotropismo positivo, crescendo em todos os sentidos, mesmo se parte do caule chega a ser exposto a luz.

A profundidade de sementeira também influenciou na porcentagem de emergência de mudas de *Guazuma ulmifolia* (mutambo), onde 2cm de profundidade proporcionou uma maior porcentagem de emergência em comparação com 4cm, provavelmente devido ao efeito da maior variação de temperatura nos primeiros 2cm de profundidade, indicando que as sementes de mutambo podem responder aos estímulos de temperatura (MOTTA et al., 2006).

Para sementes de juazeiro a emergência também foi influenciada pela profundidade de sementeira. Alves et al. (2008) observaram que a porcentagem de emergência aumentou à medida que se aumentou a profundidade de sementeira, atingindo o máximo de 88% em 1,6cm. A partir dessa profundidade, verificou-se uma redução acentuada na porcentagem de emergência das plântulas, chegando a valores próximos a 40% na profundidade de 5cm. A redução da porcentagem de emergência, nas maiores profundidades, pode ser justificada pela maior dificuldade das plântulas superarem o obstáculo que se constitui o substrato.

Vários são os exemplos de trabalhos realizados buscando encontrar a profundidade ideal de sementeira, mas fica difícil definir qual a melhor, visto que essa dependerá do vigor da semente, das características específicas de cada espécie e da constituição física do substrato utilizado. Portanto, recomendações gerais não apresentam os melhores resultados, os quais só são adquiridos mediante pesquisas para cada caso em particular (CARNEIRO, 1995).

2.4.4 Recipientes

A produção de mudas pode ser realizada em viveiros de raiz nua, que não apresentam proteção ao sistema radicular no momento do plantio, já que a semeadura é feita diretamente nos canteiros de onde as mudas são retiradas para o plantio; ou então as mudas podem ser produzidas em recipiente, protegidas pelo substrato que vai para o campo juntamente com a muda (CARNEIRO, 1995). A produção de mudas por raiz nua, é mais comum para *Pinus* sp., por se tratar de uma espécie rústica (MACEDO, 1993).

Existem inúmeras vantagens para a utilização de recipientes na produção de mudas quando comparadas com o plantio de raiz nua. Uma das vantagens é que usando recipientes tem-se maior controle sobre a quantidade de sementes, garantindo assim adequada densidade de mudas. Mas, deve-se considerar ao escolher o tipo de recipiente, se o sistema radicular vai apresentar distribuição na forma mais natural possível, não ocorrendo qualquer tipo de deformação (CARNEIRO, 1995).

Para a escolha do recipiente adequado, atenção deve ser dada às dimensões deste, já que esse fator traz implicações de ordem técnica e econômica, sendo ótimo aquele que conciliar o custo de produção e a possibilidade de obter um máximo desenvolvimento das mudas (STURIUM, 1980a). Reis et al. (1989) destacam que o ideal para o dimensionamento do volume, altura e diâmetro do recipiente, é variável conforme a espécie, e como o sistema radicular é específico para cada espécie, sua restrição altera as respostas fisiológicas da planta, repercutindo na qualidade da muda.

Macedo (1993) ressalta que, na escolha do tipo do recipiente, deve-se levar em consideração o custo de aquisição; as vantagens na operação como durabilidade, possibilidade de reaproveitamento, área ocupada no viveiro e a facilidade de transporte; assim como as características para a formação de mudas de boa qualidade.

Para mudas utilizadas em plantios em áreas degradadas, de uma forma geral, têm-se preferido as que foram produzidas em sacos plásticos em detrimento às produzidas em tubetes, alegando-se as maiores dimensões das mudas produzidas nestes recipientes, o que acarretaria maior sobrevivência e crescimento inicial após o plantio. Esta preferência pode ser devido à falta de conhecimento para a produção em

tubetes de mudas de alta qualidade (JOSÉ et al., 2005). Ainda em alguns casos, apesar dos vários modelos de recipientes encontrados no mercado, os sacos plásticos podem ser os mais utilizados principalmente nos pequenos viveiros, em virtude de sua maior disponibilidade e menor preço (GOMES et al., 1990).

O uso de tubetes para a produção de mudas iniciou-se no Brasil na década de 70 e se difundiu na produção de mudas de espécies de rápido crescimento com fins comerciais devido às vantagens operacionais, econômicas e biológicas (JOSÉ et al., 2005). É comum a substituição dos sacos plásticos por tubetes, já que o menor diâmetro ocupa menos espaço no viveiro; é menor seu peso; tem facilidade nas operações e por reduzir os custos de transporte das mudas para o campo (GOMES et al., 1990).

Os tubetes são providos de frisos longitudinais internos, em número de quatro ou seis, equidistantes. Este tipo de recipiente confina as raízes laterais, dirigindo-as no sentido vertical, para baixo, em direção ao fundo do recipiente, onde existe um orifício para o escoamento de umidade e saída das mesmas (CARNEIRO, 1995). A exposição das zonas de crescimento apical das raízes à luminosidade, retém seu crescimento, induzindo a formação de um número maior de raízes na parte superior do sistema contido na embalagem, proporcionando a formação de um sistema radicular mais resistente. Estes recipientes também evitam o entrelaçamento, como pode ocorrer com o uso dos sacos plásticos (STURION; ANTUNES, 2000).

Outra vantagem para o uso de tubetes na produção de mudas é a menor quantidade de substrato a ser utilizada quando comparado este sistema aos processos tradicionais; são recipientes reutilizáveis que permitem alta economia ao processo, além de oferecerem maior segurança ao processo produtivo quanto à presença de nematóides e ervas-daninhas, já que a produção de mudas em tubetes sempre é feita fora do solo, desde que sejam utilizados substratos estéreis (STURION; ANTUNES, 2000).

Os tubetes mais utilizados são os de formato cônico, com capacidade de 50cm³ para mudas de rápido crescimento, como eucalipto, pinus e pioneiras nativas. Já para espécies de crescimento mais lento, Macedo (1993) recomenda que os tubetes devem ter capacidade de 100cm³, pois a mudas permanecem mais tempo no viveiro. A

dimensão adequada para os tubetes a serem utilizados é uma característica importante a ser analisada, pois recipientes com volume superior ao necessário geram gastos desnecessários (CARNEIRO, 1995). Jesus et al. (1987) consideram que o tamanho ideal de tubete para a produção de mudas dependerá do ritmo de crescimento das plantas, o qual é função da espécie e das condições de clima e substrato.

Santos et al. (2000) testaram diferentes tamanhos de tubetes, variando de 50 a 240cm³, na produção de mudas de *Chryptomeria japonica* L. (f.) D. Don. (cedro japonês), e constataram que o desenvolvimento dessa espécie está diretamente relacionado com o volume do tubete. Todas as variáveis analisadas, sejam altura, diâmetro do colo, massa seca da raiz e da parte aérea, aumentaram com o tamanho do tubete utilizado, independente do substrato. Para plântulas de ipê-amarelo (*Tabebuia serratifolia*) também houve melhor rendimento para a produção utilizando os maiores volumes de tubete testados, 4,000 e 2,000cm³, comparados aos de 1.000 e 950cm³ (SOUZA, et al. 2005), possivelmente o maior rendimento das mudas em recipientes maiores corresponda à maior disponibilidade de nutrientes e volume para o crescimento da radícula.

Já para plântulas de espinheira-santa (*Maytenus ilicifolia*), após 90 dias da emergência, não foi verificada diferença significativa de tamanho e tipo de recipiente para nenhum dos parâmetros analisados, exceto para altura, onde o saco plástico pequeno (1515cm³) apresentou um melhor resultado do que no tubete (50cm³). A inexistência de diferenças no desenvolvimento da plântula pode ser atribuída ao lento crescimento da espécie (NICOLOSO et al., 2000).

Para Kiiskila (1999), ao comparar o desempenho de mudas produzidas em recipientes de menores dimensões (mudas menores), com mudas produzidas em recipientes maiores (mudas maiores), as diferenças iniciais de altura e diâmetro tendem a desaparecer com o decorrer do tempo no campo. Assim, espera-se que mudas produzidas em tubete, com alta qualidade, apresentem taxas de sobrevivência e crescimento inicial iguais às das mudas produzidas em sacos plásticos, reduzindo os custos de implantação florestal devido ao menor custo de produção, transporte e plantio (JOSÉ et al., 2005).

2.4.5 Substratos

O substrato utilizado na produção das mudas é um dos itens que também pode influenciar na qualidade destas. Substrato é o meio que fornece água, oxigênio e nutrientes, para que as raízes se proliferem, fornecendo suporte estrutural para as mudas (CARNEIRO, 1995).

Para ser considerado como um bom substrato é essencial que este apresente boa uniformidade em sua composição; baixa densidade; capacidade de absorver e reter água e de fornecer nutrientes às plantas. Deve ser poroso, a ponto de permitir a drenagem do excesso de água durante as irrigações e chuvas; livre de substâncias tóxicas ou pragas e; que seja economicamente viável (WENDLING et al., 2002; MELO, et al., 2003). Outra qualidade importante é a de proporcionar maior facilidade na retirada da muda do recipiente por ocasião do plantio em campo, quando for o caso (ANDRADE NETO et al., 1999).

Toledo (1992) recomenda que a escolha do substrato deve ser feita em função da disponibilidade de materiais, de suas características físicas e químicas, seu peso e custo quando da sua formulação. Além disso, Vieira (1998), considera ideal utilizar substratos compostos por materiais facilmente disponíveis na região, facilitando a diminuição dos custos.

Na produção de mudas de eucalipto, inicialmente era utilizado como substrato para o preenchimento das embalagens plásticas, terra de subsolo, isenta de sementes de plantas daninhas e microrganismos. No entanto, como geralmente o subsolo contém níveis mais baixos de nutrientes, se fazia necessária a fertilização mineral (GOMES; COUTO, 1986). Com o objetivo de reduzir os impactos ambientais, utilizar materiais que tenham origem de resíduos renováveis, fazendo com que o substrato apresente características mais leves que o solo, diversos materiais de origem animal e vegetal têm sido utilizados (AMARAL et al., 1996; LOURENÇO et al., 2000).

Neste contexto, tem-se o exemplo do Estado do Rio Grande do Sul, onde existem indústrias de extração de tanino de cascas de árvores e engenhos de arroz, geradores de resíduos que podem poluir o ambiente, mas que são passíveis de serem

utilizados como componentes de substratos, propiciando a obtenção de materiais alternativos, de fácil e constante disponibilidade e de baixo custo (SCHMITZ et al., 2002).

Resíduos da atividade florestal ou do processo industrial, como cascas de maravalha e serragem, ou como bagaço de malte, liberados durante a produção de cerveja, necessitam de novas alternativas para sua destinação, com técnicas que sejam economicamente viáveis e ambientalmente aceitas. A utilização destes como componentes de substratos para a produção florestal poderia ser uma alternativa viável (MAEDA et al., 2007).

Para se ter um substrato ideal na produção de mudas florestais, fica difícil encontrar um único material que corresponda a todas as exigências da espécie cultivada. Desta forma a combinação de diferentes tipos de materiais, como terra de subsolo, composto orgânico, moinha de carvão, casca de arroz carbonizada, vermiculita, perlita, areia, cama de aviário, esterco de curral curtido, lodo de esgoto, vermicomposto, dentre outros (WENDLING et al., 2002) podem melhorar as propriedades químicas e físicas do substrato final.

Os materiais de origem vegetal e animal, utilizados no preparo do composto orgânico, principais fontes de macro e micronutrientes, podem ser os mais variados: esterco bovino, ovino, eqüino, suíno, resíduos de abatedouros de aves, bem como palha de cereais, leguminosas, resíduos de cultura, folhagem, gramíneas, casca de café, ramos verdes, casca e serragem, ou quaisquer outros detritos vegetais (DEICHMANN, 1967; EMATER, 1984; CALDEIRA et al., 2008).

A utilização de composto orgânico proporciona vários benefícios como estímulo à proliferação de microorganismos úteis; melhoria das qualidades físicas do solo, quando agregado aos solos arenosos; facilita a aeração e a drenagem; além de aumentar a capacidade de retenção de água (DEICHMANN, 1967; NEGREIROS et al., 2004; LUCENA et al., 2006) além de apresentarem elevada capacidade de troca catiônica, retendo os elementos para as plantas (ABREU et al., 2007). Mudas de *Hovenia dulcis* (uva-do-japão), responderam de modo significativo às doses de vermicomposto adicionadas à casca de *Pinus* sp., resultado possivelmente atribuído às melhores condições de fertilidade do substrato (VOGEL et al., 2001).

Assim, para se obter um substrato que apresente todas as características apropriadas, recomenda-se que seja feita a mistura de dois ou mais materiais, os quais favorecerão a obtenção de concentrações ideais para N e P e ainda na obtenção de aeração adequada (ZMORA-NAHUM et al., 2007). A proporção de cada material é variável em função de suas características, da sua disponibilidade, bem como do seu custo de produção e aquisição (WENDLING et al., 2002). Silveira et al. (2002), conseguiram uma redução no custo de produção de mudas de 47,44% quando utilizaram a mistura de pó de casca de coco e Plantmax[®] na mesma proporção, do que apenas Plantmax[®].

Esta economia com a utilização de misturas, também foi registrada por Wendling et al. (2006), quando trabalhando com mudas de erva-mate (*Ilex paraguariensis* St. Hil.). Nesse estudo, os substratos contendo esterco bovino, serragem e palito de erva mate resultaram em custos mais baixos que os demais, onde foram testadas misturas contendo substrato comercial em sua composição. Além do menor custo, os mesmos autores ressaltaram a importância de se utilizar resíduos da agroindústria, minimizando assim a poluição decorrente do acúmulo destes no meio ambiente.

Vários são os exemplos promissores de misturas de substratos para a produção de mudas. Um destes é trabalho de Gomes et al. (1991), os quais testaram os efeitos de diferentes substratos na produção de mudas de *Eucalyptus grandis*, analisaram misturas com vermiculita, composto orgânico, moinha de carvão, turfa, acículas de *Pinus* sp., serragem, bagaço de cana, esterco bovino e terra de subsolo. Dos tratamentos testados, os maiores valores das alturas e a melhor qualidade das mudas foram observados quando o composto orgânico era dominante na mistura. O tratamento recomendado foi a mistura de 80% de composto orgânico e 20% de moinha de carvão.

Na avaliação de substratos alternativos para a produção de mudas de cafeeiro (*Coffea arabica*), utilizaram-se cinco fontes de matéria orgânica, representadas pelo húmus de minhoca, esterco de curral, torta de filtro (resíduo de usina de cana-de-açúcar), esterco de galinha e moinha de café. Como componente fixo das misturas, correspondendo a 20%, usou-se uma mistura de 10% de vermiculita, 5% de areia grossa e 5% de casca de arroz carbonizada. Foi também testado o substrato comercial

Plantmax-café[®]. Em geral, verificou-se que doses de 50% de esterco de curral ou 35% de húmus de minhoca apresentaram os mesmos resultados do substrato comercial. Também foi possível concluir que substratos com doses acima de 40% de esterco de galinha e 40% de moinha de café, provocaram elevada porcentagem de mortalidade das plântulas (ANDRADE NETO, 1998).

A qualidade das mudas de freijó-louro (*Cordia alliodora*) foi avaliada em diferentes combinações de substratos, sendo utilizadas terra preta, casca de cupuaçu triturada, casca de arroz carbonizada, casca de café carbonizada, serragem carbonizada, esterco bovino, vermiculita e vermicomposto, em diferentes proporções. Como testemunha foi utilizado o substrato comercial Plantmax[®]. As misturas de 70% de terra preta com 30% de vermicomposto, e 70% de terra preta com 15% de esterco curtido e 15% de vermiculita foram as que proporcionaram os maiores crescimentos em altura, diâmetro do colo e de matéria seca das mudas (VIEIRA et al., 1998).

BARROSO et al. (2000) analisaram morfológicamente mudas de *Eucalyptus camaldulensis* e *E. urophylla* no viveiro e depois a sobrevivência das mudas já no campo. Os testes foram feitos com composto orgânico de bagaço de cana-de-açúcar com torta de filtro de usina açucareira (3:2); composto orgânico de bagaço de cana-de-açúcar com torta de filtro de usina açucareira com a adição de 0,6% de uréia e casca decomposta de eucalipto com vermiculita (7:3). O substrato que conferiu melhores características às mudas, no viveiro, foi a casca de eucalipto decomposta adicionada a vermiculita, mas essa superioridade não foi mantida no campo, exceto para a altura de *E. urophylla*.

Foi testado o efeito do volume de tubetes e os tipos de substratos sobre a qualidade das mudas de *Cryptomeria japonica*. Os autores analisaram misturas de solo (podzólico vermelho amarelo) com vermiculita (1:1) e casca de *Pinus* sp. com vermiculita (1:1), e tubetes com volumes de 50, 56, 120 e 240cm³. Verificou-se que o substrato com solo e vermiculita em tubetes de 120cm³ proporcionou os melhores resultados na produção de mudas (SANTOS et al., 2000).

LOURENÇO et al. (2000), trabalhando com mudas de erva-mate (*Ilex paraguariensis*), avaliaram a combinação de terra da mata com cama de aviário, esterco de suíno, esterco de bovino, vermiculita e vermicomposto, na proporção 2:1;

também foram analisadas as mesmas combinações com terra de subsolo. Foi acentuada a superioridade da camada superficial do solo sobre a do subsolo como substrato, sendo o esterco bovino a melhor combinação para a produção de mudas de erva-mate.

A produção de mudas de *Croton urucurana* (sangra-da-água); *Guazuma ulmifolia* (mutambo); *Plectrophorum dubium* (canafístula); *Lonchocarpus muehlbergianus* (feijão-cru); *Tabebuia impetiginosa* (ipê-roxo) e *Genipa americana* (jenipapo), espécies que ocorrem na Mata Atlântica, foi analisada quanto às diversas misturas de substratos. As combinações foram; húmus de minhoca, esterco de gado curtido, vermiculita fina, terra de subsolo, casca de arroz carbonizada e Plantmax[®]. O substrato composto por 60% de esterco de gado curtido mais 40% de casca de arroz carbonizada foi o mais adequado para todas as espécies (MORAES NETO et al., 2001).

KNAPIK (2005), trabalhando com mudas de bracatinga (*Mimosa scabrella*) e pessegueiro-bravo (*Prunus selloi*), submetidas a diferentes misturas de substrato comercial a base de casca de *Pinus* sp. e vermiculita com fibra de coco e húmus de minhoca, verificou que mudas de *Mimosa scabrella* apresentaram melhor crescimento quando utilizado substrato de 60% de substrato comercial e vermiculita 30% de fibra de coco 10% de húmus de minhoca. Já para as mudas de *Prunus selloi*, as misturas de substratos proporcionaram pouca diferenciação, sendo preferido o substrato comercial a 100% por ser mais barato e sem a necessidade da realização de misturas.

Estudando a produção de mudas de *Allophylus edulis* (vacum) e *Schinus terebinthifolis* (aroeira-vermelha), ALMEIDA (2005) testou substratos puros ou misturas de produto à base de casca de *Pinus* sp. e vermiculita, casca de arroz carbonizada, fibra de coco, fibra de coco mista e vermicomposto. Para mudas *Schinus terebinthifolis* é recomendada a utilização dos substratos de casca de *Pinus* sp. com vermiculita misturados com 20 a 30% de casca de arroz carbonizada ou fibra de coco granulada, com ou sem vermicomposto, para maior qualidade das mudas. Já para *Allophylus edulis*, a presença do vermicomposto nos substratos constituídos por casca de *Pinus* sp. com vermiculita e 20% de casca de arroz carbonizada ou 20% de fibra de coco granulada proporcionou mudas de melhor qualidade do que os tratamentos que não possuíam vermicomposto.

2.4.5.1 Propriedades dos substratos

Lacerda et al. (2006) consideram que dentre as propriedades físicas mais importantes do substrato, estão, a porosidade total, a aeração, a retenção de água e a densidade. Os macroporos são responsáveis pelas trocas gasosas entre o substrato e a atmosfera, assim como determinam os movimentos da água no recipiente e a drenagem. Souza et al. (1995) destacam que um substrato deve ter suficiente espaço poroso para permitir a difusão de oxigênio para as raízes.

Fonteno (1981) define porosidade total de um substrato como o volume do meio não ocupado pela fração sólida e que pode ser quantificado pela medida da quantidade de água retida. Handreck e Black (1999) citado por Fermino (2003) afirmam que o espaço poroso total é importante, mas a forma e o tamanho dos poros se tornam de maior relevância, já que mais importante do que o volume de poros totais é a relação entre volume de água e de ar presente no substrato, relação determinada pelo tamanho dos poros e pela forma como estes estão interligados.

Martínez (2002) classifica de microporos aqueles de diâmetro inferior a $30\mu\text{m}$ e que permanecem com água, e de macroporos de diâmetro superior a $30\mu\text{m}$, preenchidos por ar, sendo responsáveis, além da aeração do meio, pela infiltração e drenagem de água.

Ferraz et al. (2005) avaliando o espaço de aeração em substratos comerciais, encontraram os menores valores para substratos que continham grande quantidade de partículas finas, que formam poros de menor diâmetro e conseqüentemente menor porosidade de aeração. Fermino (2003) relata que a porosidade de um substrato tende a aumentar à medida que se aumenta o tamanho das partículas, e que a combinação de partículas de tamanhos diferentes pode levar a uma redução da porosidade em comparação com substratos formados por partículas de mesmo tamanho, graças ao alojamento das partículas menores entre os espaços livres formados pelo arranjo das partículas maiores.

Referente à densidade do substrato, Kampf (2000) ressalta que quanto mais alta a densidade, mais difícil fica o cultivo no recipiente, quer por limitações no crescimento das mudas, ou pelo custo de transporte. Carneiro (1995) conceitua a densidade do

substrato como o peso seco do substrato por unidade de volume deste.

O valor da densidade do substrato é fator importante na interpretação de outras características, como porosidade, espaço de aeração e disponibilidade de água, e que estas variáveis estão relacionadas com as práticas culturais que podem alterar a densidade do substrato e a distribuição das partículas (FERMINO, 2003). Já que a densidade do substrato, dentro do recipiente, depende da pressão aplicada no momento do preenchimento, do peso das partículas do substrato, umas sobre as outras, da umidade presente nas partículas e da irrigação (KAMPF et al., 1999).

Dentre as propriedades químicas dos substratos, está o pH e a condutividade elétrica. O pH, resultado da atividade dos íons H^+ no substrato, um valor não fixo, já que depende do conteúdo de umidade, época do ano e outros fatores, deve apresentar valores dentro de uma faixa considerada adequada para o cultivo das plantas, já que valores inadequados influenciam na disponibilidade dos nutrientes (CARNEIRO, 1995). Kampf (2000) recomenda que em substratos onde predominem a matéria orgânica, a faixa ideal de pH seria de 5,0 a 5,8 e, para aqueles à base de solo mineral, entre 6,0 e 6,5.

A análise da condutividade elétrica (CE) indica a quantidade de sais ionizadas na solução do substrato, auxiliando na estimativa de salinidade deste (SODRÉ et al., 2005), ou seja, quanto maior a CE, maior o teor de salinidade no substrato (BRANDÃO; LIMA, 2002). Substratos que contenham altos teores de sais podem provocar queimadura ou necrose nas raízes, interferindo no crescimento das mudas (CARNEIRO, 1995; MORAIS NETO et al. 2003.).

Tomé Junior (1997) afirma que o excesso de sais na zona radicular, independentemente dos íons presentes, prejudica a germinação, desenvolvimento e produtividade das plantas. Isso porque uma maior concentração de sais na solução exige da planta um maior dispêndio de energia para conseguir absorver água prejudicando seus processos metabólicos essenciais. Mas cada espécie possui um nível de tolerância.

Altos teores de salinidade nos substratos, expressos pela CE, podem ser corrigidos pela redução da adubação, assim como a realização de uma irrigação abundante durante determinado período para promover a lixiviação do excesso de sais

presentes no substrato (INOUE; SARZI, 2007).

Enfim, para a formação de mudas florestais de boa qualidade, se têm o envolvimento de processos desde a germinação à formação do sistema radicular e da parte aérea, todos diretamente relacionados com características que definem o nível de eficiência dos substratos, bem como aeração, retenção de água e disponibilidade de nutrientes. No entanto, as características dos substratos estão correlacionadas entre si: a macroporosidade com a aeração e drenagem, e a microporosidade com a retenção de água e nutrientes (CALDEIRA et al., 2000).

2.4.5.2 Nutrientes

Para que as mudas se desenvolvam adequadamente tanto em altura, como em diâmetro e em produção de biomassa, é indispensável que o substrato esteja equilibrado nutricionalmente, ou seja, que os nutrientes necessários às mudas estejam disponíveis no substrato (CECONI et al., 2006). Muitas vezes substratos escolhidos em função de suas propriedades físicas apresentam baixos teores de nutrientes, necessitando, portanto, de uma suplementação com fertilizantes (MELO et al., 2003)

A presença de um elemento em uma planta não significa que este tenha papel essencial em sua vida, já que durante a absorção não há distinção entre os elementos que seriam essenciais para a planta ou não. São considerados elementos ou nutrientes essenciais, aqueles componentes integrais de uma estrutura, compostos ou metabólitos das plantas (EPSTEIN; BLOOM, 2006). As concentrações consideradas adequadas para o crescimento e desenvolvimento normal das plantas podem variar amplamente, mas classicamente os elementos essenciais são classificados em micronutrientes, requerido pelas plantas em menores quantidades, e macronutrientes, necessários em quantidade maiores (RAVEN et al. 2007; KERBAUY, 2008).

Dentre as funções realizadas pelos nutrientes disponibilizados pelos substratos estão os elementos contituíntes de aminoácidos, amidas, proteínas e ácidos nucléicos, como nitrogênio (N) e o enxofre (S); os responsáveis pela aquisição e utilização de energia, via ADP e ATP, como o fósforo (P); os elementos associados com a parede

celular, como o cálcio (Ca^{++}) e o boro (B); os constituintes de enzimas e outras entidades essenciais do metabolismo, como o magnésio (Mg^{++}), constituinte da clorofila; e os que serviriam para ativar e controlar a ação enzimática, como o potássio (K) (EPSTEIN; BLOOM, 2006).

As exigências nutricionais variam para cada planta, necessitando de elementos em maior ou menor grau, de elementos adicionais em comparação com outras, ou ainda serem capazes de substituir elementos que estiverem faltando por outros disponíveis (EPSTEIN; BLOOM, 2006). Siqueira (1995) relata que espécies florestais apresentam exigências nutricionais distintas, entretanto, a ausência de nutrientes como Ca e P geralmente interfere no desenvolvimento, mas as concentrações necessárias são distintas em função da espécie.

Mendonça et al. (1999), estudando as exigências nutricionais de mudas de aroeira do sertão (*Myracrodruon urundeuva*), verificaram redução drástica no desenvolvimento dessas mudas quando houve a omissão de Ca e P, fato não ocorrido quando não foram disponibilizados S, Zn, Cu, Fe e Mn. Para mudas de cedro (*Cedrela fissilis*), houve também redução no desenvolvimento na ausência de P, diferente das mudas que não receberam Ca (SILVA; MUNIZ, 1995).

Em geral, o primeiro sintoma de deficiência mineral é em relação ao nitrogênio (N), sendo que nenhuma deficiência é tão drástica em seus efeitos como a deste elemento. Clorose generalizada, estiolamento e lento crescimento são as principais evidências, sendo que são as partes maduras da planta as primeiras a se tornarem afetadas, pois o nitrogênio transloca-se das regiões mais velhas para as mais jovens, em crescimento ativo (CARNEIRO, 1995; SILVA; MUNIZ 1995; SARCINELLI et al., 2004; EPSTEIN; BLOOM, 2006).

Os desarranjos metabólicos causados pelas deficiências de nutrientes essenciais geralmente se manifestam em anormalidades visíveis, já que o crescimento como um todo e o desenvolvimento da planta podem ser afetados. No entanto, sintomas de deficiência de certo elemento podem diferir tanto entre os vegetais, que o conhecimento da síndrome de deficiência em uma espécie fornece pouca ajuda na identificação de mesma deficiência em outra espécie (EPSTEIN; BLOOM, 2006).

2.5 ESPÉCIES ESTUDADAS

2. 5. 1 *Gleditschia amorphoides* Taub.

Gleditschia amorphoides é pertencente à família Fabaceae, que inclui cerca de 650 gêneros e aproximadamente 1800 espécies, constituindo uma das maiores famílias de Angiospermas e também uma das principais com finalidade econômica, com destaque para a utilização na alimentação. No Brasil, ocorrem cerca de 175 gêneros e 1500 espécies (SOUZA; LORENZI, 2008).

Popularmente *Gleditschia amorphoides* Taub., é conhecida como sucará, coronda, espinho de cristo e faveiro. É uma árvore de 10 a 20 metros de altura, possui tronco reto de 30 a 60cm de diâmetro, com casca rugosa e provida de grandes espinhos ramificados de mais de 10cm de comprimento, que estão ausentes nas árvores mais velhas. Possui folhas compostas, bipenadas, alternas, com muitos folíolos de forma elípticas, de 1 a 3cm de comprimento. Sua inflorescência se apresenta em cachos curtos axilares ou terminais, com flores brancas a esverdeadas de 3 a 8mm de comprimento. Os frutos são do tipo legume, pretos achatados, curvos, de até 9cm de comprimento por até 3cm de largura (LORENZI, 2000; BACKES, IRGANG, 2002) (Apêndice 1).

Os mesmos autores também relatam que esta espécie se distribui nos estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, nas florestas semidecíduas das bacias do Paraná e Uruguai, sendo também comum na Argentina, Paraguai e Bolívia. Seu florescimento ocorre durante os meses de setembro a outubro e a maturação dos frutos ocorre em janeiro e fevereiro.

A madeira de *G. amorphoides* possui densidade de 800Kg/m³, é de cor amarelada a acastanhada, empregada na carpintaria em geral, carrocerias, para lâminas decorativas, serviços de torno e para lenha e carvão (PIO CORRÊIA, 1974; LORENZI, 2000; BACKES; IRGANG, 2000).

Uma das importantes utilizações das espécies da família Fabaceae (Leguminosae) é a adubação verde, principalmente devido à associação com bactérias na fixação de nitrogênio (SOUZA; LORENZI, 2008). FARIA et al. (1999), ressaltam que

espécies pertencentes ao gênero *Gleditschia*, apresentam um tipo de simbiose diferente da maioria das leguminosas, por não apresentarem a formação de nódulos no interior de suas raízes, e sim uma estrutura similar àquelas encontradas em espécies “primitivas” da família, nas quais as bactérias são retidas dentro de cordões de infecção durante o período de fixação de nitrogênio.

Alguns exemplares da família Fabaceae também se destacam como forrageiros, como é o caso dos frutos de *G. amorphoides* (LORENZI, 2000; BACKES, IRGANG, 2000). Bruno-Soares e Abreu (2003), encontraram em frutos de *G. triacanthos*, bons teores nutricionais e digestibilidade, considerados como alternativa na dieta de ruminantes.

Para o gênero *Gleditschia* já foram realizados vários estudos que indicam a finalidade medicinal das espécies, como a atividade anti-HIV, encontrada por Konoshima et al. (1995), onde substâncias extraídas de frutos *G. japonica* reduziram a replicação do agente viral, ou então como a ação do extrato de frutos de *G. sinensis* com atividade antileucêmica (CHOW et al. 2003); a inibição do crescimento de células tumorais (CHUI et al., 2004) e a inibição de reações alérgicas e inflamatórias, também obtidas em extratos dos frutos dessa mesma espécie (DAI et al., 2002). Lorenzi (2000) ao caracterizar *G. amorphoides*, ressalta o potencial cardiotônico da casca desta espécie.

O potencial medicinal registrado para este gênero está vinculado com altas concentrações de saponina, substância resultante do metabolismo secundário das plantas, presente nos frutos desses exemplares (ZHIZHEN et al., 1999ab). Para *G. amorphoides*, a casca e os frutos são descritos com a presença de saponina, também utilizada na fabricação de sabão (LORENZI, 2000).

Sementes da família Fabaceae contem galactomanos, polissacarídeos que já foram encontrados em sementes de *G. triacanthos*. Estes polissacarídeos, encontrados no endosperma dessas sementes, seriam os responsáveis pela reserva de energia e manutenção da umidade para a germinação e, em solução aquosa, apresentam alta viscosidade, caracterizando a importância e uso de galactomanos na indústria farmacêutica e alimentícia (MALLETT et al., 1987; RAKHMANBERDYEVA et al., 2002; EGOROV et al., 2003).

Carvalho (2003) se refere a *G. amorphoides* como sendo uma espécie considerada secundária tardia, ocupante do estrato arbóreo médio da floresta, com preferência de áreas abertas. É ainda recomendada para recuperação de áreas degradadas e erosivas, e na recomposição de mata ciliar em locais de inundação periódica de rápida duração.

Lorenzi (2000) recomenda colher os frutos de *G. amorphoides* diretamente da árvore quando se iniciar a queda espontânea ou logo após a sua queda. As sementes devem ser colocadas para germinar em canteiros semi-sombreados contendo substrato organo-arenoso. Como se tratam de sementes com tegumento duro, a escarificação mecânica ou química antes da semeadura auxiliaria a emergência destas que, neste caso, ocorre em 4 a 5 semanas. Indica-se a repicagem com 5-7cm de altura e o plantio com 5 a 6 meses, sendo possível a reprodução por estacas (BACKES; IRGANG, 2002)

2. 5. 2 *Cupania vernalis* Camb.

Conhecido popularmente como camboatá, camboatá-vermelho, arco de pipa e arco de peneira, *Cupania vernalis* Camb. pertencente à família Sapindaceae, tem como sinonímia botânica *Cupania uruguensis* W. Rook e *Cupania clethroides* Mart. *Stamannia Sorbifolia* Linden (LORENZI, 2000; BACKES; IRGANG, 2002).

A família Sapindaceae possui distribuição cosmopolita, incluindo cerca de 140 gêneros e 1600 espécies. No Brasil, ocorrem aproximadamente 24 gêneros com cerca de 400 espécies, algumas bastante conhecidas como o guaraná (*Paullinia cupana*), a lichia (*Litchi chinensis*) e o timbó (*Magonia pubescens*) (SOUZA; LORENZI, 2008).

Cupania vernalis (camboatá), é uma árvore com 10 a 25m de altura, com tronco de 50 a 80cm de diâmetro, possui casca de cor cinza-parda, levemente fisurada no sentido longitudinal. Suas folhas são alternas, compostas, pinadas, com 10 a 18 folíolos, oblongos serrados de 6 a 15 cm de comprimento. As inflorescências são paniculadas axilares, com flores hermafroditas branco-amareladas. Os frutos são do tipo cápsula, rugosa, trígona, de coloração marron, com até 20cm de comprimento (LORENZI, 2000; BACKES; IRGANG, 2002) (Apêndice 2).

Esta espécie ocorre na Bolívia, Paraguai, Argentina, Uruguai e, no Brasil em Pernambuco, Minas Gerais, Mato Grosso do Sul, São Paulo até o Rio Grande do Sul. Sua madeira é moderadamente pesada (650 Kg/m³), compacta, elástica e moderadamente durável sob condições adversas, sendo utilizada na marcenaria, carpintaria, artefatos flexíveis, lenha e carvão (REITZ et al., 1983; LORENZI, 2000; NETO et al., 2000; BACKES; IRGANG, 2002).

C. vernalis é indicada para paisagismo em parques, praças e ruas. Sua casca apresenta suposta ação medicinal contra bronquite, asma, e é antifebril e antisséptica (BACKES; IRGANG, 2002). Cavalcanti (2001) constata que as espécies da família Sapindaceae são conhecidas na medicina tradicional em várias partes do mundo, como diuréticos, estimulantes, sedativos, expectorantes e vermífugos.

Mesquita et al. (2005) utilizando extratos de folhas de *C. vernalis* (camboatá), conseguiram a inibição em 50% do crescimento da forma promastigota do parasita que causa leishmaniose. Em outras Sapindaceas, como *Koelreuteria paniculata* (flor da China), e *Matayba elaeagnoides* (pau crioulo), foram encontradas propriedades antifúngicas, respectivamente nas sementes da primeira espécie (DAMICO, 2002) e propriedades antifúngicas e antibacterianas, na casca da segunda espécie (SOUZA, 2006).

Já foram isoladas de espécies da família Sapindaceae saponinas, diterpenos, flavonóides e outros compostos do metabolismo secundário das plantas (CAVALCANTI, 2001). Conhecido como sabão de soldado (*Sapindus saponaria* - Sapindaceae) possui no tegumento de suas sementes saponinas, que podem ser utilizadas como sabão (SOUZA; LORENZI, 2008).

Outra finalidade dada a *C. vernalis* é sua utilização para plantios mistos destinados a recomposição de áreas degradadas de preservação permanente, por ser considerada uma planta secundária adaptada à insolação direta e produtora de frutos procurados por pássaros, além de apresentar flores melíferas. Espécie dita semidecídua, heliófita e seletiva hidrófita, é característica da floresta semidecídua de altitude e da mata pluvial atlântica. Ocorre tanto no interior de matas primárias como entre todos os estágios das formações secundárias (LORENZI, 2000).

As sementes de *C. vernalis* são possivelmente dispersas pelos pássaros, atraídos pelo arilo de coloração forte (REITZ et al., 1983) mas, na ausência dos dispersores primários, a importância dos invertebrados, como as formigas, que carregam ou limpam as sementes, aumenta. Neste caso, as sementes são dispersas pelas formigas, por um comportamento de recompensa por alimento, como para outros dispersores. A ação das formigas provavelmente aumenta a sobrevivência das sementes, por reduzir o ataque de fungos, aumentando o sucesso da germinação (GUIMARÃES JUNIOR; COGNI, 2002).

O florescimento ocorre de março a agosto, e a maturação dos frutos desde o final de setembro a dezembro. A espécie produz anualmente moderada quantidade de sementes viáveis, amplamente disseminadas pela avifauna. Recomenda-se colher os frutos diretamente da árvore quando iniciar a abertura espontânea, levando-os ao sol para completar a abertura. As sementes não apresentam viabilidade de armazenamento, sendo aconselhável a semeadura imediata em canteiros ou diretamente em recipientes individualizados, contendo substrato argiloso, sendo mantidas em ambiente semi-sombreado. A emergência ocorre em 20 a 30 dias e a germinação é baixa, recomendando-se o transplante quando as mudas atingirem de 4 a 6cm, estando prontas em 8 a 10 meses (LORENZI, 2000).

3. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABREU, M. F.; ABREU, C. A.; SARZI, I.; PADUA JUNIOR, A. L. Extratores aquosos para a caracterização química de substratos para plantas. **Horticultura Brasileira**, v. 25, n. 2, p. 184-187, 2007.

AGUIAR, I.B.; PIÑA-RODRIGUES, C. M.; FIGLIOLIA, M. B. Sementes Florestais. Brasília: ABTS, 1993, 350p.

AGUILAR, R.; GALETTO, L. Effects of forest fragmentation on male and female reproductive success in *Cestrum parqui* (Solanaceae). **Oecologia**, v. 138, p. 513-520, 2004

ALMEIDA, L. S. de. **Avaliação morfológica de mudas de *Allophylus edulis* (A, St.-Hil., A. Juss. & Cambess.) Radl. (Vacum) e *Schinus terebinthifolius* Raddi (aroeira) produzidas em diferentes substratos.** Curitiba, 2005, 96p. Dissertação-Mestrado. Universidade Federal do Paraná. Curitiba.

ALVEZ, M. C. da, S.; MEDEIROS FILHO, S.; ANDRADE-NETO, M.; TEÓFILO, E. M. Superação da dormência em sementes de *Bauhinia monandra* Britt. e *Bauhinia unguolata* L. Caesalpinoideae. **Revista Brasileira de Semente**, v.22, n.2, p. 139-144, 2000.

ALVES, U.; BRUNO, R. de L. A.; ALVES, A. U.; GALINDO, E. A.; BRAGA JÚNIOR, J. M. Profundidades de semeadura para emergência de plântulas de juazeiro. **Ciência Rural**, v. 38, n. 4, p.1158-1161, 2008.

AMARAL, R.D.; BARROS, N.F.; COSTA, L.M.; FONTES, M.P.F. Efeito de um resíduo da indústria de zinco sobre a química de amostras de solo e plantas de milho. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 20 n.3, p. 433-440, 1996.

AMEN, R. D. A. A model of seed dormancy. **Botanical Review**, v. 34, p. 1-31, 1968

ANDRADE NETO, A. de. **Avaliação de substratos alternativos e tipos de adubação para a produção de mudas de cafeeiro (*Coffea arabica* L.) em tubetes.** Lavras, 1998, 65p. Dissertação – Mestrado. Universidade Federal de Lavras. Lavras.

ANDRADE NETO, A. de; MENDES, A, N. G.; GUIMARÃES, P. T. G. Avaliação de substratos alternativos e tipos de adubação para a produção de mudas de cafeeiro (*Coffea arabica* L.) em tubetes. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 23, n.2, p. 270-280, 1999.

AZEVEDO, M. I. R. Qualidade de mudas de cedro-rosa (*Cedrela fissilis* Vell.) e de ipê-amarelo (*Tabebuia serratifolia* (Vahl) Nich.) produzidas em diferentes substratos e tubetes. 2003. 90f. Dissertação (Mestrado em Ciência Florestal) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2003.

BACKES, P.; IRGANG, B. **Árvores do Sul:** guia de identificação e interesse ecológico. Souza Cruz. 2002. 325p.

BARDUCHE, D.; PAVIA, R.; LOPES, M. A. PAVIA, E. Effect of ABA and GA₃ on protein mobilization in embryos and cotyledons of angico (*A. peregrine* L.) seed during germination. **Brazilian Archives Biology and Technology**, v. 42, p. 135-144, 1999.

BARROSO, D. G.; CARNEIRO, J. G. A. de.; LELES, P. S. S. dos. Qualidade de mudas de *Eucalyptus camaldulensis* e *E. urophylla* produzidas em tubetes e em blocos prensados, com diferentes substratos. **Floresta e Ambiente**, v. 7, n. 1, p.238-250, 2000.

BASKIN, C. C. Breaking physical dormancy in seeds – focusing on the lens. **New phytologist**, v. 158, p. 227-238, 2003.

BASKIN, C. C.; BASKIN, J. M. **Seeds**: ecology, biogeography and evolution of dormancy and germination. San Diego, Academic Press, 1998.

BASKIN, J. M.; BASKIN, C. C. The annual dormancy cycle in buried weed seeds: A continuum. **BioScience**, v.35, n.8, p. 492-498, 1985.

BASKIN, J. M.; NAN, X.; BASKIN, C. C. A comparative study of seed dormancy and germination in an annual and a perennial species of *Senna* (Fabaceae). **Seed Science Research**, v. 8, n. 4, p. 501-512, 1998

BEWLEY, J. D. BLACK, M. **Seeds**: physiology of development and germination. New York: Plenum Press, 1985. 376p.

BIANCHETTI, A.; ROSSI, L. M. B.; TEIXEIRA, C. A. D.; MARTINS, E. P. **Produção de mudas de espécies florestais**. Porto Velho: EMBRAPA – CPAF Rondônia. Circular Técnica, n. 34, 1998. 24p.

BORGES, E. E. L.; BORGES, R. C. de. G; CANDIDO, J. F.; GOMES, J. M. Comparação de métodos de quebra de dormência em sementes de copaíba. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 4, n. 1, p. 9-12, 1982.

BORGES, E. E. de L.; RIBEIRO JUNIOR, J. I.; REZENDE, S. T.de.;PEREZ, S. C. J. G. A. Alterações fisiológicas em sementes de *Tachigalia multijuga* (Benth.) (mamoneira) relacionadas aos métodos para a superação da dormência. **Revista árvore**, v. 28, n. 3, p. 317-325, 2004.

BRADFORD, K, J. A water relations analysis of seed germination rates. **Plant Physiology**, v. 94, p. 840-849. 1990.

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

BRUNO, R. L. A.; ALVES, E. U.; OLIVEIRA, A. P.; PAULA, R. C. Tratamentos pré-germinativos para superar a dormência de sementes de *Mimosa caesalpiniaefolia* Benth. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 23, n. 2, p. 136-143. 2001.

BRUNO-SOARES, A. M.; ABREU, J. M. F. Merit of *Gleditschia triacanthos* pods in animal feeding chemical composition and nutritional evaluation. **Animal Feed Science and Technology**, v. 107 p. 151-160, 2003.

CALDEIRA, M. V. W.; ROSA, G. N. de; FENILLI, T. A. B.; HARBS, R. M. P. Composto orgânico na produção de mudas de aroeira-vermelha. **Scientia Agraria**, v. 9, n.1, p. 27-33, 2008.

CALDEIRA, M. V. W.; SCHUMACHER, M. V.; BARICHELLO, L. R.; VOGET, H. L. M.; OLIVEIRA, L. S. Crescimento de mudas de *Eucalyptus saligna* Smith em função de diferentes doses de vermicomposto. **Floresta**, v. 28, p. 19-30, 2000

CALERO, E.; WEST S. H.; HINSON, K. Water absorption of soybean seeds and associated causal factors. **Crop Science**, v. 21, p. 926-933, 1981.

CARDOSO, V. J. M.(a) Dormência: estabelecimento do processo. In: FERREIRA, A. G.; BORGHETTI, F. **Germinação: do básico ao aplicado**. Porto Alegre: Artmed, 2004. 323p.

CARDOSO, V. J.M. (b) Germinação. In: KERBAUY G. B. **Fisiologia Vegetal**. Rio de Janeiro: Editora Guanabara Koogan S.A. 2004. 452p.

CARDOSO, V. J. M; BELTRATI, C. M.; PAOLI, A. A. S. Estudo comparativo de sementes aéreas e subterrâneas de *Commelina virginica* L. (Commelinaceae). **Revista Brasileira de Biologia**, v. 54, n. 3, p. 403-412,1992.

CARNEIRO, G. A. de. **Determinação do padrão de qualidade de mudas de *Pinus sp. taeda*, L. para plantio definitivo**. Curitiba, 1976. 70p. Dissertação de mestrado em Engenharia Florestal – Universidade Federal do Paraná, Curitiba, PR.

CARNEIRO, J. G. A. **Curso de Silvicultura I**. Curitiba, Curso de Engenharia Florestal, 1975. 132p.

CARNEIRO, J. G. de A. **Produção e controle de qualidade de mudas florestais**. Curitiba: UFPR/FUPEF; Campus: UENF, 1995, 451p.

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

CARVALHO, P. E. R. **Espécies arbóreas Brasileiras**. Colombo, PR: Embrapa Florestas, 2003, 1339p

CARVALHO, P. E. R. **Espécies Florestais: recomendações silviculturais, potencialidades e uso da madeira**. Brasília: Embrapa- CNPF, 1994, 634p.

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

CAVALCANTI, S. B. T.; TELES, H. L.; SILVA, D. H. S.; FURLAN, M.; YOUNG, M. C. M.; BOLSANI, V. S. New Tetra-acetylated oligosaccharide diterpene from *Cupania vernalis*. **Journal of the Brazilian Chemical Society**, v 12, n.3, p.413-416, 2001.

CECONI, D. E.; POLETTO, I.; BRUN, E. J.; LOVATO, T. Crescimento de mudas de açoita-cavalo (*Luehea divaricata* Mart.) sob influência da adubação fosfatada. **Cerne**, v. 12, n.3, p. 292-299, 2006.

CHAVES, M. M. F.; USBERTI, R. Previsão da longevidade de sementes de faveiro (*Dimorphandra mollis* Benth.). **Revista Brasileira Botânica**, v.26, n. 4, 2003.

CHEN, F.; BRADFORD, K. J. Expression of an expansin is associated with endosperm weakening during tomato seed germination. **Plant Physiology**, v. 124, p. 1265-1274, 2000.

169

CHOW, L. M. C.; CHUI, C. H.; TANG, J. C. O.; TEO, I. T. N.; LAU, F. Y.; CHENG, G. Y.M.; WONG, R. S.M.; LEUNG, T. W. T.; LAI, K. B.; YAU, M. Y. C.; GOU, D.; CHAN, A. S.C. *Gleditschia sinensis* fruit extract is a potential chemotherapeutic agent in chronic and acute myelogenous leukemia. **Oncology reports**, v. 10, p. 1601-1607, 2003.

CHUI, C. H.; TANG, J. C. O.; LAU, F. Y.; TEO, I. T.N.; YAU, M. Y. C.; WONG, R. S. M.; CHENG, G. Y. M.; HO, S. K.W.; LEUNG, T. W. T.; HUI, K. S.; WONG, M. M.; FATIMA, S.; CHENG, C. H.; CHEUNG, F.; TAN, W. Q.; CHOW, L. M. C.; GUO, D.; CHAN, A. S. C. *Gleditschia sinensis* fruit extract induced growth inhibition involves basic fibroblast growth factor and nitric oxide. **International Journal of Molecular Medicine**, v. 13 p. 169-173, 2004.

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

CLUA, A. A.; GIMENEZ, D. O. Environmental factors during seed development of narrow-leaved bird's-foot-trefoil (*Lotus tenuis*) influences subsequent dormancy and germination. **Grass and Forage Science**, v. 58, p. 333-338, 2003.

COPELAND, L. D.; McDONALD, M. B. **Seed Science and Technology**. New Jersey: Chapman & Hall, 1995, 409p.

DAI, Y.; CHAN, Y. P.; CHU, L. M.; BUT, P. P. H. Antiallergic and Anti-inflammatory properties of the ethanolic extract from *Gleditschia sinensis*. **Biological & Pharmaceutical Bulletin**, v. 25, n. 9, p. 1179-1182, 2002.

DAMICO, D. C. S. da. **Purificação, propriedades físico-químicas e estudo das atividades inseticida, fungicida e citotóxica de uma lectina presente em sementes de *Koelreuteria paniculata***. Campinas, 2002, 105p. Dissertação de mestrado em Biologia Funcional e Molecular – Universidade Estadual de Campinas, Campinas, SP.

DEBEAUJON, I.; KOORNNEEF, M. Gibberellin requirement for Arabidopsis seed germination is determined both by testa characteristics and embryonic abscisic acid. **Plant Physiology**, v. 122, p. 415-424, 2000.

DEBEAUJON, I.; LÉON-KLOOSTERZIEL K. M.; KOORNNEEF, M. Influence of the testa on seed dormancy, germination, and longevity in *Arabidopsis*. **Plant Physiology**, v. 122, p. 403-413, 2000.

DEICHMANN, U. V. **Noções sobre sementes e viveiros florestais**. Curitiba: Escola de Floresta. 1967. 196p.

DONNELLY, E. D. Persistence of hard seed in *Vicia* lines derives from interspecific hybridization. **Crop Science**, v. 20, p. 661-662, 1970.

DUARTE M. J. **Análise de sementes de seis espécies autóctones e alternativas para o reflorestamento na região semi-árida do nordeste brasileiro**. Curitiba, 1978, 153p. Dissertação – doutorado. Universidade Federal do Paraná, Curitiba.

EGOV, A. V.; MESTECHKINA, M. M.; SHCHERBUKHIN, V. D. Determination of primary and fine structures of galactomannan from the seed of *Gleditschia triacanthos f. inermis* L. **Applied Biochemistry and Microbiology**, v. 39, n. 4, p. 398-402, 2003.

EIRA, M. T. S.; CALDAS, L. S. Seed dormancy and germination as concurrent processes. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, v. 12, p. 85-104, 2000. (Edição especial)

EIRA, M. T. S.; FREITAS, R. W. A.; MELLO, C. C. Superação da dormência de sementes de *Enterolobium contortisiliquum* (Vell.) Morong. – Leguminosa. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 15, n. 2, p. 176-181, 1993.

EISINGER W. Regulation of pea internode expansion by ethylene. **Annual Review of Plant Physiology**, v. 34, p. 225-240, 1983.

ELLIS, R. H.; HONG, T. D.; ROBERTS, E. H. An intermediate category of seed storage behavior? II Effects of provenance, immaturity and imbibition on desiccation-tolerance in coffee. **Journal of Experimental Botany**, V. 42, n. 238, p. 653-657, 1991.

EMATER – MG. **Composto**: Adubo orgânico produzido na fazenda. Ministério da Agricultura. Secretaria de Agricultura do Estado de Minas Gerais. 1984. 7p.

EPSTEIN, E.; BLOOM, A. **Nutrição mineral de plantas**: Princípios e Perspectivas. Londrina: editora Planta. 2006. 403p.

FARIA, S. M. de; LIMA, H. C. de; OLICARES, F. L.; MELO, R. B.; XAVIER, R. P. Nodulação em espécies florestais, especificidade hospedeira e implicações na sistemática de Leguminosae. In: SIQUEIRA, J. O.; MOREIRA, F. H. S.; LOPES, A. S.; QUILHERME, L. R. G.; FAQUIN, V.; FURTINI NETO, A. E.; CARVALHO, J.G. **Inter-relações fertilidade, biologia do solo e nutrição de plantas**. Viçosa: SBCS, 1999, p.667-686.

FARIAS, J. A. C.; OLIVEIRA, O. S. dos; FRANCO, E. T. H. Crescimento inicial de guatambu, *Balfouridendron riedelianum* (Engl.) Engl., em diferentes intensidades luminosas. **Ciência Florestal**, v. 5, n.1, p. 69-86, 1995.

FERRAZ, M. V.; CENTURION, J. F.; BEUTLER, A. N. Caracterização física e química de alguns substratos comerciais. **Acta Scientiarum**, v. 27, n.2, p.209-214, 2005.

FIGLIOLIA, M. B. Influência da temperatura e substrato na germinação de sementes de algumas essenciais florestais nativas. **Simpósio Internacional**: Métodos de produção e controle de qualidade de sementes e mudas florestais. Curitiba, p. 193-204, 1984.

FIGUEROA, J. A. Seed germination in temperate rain forest species of southern Chile: chilling and gap-dependency germination. **Plant Ecology**, v. 166, p. 227-240, 2003.

FERMINO, M. H. **Métodos de análise para caracterização física de substratos para plantas**. Tese de doutorado em Fitotecnia – Horticultura. Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2003, 97p.

FOGAÇA, C. A. **Padronização e adequação de metodologias para avaliação da qualidade física e fisiológica de sementes de *Gleditschia amorphoides* Taub. Caesalpinaceae**. Monografia de Conclusão de Curso em Agronomia. Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Marechal Cândido Rondon, 2000. 94p.

FONTENO, W.C.; CASSEL, D.K.; LARSON, R.A. Physical properties of three container media and their effect on Poinsettia growth. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, v.106, p.736-741, 1981.

FORBIS, T.A, FLOYD, S.A.; DE QUEIROZ, A. The evolution of embryo size in angiosperms and other seed plants: implications for the evolution of seed dormancy. **Evolution**, v. 56, p. 2112–2125, 2002.

FOWLER, A. J. P.; BIANCHETTI, A. Dormência em sementes florestais. Colombo: Embrapa Florestas. 2000. 27p. (Embrapa Florestas. Documentos, 40).

FOWLER, J. A. P.; BIANCHETTI, A. **Dormência em sementes florestais**. Colombo: Embrapa Florestas, 2000. 27p (Documentos, 58)

FOWLER, J. A. P.; CARPANEZZI, A. A. Tecnologia de sementes de maricá *Mimosa bimucronata* (DC) O.Ktze. **Boletim de Pesquisa Florestal**, Colombo. n. 36, p. 47-56, 1998.

FOWLER, J. A. P.; MARTINS, E. G. **Manejo de Sementes de Espécies Florestais**. Colombo: Embrapa Florestas, 2001. 71p. (Documentos 58).

FRANKE, L. B.; BASEGGIO, J. Superação da dormência de sementes de *Desmodium incanum* DC. e *Lathyrus nervosus* Lam. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 20, n. 2, p. 420-424. 1998.

GOMES, J. M.; COUTO L.; BORGES R.C.C. Influência do tamanho da embalagem plástica na produção de mudas de Ipê (*Tabebuia serratifolia*) de Copaíba (*Copaifera langsdorffii*) e de Angico Vermelho (*Piptadenia peregrina*). **Revista Árvore**, v. 14, n. 1, p. 26-34, 1990.

GOMES, J. M.; COUTO, L. Produção de mudas de eucalipto. **Informe Agropecuário**, v.12, n.141, p. 8-15. 1986.

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

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.

GROOT, S. P. C.; KIELISZEWSKA-ROKICKA, B.; VEMEER, E.; KARSSSEN, C. M. Gibberellin-induced hydrolysis of endosperm cell walls in gibberellin-deficit tomato seed prior to radicle protrusion. **Planta**, v. 174, p. 500-504, 1988.

GUIMARÃES JUNIOR, P. R.; COGNI, R. Seed cleaning of *Cupania vernalis* (Sapindaceae) by ants: edge effect in a highland forest in south-east Brazil. **Journal of Tropical Ecology**, v. 18, p. 303-307, 2002.

HARTMANN, H. T.; KESTER, D. E.; DAVIS JUNIOR, F. T; GENEVE, R. L. **Plant Propagation: Principles and Practices**. 7 ed. New York: Englewood Clippis, 2002. 880p.

HENDRY, G. A. F.; FINCH – SAVAGE, W. E.; THORPE, P. C.; ATHERTON, N. M.; BUCKLAND, S. M.; NILSSON, K. A.; SEEL, W. E. Free radical processes and loss of seed viability during desiccation in the recalcitrant species *Quercus robur* L. **New Physiology**, v. 122, p. 273-279, 1992.

HIGA, A.R.; DUQUE SILVA, L. 2006. Certificação da Produção de Sementes e Mudanças de Espécies Florestais Nativas. In: SILVA, L.D.; HIGA, A.R. **Pomar de espécies florestais nativas**. Curitiba: FUPEF. p.65-77.

HILHORST, H. W. M. A critical update on seed dormancy. I. Primary dormancy. **Seed Science Research**, v. 5, p. 61-73, 1995.

HILHORST, H. W. M. The regulation of secondary dormancy. The membrane hypothesis revisited. **Seed Science Research**. v. 8, p. 77-90, 1998.

HUGHES, D. W.; GALAU, G. A. Developmental and environmental induction of Lea and LeaA nRNAs and the postabscission program during embryo culture. **The Plant Cell**, v.3, p.605-618, 1991.

INOUE, A. M.; SARZI, I. Características biométricas de mudas de ipê-felpudo (*Zeyheria tubuculosa* (Vell.) Bureae) produzidas em diferentes soluções de fertirrigação. **Revista do Instituto Florestal**, n. 31, p. 9-13, 2007.

IPEF - INSTITUTO DE PESQUISA E ESTUDO FLORESTAL. Disponível em: <http://www.ipef/tecsementes/> Acesso: 18/09/2004

JENSEN, M.; ERIKSEN, E. N. Development of primary dormancy in seeds of *Prunus avium* during maturation. **Seed Science and Technology**, v. 29, p. 307-320, 2001.

JESUS, R. M. de; MENANDRO, M. de S.; BATISTA, J. L. F.; COUTO, H. T. Z. do. Efeito do tamanho do recipiente, tipo de substrato e sombreamento na produção de mudas de louro (*Cordia trichotoma* (VELL.) Arrab.) e Gonçalo-alves (*Astronium fraxinifolium* Schott). **IPEF**, n.37, p. 13-19, 1987.

JESUS, R. M.; ROLIM, S. G. Experiências relevantes na restauração da Mata Atlântica. Cap. 4, p. 59-86. In: GALVÃO, A. P. M.; SILVA, V. P. da. **Restauração Florestal: Fundamentos e Estudos de Caso**. Colombo: Embrapa Florestas, 2005. 139p.

JOSÉ, A. C.; DAVIDE, A. C.; OLIVEIRA, S. L. de. Produção de mudas de aroeira (*Schinus terebinthifolius* Raddi) para a recuperação de áreas degradadas pela mineração de bauxita. **Cerne**, v.11, n.2, p. 187-196, 2005.

JUNTTILA, O. The mechanism of low temperature dormancy in mature seeds of *Syringa* species. **Physiology Plantarum**, v. 29, p.256-263, 1992.

JURADO, E.; FLORES, J. Is seed dormancy under environmental control or bound to plant traits? **Journal of Vegetation Science**, v.16, p. 559-564, 2005.

KAGEYAMA, P. Y. GANDARA, F. B.; SOUZA, L. M. I. de. Conseqüências genéticas da fragmentação sobre populações de espécies arbóreas. **Série Técnica IPEF**, v.12, n. 32, p. 65-70,1998.

KAMPF, A. N. **Produção comercial de plantas ornamentais**. Quaiá: Agropecuária, 2000. 254p.

KÄMPF, A. N.; HAMMER, P. A.; KIRK, T. Impedância mecânica em substratos hortícolas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 34, n. 11, p. 2157-2161, 1999.

KELLY, K. M.; VAN STADEN, J.; BELL, W. E. Seed coat structure and dormancy. **Plant Growth regulation**, v. 11, p. 201-209, 1992.

KERBAUY G. B. **Fisiologia Vegetal**. Rio de Janeiro: Editora Guanabara Koogan S.A. 2008. 431p.

KILEN, T. C.; HARTWING, E. E. An inheritance study of impermeable seed in soybeans. **Field Crops Research**, v.1, p. 65-70, 1978.

KIISKILA, S. **The effect of seedling size on field performance**: PRT s notes from the field. 1999. Disponível em: <http://www.prtgroup.com/customer-support/resources/field/prtkiiskila>. Acesso em: jan. 2009.

KNAPIK, J. G. **Utilização do pó de basalto como alternativa à adubação convencional na produção de mudas de *Mimosa scabrella* Benth e *Prunus sellowii* Koehne**. Curitiba, 2005.151p. Dissertação–Mestrado. Universidade Federal do Paraná, Curitiba

KONDO, T. Promotion of hard-seed germination in *Lotus corniculatus* var. *japonicus* for use in amenity grasslands. **Seed Science & Technology**, v. 21, p. 611-619, 1993.

KONOSHIMA, T.; KASHIWADA, I. Y. Y.; COSENTINO, L. M.; LEE, K. H. Anti-aids agents, 21. ¹Triterpenoid saponins as anti-HIV principles from fruits of *Gleditsia japonica* and *Gymnocladus chznensis*, and a structure-activity correlation. **Journal of Natural Products**, v. 58, n. 9, p. 1372-1377, 1995

KOORNNEEF, M.; BENTSINK, L.; HILHORST, H. Seed dormancy and germination. **Current Opinion in Plant Biology**, v. 5, p. 33-36, 2002.

LACERDA, M. R. B.; PASSOS, M. A. A.; RODRIGUES, J. J. V.; BARRETO, L. P. Características físicas e químicas de substratos à base de pó de coco e resíduo de sisal para produção de mudas de sabiá (*Mimosa caesalpiniaefolia* Benth). **Revista Árvore**, v. 30, n. 2, p. 163-170, 2006.

LEGESSE, N.; POWELL, A. A.; Relationship between the development of seed coat pigmentation, seed coat adherence to the cotyledons and the rate of imbibition during the maturation of grain legumes. **Seed Science and Technology**, v. 24, p. 23-32, 1996.

LEONHARDT, C.; TILLMANN, M. A. A.; VILLELA, F. A.; MATTEI, V. L. Maturação fisiológica de sementes de turamã-de-espinho (*Citharexylum montevidense* (Spreng.) Moldenke – Verbenaceae), no Jardim Botânico de Porto Alegre, RS. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 23, n. 1, p. 100-107, 2001.

LÉON-KLOOSTERZIEL, K. M.; KEIJER, C. J.; KOORNNEEF, M. A seed shape mutant of *Arabidopsis* that is affected in integument development. **The Plan Cell**, v. 6, p. 385-392, 1994.

LI, B; FOLEY, M. E. Genetic and molecular control of seed dormancy. **Trends in Plant Science**, v.2, n. 10, p. 384-389, 1997.

LOPES, J. C.; CAPUCHO, M. T.; KROHLING, B.; ZANOTTI, P. Germinação de sementes de espécies florestais de *Caesalpineia ferrea* Mart. ex Tul. *Cássia grandis* L. e *Samanea saman* Merrill. Após tratamentos para superar a dormência. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 20, n. 1, p. 80-86, 1998.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras**. Manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. Nova Odessa, 2000. 368p.

LOURENÇO, R. S.; MEDRADO, M. J. S.; FOWLER, J. A. P.; MOSELE, S. H. Influência do substrato no desenvolvimento de mudas de erva-mate (*Ilex paraguariensis* St. Hil.). **Perspectiva**, v. 24, n. 88, p. 81-99, 2000.

LUCENA, A. M. A. de; GUERRA, H. O. C.; CHAVES, L. H. G. Desenvolvimento de mudas de leucena e flamboyant em diferentes composições de substratos. **Revista Verde**, v. 1, n. 2, p. 16-23, 2006.

MACEDO, A. C. de. **Produção de mudas em viveiros florestais: espécies nativas**. São Paulo: Fundação Florestal, 1993, 13p.

MACIVOR, J. G.; HOWDEN, S. M. Dormancy and germination characteristics of herbaceous species in the seasonally dry tropics of northern Australia. **Australian Ecology**, v. 25, p. 213-222, 2000.

MAEDA, J. A.; LAGO, A. A. do. Germinação de sementes de mucuna-preta após tratamentos para superação da impermeabilidade do tegumento. **Revista Brasileira de Sementes**, n. 1, p. 79-84. 1986.

MAEDA, S.; DEDECEK, R. A.; AGOSTINI, R. B.; ANDRADE, G. de C.; SILVA H. D. da. Caracterização de substratos para a produção de mudas de espécies florestais elaborados a partir de resíduos orgânicos. **Pesquisa Florestal Brasileira**, n. 54, p. 97-104, 2007.

MALINOVSKI, J. R. **Métodos de poda radicular em *Araucaria angustifolia* (Bert.) O. Ktze, e seus efeitos sobre a qualidade de mudas em raiz nua**. Curitiba, 1977. 113p.

Dissertação de mestrado em Engenharia Florestal – Universidade Federal do Paraná, Curitiba, PR.

MALLETT, I.; McCLEARY, B. V.; MATHESON, N. K. Galactomannan changes in developing *Gleditsia triacanthos* seeds. **Phytochemistry**, v. 26, n.7, p. 1889-1894, 1987.

MARBACH, I.; MAYER, A. M. Permeability of seed coats to water as related to drying conditions and metabolism of phenolics. **Plant Physiology**, v. 54, p. 817-820, 1972.

MARCOS FILHO, J. **Fisiologia de sementes de plantas cultivadas**. Piracicaba: Fealq, 2005, 495p.

MARTÍNEZ, P. F. Manejo de substratos para horticultura. In: FURLANI, A. M. C. **Caracterização, manejo e qualidade de substratos para produção de plantas**. Campinas: Instituto Agronômico, 2002. 122p. (Documentos IAC, 70).

MAYER, A. M.; POLJAKOFF-MAYBER, A. **The germination of seeds**. 2° ed. Frankfurt: Peramon Press. 191p. 1978.

MELO, B. de; MENDES, A. N. G.; GUIMARÃES, P. T.G. Tipos de fertilização e diferentes substratos na produção de mudas de cafeeiro (*Coffea arabica* L.) em tubetes. **Bioscience Journal**, v. 19, n.1, p. 33-42, 2003.

MENDONÇA, A. V. R.; NOGUEIRA, F. D.; VENTURIN, N.; SOUZA, J. S. Exigências nutricionais de *Myracrodruon urundeuva* Fr. All (aroeira do sertão). **Cerne**, v. 5, n. 2, p. 65-75, 1999.

MESQUITA, M. L. de; DESRIVOT, J.; BORIES, C.; FOURNET, A.; PAULA, J. E. de; GRELLIER, P.; ESPINDOLA, L. S. Antileishmanial and trypanocidal activity of Brazilian Cerrado plants. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 100, n. 7, p. 783-787, 2005.

MORAES NETO, S. P. de.; GONÇALVES, J. L. M. de.; 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.

MOTTA, M. S.; DAVIDE, A. C.; FERREIRA, R. A. Longevidade de sementes de mutamba (*Guazuma ulmifolia* Lam. - Sterculiaceae) no solo em condições naturais. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 28, n. 2, p.07-14, 2006.

MOUSSA, H.; MARGOLIS, H. A.; DUBÉ, P.A.; ODONGO, J. Factors affecting the germination of doum palm (*Hyphaene thebaica* Mart.) seeds from the semi-arid of Niger, West Africa. **Forest Ecology and Management**, v. 104, n. 1, p. 27-34, 1998.

- NASCIMENTO, M. do P. S. C. B. de.; OLIVEIRA, M. E. A. Quebra de dormência de sementes de quatro leguminosas arbóreas. **Acta Botânica Brasileira**, v. 2, n.13, p.129-137, 1999.
- NASSIF, S. M. L.; PEREZ, S. C. J. G. de A. Germinação de sementes de amendoim-do-campo (*Pterogyne nitens* Tul.): influência dos tratamentos para superar dormência e profundidade de semeadura. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 19, n.2, p.172-179,1997.
- NEGREIROS, J. R. S. Diferentes substratos na formação de mudas de maracujazeiro-amarelo. **Revista Ceres**, v. 51, n. 294, p. 243-343, 2004.
- NETO, G. G.; SANTANA, S. R.; SILVA, J. V. B. da. Notas etnobotânicas de espécies de Sapindaceae JUSSIEU. *Acta Botanical Brasilica*. v. 3, n. 3, p. 327-334, 2000.
- NICOLOSO, F. T.; FORTUNATO, R. P.; ZANCHETTI, F.; CASSOL, L. F.; EISINGER, S. M. Recipientes e substratos na produção de mudas de *Maytenus ilicifolia* e *Apuleia leiocarpa*. **Ciência Rural**, v. 30, n. 6, p.987-992, 2000.
- NONOGAKI, H. Seed germination: the biochemical and molecular mechanisms. **Breeding Science**. v. 56, p. 93-105, 2006.
- OLIVEIRA, L. M. de.; DAVIDE, A. C.; CARVALHO, M. L. M. de. Avaliação de métodos para quebra de dormência e para a desinfestação de sementes de canafístula (*Peltophorum dubium* Sprengel. Taubert). **Revista Árvore**, v. 27, n. 5, p. 597-603, 2003.
- OLIVEIRA, R. B. de; SOUZA, C. A. M. de; MARTINS FILHO, S.; LIMA, J. S. de S. Desenvolvimento de essenciais florestais em diferentes substratos. In: **Anais do VII encontro Latino Americano de Iniciação e IV Encontro Latino Americano de Pós-Graduação** – Universidade do Vale do Paraíba. p. 490-493, 2004.
- PAMMENTER, N. W.; BERJAK, P. A review of recalcitrant seed physiology in relation to desiccation-tolerance mechanisms. **Seed Science Research**, v. 13, p. 9-37, 1999.
- PENG, J.; HARBERD, N. P. The role of GA-mediated signaling in the control of seed germination. **Current Opinion in Plant Biology**, v. 5, p. 376-381, 2002.
- PEREZ, S. C. J. G. de A. Envoltórios. In: FERREIRA, A. G.; BORGHETTI, F. **Germinação: do básico ao aplicado**. Porto Alegre: Artmed, 2004, p.125-134.
- PEREZ, S. C. J. G. de A.; FANTI, S. C.; CASALI, C. A. Influência 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.; FIGLIOLIA, M. B.; PEIXOTO, M. C. Testes de qualidade. In: FERREIRA, A. G.; BORGHETTI, F. **Germinação: do básico ao aplicado**. Porto Alegre: Artmed, 2004, p.283-294.

PIO CORRÊIA. **Dicionário de Plantas úteis do Brasil**. Rio de Janeiro: Ministério da Agricultura. v. 2 e 6. 1974. 646p.

POPINIGIS, F. **Fisiologia da semente**. Brasília: 1985, 289p.

RAKHMANBERDYEVA, R. K.; TALIPOVA, M.; GAZIZOV, F.; RAKHIMOV, D. A. Carbohydrates and lipids of *Gleditschia triacanthos* seeds. **Chemistry of Natural Compounds**, v. 38, n.1, p. 24-26, 2002.

RAMOS, A.; BIANCHETTI, A. Influência da temperatura e do substrato na germinação de sementes florestais. **Simpósio Internacional: Métodos de produção e controle de qualidade de sementes e mudas florestais**. Curitiba, p. 252-276, 1984.

RATHCKE, B.J.; JULES, E. S. Habitat fragmentation and plant-pollinator interactions. **Current Science**, n.65, p. 273-277, 1993.

RAVEN, P. H.; EVERT, R. F.; EICHHORN, S. E. **Biologia Vegetal**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2007, 830p.

REIS, G. G.; REIS, M. G. F.; MAESTRI, M. et al., Crescimento de *Eucalyptus camaldulensis*, *E. grandis* e *E. cloesiana*, sob diferentes níveis de restrição radicular. **Revista Árvore**, v.13, n.1, p.1-18, 1989

REITZ, R., KLEIN, R. M., REIS, A. Projeto Madeira do Rio Grande do Sul. **Selowia**, n. 34-35, 1983.

ROBERTS, E. H. A search for pattern and form. **Seed Science Research**, v. 9, n. 1, p. 181-208, 1999.

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

ROVERSI, T.; MATTEI, V. L.; SILVEIRA JÚNIOR, P; FALCK, G. L. Superação da dormência em sementes de acácia negra (*Acacia mearnsii* Willd.). **Revista Brasileira Agrociência**, v. 8, n.2, p. 161-163, 2002.

SACANDÉ, M.; GROOT, S. P. C.; HOEKSTRA, F. A.; CASTRO R. D. de; BINO, R. J. Cell cycle events in developing neem (*Azadirachta indica*) seeds: are they related to intermediate storage behaviour? **Seed Science Research**, v. 7, n.161-168, 1997.

SANTOS, C. B. do.; LONGHI, S. J.; HOPPE, J. M.; MOSCOVICH, F. A. Efeito do volume de tubetes e tipos de substratos na qualidade de mudas de *Cryptomeria japonica* (L.f.) D. Don. **Ciência Florestal**, v. 10, n. 2, p. 1-15, 2000.

SANTOS, D. S. R. dos; SANTOS FILHO, B. G. dos; TORRES, S. B.; FIRMINO, J. L.; SMIDERLE, O. J. Efeito do substrato e profundidade de semeadura na emergência e desenvolvimento de plântulas de sabiá. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 16, n.1, p. 50-53, 1994.

SANTOS, T. O.; MORAIS, T. G. O.; MATOS, V. P.. Escarificação mecânica em sementes de chichá (*Sterculia foetida* L.). **Revista Árvore**, v. 28, n.1, 2004.

SARCINELLI, T. S.; RIBEIRO JUNIOR, E. S.; DIAS, L. E.; LYNCH, L. S. de. Sintoma de deficiência nutricional em mudas de *Acacia holosericea* em resposta à omissão de macronutrientes. **Revista Árvore**, v. 28, n. 2, p. 173-181, 2004.

SCHMIDT, P. B. Sobre a profundidade ideal de semeadura do mogno (Aguano) – *Swietenia macrophylla* King. **Brasil Florestal**, v. 17, p.42-47, 1974.

SCHMITZ, J. A. K.; SOUZA, P. V. D. de; 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.

SILVA, M. A. G. de; MUNIZ, A. S. Exigências nutricionais de mudas de cedro (*Cedrela fissilis* Velloso) em solução nutritiva. **Revista Árvore**, v. 19, n. 3, p. 415-125, 1995.

SILVEIRA, E. B.; RODRIGUES, V. J. L. B.; GOMES, A. M. A; MARIANO, R. L. R.; MESQUITA, J. C. P. Pó de coco como substrato para a produção de mudas de tomateiro. **Horticultura Brasileira**, v. 20, n.2, p. 211-216, 2002.

SIQUEIRA, J.O.; CURI, N.; VALE, F.R.; FERREIRA, M.M.; MOREIRA, F.M.S . **Aspectos de solos, nutrição vegetal e microbiologia na implantação de Matas Ciliares**, Belo Horizonte: CEMIG, 1995, 23p.

SMITH, H. Phytochromes and light signal perception by plants – an emerging synthesis. **Nature**, v. 407, p. 585-590, 2000.

SOUZA, F.H.D. de; MARCOS-FILHO, J. The seed coat as a modulator of seed-environment relationships in Fabaceae. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 24, n.4, p. 365-375, 2001.

SOUZA M. M. de.; LOPES, L. C.; FONTES, L. E. F. Avaliação de substratos para o cultivo de crisântemo (*Chrysanthemum morifolium* Ramat., Compositae) “White Polais” em vasos. **Revista Brasileira Horticultura Ornamental**, v. 1, n.2, p. 71-77, 1995.

SOUZA, M T. de. **Estudo fitoquímico e avaliação da atividade biológica de *Matayba elaeagnoides* RADLK.** Itajaí, 2006, 87p. Dissertação de mestrado em Ciências Farmacêuticas – Universidade do Vale do Itajaí, Itajaí, SC.

SOUZA, V. C. de; ANDRADE, L. A. de; BRUNO, R. de L. A.; CUNHA, A. de O.; SOUZA, A. P. de. Produção de mudas de ipê-amarelo (*Tabebuia serratifolia* (Vahl.) Nich.) em

diferentes substratos e tamanhos de recipientes. **Agropecuária Técnica**, v. 26, n.2, p. 98-108, 2005.

SOUZA, V. C.; LORENZI, H. **Botânica Sistemática**: Guia ilustrado para identificação das famílias de Fanerógamas nativas e exóticas no Brasil, baseado em APG II. 2 ed. Nova Odessa, São Paulo: Instituto Plantarum, 2008,704p.

STURION, J. A.; ANTUNES, J. B. M. Produção de mudas de espécies florestais. IN: GALVÃO, A. P. M. **Reflorestamento de propriedades rurais para fins produtivos e ambientais**: um guia para ações municipais e regionais. Colombo: Embrapa Floresta, 2000. p. 125-150.

STURION, J. A.; GRAÇA, L.R.; ANTUNES, J. B. M. **Produção de mudas de espécie de rápido crescimento por pequenos produtores**. Colombo: Embrapa Floresta. Circular Técnica, n.37, 2000. 20p.

STURIUM(a), J. A. Influência do recipiente e do método de semeadura na formação de mudas de *Schizolobium parahyba* (Vellozo) Blake. fase de viveiro. **Boletim de Pesquisa Florestal**, n.1, p. 89-100, 1980.

STURIUM (b), J. A. Influência do recipiente e do método de semeadura na formação de mudas de *Prunus brasiliensis* Schott ex Spreng. fase de viveiro. **Boletim de Pesquisa Florestal**, n.1, p. 76-88, 1980.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. 4 ed. Porto Alegre: Artmed, 2009, 848p.

TOLEDO, A. R. M. Efeito de substratos na formação de mudas de laranjeira (*Citrus sinensis* (L.) OSBECK cv. "Pêra Rio") em vaso. Lavras: ESALQ, 1992, 88p. (Dissertação- mestrado Fitotecnia).

TOMÉ Jr., J. B. **Manual para Interpretação de Análise de Solo**. Editora Guaíba: Agropecuária, 1997.

VEASEY E. A.; FREITAS, J. C. T.de; SCHAMMASS, E. A. Variabilidade da dormência de sementes entre e dentro de espécies de *Sesbania*. **Scientia Agrícola**, v. 57, p. 299-304, 2000.

VLEESHOUWERS, L. M.; BOUWMEESTER, H. J.; KARSSSEN, C. M. Redefining seed dormancy: an attempt to integrate physiology and ecology. **Journal of Ecology**, v. 83, p. 1031-1037. 1995.

VIEIRA, A. H.; RICCI, M. S. dos, F.; RODRIGUES, V. G. S.; ROSSI, L. M. B. Efeito de diferentes substratos para produção de mudas de freijó-louro *Cordia alliodora* (Ruis & Pav.) Oken. **Boletim de Pesquisa**, n. 25, p. 5-12, 1998.

VIEIRA, C. V. **Sensibilidade à dessecação, armazenamento, germinação e morfologia de sementes de *Cupania vernalis* Camb.** 2005. 65p. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, MG.

VILLELA, F. A.; DONI FILHO, L.; SEQUEIRA, L. E. Tabela de potencial osmótico em função da concentração de polietileno glicol 6000 e da temperatura. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 26, p. 1957-1968, 1991.

VOGEL, H. L. M.; SCHUMACHER, M. V.; BARICHELO, L. R.; OLIVEIRA, L. da S.; CALDEIRA, M. V. W. Utilização de vermicomposto no crescimento de mudas de *Hovenia dulcis* Thunberg. **Ciência Florestal**, v. 11, n. 1, p. 21-27, 2001.

WATKINS, J. T.; CANTLIFFE, D. J. Mechanical resistance of seed coat and endosperm during germination of *Capsicum annum* at low temperature. **Plant Physiology**, v. 72, p. 146-150, 1983.

WENDLING, I.; GATTO, A.; PAIVA, H. N. de; GONÇALVES, W. **Substratos, Adubação e Irrigação na Produção de Mudas**. Viçosa: Aprenda Fácil Editora, 2002. 145p.

WENDLING, I.; GUASTALA, D.; DEDECEK, R. Características físicas e químicas de substratos para produção de mudas de *Ilex paraguariensis* St. Hil. **Revista árvore**, v. 31, n.2, p. 209-220, 2007.

WENDLING, I.; GUASTALA, D.; DOMINGOS, D. M. Substratos para a produção de mudas de erva-mate em tubetes plásticos. **Boletim de Pesquisa Florestal**, n.52, p.21-36, 2006.

YAMAGUCHI, S.; SMITH, M. W.; BROWN, R. G.; KAMIYA, Y.; SUN, T. Phytochrome regulation and differential expression of gibberellin 3-beta-hidroxiylase genes in germinating *Arabidopsis* seeds. **Plant Cell**, v. 8, p. 2115-2126, 1998.

ZAIDAN, L. B. P.; BARBEDO, C. J. Quebra de dormência em sementes. In: GUI FERREIRA, A.; BORGHETTI, F. **Germinação: do básico ao aplicado**. Porto Alegre: Artmed, 2004. p.135-146.

ZHIZHENa, Z.; KOIKE, K.; JIA, Z.; NIKAIDO, T.; GUO, D.; ZHENG, J. Triterpenoidal saponins acylated with two monoterpenic acids from *Gleditschia sinensis*. **Chemical & Pharmaceutical Bulletin**, v. 47, n. 3, p. 388-393, 1999

ZHIZHENb, Z.; KOIKE, K.; JIA, Z.; NIKAIDO, T.; GUO, D.; ZHENG, J. Tripernoidal saponins from *Gleditschia sinensis*. **Phytochemistry**, v. 52, p. 715-722, 1999.

ZMORA-NAHUM, S.; HADAR, Y.; CHEN, Y. Physico-chemical properties of commercial composts varying in their source materials and country of origin. **Soil Biology & Biochemistry**, v.39, p. 1263-1276, 2007.

4. CAPÍTULO I - Superação de dormência em sementes de *Gleditschia amorphoides* Taub.

RESUMO

Gleditschia amorphoides Taub. (sucará) é uma espécie nativa brasileira com potencial para a recuperação de áreas degradadas, erodidas e de mata ciliar. Como na maioria das leguminosas, o sucará apresenta dormência de suas sementes imposta pelo tegumento. Assim, este trabalho teve por objetivo estudar tratamentos para superação de dormência desta espécie. As sementes foram colhidas no mês de maio de 2006 no município de Santa Helena – PR, sendo determinado o peso de mil sementes e o grau de umidade, além da curva de embebição para sementes escarificadas mecanicamente e testemunha por 72h. As sementes receberam os seguintes tratamentos: testemunha; lixa; lixa + água/24h; lixa + água quente/24h; água quente/24h; H₂SO₄/1h; H₂SO₄/2h; H₂SO₄/1h + água/24h; H₂SO₄/30min + água corrente/4h; lixa + água corrente/4h. A germinação foi realizada em rolos de Gemitest acondicionados em câmara de germinação, à temperatura de 25°C, sob fotoperíodo de 12h de luz, por 26 dias. Avaliou-se a porcentagem de germinação, tempo e velocidade média de germinação, sendo o delineamento experimental, inteiramente casualizado, com 4 repetições, com 25 sementes por unidade experimental. Os melhores resultados foram registrados para tratamentos com escarificação mecânica e química com médias entre 76 e 98% de germinação, diferindo significativamente da testemunha com 29%. Tratamentos que também apresentaram os melhores resultados para tempo médio de germinação (2,17 a 2,88 dias) e para velocidade média de germinação (0,46 a 0,47 sementes/dia). Assim, comprovou-se a impermeabilidade do tegumento, sendo recomendada a escarificação com lixa ou com ácido sulfúrico, para a superação de dormência de sementes de sucará.

PALAVRAS CHAVE: sucará, germinação, espécie nativa.

Dormancy overcoming in *Gleditschia amorphoides* Taub. seeds

ABSTRACT

Gleditschia amorphoides Taub. (sucará) is a native Brazilian specie with potential for degraded areas recomposition, eroded and gallery forest. As many legume species, Sucará presents seeds dormancy imposed by its tegument. Therefore, this work hat the objective to study treatments to overcome the dormancy of this specie. The seeds were collected in May 2006, in Santa Helena district, Parana State, the weight of a thousand seeds and humidity level, beside imbibition curve for mechanic scarified seeds and control for 72h were determined. The seeds treatments were: control; sandpaper; sandpaper + water/24h; sandpaper + hot water/24h; hot water/24h; H₂SO₄/1h;

H₂SO₄/2h; H₂SO₄/1h + water/24h; H₂SO₄/30min + tap water/4h; sandpaper + tap water/4h. The germination was made in Germitest roles maintained in germination chamber, at 25°C, under 12h light photoperiod, during 26 days. Germination percentage, period and average speed of germination were evaluated, following a completely randomized design, with 4 replicates with 25 seeds for each experimental unit. The best results were registered for the treatments with mechanic and chemical scarification, with 76 and 98% of germination, differing significantly of the control with 29%. Treatments that also presented best results for average time of germination (2,17 and 2,88 days) and for average germination speed (0,46 and 0,47 seeds/day). So, it can be proved the tegument impermeability, being recommended the sandpaper scarification or with sulfuric acid, in order to overcome the dormancy of sucará seeds.

Keywords: sucará, germination, native specie

4. 1 INTRODUÇÃO

Gleditschia amorphoides Taub. (Fabaceae) conhecida como sucará, coronda, espinho de cristo e faveiro, é uma árvore de 10 a 20 metros de altura, com tronco reto de 30 a 60cm de diâmetro, de casca rugosa e provida de grandes espinhos ramificados, de mais de 10cm de comprimento. Suas sementes são castanho-oliváceas, muito duras, irregularmente obovadas, com cerca de 4 a 12mm de comprimento e 5 a 8mm de diâmetro. Essa espécie distribui-se nos Estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, nas florestas semidecíduas das bacias dos rios Paraná e Uruguai, sendo também comum na Argentina, Paraguai e Bolívia (LORENZI, 2000; CARVALHO, 2003).

O uso da madeira do sucará se faz na carpintaria, carrocerias, lâminas decorativas, serviços de torno, além de lenha e carvão. Já sua casca é cardiotônica e os frutos servem como forrageira, ambos fornecendo goma, tanino e saponinas (BACKES; IRGANG, 2002). Essa espécie ainda é indicada para recuperação de áreas degradadas e erodidas, e na recomposição de mata ciliar, já que têm preferência por áreas abertas, e ocorre naturalmente em solo com baixa fertilidade (CARVALHO, 2003).

Suas sementes, como na maioria das leguminosas, apresentam problemas de dormência imposta pelo tegumento, sendo que sua estrutura e/ou composição impedem a entrada de água na semente, bloqueando o início da germinação (EIRA;

CALDAS, 2000; MARCOS FILHO, 2005). Fogaça (2000) já comprovou que o tegumento de *G. amorphoides* é realmente impermeável à água, sendo baixas as taxas de germinação desta espécie. Outros autores, trabalhando com *Gleditschia triacanthos* Linn. (Acácia negra), também registram a ocorrência de dormência tegumentar (ARREGHINI, 1972; SHEIKH, 1977; SINGH et al., 1991).

Rolston (1978) sugere que a causa da dormência física, possa ser a presença de uma ou mais camadas de células paliçádicas lignificadas, macroesclereídes no tegumento da semente ou do fruto, impermeáveis a água. Mayer e Poljakoff-Mayber (1978) indicam que essa impermeabilidade comum na família Fabaceae pode também ser causada pela deposição de substâncias como suberina, cutina e mucilagens, na testa ou pericarpo.

As sementes são ditas dormentes quando, embora viáveis, não germinam por determinado tempo, mesmo tendo condições externas para que a germinação ocorra. Parece ser uma característica genética tipicamente quantitativa, envolvendo muitos genes influenciados pelo ambiente, exibindo contínuas variações fenotípicas (EIRA et al., 1993; EIRA; CALDAS, 2000; BASKIN; BASKIN, 2004).

A causa da dormência a se instalar dependerá da relação entre as características do habitat da espécie e as variações neste (ENRIQUE; JOEL, 2005). Períodos considerados de estresse para as plantas matrizes, como aumento da temperatura conciliado à redução de precipitação, podem aumentar a intensidade da impermeabilidade do tegumento, diminuindo a umidade das sementes como mecanismo de manutenção da viabilidade (ALVES et al., 2004; JAYASURITA et al., 2008).

A dormência causada pela impermeabilidade do tegumento é induzida durante a maturação, mais precisamente durante o período de acúmulo de matéria seca. Durante este período, existirão variações na intensidade de dormência entre as sementes da mesma planta e entre plantas, devido a características genéticas, desuniformidade da maturação e alterações nas condições ambientais (MARCOS FILHO, 2005). Para as leguminosas, sabe-se que as características físicas da semente como tamanho e forma da semente, teor de umidade e estrutura e composição do tegumento, podem influenciar na intensidade da dormência (QUINLIVAN, 1971).

A semente tem como função o estabelecimento de uma nova planta e, a instalação da dormência teria como importância a distribuição da germinação no tempo ou espaço, sob condições favoráveis, resultado da estratégia evolutiva das plantas, favorecendo e garantindo, dessa forma, a sobrevivência da plântula (POPINIGIS, 1985; VLEESHOUWERS et al., 1995; BEWLEY, 1997; ALLEN; MEYER, 1998; CARVALHO; NAKAGAWA, 2000).

Assim, a impermeabilidade do tegumento à água evita a ativação do metabolismo nas sementes, reduzindo o consumo das reservas, importantes para a posterior germinação e instalação das plântulas. No entanto, para os viveristas, o mecanismo de dormência se torna uma desvantagem, induzindo grande desuniformidade entre as mudas e perda das sementes por deterioração, já que permanecem mais tempo no solo antes da germinação (SMIDERLE et al., 2005). Há, portanto, a necessidade de se conhecer métodos que melhorem a germinabilidade e o desempenho das mudas no viveiro, visando acelerar e uniformizar o estabelecimento inicial das plantas no campo (CASTELLANI; AGUIAR, 1977; ROVERSI et al., 2002).

Para que ocorra a germinação dessas sementes dormentes, ou seja, para que haja a entrada de água, procura-se o rompimento ou enfraquecimento do tegumento, processo conhecido por escarificação. Na natureza, esse processo envolve a participação e a interação de microrganismos do solo e temperaturas alternadas, além da ação de ácidos, quando da ingestão das sementes por animais dispersores, limitando assim a germinação, até que ocorra a dispersão, reduzindo a população próxima à planta mãe e aumentando as chances da ocupação de novas áreas (CARVALHO; NAKAGAWA, 2000; EIRA; CALDAS, 2000).

Em condições de laboratório, vários são os métodos utilizados para a superação desse tipo de dormência. Dentre eles, destacam-se a embebição em água, a escarificação mecânica e a escarificação química; esta última utilizando comumente ácido sulfúrico (POPINIGIS, 1985; BRASIL, 1992; FOWLER; BIANCHETTI, 2000). Segundo Eira et al. (1993) os tratamentos utilizados na metodologia de superação da dormência podem apresentar vantagens e desvantagens, de modo que cada um deve ser testado, levando-se em conta seu custo benefício. Além disso, dentro de um mesmo lote de sementes podem existir diferentes níveis de dormência, e o método empregado

deve ser efetivo na superação, sem prejudicar as sementes com níveis mais baixos para o grau de dormência.

Sendo assim, este trabalho teve por objetivo estudar tratamentos para superação de dormência em sementes de *Gleditschia amorphoides* Taub., a fim de indicar a produtores e viveristas a melhor metodologia a ser utilizada para a produção de mudas.

4. 2 MATERIAL E MÉTODOS

Foram utilizadas sementes de *Gleditschia amorphoides* Taub. colhidas no mês de maio de 2006 de 12 matrizes, com 60cm de diâmetro na altura do peito em média, no município de Santa Helena – PR, latitude 24°51'37" sul e longitude 54°19'58" oeste, altitude média de 258 metros acima no nível do mar, com clima do tipo subtropical úmido (IBGE, 2009), e pluviosidade média de 1332mm em 2006, segundo dados fornecidos pela Cooperativa Lar, com sede no município. As exsicatas destas plantas estão depositadas no Herbário do Departamento de Botânica da Universidade Federal do Paraná (UPCB) registradas com o número 58357.

Os testes com as sementes colhidas foram realizados no laboratório de Tecnologia de Sementes, do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Estadual de Oeste do Paraná (UNIOESTE), em Marechal Cândido Rondon – PR. O lote de sementes foi avaliado a partir da determinação do peso de mil sementes, onde 8 repetições de 50 sementes foram pesadas em balança analítica (adaptação de BRASIL, 1992) e, do grau de umidade, utilizando-se 4 repetições de 10g de sementes moídas, em recipientes de alumínio com peso conhecido e secas em estufa a $105\pm 3^{\circ}\text{C}$, por 24 horas, metodologia adaptada de Brasil (1992) e Fogaça (2000).

Para a obtenção curva de absorção de água utilizou-se 3 repetições de 5g de sementes intactas e escarificadas com lixa de papel nº120, imersas em água destilada a 25°C constantes por 72h com aeração. A pesagem das sementes, anteriormente secas em papel filtro para retirar o excesso de água da superfície, foi realizada em intervalos de 2h até 36h de embebição, de 4h até 48h e de 6h até completar 72h. Os resultados foram expressos em porcentagem de aumento de peso, em relação ao peso da matéria fresca inicial.

O teste de germinação foi realizado em rolos de papel filtro (Germitest), previamente autoclavados e umedecidos com 2,5 vezes seu peso com água destilada. Os rolos de papel foram acondicionados em sacos plásticos, e colocados, na posição horizontal, na câmara de germinação (BOD – “Biological Oxygen Demand”), à temperatura de 25°C, sob fotoperíodo de 12h de luz. A limpeza da BOD foi feita com o uso de solução desinfetante (Lysoform 10%), seguida pelo uso de antifúngico (Nistatina 10%). Esse mesmo tratamento foi utilizado para a limpeza da bancada onde as sementes foram contadas, com objetivo de diminuir ao máximo a contaminação. Antes do teste, as sementes foram submetidas aos seguintes tratamentos (T) para a superação da dormência:

T₁ - Testemunha (sem tratamento);

T₂ - Escarificação mecânica (uso de lixa de papel nº 20, na região oposta a micrópila até o início da exposição do endosperma);

T₃ - Escarificação mecânica seguida de embebição em água a temperatura ambiente, por 24h;

T₄ - Escarificação mecânica seguida de embebição em água inicialmente fervente, por 24h fora da fonte de calor;

T₅ - Embebição em água inicialmente fervente por 24h, fora da fonte de calor;

T₆ - Escarificação química (imersão em ácido sulfúrico P. A. por 1h);

T₇ - Escarificação química (imersão em ácido sulfúrico P. A. por 2h);

T₈ - Escarificação química (imersão em ácido sulfúrico P. A. por 1 h) seguida de embebição em água à temperatura ambiente por 24h;

T₉ - Escarificação química (imersão em ácido sulfúrico P. A. por 30min) seguida de lavagem em água corrente por 4h;

T₁₀ - Escarificação mecânica seguida de lavagem em água corrente por 4h.

A avaliação do teste de germinação foi realizada por meio da contagem diária das sementes germinadas até a estabilização da germinação, a qual ocorreu após 26 dias, considerando sementes germinadas as que apresentavam raiz igual ou maior de 2mm (HADAS, 1976). O delineamento experimental utilizado foi inteiramente

casualizado, com 4 repetições, com 25 sementes por unidade experimental, para cada um dos 10 tratamentos.

As variâncias dos tratamentos foram testadas quanto à homogeneidade pelo teste de Bartlett. As variáveis cujas variâncias se mostraram homogêneas foram submetidas à análise de variância, e as que se apresentaram heterogêneas foram transformadas por arco seno $(X/100)^{1/2}$. As observações feitas para o tempo médio de germinação (t) e velocidade média de germinação (v), calculados segundo Labouriau (1983), foram submetidos à análise de variância, utilizando-se a transformação dos dados por $X^{1/2}$ para o tempo médio. Variáveis que apresentaram diferenças significativas pelo teste de F, tiveram suas médias comparadas pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade de erro .

4. 3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

O peso obtido de mil sementes de *Gleditschia amorphoides* Taub, (sucará), foi de aproximadamente 253g, valor próximo do encontrado por Fogaça (2000), 239g. A umidade do lote foi de 9,94% indicando possivelmente que trata-se de uma espécie com sementes ortodoxas, já que estas se mantiveram viáveis com baixos níveis de umidade. Sementes ortodoxas podem atingir níveis de umidade em torno de 15,0% a 20,0% (BASKIN; BASKIN, 1998).

Na Figura 1 é possível visualizar a diferença do aumento de peso em sementes intactas e escarificadas. Ao final do teste, depois de 72h em embebição, foi possível constatar que as sementes intactas praticamente não alteraram seu teor de água. No entanto, as sementes que foram escarificadas mecanicamente apresentaram um aumento de 150% do peso inicial, evidenciando, desta forma, a impermeabilidade do tegumento destas sementes à água.

Sementes escarificadas de *Acacia green*, *A. caven* e *A. furcatispina* (Fabaceae), também apresentaram aumento de peso durante a embebição, com cerca de 120, 67,5 e 67,6% do seu peso inicial, respectivamente diferindo das sementes não escarificadas, as quais apresentaram aumento menor do que 6%, confirmando que essas espécies

também apresentam dormência física (FUNES; VENIER, 2006). Segundo Garcia e Diniz (2003) e Cabral et al. (2003), o ganho de água durante a embebição de sementes ortodoxas ocorre de forma acentuada e atinge valores elevados, podendo variar entre 40 a 100%.

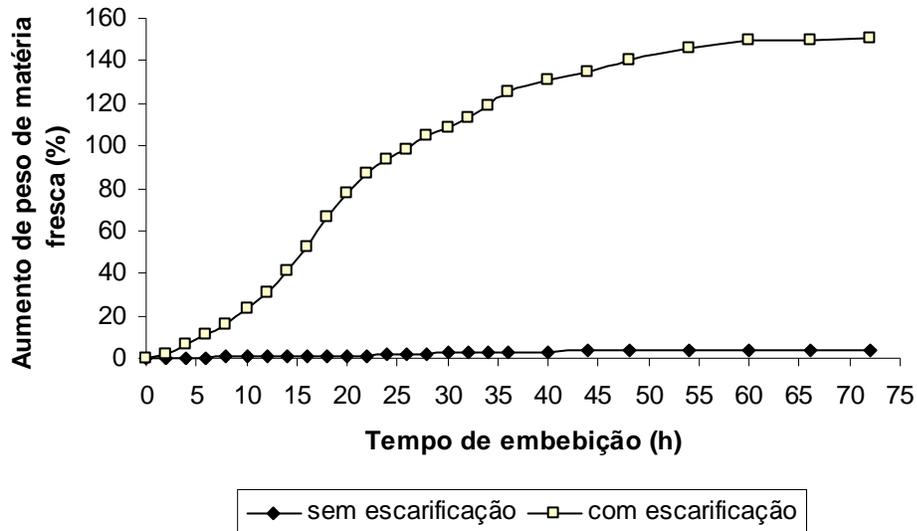


Figura 1. Curva de absorção de água de sementes intactas e escarificadas de *Gleditschia amorphoides* Taub.

Sementes de *Caesalpineia ferrea* (pau-ferro), *Cassia grandis* (cássia grande) e *Samanea saman* (sama), todas da família Fabaceae, também apresentaram aumento acentuado no peso da matéria seca quando escarificadas e, segundo Lopes et al. (1998), esse tipo de tratamento pode promover a ruptura da adesão entre as células da epiderme do tegumento, permitindo assim a hidratação. Baskin et al. (2006) verificaram que sementes do gênero *Stylobasium*, também da ordem Fabales, não absorveram água após dois anos em substrato úmido, diferindo do comportamento das sementes que foram escarificadas mecanicamente, as quais aumentaram cerca de 80% de massa após 24h em embebição.

Durante a absorção de água pela semente, a embebição, processo físico, é considerada o primeiro estágio, seguido da ativação ou germinação e do crescimento. A duração de cada estágio depende das propriedades da semente e das condições de hidratação, como temperatura, nível da umidade e composição do substrato, não

dependendo da viabilidade do lote (MAYER; POLJAKOFF-MAYBER, 1978; BEWLEY; BLACK, 1994).

Os dados obtidos no teste de germinação para as sementes de *Gleditschia amorphoides* Taub., submetidos à análise de variância, mostraram que para as três variáveis analisadas, porcentagem de germinação, tempo médio e velocidade média de germinação, houve diferença significativa entre os tratamentos testados na superação da dormência (Apêndice 3).

Dentre os tratamentos empregados para a superação de dormência das sementes de *G. amorphoides*, destacaram-se os tratamentos com escarificação química por 1h (T₆), escarificação química por 2h (T₇) e escarificação química por 1h seguido de embebição (T₈) com 96, 98, 85% respectivamente, resultados estes estatisticamente iguais e superiores aos demais tratamentos avaliados. Assim como os tratamentos com escarificação mecânica (T₂, T₃ e T₄), com porcentagens de germinação estatisticamente iguais (84, 76 e 79%, respectivamente) (Tabela 1).

Estes resultados concordam com Fogaça (2000) que, trabalhando com sementes de *Gleditschia amorphoides* Taub. também encontrou os melhores valores para a germinação em tratamentos com escarificação mecânica e química (97% e 92% respectivamente). O mesmo ocorreu para sementes de *Casia bicapsularis* em ácido sulfúrico por 1 e 2h (81 e 85%) e escarificadas manualmente (79%) (RODRIGUES et al., 1990) com sementes de *Dimorphandra mollis* (barbatimão-falso) que atingiram médias maiores que 95% quando imersas em ácido sulfúrico por 45min, 1h e 1 e 1/2h, escarificadas com lixa (HERMANSEN et al., 2000) e com sementes de *Prosopis ferox* (Fabaceae) pré-tratadas com ácido sulfúrico e escarificadas com lixa de papel (91 e 93% respectivamente) (BAES et al., 2002).

Sementes de *Gleditschia triacanthos* Linn. (Acácia negra), quando submetidas à pré-tratamentos para superação da dormência, registraram 77% de germinação, quando tratadas com ácido sulfúrico por 30min (SHEIKH, 1977) e, no caso das sementes desta mesma espécie, depois de armazenadas por um ano, o uso do ácido sulfúrico por 3hs foi o melhor tratamento com 92,5% de germinação (ARREGHINI, 1972). Também Singh et al. (1991), utilizando o ácido sulfúrico, conseguiram resultados próximos (93% de germinação) em *G. triacanthos*. Para sementes de *Cassia excelsa*, o

uso da escarificação ácida também proporcionou aumento na porcentagem de germinação quando imersas por 25 e 30min em ácido sulfúrico (97 e 95% respectivamente), em comparação com a testemunha (8%) (JELLER; PEREZ, 1999).

A ação do ácido sulfúrico no amolecimento do tegumento das sementes parece estar relacionada à remoção da cutícula e exposição das camadas de macroesclereídes, permitindo assim graus de permeabilidade mais homogêneos (VALENTI et al., 1988).

TABELA 1 - Porcentagem média de germinação, tempo médio de germinação e velocidade média de germinação de sementes de *G. amorphoides* Taub. submetidas a tratamentos para superar a dormência durante 26 dias.

Tratamentos	Germinação (%) [*]	Tempo médio (dias) [*]	Velocidade média (sementes/dia)
T ₁ – Testemunha	29 e	18,11 d	0,06 g
T ₂ - Escarificação mecânica	84 bc	3,73 b	0,27 def
T ₃ - Escarificação mecânica + embebição por 24h	76 c	2,17 a	0,46 ab
T ₄ - Escarificação mecânica + embebição em água fervente por 24h	79 bc	2,11 a	0,47 a
T ₅ - Embebição em água fervente por 24h	43 de	15,81 d	0,06 g
T ₆ - Escarificação química 1h	96 ab	3,58 b	0,27 ef
T ₇ - Escarificação química 2h	98 a	2,62 ab	0,35 cd
T ₈ - Escarificação química 1h + embebição por 24h	85 abc	2,75 ab	0,37 bc
T ₉ - Escarificação química 30min + lavagem por 4h	65 cd	6,00 c	0,18 f
T ₁₀ - Escarificação mecânica + lavagem por 4h	67 cd	2,88 ab	0,35 cde

^{*}Dados transformados por $(X/100)^{1/2}$ e $X^{1/2}$, respectivamente. Médias seguidas da mesma letra na coluna, não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade.

Para a variável tempo médio de germinação, destacaram-se os tratamentos onde as sementes de *G. amorphoides* foram escarificadas mecanicamente e ficaram em embebição por 24h (T₃ e T₄) registrando 2,17 e 2,11 (dias), resultado que não diferiu estatisticamente dos tratamentos com escarificação química (T₇ e T₈) e escarificação

mecânica com lavagem (T_{10}), estes com 2,62, 2,75 e 2,88, respectivamente. Resultado semelhante para a velocidade média de germinação, tendo 0,46 e 0,47 (sementes/dia) para as sementes com escarificação mecânica e embebição (T_3 e T_4) que não diferiram entre si (Tabela 1).

A escarificação mecânica também acelerou a germinação em sementes de *Astragalus hamosus* L. e *Medicago orbicularis* L. Bartal., espécies leguminosas, sendo registrado um dia para o tempo médio de germinação (PATANÈ; GRESTA, 2006). Medeiro e Nabinger (1996) registraram em sementes de forrageiras leguminosas como trevo-branco (*Trifolium repens* L.) e adésmia (*Adesmia muricata* (JAC.) DC.) uma certa vantagem na velocidade de germinação das sementes escarificadas com lixa. Para sementes de acácia negra (*Acacia mearnsii*), a escarificação mecânica além de apresentar o melhor resultado, proporcionou uma maior uniformidade nas características físicas das plântulas formadas (ROVERSI et al., 2002).

Pelos resultados obtidos no presente trabalho, para se obter uma elevada porcentagem e rápida velocidade de germinação, as sementes de sucará devem ser escarificadas mecanicamente e permanecer em embebição por 24h ou então serem escarificadas quimicamente em ácido sulfúrico P. A., por pelo menos 1h. Apesar de ser perigoso o manuseio com ácido sulfúrico (JANWAL; DUTT, 1995), este tratamento se torna mais prático do que a escarificação com lixa, semente a semente, tendo o cuidado de lixar o lado oposto da micrópila (OLIVEIRA et al., 2003). Seriam necessários ainda outros testes para se buscar um tratamento alternativo, reduzindo a periculosidade do ácido sulfúrico e a mão de obra para a escarificação mecânica.

Os tratamentos pré-germinativos que determinaram maiores porcentagens e velocidade de germinação nas sementes de *Caesalpineia ferrea*, *Cassia grandis* e *Samanea saman*, para Lopes et al. (1998), também foram a escarificação mecânica e química com ácido sulfúrico 95% por 1h. O mesmo foi constatado por Alves et al. (2000) para sementes de *Bauhinia monandra* e *B. unguolata*, quando escarificadas com lixa e imersas em ácido sulfúrico por 20 e 15min, onde ambas apresentam impermeabilidade do tegumento. Bruno et al. (2001) verificaram que o uso do ácido sulfúrico 95% por 10 e 13min, na escarificação de sementes de *Mimosa caesalpiniaefolia*, foram os melhores

tratamentos na superação da dormência, com 100% de germinação, para os dois tempos de permanência no ácido, contra 6% da testemunha.

Apesar de ser um método vantajoso, de baixo custo e eficiente para superar a dormência de sementes de algumas leguminosas, a imersão em água inicialmente fervente, não foi efetiva para as sementes de sucará, com 43% de germinação, não diferindo estatisticamente da testemunha (Tabela 1). Sementes de *G. triacanthos* também imersas em água quente apresentaram resultados semelhantes, com 46% de germinação (SINGH et al., 1991). Para sementes de *Samanea saman*, esse tipo de tratamento aumentou significativamente a porcentagem de germinação. No entanto, para *Caesalpineia ferrea* e *Cassia grandis*, não houve interferência significativa (LOPES et al., 1998), enquanto que para sementes de pau-ferro (*Caesalpineia ferrea*) o tratamento com água quente a 80°C por 5min provocou danos, havendo descarte de até 90% das sementes (NASCIMENTO; OLIVEIRA, 1999).

Franco e Feltrin (1994) também não verificaram efeito do tratamento com água quente na superação da dormência tegumentar em sementes de espenilho (*Acacia caven*), as quais apresentaram porcentagens de germinação iguais à testemunha. O uso da água quente, da mesma forma não foi efetivo na superação de dormência de sementes de mamoeira (*Taghigalia multijuga*), e ainda foi constatada, pelo teste de tetrazólio, 2% de mortalidade dos embriões, o que não foi verificado com o uso do ácido sulfúrico (BORGES et al., 2004). No entanto, em determinadas situações, quando não se dispõe de estrutura para o uso da escarificação ácida, este método torna-se aplicável.

As sementes de sucará submetidas à escarificação mecânica seguida por lavagem em água corrente por 4h, não diferiram estatisticamente dos demais tratamentos em que se utilizou apenas a escarificação mecânica (Tabela 1), sugerindo que, possivelmente, as sementes desta espécie não apresentam inibidores químicos no tegumento. A presença de inibidores naturais no tegumento ou nas partes internas das sementes como, lactonas, cumarinas, terpenóides, ácido abscísico e outros, pode bloquear o início da germinação ou impedir o livre acesso do oxigênio ao embrião ou ainda a liberação de gás carbônico (MARCOS FILHO, 2005).

Aiazzi e Argüello (1992) trabalhando com *Atriplex cordobensis* (atriplex) e Clua e Gimenez (2003), com *Lotus tenuis*, ambas as espécies com sementes que apresentam impermeabilidade do tegumento, também não registraram resultados efetivos da lavagem das sementes em água corrente, na porcentagem e velocidade de germinação. O mesmo ocorreu em sementes de copaíba (*Copaifera langsdorffii*), quando a permanência das sementes por 24 e 48h em água corrente foi menos eficiente do que as que permaneceram em água parada por 96 e 72h (BORGES et al., 1982).

4. 4 CONCLUSÃO

Nas condições em que foi desenvolvido este trabalho comprovou-se que sementes de *Gleditschia amorphoides* apresentam dormência imposta pela impermeabilidade do tegumento à água, sendo recomendado a escarificação com lixa nº 120 seguida de embebição, ou com ácido sulfúrico, mas este com ressalvas devido sua periculosidade.

Com a utilização de tratamentos para a superação da dormência foi possível aumentar a porcentagem e diminuir o tempo de germinação das sementes de *G. amorphoides*, assim se evitaria a desuniformidade entre as futuras mudas e a possível perda das sementes por deterioração.

4. 5 REFERÊNCIAS

AIAZZI, M. T.; ARGÜELLO, J. A. Dormancy and germination studies on dispersal units of *Atriplex cordobensis* (Gandoger et Stucker) (Chenopodiaceae). **Seed Science and Technology**, v. 20, p. 401-407, 1992.

ALLEN, P. S.; MEYER, S. E. Ecological aspects of seed dormancy loss. **Seed Science Research**, v 8, p. 183-191, 1998.

ALVES, E. U.; SADER, R.; BRUNO, R. de L.A.; ALVES, A. U. Dormência e desenvolvimento de sementes de sabiá (*Mimosa caesalpinifolia* Benth.). **Revista árvore**. v. 28, n.5, p.655-662, 2004.

- ALVES, M. C. da; MEDEIROS-FILHO, S.; ANDRADE-NETO, M.; TEÓFILO, E. M. Superação da dormência em sementes de *Bauhinia monandra* Britt. e *Bauhinia unguolata* L. – Caesalpinoideae. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 22, n.2, p.139-144. 2000.
- ARREGUINI, R. I. Tratamiento de semillas de Acacia negra (*Gleditschia triacanthos* Linn.), cosechadas em mendoza, com ácido sulfúrico concentrado. **Revista Florestal Argentina**, v. 16, n. 3-4, p. 128-129, 1972.
- BACKES, P.; IRGANG, B. **Árvores do Sul**: guia de identificação e interesse ecológico. Souza Cruz. 2002. 325p.
- BAES, P. O.; VIANA, M. L. de; SUHRING, S. Germination in *Prosopis ferox* seeds: effects of mechanical, chemical and biological scarificators. **Journal of Arid Enviromments**, v. 50, p. 185-189, 2002.
- BASKIN, C.C.; BASKIN, J.M. **Seeds Ecology, Biogeography, and Evolution of Dormancy and Germination**. California: Academic Press, 1998. 666p.
- BASKIN, J. M.; BASKIN, C. C. A classification system for seed dormancy. **Seed Science Research**, v. 14, p. 1-16, 2004.
- BASKIN, J. M.; BASKIN, C. C; DIXON, K, W. Physical dormancy in the endemic Australian genus *Stylobasium*, a first report for the family Surianaceae (Fabales). **Seed Science Research**, v. 16, p. 229-232, 2006.
- BEWLEY, J. D. Seed germination and dormancy. **The Plant Cell**, v. 9, p. 1055-1066, 1997.
- BEWLEY, J. D.; BLACK, M. **Seeds**: physiology of development and germination. New York: Plenum Press, 1994. 445p.
- BORGES, E. E. L.; BORGES, R. C. de. G; CANDIDO, J. F.; GOMES, J. M. Comparação de métodos de quebra de dormência em sementes de copaíba. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 4, n. 1, p. 9-12, 1982.
- BORGES, E. E. de L.; RIBEIRO JUNIOR, J. I.; REZENDE, S. T.de.; PEREZ, S. C. J. G. A. Alterações fisiológicas em sementes de *Tachigalia multijuga* (Benth.) (mamoneira) relacionadas aos métodos para a superação da dormência. **Revista árvore**, v.28, n.3, p. 317-325, 2004.
- BRASIL, Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. **Regras para análise de sementes**. Brasília: SNDA/DNDV/CLAV, 1992. 365p.

BRUNO, R. L. A.; ALVES, E. U.; OLIVEIRA, A. P.; PAULA, E. C. Tratamentos pré-germinativos para superar a dormência de sementes de *Mimosa caesalpiniaefolia* Benth. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 23, n.2, .136-143. 2001.

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

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

CARVALHO, P. E. R. **Espécies Arbóreas Brasileiras**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica: Colombo, PR: Embrapa Floresta, 2003. 1039p.

CASTELLANI, E. D.; AGUIAR, I. B. de. Efeito da escarificação na germinação de sementes de candiúba (*Trema micrantha* L. Blume.). **Revista Brasileira de Sementes**, v. 19, n.2, p.384-388, 1977.

CLUA A. A.; GIMENEZ, D. O. Environmental factors during seed development of narrow-leaved bird's-foot-trefoil (*Lotus tenuis*) influences subsequent dormancy ad germination. **Grass and Forage Science**, v.58, p. 333-338. 2003.

EIRA, M. T. S.; CALDAS, L. S. Seed dormancy and germination as concurrent processes. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, v.12 (edição especial), p. 85-104, 2000.

EIRA, M. T. S.; FREITAS, R. W. A.; MELLO, C. C. Superação da dormência de sementes de *Enterolobium contortisiliquum* (Vell.) Morong. – Leguminosa. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 15, n. 2, p. 176-181,1993.

ENRIQUE, J.; JOEL, F. Is seed dormancy under environmental control or bound to plant traits? **Journal of Vegetation Science**, v. 16, p. 559-564, 2005.

FOGAÇA, C. A. **Padronização e adequação de metodologias para avaliação da qualidade física e fisiológica de sementes de *Gleditschia amorphoides* Taub. Caesalpinaceae**. Monografia de Conclusão de Curso em Agronomia. Marechal Cândido Rondon, 2000. 94p.

FOWLER, A. J. P.; BIANCHETTI, A. **Dormência em sementes florestais**. Colombo: Embrapa Florestas. 2000. 27p. (Embrapa Florestas. Documentos, 40).

FRANCO, E. T. H.; FELTRIN, I. J. Quebra de dormência de sementes de espinilho (*Acacia caven* Mol.). **Ciência Rural**, v. 24, n.2, p. 303-305, 1994.

FUNES, G.; VENIER, P. Dormancy and germination in three Acacia (Fabaceae) species from central Argentina. **Seed Science Research**, v. 16, p.77-82, 2006.

GARCIA, Q. S.; DINIZ, I. S. S. Comportamento germinativo de três espécies de *Vellozia* da Serra do Cipó, MG. **Acta Botânica Brasílica**, v. 4, n. 17, p.487-494, 2003.

HADAS, A. Water uptake and germination of leguminous seeds under changing external water potential in osmotic solution. **Journal of Experimental Botany**, v. 27, n. 98, p. 480-489, 1976.

HEMANSEN, L. A.; DURYE, M. L.; WHIE, S. H.; MALAVASI, M. M. Pretreatments to overcome seed coat dormancy in *Dimorphandra mollis*. **Seed Science & Technology**. v. 28, p. 581-595, 2000.

IBGE Cidades. Disponível em: <<http://www.ibge.gov.br/cidadesat/topwindow.htm?1>> Acesso em 31 de mar de 2009.

JANWAL, V.; DUTT, A. K. Germination response of seed of *Sesbania sesban* provenances to different presowing treatments. **Indian Forester**, v. 121, p. 1169-1171, 1995.

JAYASURIYA, K. M. G. G.; BASKIN, J. M.; BASKIN, C. C. Cycling of sensitivity to physical dormancy-break in seeds of *Ipomoea lacunose* (Convolvulaceae) and ecological significance. **Annals of Botany**, v. 101, p.341-352, 2008.

JELLER, H.; PEREZ, S. C. J. G. A. Estudo da superação da dormência e da temperatura em sementes de *Cassia excelsa* Schrad. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 21, n.1, p. 32-40. 1999.

LABOURIAU, L.G. **A germinação de sementes**. Washington: Organização dos Estados Americanos, 1983. 174p.

LOPES, J. C.; CAPUCHO, M. T.; KROHLING, B.; ZANOTTI, P. Germinação de sementes de espécies florestais de *Caesalpinea férrea* Mart. Ex Tul. var. *leiostachya* Benth., *Cassia grandis* L. e *Samanea saman* Merril. após tratamentos para superar a dormência. **Revista Brasileira de sementes**, v. 20, n.1, p. 80-86,1998.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras**. Manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. Nova Odessa, 2000. 368p.

MARCOS FILHO, J. **Fisiologia de sementes de plantas cultivadas**. Piracicaba: Fealq, 2005, 495p.

MAYER, A. M.; POLJAKOFF-MAYBER, A. **The germination of seeds**. 2° ed. Frakfurt: Peramon Press. 191p. 1978.

MEDEIRO, R. B. de.; NABINGER, C. Superação da dormência em sementes de leguminosas forrageiras. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 18, p. 193-199, 1996.

NASCIMENTO, M. do P. S. C. B. de.; OLIVEIRA, M. E. A. Quebra de dormência de sementes de quatro leguminosas arbóreas. **Acta Botânica Brasílica**, v. 2, n.13, p.129-137, 1999.

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

PATANÈ, C.; GRESTA, F. Germination of *Astragalus hamosus* and *Medicago orbicularis* as affected by seed-coat dormancy breaking techniques. **Journal of Arid Environments**, v. 67, p. 165-173, 2006.

POPINIGIS, F. **Fisiologia da semente**. Brasília: 1985, 289p.

QUINLIVAN, B. J. Seed coat impermeability in legumes. **The journal of the Australian Institute of Agricultural Science**. p. 283- 295, 1971.

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

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

ROVERSI, T.; MATTEI, V. L.; SILVEIRA JUNIOR, P.; FALCK, G. L. superação de dormência em sementes de acácia negra (*Acacia mearnsii* Willd.). **Revista Brasileira de Agrociência**, v. 8, n.2, p. 161-163. 2002.

SINGH, D. P.; HOODA, M. S.; BONNER, F. T. An evolution of scarification methods for seeds of two leguminous trees. **New Forests**, v. 5, p. 139-145, 1991.

SMIDERLE, O. J.; MOURÃO JUNIOR, M.; SOUZA, R.C. P de. Tratamentos pré-germinativos em sementes de acácia. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 27, n.1, p.78-85, 2005.

SHEIKH, M. I. H₂SO₄ treatment helps early germination of *Gleditschia triacanthos* seed. **The Pakistan Journal of Forestry**, v. 27, n.4, p.218-219, 1977.

SHINGH, D. P.; HOODA, M.S.; BONNER, F. T. An evaluation of scarification methods for seeds of two leguminous trees. **New Forests**, n. 5, p. 139-145, 1991.

VALENTI, G. S., MELONE, L., FERRO, M., BOZZINI, A. Comparative studies on testa structure of "hard-seeded" and "soft-seeded" varieties of *Lupinus angustifolius* L (Leguminosae) and on mechanisms of water entry. **Seed Science and Technology**, v. 17, p. 563-581, 1988.

VLEESHOWERS, L. M.; BOUWMEESTER, H. J.; KARSSSEN, C. M. Redefining seed dormancy: an attempt to integrate physiology and ecology. **Journal of Ecology**, v. 83, p.1031-1037,1995.

5. CAPÍTULO II - Crescimento de mudas de *Gleditschia amorphoides* Taub. produzidas em diferentes substratos.

RESUMO

Popularmente conhecida como sucará, *Gleditschia amorphoides* é uma espécie que além do uso madeireiro, pode ser utilizada em plantios destinados á recuperação de áreas degradadas, assim o objetivo deste trabalho foi avaliar o crescimento das mudas, ao longo do tempo, produzidas em diferentes substratos. O experimento foi realizado no viveiro da UNIOESTE em Santa Helena – PR, utilizando-se de sementeira direta em tubetes de polipropileno de 200cm³. Foram testadas diferentes misturas como substrato, contendo Plantmax[®], resíduo de folha decomposto, serragem, cama de aviário, esterco bovino e casca de arroz carbonizada. Mensalmente, durante 180 dias, foram avaliadas altura e diâmetro do colo, sendo estes analisados segundo um delineamento de blocos casualizados, com 5 repetições de 12 mudas, em um esquema de parcelas subdivididas no tempo. No término do experimento foi avaliada a massa seca das raízes e da parte aérea, a relação entre estas variáveis e a área foliar, para 12 mudas por tratamento, seguindo um delineamento inteiramente casualizado. Determinou-se a capacidade de retenção de água, porosidade total, pH dos substratos, assim como a quantificação total de macro e micronutrientes dos substratos e das mudas. Todos os dados foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste Tukey. Em geral todos os substratos proporcionaram aumento gradativo no diâmetro e altura das mudas. Mudas produzidas em 50% de Plantmax[®] + 20% de casca de arroz carbonizada + 30% esterco bovino apresentaram maior diâmetro (4,5mm) e altura das mudas (22,7 cm), assim como maior massa de matéria seca da raiz e da parte aérea (0,88 e 1,62g, respectivamente), seguido de mudas produzidas em 50% Plantmax[®] + 20% de casca de arroz carbonizada + 20% esterco bovino + 10% de resíduo de folhas com 4,0mm e 19,7cm, para diâmetro e altura respectivamente. Nas condições deste experimento as mudas de sucará produzidas 50% de Plantmax[®] + 20% de casca de arroz carbonizada + 30% esterco bovino apresentaram maior crescimento.

PALAVRAS CHAVE: sucará, produção de mudas, espécie nativa.

***Gleditschia amorphoides* Taub. seedlings growth produced under different substrates**

ABSTRACT

Locally known as sucará, *Gleditschia amorphoides* besides being woody specie can be used in plantations destinated for rehabilitation of degraded areas, therefore the objective of the present work was to evaluate the seedlings growth, over time produced under different substrates. The experiment was made in the UNIOESTE nursery in Santa Helena district – Parana State, using direct sowing in polypropylene sized tubes of 200cm³. Different mixtures were tested as substrate, containing Plantmax[®],

decomposed leaves residue, sawdust, litter, cattle manure and carbonized rice hulls. Monthly, during 180 days, evaluations of height and diameter of the lap were made, analyzed by a completely randomized design, with 5 replicates of 12 seedlings, in a subdivided plot scheme in time. At the end of the experiment, root dry mass and aerial part dry mass, the relation between these variables and the leaf area, were determined for 12 seedlings each treatment, in a completely randomized design. The water-holding capacity, substrate total porosity, as well as the macro and micro nutrients quantification of substrates and seedlings were also determined. All data were submitted to variance analysis and the means compared by the Tukey test. In general, all substrates provided gradual increasement in the diameter of the lap and seedlings height. Seedlings produced in 50% of Plantmax[®] + 20% of carbonized rice hulls + 30% of cattle manure provided bigger diameter (4,5mm) and seedlings height (22,7 cm), as well as bigger root dry mass and aerial part dry mass (0,88 and 1,62g, respectively) followed by seedlings produced in 50% of Plantmax[®] + 20% of carbonized rice hulls + 20% of cattle manure + 10% leaf residue with 4,0mm and 19,7mm, for diameter and height respectively. In these experimental conditions, the sucará seedlings produced in 50% of Plantmax[®] + 20% of carbonized rice hulls + 30% of cattle manure presented bigger growth.

Keywords: sucará, seedlings production, native specie.

5.1 INTRODUÇÃO

Dentre as famílias com finalidades econômicas, a família Fabaceae é uma das maiores famílias entre as Angiospermas (SOUZA; LORENZI, 2008). *Gleditschia amorphoides* Taub, espécie pertencente à família Fabaceae é uma árvore de 10 a 20 metros de altura, possui tronco reto de 30 a 60cm de diâmetro, com casca rugosa e provida de grandes espinhos ramificados de mais de 10cm de comprimento (LORENZI, 2000). Popularmente conhecida como sucará, coronda, espinho de cristo e faveiro, *G. amorphoides* tem distribuição pelos estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, nas florestas semidecíduas das bacias do Paraná e Uruguai, sendo também comum na Argentina, Paraguai e Bolívia (BACKES; IRGANG, 2002).

Sua madeira é empregada na carpintaria em geral, carrocerias, para lâminas decorativas, serviços de torno e para lenha e carvão. Seus frutos são utilizados na alimentação de ruminantes (PIO CORRÊIA, 1974; LORENZI, 2000; BACKES; IRGANG, 2002), como as demais espécies do gênero (BRUNO SOARES; ABREU, 2003).

A casca de *G. amorphodes* tem indicação de uso medicinal por apresentar propriedades cardiotônicas (LORENZI, 2000). Para espécies deste gênero é comum o

uso medicinal como registrado por Konoshima et al. (1995), em fruto de *G. japonica* com atividade anti-HIV. Em frutos *G. sinensis* foram descobertas atividades antileucêmicas (CHOW et al., 2003) inibição do crescimento de células tumorais (CHUI et al., 2004) e inibição de reações alérgicas e inflamatórias (DAI et al., 2002).

Além de sua importância econômica, Carvalho (2003) recomenda esta espécie para recuperação de áreas degradadas e erosivas, e na recomposição de mata ciliar em locais de inundação periódicas de rápida duração.

A conscientização da população em relação aos problemas ambientais e as exigências da política ambiental, tem levado a uma crescente demanda por espécies florestais nativas, em geral para plantios destinados a programas de recuperação e conservação ambiental, devido aos grandes distúrbios nas áreas remanescentes de vegetação nativa (SILVA et al., 1997).

A diversidade da flora brasileira é considerada uma das maiores do mundo, com grande potencial de utilização, muitas vezes não explorado, seja pela dificuldade na obtenção de suas sementes (NASSIF; PEREZ, 1997), ou pelo desconhecimento dos procedimentos apropriados para a produção de mudas de espécies arbóreas nativas (CARVALHO, 2000). Perante a crescente demanda, torna-se necessário o desenvolvimento de pesquisas que otimizem a produção de mudas com baixo custo e com boa qualidade, apresentando maior potencial de sobrevivência e desenvolvimento após o plantio.

A boa formação das mudas está relacionada com o substrato utilizado. Um substrato ideal deve servir como suporte estrutural para a parte aérea das mudas e fornecer as necessárias concentrações de água, oxigênio e nutrientes (CARNEIRO, 1995).

Na produção de mudas é comum a utilização de substratos comerciais ou subsolo, cuja fertilidade é baixa ou é desequilibrado nutricionalmente (CECONI et al., 2006). No entanto, já são utilizados diversos materiais de origem vegetal, animal ou até resíduos renováveis, que podem corresponder às necessidades, como esterco de animais, vermicomposto bem como palha de cereais, resíduos de cultura, gramíneas, acículas, casca e serragem, dentre outros (DEICHMANN, 1967; EMATER, 1984; CALDEIRA et al., 2008).

Como é difícil encontrar um substrato que atenda às condições para o ótimo crescimento e desenvolvimento das plantas, este pode ser constituído de diversos materiais, compondo assim uma mistura, favorecendo a obtenção de concentrações ideais para N e P, além de aeração adequada (ZMORA NAHUM et al., 2007). Wendling et al. (2002) recomendam que a proporção de cada material seja variável em função de suas características, da sua disponibilidade, bem como do seu custo de produção e aquisição.

São vários os exemplos de materiais utilizados na composição de misturas como substratos na produção de mudas. Alguns destes são a vermiculita, moinha de carvão, turfa, acículas de *Pinus* sp., serragem, bagaço de cana e esterco bovino (GOMES et al., 1991), além de casca de cupuaçu triturada, casca de arroz carbonizada, casca de café carbonizada, serragem e vermicomposto (VIEIRA et al., 1998).

Mudas produzidas com altos padrões de qualidade, resultam em aumento da porcentagem de sobrevivência no campo, diminuindo, possivelmente a necessidade de replantio (CARNEIRO, 1995). Para se determinar a qualidade de uma muda, são utilizadas variáveis que se baseiam em seus aspectos fisiológicos, e em aspectos morfológicos das mudas, determinados física ou visivelmente, tornando-se assim uma prática mais utilizada devido à facilidade (STURION; ANTUNES, 2000; GOMES et al., 2002).

Perante a importância da espécie e a necessidade do conhecimento em procedimentos relacionados com a produção de mudas de espécies arbóreas nativas, este trabalho teve como objetivo avaliar o crescimento de mudas de *Gleditschia amorphoides* Taub. ao longo do tempo, produzidas em diferentes substratos.

5.2 MATERIAL E MÉTODOS

Sementes de *Gleditschia amorphoides* Taub (sucará) foram colhidas no mês de maio de 2007, de matrizes de cerca de 60cm de diâmetro na altura do peito, no município de Santa Helena – PR, latitude 24°51'37" sul e longitude 54°19'58" oeste, altitude média de 258 metros acima no nível do mar, com clima do tipo subtropical úmido (IBGE, 2009). Após o beneficiamento, as sementes foram imersas em ácido

sulfúrico P.A. por 1h e lavadas em água corrente, uma vez que este tratamento de superação de dormência foi definido em testes preliminares.

A instalação do experimento ocorreu no mês de maio de 2007, no viveiro do Núcleo de Estações Experimentais da Universidade Estadual do Oeste do Paraná – UNIOESTE, em Santa Helena – PR. Utilizou-se de semeadura direta, na profundidade de duas vezes o diâmetro da semente (DEISCHMAN, 1967), em tubetes de polipropileno de 200cm³ cobertos com sombrite 60%, sob sistema de irrigação do tipo aspersão, acionado diariamente duas vezes, por 15min, no fim da manhã e no fim da tarde, totalizando aproximadamente 0,66 L/m² para cada aspersão.

Foram colocadas duas sementes por tubete, sendo uma das mudas eliminada após a queda do cotilédone, permanecendo a mais vigorosa. Após a semeadura, a cobertura dos tubetes foi feita com o próprio substrato.

Os substratos testados e seus respectivos custos estão expostos na Tabela 2. O valor de compra ou de obtenção dos componentes das misturas utilizadas como substrato, foi repassado por fornecedores no município de Santa Helena – PR.

TABELA 2 – Composição dos substratos utilizados para o crescimento de *G. amorphoides* (base volume/volume).

Substrato	P	RFD	SE	CA	EB	CAC	Custo/m ³ (R\$)*
S ₁	100%						82,08
S ₂	70%	30%					57,45
S ₃	60%	20%	20%				49,27
S ₄	60%		30%	10%			49,28
S ₅	60%		40%				49,27
S ₆	50%		20%		30%		41,68
S ₇	50%	10%	20%		20%		41,43
S ₈	50%	10%	30%	10%			41,08
S ₉	50%				30%	20%	41,68
S ₁₀	50%	10%			20%	20%	41,43

P = Plantmax Florestal[®]; RFD = resíduo de folhas decomposto, resultado de podas urbanas; SE = serragem; CA = cama de aviário; EB = esterco bovino; CAC = casca de arroz carbonizada. *Custo total de compra ou de obtenção das misturas.

Os componentes, serragem, cama de aviário e esterco bovino foram previamente semidecompostos, permanecendo em condições de aeração natural durante três meses antes de sua utilização. Após esse procedimento, os demais componentes foram homogeneizados às diversas combinações de misturas de substratos, com auxílio de uma betoneira.

Não foi utilizado nenhum tipo de fertilização nas combinações dos substratos, apenas Plantmax Florestal[®], que é formado por casca de *Pinus*, vermiculita expandida e turfa e contém a formulação 4:20:6 de NPK.

Mensalmente, durante 180 dias após a semeadura, foram realizadas avaliações considerando-se a altura da parte aérea das mudas e diâmetro do colo, com início depois da queda dos cotilédones, que ocorreu cerca de dois meses após a semeadura, Para essas variáveis os dados foram analisados segundo um delineamento de blocos casualizados (5 repetições com 12 mudas por unidade experimental, para cada um dos 10 tratamentos) em um esquema de parcelas subdivididas no tempo (5 avaliações ao longo de 180 dias).

No término do experimento, após 180 dias, foi avaliado a massa seca das raízes e da parte aérea, a relação entre massa seca das raízes pela massa seca da parte aérea e a área foliar, determinada pelo método do disco foliar adaptado de BENINCASA (1988). Para essas análises destrutivas foram utilizadas 12 mudas por tratamento, escolhidas aleatoriamente, seguindo um delineamento inteiramente casualizado, onde cada muda foi considerada uma repetição. Todos os dados foram submetidos à análise de variância, e as médias comparadas pelo teste de Tukey.

Foi realizada a quantificação total de macro e micronutrientes de cada substrato testado, com amostras do momento da instalação e depois de retiradas as mudas, no final do experimento, bem como das amostras vegetais oriundas das avaliações destrutivas. Estas análises foram realizadas pelo Laboratório de Química Agrícola e Ambiental da Unioeste, Campus Marechal Cândido Rondon – PR, sendo que os teores totais de N e P foram extraídos por digestão sulfúrica e a determinação de N por destilação de Kjeldahl (BREMNER, 1965) e de P por meio de UV-Vis (420nm). Para K, Ca, Mg, Cu, Zn, Mn e Fe, a extração foi por digestão nítrico-perclórica (JOHNSON;

ULRICH, 1959), e a determinação por espectrometria de absorção atômica, modalidade chama.

A capacidade de retenção de água (C.r.a), porosidade total (Pt) e pH (H₂O) dos substratos foram determinadas pelo Laboratório de Solos da Embrapa Florestas, Colombo – PR, de acordo com Brasil (2006). Estes dados foram analisados segundo um delineamento inteiramente casualizado, com 3 repetições para cada substrato analisado, submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

5.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

O crescimento das mudas de *Gleditschia amorphoides* (sugará), avaliado pelo diâmetro e altura das mudas, foi significativamente afetado pela interação entre as misturas utilizadas como substrato e as avaliações durante 180 dias (Apêndice 4).

Aos 60 dias da semeadura, na primeira avaliação para o diâmetro do colo das mudas, ainda não havia diferença significativa para o rendimento nos substratos (Tabela 3), diferente do registrado na segunda avaliação (90 dias), quando o rendimento foi maior para S₁₀, que diferiu estatisticamente dos demais substratos. No entanto, aos 180 dias, o diâmetro do colo das mudas foi maior significativamente para S₉ (cerca de 4,5mm), substrato que continha 50% de Plantmax[®] + 20% de casca de arroz carbonizada + 30% esterco bovino.

Ao ser analisado o diâmetro das mudas ao longo das avaliações para cada substrato, fica evidente o aumento gradativo ao longo do experimento, especialmente nas três primeiras avaliações, com todos os substratos apresentando diferença significativa nessas avaliações. Em geral após 150 dias o aumento no diâmetro começou a estabilizar, exceto para S₆, S₇ e S₁₀, que ainda apresentaram diferença significativa nas últimas avaliações (Tabela 3).

O diâmetro de colo é a variável mais apropriada para representar a capacidade de sobrevivência da muda no campo (CARNEIRO, 1995; SOUZA et al., 2006), já que o maior diâmetro de colo está associado a um desenvolvimento mais acentuado da parte

aérea e em especial ao sistema radicular, o que favorece o crescimento da muda (STURION; ANTUNES, 2000).

TABELA 3 – Diâmetro do colo (mm) de mudas de *G. amorphoides* Taub. submetidas a diferentes substratos para diferentes idades da muda.

Substrato	Idade da muda (dias)				
	60	90	120	150	180
S ₁ . 100% P	1,79 Ad	2,17 Bc	2,67ABCb	3,00 Ba	3,12 Da
S ₂ . 70% P + 30% RFD	1,80 Ad	2,16 Bc	2,60 BCDB	2,75 Cab	2,80 Ea
S ₃ . 60% P + 20% SE + 20% RFD	1,78 Ac	2,07 BCb	2,56 CDa	2,74 Ca	2,73 Ea
S ₄ . 60% P + 30% SE + 10% CA	1,86 Ad	2,06 BCc	2,54 CDb	2,74 Ca	2,73 Ea
S ₅ . 60% P + 40% SE	1,75 Ad	2,06 BCc	2,44 Db	2,58 Cab	2,65 Ea
S ₆ . 50% P + 20% SE + 30% EB	1,72 Ae	2,10 BCd	2,50 CDc	2,78 Cb	3,51 Ca
S ₇ . 50% P + 20% SE + 20% EB + 10% RFD	1,83 Ad	2,12 Bc	2,58 CDb	2,74 Cb	3,24 Da
S ₈ . 50% P + 30% SE + 10% RFD + 10% CA	1,77 Ac	1,88 Cc	2,54 CDb	2,71 Cab	2,74 Ea
S ₉ . 50% P + 20% CAC + 30% EB	1,72 Ae	2,15 Bd	2,81 ABc	3,44 Ab	4,50 Aa
S ₁₀ . 50% P + 20% CAC + 20% EB + 10% RFD	1,74 Ae	2,44 Ad	2,83 Ac	3,27 Ab	4,03 Ba
Média	1,78	2,12	2,61	2,87	3,10

Médias seguidas da mesma letra minúscula na horizontal e maiúscula na vertical não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Onde: P = Plantmax Florestal[®]; RFD = resíduo de folhas decomposto, resultado de podas urbanas; SE = serragem; CA = cama de aviário; EB = esterco bovino; CAC = casca de arroz carbonizada.

Ao ser analisado o crescimento em altura das mudas em cada substrato ao longo do experimento, foi possível observar que S₃ (60% de Plantmax[®] + 20% de serragem + 20% de resíduo de folha decomposto) e S₅ (60% Plantmax[®] + 40% de serragem) não registraram aumento significativo na altura das mudas (Tabela 4). Talvez a presença de serragem nesses substratos, tenha prejudicado a disponibilidade satisfatória de nutrientes para o crescimento das mudas, ou por ainda estar em processo de decomposição, (WENDLING et al., 2006; WENDLING et al., 2007), além da ausência de componentes como cama de aviário ou esterco bovino, que poderiam estar fornecendo mais nutrientes para as mudas.

Para a altura das mudas de *G. amorphoides*, houve diferença entre os substratos apenas aos 90 dias após a instalação do experimento, quando S₉ e S₁₀ foram os melhores substratos, não diferindo significativamente entre si (Tabela 4). Mas, a partir dos 120 dias, a altura das mudas foi significativamente maior para S₉ (50% Plantmax[®] +

20% casca de arroz carbonizada + 30% esterco bovino). No final do experimento, as mudas que se desenvolveram neste substrato apresentavam mais de 20cm de altura e diferiam estatisticamente dos demais

TABELA 4 - Altura (cm) de mudas de *G. amorphoides* Taub. submetidas a diferentes substratos para diferentes idades da muda.

Substrato	Idade da muda (dias)				
	60	90	120	150	180
S ₁ . 100% P	6,13 Ab	7,07 BCa	7,57 Da	7,54 Ea	7,54 Ea
S ₂ . 70% P + 30% RFD	5,90 Ac	6,34 CDbc	6,54 Eabc	6,86 EFab	7,39 Ea
S ₃ . 60% P + 20% SE + 20% RFD	5,76 Aa	6,23 CDa	6,31 Ea	6,07 Fa	6,08 Ea
S ₄ . 60% P + 30% SE + 10% CA	5,56 Ac	6,14 CDbc	6,21 Ebc	6,57 Fab	7,22 Ea
S ₅ . 60% P + 40% SE	5,73 Aa	6,13 Da	6,32 Ea	6,22 Fa	5,90 Fa
S ₆ . 50% P + 20% SE + 30% EB	5,64 Ae	6,46 CDd	8,59 Cc	12,06 Cb	18,80 Ca
S ₇ . 50% P + 20% SE + 20% EB + 10% RFD	5,86 Ae	6,67 CDd	7,90 CDc	10,78 Db	15,68Da
S ₈ . 50% P + 30% SE + 10% RFD + 10% CA	5,71 Ac	6,28 CDbc	6,59 Eb	6,87 Efb	7,81 Ea
S ₉ . 50% P + 20% CAC + 30% EB	6,29 Ae	8,19 Ad	13,16 Ac	20,00 Ab	22,70Aa
S ₁₀ . 50% P + 20% CAC + 20% EB + 10% RFD	6,00 Ae	7,64 ABd	11,52 Bc	16,02 Bb	19,78Ba
Média	5,86	6,73	8,07	9,90	11,89

Médias seguidas da mesma letra minúscula na horizontal e maiúscula na vertical não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Onde: P = Plantmax Florestal[®]; RFD = resíduo de folhas decomposto, resultado de podas urbanas; SE = serragem; CA = cama de aviário; EB = esterco bovino; CAC = casca de arroz carbonizada.

Tanto para o diâmetro do colo das mudas como para a altura, mudas de *G. amorphoides* que cresceram em S₉ apresentaram os melhores resultados. Este substrato continha esterco bovino que em outros experimentos também têm se mostrado eficiente em misturas como substratos na produção de mudas florestais, como em freijó-louro (*Cordia alliodora*) (VIEIRA et al., 1998), leucena (*Leucaena leucocephala*) (LUCENA et al., 2006), aroeira (*Schinus terebinthifolius*), eucalipto (*Eucalyptus grandis*) e cedro rosa (*Cedrela fissilis*) (OLIVEIRA et al., 2008) e em erva mate (LOURENÇO et al., 2000).

As misturas utilizadas como diferentes substratos para o desenvolvimento de mudas de *G. amorphoides* também apresentavam dados estatisticamente diferentes para a massa seca da parte aérea e da raiz, para a relação entre estes e para a área foliar (Apêndice 5).

Mudas que utilizaram o substrato formulado com 50% de Plantmax[®] + 20% de casca de arroz carbonizada + 30% esterco bovino (S₉), apresentaram maior peso de massa seca para a raiz (0,88g) e para a parte aérea (1,62g), com diferença superior e significativa com relação aos demais substratos (Tabela 5).

TABELA 5 - Massa seca da raiz (MSR), massa seca da parte aérea (MSA), relação entre massa seca da raiz e da parte aérea (MSR/MSA) e área foliar (mm²) obtidos para mudas de *G. amorphoides* Taub. submetidas a diferentes substratos, aos 180 dias após semeadura.

Substratos	MSR (g)	MSA (g)	MSR/MSA	Área foliar (mm ²)
S ₁ - 100% P	0,25 de	0,39 e	0,66 b	69,6 d
S ₂ - 70% P + 30% RFD	0,21 e	0,35 ef	0,62 b	55,4 d
S ₃ - 60% P + 20% SE + 20% RFD	0,18 e	0,23 f	0,78 a	22,6 d
S ₄ - 60% P + 30% SE + 10% CA	0,22 e	0,28 ef	0,79 a	37,9 d
S ₅ - 60% P + 40% SE	0,18 e	0,21 f	0,86 a	24,3 d
S ₆ - 50% P + 20% SE + 30% EB	0,46 c	1,03 c	0,45 c	253,6 b
S ₇ - 50% P + 20% SE + 20% EB + 10% RFD	0,34 d	0,67 d	0,51 bc	169,5 c
S ₈ - 50% P + 30% SE + 10% RFD + 10% CA	0,19 e	0,25 ef	0,76 a	48,1 d
S ₉ - 50% P + 20% CAC + 30% EB	0,88 a	1,62 a	0,54 bc	367,8 a
S ₁₀ - 50% P + 20% CAC + 20% EB + 10% RFD	0,77 b	1,37 b	0,56 bc	286,8 b
Média	0,37	0,64	0,64	113,56

Médias seguidas da mesma letra não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Onde: P = Plantmax Florestal[®]; RFD = resíduo de folhas decomposto, resultado de podas urbanas; SE = serragem; CA = cama de aviário; EB = esterco bovino; CAC = casca de arroz carbonizada.

A formulação de S₆ difere de S₉ pela substituição apenas da serragem por casca de arroz carbonizada (Tabela 5), e talvez tenha sido esse o motivo para a diferença significativa entre esses substratos, para a massa seca da raiz e da parte aérea, provavelmente devido à indisponibilidade de nitrogênio para as mudas, presente no substrato que continha serragem, já que esta estava semidecomposta (MARAGNO et al., 2007). Por não apresentar ainda semidecomposta e por outros benefícios também, a casca de arroz carbonizada tem se mostrado um bom componente nas misturas como verificado por Nicoloso et al. (2000) onde houve aumento da massa seca de raiz e da parte aérea para mudas de espinheira-santa (*Maytenus ilicifolia*) quando utilizada casca de arroz carbonizada nas misturas dos substratos.

Quanto à relação MSR/MSA, os maiores valores foram para mudas produzidas em S₃, S₄, S₅ e S₈, os quais não diferiram entre si (Tabela 5). Mas, considerando o fato de que nenhuma característica deve ser observada isoladamente, devem-se levar em consideração as demais variáveis, onde estes substratos não se mostraram eficientes em relação à MSR e MSA, mesmo que, geralmente uma relação MSR/MSA maior, resulta em mudas de melhor qualidade (SAMÔR et al., 2002).

Caldeira et al. (2008) ressaltam a importância de se analisar a relação raiz e parte aérea das mudas quando estas vão para o campo, pois a parte aérea não deve ser muito superior a da raiz, em função dos possíveis problemas no que se refere à absorção de água para a parte aérea.

Para a análise da área foliar, S₉ apresentou a maior média diferindo dos demais substratos (368,8mm²), seguido de S₆ e S₁₀ com 253,6 e 286,8mm², respectivamente, que não diferiram entre si, mas com diferença significativa perante aos demais. Favarin et al. (2002) indicam o parâmetro área foliar como importante na representação de produtividade, já que o processo fotossintético depende da interceptação da energia luminosa e a conversão em energia química, portanto mudas produzidas em S₉ apresentaram melhores condições para o aumento da produtividade.

As diferentes misturas foram efetivamente significativas para capacidade de retenção de água e para porosidade total (Apêndice 6). A capacidade de retenção de água para S₁ (100% Plantmax[®]) foi, numericamente, a maior porcentagem registrada, não diferindo significativamente dos demais substratos (Tabela 6). O uso de Plantmax[®] pode, em alguns casos, apresentar vantagens em relação a outros substratos que apresentem materiais orgânicos como componentes, seja pela uniformidade da composição química e física, assim como a retenção de água e aeração (GRAVE et al., 2007).

Mas, apesar dessas características, o uso de Plantmax[®], sem estar incorporado com outros componentes, não se mostrou efetivo no desenvolvimento de mudas de *G. amorphoides*. Seria a uniformidade dos componentes do Plantmax[®] que possivelmente proporcionou uma maior capacidade de retenção de água (GRAVE et al., 2007), diferente de S₉, numericamente inferior, que devido sua constituição poderia apresentar

menor proporção de microporos, já que continha casca de arroz carbonizada e conseqüentemente retém menos água, como já mencionado por Lopes et al. (2007).

A maior capacidade de retenção de água do Plantmax[®] também se deve a presença de vermiculita em sua formulação, que têm grande capacidade de absorção e retenção de água (FIGLIOLIA et al., 1993). Mas em alguns casos o excesso de água no substrato pode prejudicar o desenvolvimento e crescimento da planta pela falta de oxigênio para a raiz (MUSGRAVE, 1996; PRINTO; FLORES, 2003), provavelmente outra explicação para o menor crescimento das mudas de *G. amorphoides* produzidas nestes substratos, como é possível a constatação dos resultados do diâmetro e altura das mudas (Tabela 3 e 4). Em algumas ocasiões as características físicas se tornam mais importantes do que as características químicas, na definição do substrato ideal, já que não são facilmente modificadas (MAEDA et al., 2007).

TABELA 6 - Capacidade de retenção de água (C.r.a) e porosidade total para diferentes substratos testados no crescimento de mudas de *G. amorphoides* Taub.

Substrato	C.r.a. (% v/v)	Porosidade total (%)
S ₁ - 100% P	60,40 a	65,69 a
S ₂ - 70% P + 30% RFD	54,25 a	63,03 ab
S ₃ - 60% P + 20% SE + 20% RFD	49,00 a	61,63 ab
S ₄ - 60% P + 30% SE + 10% CA	51,34 a	58,73 ab
S ₅ - 60% P + 40% SE	50,89 a	59,94 ab
S ₆ - 50% P + 20% SE + 30% EB	51,90 a	59,62 ab
S ₇ - 50% P + 20% SE + 20% EB + 10% RFD	44,64 a	54,86 abc
S ₈ - 50% P + 30% SE + 10% RFD + 10% CA	42,59 a	51,68 bc
S ₉ - 50% P + 20% CAC + 30% EB	39,76 a	43,76 c
S ₁₀ - 50% P + 20% CAC + 20% EB + 10% RFD	43,88 a	51,65 bc
Média	48,86	57,06

Médias seguidas da mesma letra não diferem estatisticamente entre si teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Onde: P = Plantmax Florestal[®]; RFD = resíduo de folhas decomposto, resultado de podas urbanas; SE = serragem; CA = cama de aviário; EB = esterco bovino; CAC = casca de arroz carbonizada.

Valores ideais de porosidade total estão entre 75 e 90%, para melhor aeração, infiltração de água e drenagem (LEMAIRE, 1995; GONÇALVES; POGGIANI, 1996; ALMEIDA, 2005). No presente trabalho, os valores encontrados para a porosidade total dos substratos testados variaram entre 43,76% a 65,69% (Tabela 6), valores abaixo da faixa de recomendação. Mas segundo Ferraz et al. (2005) a escolha de um substrato deve ser em função da necessidade de aeração ou de água para a espécie a ser cultivada, além do manejo de irrigação a ser adotado.

Portanto para a porosidade total, S₉ (50% de Plantmax[®] + 20 de casca de arroz carbonizada + 30% de esterco bovino) diferiu significativamente dos substratos que continham em sua formulação serragem (S₁, S₂, S₃, S₄, S₅ e S₆) (Tabela 6). Assim, para esse substrato (S₉), mesmo apresentando menor valor de porosidade total, este resultado poderia estar representando maior proporção de macroporosidade, graças também a presença em sua formulação, da casca de arroz carbonizada, que como já mencionado é um componente que retém menos água (LOPES et al., 2007).

Para *G. amorphoides* o excesso de água no substrato poderia ser prejudicial, já que, segundo Carvalho (2003), trata-se de uma espécie adaptada a solos bem drenados, possivelmente seria esta a causa para o melhor crescimento das mudas em substratos com menor retenção de água, como em S₉.

O mesmo vale para S₈ e S₁₀ que não diferiram entre si, e portanto poderia conter uma maior proporção de macroporos do que de microporos, diminuindo a capacidade de retenção de água. Ferraz et al. (2005) ressaltam que a composição, forma e tamanho das partículas dos substratos influenciam na porosidade de aeração, sendo que a macroporosidade estaria relacionada com a aeração e drenagem, e a microporosidade com a retenção de água e nutrientes (GONÇALVES; POGGIANI, 1996; CALDEIRA et al., 2000; ALMEIDA, 2005).

Segundo os valores obtidos para o pH (Tabela 7), todos os substratos, exceto S₁ (100% Plantmax[®]) com pH de 5,8, estão acima da faixa ideal recomendada para os substratos com base orgânica. Kampf (2000) recomenda que a faixa ideal de pH seja de 5,0 a 5,8. Substratos a base de casca de arroz carbonizada e resíduo decomposto de casca de Acácia-negra, também apresentaram pH superior a faixa ideal (SCHMITZ et al., 2002; ALMEIDA, 2005). No entanto, para Carneiro (1995), no setor florestal, o pH

de um substrato deve situar-se acima de 4,5, para não tornar os nutrientes indisponíveis, não ultrapassando valores acima de 6,5.

O pH é um importante indicador das condições químicas do solo ou substrato, por possuir capacidade de interferir na disposição de vários elementos químicos essenciais ao desenvolvimento vegetal, favorecendo ou não suas liberações (BRANDÃO; LIMA, 2002).

TABELA 7 - Teores nutricionais e pH para diferentes substratos no momento da instalação do experimento, com *G. amorphoides*.

	pH	gKg ⁻¹			mgKg ⁻¹					
		N	P	K	Ca	Mg	Cu	Zn	Mn	Fe
S ₁	5,88	5,25	0,98	1,60	19,50	3,60	21,0	30,0	135,0	2064,0
S ₂	6,69	5,25	1,54	3,55	20,20	6,50	56,0	51,0	384,0	2217,0
S ₃	6,79	3,50	1,54	3,20	19,50	6,30	53,0	49,0	213,0	2196,0
S ₄	6,86	8,75	2,97	1,95	27,30	4,20	91,0	158,0	155,0	2120,0
S ₅	6,39	6,13	0,94	1,20	18,80	2,80	24,0	30,0	31,0	2080,0
S ₆	6,50	14,88	3,71	1,70	28,60	4,00	168,0	222,0	257,0	2171,0
S ₇	6,69	19,25	1,58	1,50	20,60	2,40	53,0	132,0	141,0	2186,0
S ₈	6,60	11,38	3,13	1,55	26,90	2,80	104,0	182,0	128,0	2188,0
S ₉	6,47	7,88	1,71	1,95	20,60	3,20	44,0	113,0	196,0	2163,0
S ₁₀	6,38	8,75	1,74	2,05	22,60	3,10	48,0	93,0	270,0	2196,0

S₁ = 100% P (testemunha); S₂ = 70% P + 30% RFD; S₃ = 60% P + 20% SE + 20% RFD; S₄ = 60% P + 30% SE + 10% CA; S₅ = 60% P + 40% SE; S₆ = 50% P + 20% SE + 30% EB; S₇ = 50% P + 20% SE + 20% EB + 10% RFD; S₈ = 50% P + 30% SE + 10% RFD + 10% CA; S₉ = 50% P + 20% CAC + 30% EB; S₁₀ = 50% P + 20 CAC + 20% EB + 10% RFD.

Também é possível visualizar na Tabela 7, o teor nutricional total dos substratos testados no momento da instalação do experimento. Os menores teores de N, foram para S₁, S₂ e S₃, e os menores teores de P para S₁ e S₅. Estes são nutrientes altamente requeridos no desenvolvimento das mudas, já que é necessário N na síntese de clorofila e, P é um dos elementos responsáveis pela aquisição e utilização de energia, via ADP e ATP (EPSTEIN; BLOOM, 2006). Talvez seja esse o motivo para o menor crescimento das mudas produzidas em S₁ e S₅ (Tabela 4 e 5), e a clorose registrada em algumas mudas em S₁ e S₃.

O baixo crescimento de mudas pela falta de nitrogênio foi também registrado para mudas de cedro (*Cedrela fissilis*) (SILVA; MUNIZ, 1995). Para *Acacia maginum* (Fabaceae) em testes de omissão de nutrientes, P foi o nutriente mais limitante no crescimento das mudas; para *Platycyamus regnelli* (pau-pereira - Fabaceae), a omissão de N e P reduziu a massa seca de raízes e da parte aérea, assim como o crescimento

em altura (BRAGA et al., 1995). No entanto, em trabalhos sobre a nutrição mineral para jatobá (*Hymenaea courbaril* - Fabaceae), tratamentos com menores teores de P foram aqueles de maior produção de massa seca da parte aérea (DUBOC et al., 1996), diferente das mudas de *G. amorphoides*, como visualizado na Tabela 5.

Alguns teores de Cu registrados para S₄, S₆ e S₈ e teores de Zn para S₄, S₆ e S₈ parecem elevados em comparação com os demais substratos (Tabela 7). Segundo Malavolta et al. (1997) existe um estreito limite entre as exigências nutricionais e a toxidez para os micronutrientes e, geralmente, a alta disponibilidade no substrato acaba por prejudicar o desenvolvimento das mudas. Mas, como não foram observados efeitos deletérios em mudas que se desenvolveram nos substratos estudados, é possível que parte desses micronutrientes poderia estar complexada em componentes orgânicos desses substratos, como registrado por Nobrega et al. (2007).

Conforme os dados da quantificação dos nutrientes nas amostras vegetais (Tabela 8) foi possível constatar que mudas produzidas em S₆, S₇, S₈, S₉ e S₁₀ apresentaram os maiores teores de N. O que também fica evidente é alto teor de N, que ainda permaneceu em S₉ após a retirada das mudas, substrato este que representou o melhor crescimento das mudas. Espécies da família Fabaceae, como é caso de *G. amorphoides*, demandam grande quantidade de N, fato já registrado por Sarcinelli et al. (2004) em mudas de acácia (*Acacia hoosericea* – Fabaceae).

Também fica evidente o potencial de decomposição e possível mineralização nos substratos, com teores nutricionais elevados mesmo com a porção já absorvida pelas mudas ou então lixiviada (Tabela 8). Os teores elevados de nutrientes nos substratos no término do experimento também podem ser justificados pelo constante fornecimento de nutrientes, disponíveis na água de irrigação, que provinha do reservatório do Lago de Itaipu. Wosiack (2005) já relatou altas concentrações de fósforo e de nitrogênio no reservatório de Itaipu, em Entre Rios do Oeste.

Perante os dados obtidos foi possível constatar que a mistura de componentes foi apropriada como substrato para a produção de mudas de *G. amorphoides*. O uso de misturas como substrato na produção de mudas florestais tem sido mencionado por vários autores, como uma ótima alternativa, tanto para o desenvolvimento das mudas como para redução de custos (GOMES et al., 1991; ANDRADE NETO, 1999; VIEIRA et

al., 1998; MORAES NETO et al., 2003; WENDLING et al., 2002; WENDLING et al., 2006; ZMORA NAHUM et al., 2007).

TABELA 8 - Teores nutricionais totais das mudas de *G. amorphoides* e dos diferentes substratos no momento da avaliação.

Mudas	N	P	K	Ca	Mg	Cu	Zn	Mn	Fe
	gKg ⁻¹					mgKg ⁻¹			
S ₁	6,13	1,60	10,00	38,30	1,30	8,0	87,0	49,0	1343,0
S ₂	7,88	1,81	8,00	36,50	1,80	9,0	39,0	32,0	1139,0
S ₃	7,88	1,39	7,10	38,00	1,70	9,0	23,0	39,0	1134,0
S ₄	7,88	2,55	11,80	39,90	3,10	12,0	56,0	62,0	1363,0
S ₅	7,00	2,07	8,60	39,60	1,60	3,0	17,0	33,0	933,0
S ₆	16,63	3,06	14,30	20,30	0,80	25,0	57,0	51,0	1306,0
S ₇	21,00	3,55	14,50	28,50	2,30	52,0	74,0	141,0	1877,0
S ₈	15,75	3,13	10,80	24,10	1,30	28,0	58,0	108,0	1724,0
S ₉	13,13	3,66	11,60	25,50	1,70	59,0	95,0	143,0	1784,0
S ₁₀	17,50	3,02	13,20	20,10	0,90	37,0	77,0	400,0	1734,0
Substratos no momento da avaliação									
S ₁	3,38	1,39	3,65	24,80	8,70	56,0	62,0	615,0	2209,0
S ₂	7,00	1,22	2,80	24,80	9,45	71,0	63,0	621,0	2225,0
S ₃	6,13	1,34	3,30	21,20	7,95	81,0	78,0	464,0	2229,0
S ₄	7,88	2,87	2,40	27,80	9,00	134,0	194,0	477,0	2202,0
S ₅	4,38	1,20	2,70	18,10	9,00	44,0	54,0	330,0	2182,0
S ₆	8,75	6,86	2,30	44,25	9,20	391,0	335,0	690,0	2231,0
S ₇	8,75	4,46	2,75	37,00	4,80	279,0	279,0	645,0	2236,0
S ₈	9,63	2,84	1,90	31,70	6,10	175,0	217,0	528,0	2225,0
S ₉	10,50	5,99	2,50	41,25	4,60	312,0	309,0	687,0	2244,0
S ₁₀	7,00	4,36	2,50	38,80	7,20	25,50	275,0	668,0	2233,0

S₁ = 100% P (testemunha); S₂ = 70% P + 30% RFD; S₃ = 60% P + 20% SE + 20% RFD; S₄ = 60% P + 30% SE + 10% CA; S₅ = 60% P + 40% SE; S₆ = 50% P + 20% SE + 30% EB; S₇ = 50% P + 20% SE + 20% EB + 10% RFD; S₈ = 50% P + 30% SE + 10% RFD + 10% CA; S₉ = 50% P + 20% CAC + 30% EB; S₁₀ = 50% P + 20% CAC + 20% EB + 10% RFD.

Segundo os dados para o desenvolvimento das mudas de *G. amorphoides*, conciliados com os resultados para as análises físicas e químicas dos substratos, o substrato que continha 50% de Plantmax[®] + 20% de casca de arroz carbonizada + 30% esterco bovino (S₉), se mostrou mais efetivo no crescimento das mudas dessa espécie.

Assim, utilizando apenas 50% de substrato comercial na composição da mistura para substrato, é possível obter uma redução dos custos na produção de mudas dessa espécie, com melhoria de qualidade da muda, já que como estimado o custo de 1m³ de S₉ seria R\$41,68, enquanto apenas o uso do substrato comercial R\$82,08 (Tabela 2), economia de 50,77%. Silveira et al., (2002), também conseguiram reduzir 47,44% do

custo de produção quando utilizaram a mistura de fibra de coco e Plantmax[®] na mesma proporção, comparado com a utilização de somente Plantmax[®].

Novos testes, utilizando fertilização mineral nas diferentes misturas de substratos poderiam proporcionar mudas com maior crescimento e melhor qualidade, possibilitando diferentes resultados e mais satisfatórios.

5.4 CONCLUSÕES

Nas condições em que foi desenvolvido esse experimento, mudas de *G. amorphoides* Taub. produzidas no substrato composto por 50% de Plantmax[®] + 20% de casca de arroz carbonizada + 30% esterco bovino (S₉), apresentaram o maior crescimento.

O crescimento das mudas foi acentuado durante as primeiras avaliações, se mostrando gradativo ao longo do tempo, para maioria dos substratos testados.

5.5 REFERÊNCIAS

ALMEIDA, L. S. de. **Avaliação morfológica de mudas de *Allophylus edulis* (A, St.-Hil., A. Juss. & Cambess.) Radl. (Vacum) e *Schinus terebinthifolius* Raddi (aroeira) produzidas em diferentes substratos.** Curitiba, 2005, 96p. Dissertação-Mestrado. Universidade Federal do Paraná. Curitiba.

ANDRADE NETO, A. de; MENDES, A, N. G.; GUIMARÃES, P. T. G. Avaliação de substratos alternativos e tipos de adubação para a produção de mudas de cafeeiro (*Coffea arabica* L.) em tubetes. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 23, n.2, p. 270-280, 1999.

BACKES, P.; IRGANG, B. **Árvores do Sul: guia de identificação e interesse ecológico.** Souza Cruz. 2002. 325p.

BENINCASA, M. M. P. **Análise de crescimento de plantas: noções básicas.** Jaboticabal: FCAV-UNESP, 1988. 41 p.

BRADÃO, S. L.; LIMA, S. C. do. pH e condutividade elétrica em solução do solo, em áreas de Pinus e cerrado na chapada, em Uberlândia (MG). **Caminhos de Geografia**, v. 3, n.6, p. 46-56, 2002.

BRAGA, F. de A.; VALE, do F. R.; VENTORIM, N. AUBERT, E.; LOPES, G. A. de. Exigências nutricionais de quatro espécies florestais. **Revista Árvore**, v.19, p. 18-31, 1995.

BRASIL. Instrução Normativa nº 46 de 12/09/2006. **(Aprova os Métodos Analíticos Oficiais para Análise de Substratos e Condicionadores de Solos, na forma do Anexo à presente Instrução Normativa)**. Diário Oficial da União, nº 177 de 14/09/2006. 2006.

BREMNER J.M. Total Nitrogen. Methods of soil analysis Part 2- Chemical and Microbiological Properties, number 9 in the series Agronomy. **American Society of Agronomy**, p.1149 -1178, 1965.

BRUNO-SOARES, A. M.; ABREU, J. M. F. Merit of *Gleditschia triacanthos* pods in animal feeding chemical composition and nutritional evaluation. **Animal Feed Science and Technology**, v. 107, p. 151-160, 2003.

CALDEIRA, M. V. W.; ROSA, G. N. de; FENILLI, T. A. B.; HARBS, R. M. P. Composto orgânico na produção de mudas de aroeira-vermelha. **Scientia Agraria**, v. 9, n.1, p. 27-33, 2008.

CARNEIRO, J. G. de A. **Produção e controle de qualidade de mudas florestais**. Curitiba: UFPR/FUPEF; Campus: UENF, 1995, 451p.

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

CARVALHO, P. E. R. **Espécies arbóreas Brasileiras**. Colombo, PR: Embrapa Florestas, 2003, 1339p

CECONI, D. E.; POLETTO, I.; BRUN, E. J.; LOVATO, T. Crescimento de mudas de açoita-cavalo (*Luehea divaricata* Mart.) sob influência da adubação fosfatada. **Cerne**, v.12, n.3, p. 292-299, 2006.

CHOW, L. M. C.; CHUI, C. H.; TANG, J. C. O.; TEO, I. T. N.; LAU, F. Y.; CHENG, G. Y.M.; WONG, R. S.M.; LEUNG, T. W. T.; LAI, K. B.; YAU, M. Y. C.; GOU, D.; CHAN, A. S.C. *Gleditschia sinensis* fruit extract is a potential chemotherapeutic agent in chronic and acute myelogenous leukemia. **Oncology reports**, v. 10, p. 1601-1607, 2003.

CHUI, C. H.; TANG, J. C. O.; LAU, F. Y.; TEO, I. T.N.; YAU, M. Y. C.;WONG, R. S. M.; CHENG, G. Y. M.; HO, S. K.W.; LEUNG, T. W. T.; HUI, K. S.; WONG, M. M.; FATIMA, S.; CHENG, C. H.; CHEUNG, F.; TAN, W. Q.; CHOW, L. M. C.;GUO, D.; CHAN, A. S. C. *Gleditschia sinensis* fruit extract induced growth inhibition involves basic fibroblast growth factor and nitric oxide. **International Journal of Molecular Medicine**, v.13 p.169-173, 2004.

DAI, Y.; CHAN, Y. P.; CHU, L. M.; BUT, P. P. H. Antiallergic and Anti-inflammatory properties of the ethanolic extract from *Gleditschia sinensis*. **Biological & Pharmaceutical Bulletin**, v. 25, n.9, p. 1179-1182, 2002.

DEICHMANN, U. V. **Noções sobre sementes e viveiros florestais**. Curitiba: Escola de Floresta. 1967. 196p.

DUBOC, E.; VENTURIN, N.; VALE do F. R.; DAVIDE, A. C. Nutrição de jatobá (*Hymenaea courbaril* L. var. *stilbocarpa* (Hayne) Lee et Lang.). **Cerne**, v. 2, n.1, p. 138-152, 1996.

EMATER – MG. **Composto**: Adubo orgânico produzido na fazenda. Ministério da Agricultura. Secretaria de Agricultura do Estado de Minas Gerais. 1984. 7p.

EPSTEIN, E.; BLOOM, A. **Nutrição mineral de plantas**: Princípios e Perspectivas. Londrina: editora Planta. 2006. 403p.

FAVARIN, J. L.; DOURADO NETO, D.; GARCIA, A. G.; VILA NOVA, N. A.; FAVARIN, M. G. da V. Equações para a estimativa do índice de área foliar do cafeeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 37, n.6, p.769-773, 2002.

FERRAZ, M. V.; CENTURION, J. F.; BEUTLER, A. N. Caracterização física e química de alguns substratos comerciais. **Acta Scientiarum**, v. 27, n.2, p.209-214, 2005.

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

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

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.

GONÇALVES, J. L. M.; POGGIANI, F. Substratos para produção de mudas florestais. In: CONGRESSO LATINO AMERICANO DE CIÊNCIA DO SOLO, 13, Águas de Lindóia, 1996. 17p. (CD ROM)

GRAVE, F.; FRANCO, E. T. H.; PACHECO, J. P.; SANTOS, S. R. Crescimento de plantas jovens de açoita-cavalo em quatro diferentes substratos. **Ciência Florestal**, v.17, n. 4, p.289-298, 2007.

IBGE Cidades. Disponível em: <<http://www.ibge.gov.br/cidadesat/topwindow.htm?1>> Acesso em 31 de mar de 2009.

KONOSHIMA, T.; KASHIWADA, I. Y. Y.; COSENTINO, L. M.; LEE, K. H. Anti-aids agents, 21. ¹Triterpenoid saponins as anti-HIV principles from fruits of *Gleditsia japonica* and *Gymnocladus chznensis*, and a structure-activity correlation. **Journal of Natural Products**, v. 58, n. 9, p. 1372-1377, 1995

JOHNSON, C. M.; ULRICH, A. **Analytical methods for use in plant analysis**. Raleigh: North Carolina State University, 1959. p. 32-33. (California Agriculture Experimental Station Bulletin, 766).

KAMPF, A. N. **Produção comercial de plantas ornamentais**. Quaíba: Agropecuária, 2000. 254p.

LEMAIRE, F. Physical, chemical and biological properties of growing medium. **Acta Horticulturae**, v. 396, p. 273-284, 1995.

LOPES, J. L. W.; GUERRINI, I. A.; SAAD, J. C. C. Qualidade de mudas de eucalipto produzidas sob diferentes lâminas de irrigação e dois tipos de substrato. **Revista Árvore**, v.31, n.5, p.835-843, 2007

LORENZI, H. **Árvores brasileiras**. Manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. Nova Odessa, 2000. 368p.

LOURENÇO, R. S.; MEDRADO, M. J. S.; FOWLER, J. A. P.; MOSELE, S. H. Influência do substrato co desenvolvimento de mudas de erva-mate (*Ilex paraguariensis* St. Hil.). **Perspectiva**, v. 24, n. 88, p. 81-99, 2000.

LUCENA. A. M. A. de; GUERRA, H. O. C.; CHAVES, L. H. G. Desenvolvimento de mudas de leucena e flamboyant em diferentes composições de substratos. **Revista Verde**, v.1, n. 2, p. 16-23, 2006.

MAEDA, S.; DEDECEK, R. A.; AGOSTINI, R. B.; ANDRADE, G. de C.; SILVA H. D. da. Caracterização de substratos para a produção de mudas de espécies florestais elaborados a partir de resíduos orgânicos. **Pesquisa Florestal Brasileira**, n.54, p. 97-104, 2007.

MARAGNO, E. S.; TROMBIM, D. F.; VIENA, E. O uso da serragem no processo de minicompostagem. **Engenharia Sanitária Ambiental**, v.12, n. 4, p. 355-360, 2007.

MALAVOLTA, E.; VITTI, G. C.; OLIVEIRA, S. A. **Avaliação do estado nutricional de plantas**: Princípios e aplicações. Piracicaba, Potafos, 1997. 308p.

MORAES NETO, S. P. de; GONÇALCES, J. L. de M.; RODRIGUES, S. J.; GERES, W. L. de A.; DUCATTI, F.; AGUIRRE JUNIOR, J. H. de. Produção de mudas de espécies arbóreas nativas com combinação de adubos de liberação controlada e prontamente solúveis. **Revista Árvore**, v. 27, n. 6, p.779-789, 2003.

MUSGRAVE, M.E. Waterlogging effects on yield and photosynthesis in eight wheat cultivars. **Crop Science**, v.34, p.1314-1318, 1994.

NASSIF, S. M. L.; PEREZ, S. C. J. G. de A. Germinação de sementes de amendoim-do-campo (*Pterogyne nitens* Tul.): influência dos tratamentos para superar dormência e profundidade de semeadura. **Revista Brasileira de Sementes**, v.19, n. 2, p.172-179,1997.

NICOLOSO, F. T.; FORTUNATO, R. P.; ZANCHETTI, F.; CASSOL, L. F.; EISINGER, S. M. Recipientes e substratos na produção de mudas de *Maytenus ilicifolia* e *Apuleia leiocarpa*. **Ciência Rural**, v. 30, n. 6, p.987-992, 2000.

NÓBREGA, R. S. A.; VILAS BOAS, R. C.; NÓBREGA, J. C. A.;PAULA, A. M. de; MOREIRA, F. M. de S. Utilização de biossólido no crescimento inicial de mudas de aroeira (*Schinus terebynthifolius* Raddi.). **Revista Árvore**, v. 31, n.2, p. 239-246, 2007.

OLIVEIRA, R. B. de; LIMA, J. S. de S.; SOUZA, de C. A. M.; SILVA, S. de A.; MARTINS FILHO, S. Produção de mudas de essenciais florestais em diferentes substratos e acompanhamento do desenvolvimento em campo. **Ciência Agrotecnológica**, v. 32, n.1, p. 122-128, 2008.

PIO CORRÊIA. **Dicionário de Plantas úteis do Brasil**. Rio de Janeiro: Ministério da Agricultura, v. 2 e 6. 1974. 646p.

PRINTO, J. C.; FLORES F. E. V. Crescimento e trocas de CO₂ de plantas jovens de erva-mate cultivadas sob diferentes níveis de disponibilidade de água no solo. **Scientia Agraria**, v.4, n.1-2, p.35-40, 2003.

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

SARCINELLI, T. S.; RIBEIRO JUNIOR, E. S.; DIAS, L. E.; LYNCH, L. de S. Sintomas de deficiência nutricional em mudas de *Acacia holosericea* em resposta à omissão de macronutrientes. **Revista Árvore**, v. 28, n.2, p. 173-181, 2004.

SCHMITZ, J. A. K.; SOUZA, P. V. D. de; 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.

SILVA, I. R. da.; FURTINI NETO, A. E.; CURI, N.; VALE, F. R. do. Crescimento inicial de quatorze espécies florestais nativas em resposta à adubação potássica. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 32, n. 2, p. 205-212, 1997.

SILVA, M. A. G. de; MUNIZ, A. S. Exigências nutricionais de mudas de cedro (*Cedrela fissilis* Velloso) em solução nutritiva. **Revista Árvore**, v. 19, n. 3, p. 415-425, 1995.

SILVEIRA, E. B.; RODRIGUES, V. J. L. B.; GOMES, A. M. A; MARIANO, R. L. R.; MESQUITA, J. C. P. Pó de coco como substrato para a produção de mudas de tomateiro. **Horticultura Brasileira**, v. 20, n.2, p. 211-216, 2002.

SOUZA, C. A. M de; OLIVERIA, R. B. de; MARTINS FILHO, S.; LIMA, J. S. S de Crescimento em campo de espécies florestais em diferentes condições de adubação. **Ciência Florestal**, v. 16, n.3, p. 243-249, 2006.

SOUZA, V. C.; LORENZI, H. **Botânica Sistemática**: Guia ilustrado para identificação das famílias de Fanerógamas nativas e exóticas no Brasil, baseado em APG II. 2 ed. Nova Odessa, São Paulo: Instituto Plantarum, 2008,704p.

STURION, J. A.; ANTUNES, J. B. M. Produção de mudas de espécies florestais. IN: GALVÃO, A. P. M. **Reflorestamento de propriedades rurais para fins produtivos e ambientais**: um guia para ações municipais e regionais. Colombo: Embrapa Floresta, 2000. 351p.

VIEIRA, A. H.; RICCI, M. S. dos, F.; RODRIGUES, V. G. S.; ROSSI, L. M. B. Efeito de diferentes substratos para produção de mudas de freijó-louro *Cordia alliodora* (Ruis & Pav.) Oken. **Boletim de Pesquisa**, n. 25, p. 5-12, 1998.

WENDLING, I.; GATTO, A.; PAIVA, H. N. de; GONÇALVES, W. **Substratos, Adubação e Irrigação na Produção de Mudanças**. Viçosa: Aprenda Fácil Editora, 2002. 145p.

WENDLING, I.; GUASTALA, D.; DEDECEK, R. Características físicas e químicas de substratos para produção de mudas de *Ilex paraguariensis* St. Hil. **Revista árvore**, v. 31, n.2, p. 209-220, 2007.

WENDLING, I.; GUASTALA, D.; DOMINGOS, D. M. Substratos para a produção de mudas de erva-mate em tubetes plásticos. **Boletim de Pesquisa Florestal**, n.52, p.21-36, 2006.

WOSIACK, A. C. **Dinâmica da comunidade de cianobactérias da praia Artificial de Entre Rios do Oeste, reservatório de Itaipu, PR**. Curitiba, 2005, 86p. Dissertação-Mestrado. Universidade Federal do Paraná. Curitiba.

ZMORA-NAHUM, S.; HADAR, Y.; CHEN, Y. Physico-chemical properties of commercial composts varying in their source materials and country of origin. **Soil Biology & Biochemistry**, v.39, p. 1263-1276, 2007.

6. CAPÍTULO III - Superação da dormência em sementes de *Cupania vernalis* Camb.

RESUMO

Cupania vernalis (camboatá), além da utilização na marcenaria e no paisagismo é indicada para plantios mistos destinados à recomposição de áreas degradadas e de preservação permanente, mas apresenta baixa porcentagem de germinação e desuniforme emergência causada pela instalação de dormência em suas sementes. O objetivo desse trabalho foi determinar tratamentos para superação de dormência desta espécie, a fim de facilitar a produção de suas mudas. A colheita das sementes foi realizada no mês de novembro de 2006 no município de Santa Helena – PR, sendo determinado o peso de mil sementes e o grau de umidade, além da curva de embebição para sementes escarificadas mecanicamente e testemunha por 72h. Os tratamentos testados foram: testemunha; lixa; H₂SO₄/5min; H₂SO₄/1h; água corrente/12 horas; retirada do tegumento; água a 90°C/24h; água/24h; lixa + água/24h; água a 90°C/5min. Para a germinação foram utilizados rolos de Germitest acondicionados em câmara de germinação, à temperatura de 25°C, sob fotoperíodo de 12h de luz, por 52 dias. Avaliou-se a porcentagem de germinação, tempo e velocidade média de germinação, sendo o delineamento experimental, inteiramente casualizado, com 4 repetições de 25 sementes por unidade experimental. O tegumento não representou barreira para a embebição das sementes mas possivelmente atua na restrição do crescimento embrião. As sementes submetidas a escarificação mecânica e as que tiveram o tegumento retirado apresentaram as maiores porcentagens de germinação (70 e 66%), sendo que a retirada total do tegumento também proporcionou o melhor tempo médio (5,96 dias) e a melhor velocidade média de germinação (0,17 sementes/dia). A escarificação com lixa e a retirada do tegumento podem ser utilizados como tratamentos na superação de dormência em sementes de camboatá.

PALAVRAS CHAVE: camboatá, germinação, espécie nativa

Dormancy overcoming in *Cupania vernalis* Camb. seeds

ABSTRACT

Cupania vernalis (camboatá), besides joineries and landscape design uses, is indicated for mixtured plantations destinated for degraded areas recomposition and permanent preservation areas, although presents low percentage of germination and unevenness of emergence caused by the installation of dormancy in its seeds. The objective of this work was to determinate treatments for dormancy overcoming of this specie, in order to help facilitate the production of its seedlings. The seeds harvest was made in November 2006, in Santa Helena district, Parana State, the weight of a thousand seeds and

humidity level, beside imbibition curve for mechanic scarified seeds and control for 72h were determined. The treatments were: control; sandpaper; H₂SO₄/5min; H₂SO₄/1h; tap water/12 hours; tegument removal; water at 90°C/24h; water/24h; sandpaper + water/24h; water at 90°C/5min. For germination, Ger mitest roles were used maintained in germination chambers, at 25°C under 12h light photoperiod, during 52 days. Germination percentage, period and average speed of germination were evaluated, following a completely randomized design, with 4 replicates with 25 seeds for each experimental unit. The tegument was not represented a barrier for seeds imbibition, but may probably act in the restriction of the embryo growth. The seeds submitted to mechanic scarification and the ones that had the tegument removed presented higher percentages of germination (70 e 66%), as the complete tegument removal also provided better average time (5,96 days) and better germination average speed (0,17 seeds/day). The scarification with sandpaper and the tegument removal can be used as treatments in the dormancy overcoming of camboatá seeds.

Keywords: camboatá, germination, native specie

6.1 INTRODUÇÃO

Cupania vernalis Camb., conhecida popularmente como camboatá, miguel-pintado e arco de peneira, pertence à família Sapindaceae, e tem como sinonímia botânica *Cupania uruguensis* W. Rook e *Cupania clethroides* Mart. *Stamannia Sorbifolia* Linden (BACKES; IRGANG, 2002). É uma espécie arbórea, que apresenta 10 a 25m de altura, ocorrendo na Bolívia, Paraguai, Argentina, Uruguai e Brasil, característica da floresta semidecídua de altitude e da mata pluvial atlântica, é encontrada tanto no interior de matas primárias como entre todos os estágios das formações secundárias. Sua madeira é utilizada na marcenaria, carpintaria, artefatos flexíveis, lenha e carvão, além de ser indicada para paisagismo em parques, praças e ruas (REITZ et al., 1983; LORENZI, 2000).

Exemplares da família Sapindaceae são tradicionalmente utilizados na medicina como diuréticos, estimulantes, expectorantes, sedativos, vermífugos, controlando estomatites e dermatites e, especialmente a casca das árvores de *C. vernalis*, por possuir taninos, é usada contra bronquite, asma, antifebril e antisséptica (RODRIGUES; CARVALHO, 2001; BACKES; IRGANG, 2002). Mesquita et al. (2005), também conseguiram, com extratos das folhas de *C. vernalis*, a inibição em 50% do crescimento da forma promastigota do parasita que causa leishmaniose.

Ainda por ser uma espécie secundária, adaptada à insolação direta, e produtora de frutos procurados por pássaros, é útil para plantios mistos destinados a recomposição de áreas degradadas e de preservação permanente, além de apresentar flores melíferas (LORENZI, 2000).

Espécies florestais com relevância como *C. vernalis*, podem apresentar baixa porcentagem de germinação e desuniformidade na emergência de suas plântulas, causada pela dormência de suas sementes, dificultando a produção de suas mudas. Na maioria dos casos isso se dá devido à instalação da dormência, um bloqueio na própria semente ou unidade de dispersão que impede a germinação (CARDOSO, 2004).

Assim, a germinação poderá ocorrer quando as condições estiverem propícias para o estabelecimento e crescimento das plântulas (CARVALHO; NAKAGAWA, 2000; EIRA; CALDAS, 2000), significando um fator importante para a dinâmica das populações naturais, com possibilidades de adaptação em ambientes heterogêneos, garantindo que a germinação das sementes ocorra na época e local adequados (BEWLEY; BLACK, 1985).

Dentre as causas para a dormência em sementes está aquela imposta pelo tegumento, seja por exercer restrição à permeabilidade a água e/ou ao oxigênio ou ainda por promover resistência mecânica à protrusão da radícula (HILHORST, 1995; DEBEAUJON et al., 2000; ELLERY; CHAPMAN, 2000). Neste último caso, ainda não se tem certeza se a causa da dormência seria somente pela presença de uma barreira mecânica ou se haveria alguma restrição ao metabolismo, que não permitiria a retomada do desenvolvimento embrionário e, conseqüentemente, não ocorreria pressão suficiente para romper o tegumento (DELATORRE, 1999; MARCOS FILHO, 2005). Para resolver essa restrição ao metabolismo germinativo, Junttila (1973) e Watkins e Cantliffe (1983) recomendam a aplicação de giberelina e/ou a permanência das sementes em baixas temperaturas.

Lima Junior (2004) citado¹ por Vieria (2005) verificou que em sementes de *C. vernalis*, a presença do tegumento contribuiu efetivamente para a redução da germinação da espécie, pelo fato de, provavelmente, retardar fisicamente o crescimento

¹ LIMA JUNIOR, E. C. **Germinação, armazenamento de sementes e fisio-anatomia de plantas jovens de *Cupania vernalis* Camb.** 2004. 115p. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, MG.

do embrião. A presença de uma densa e espessa camada de esclerênquima na testa da semente atuaria como uma barreira à retomada do crescimento do eixo embrionário.

Popinigis (1985) sugere que a dureza do tegumento presente em algumas sementes, formado por uma camada de células em paliçada, que é constituída de paredes espessas e recoberta externamente por uma camada cuticular cerosa, pode vir a impedir a absorção de água, mas também impor uma restrição mecânica ao crescimento do embrião, o que retarda o processo de germinação. Essa camada mais externa da semente pode, em alguns casos, com exposição da semente a altas temperaturas, reduzir a permeabilidade ao oxigênio e aumentar a resistência mecânica, provavelmente devido a diminuição do potencial de crescimento do embrião, prejudicando o rompimento da barreira existente (NONOGAKI, 2006).

Para facilitar a ruptura do endosperma durante a emissão da radícula, se têm a ação de enzimas hidrolíticas como endo- β -mananase, galactosidase, celulase e expansina (PAVLISTA; HABER, 1970; GROOT et al., 1988; CHEN; BRADFORD, 2000; NASCIMENTO, 2003; SUDA et al., 2003). Assim, o endosperma eventualmente pode retardar ou impedir a germinação das sementes, atuando como uma barreira física à emissão da radícula, se a ação destas enzimas estiver sendo inativada devido a presença de substâncias inibidoras (COPELAND; MACDONALD, 1995).

Para que sementes dormentes tenham o processo germinativo acelerado, aumento do número de sementes germinadas no campo e uniformização da população, utilizam-se tratamentos pré-germinativos a fim de superar a dormência (DUARTE, 1978; ROVERSI et al., 2002). A escolha do método a ser aplicado exige a identificação de qual o fator responsável pelo impedimento à germinação. Assim, em sementes com tegumento impermeável à água e a gases, ou que conferem resistência ao crescimento do embrião, os métodos empregados devem promover abertura ou eliminação completa do tegumento, por meio de escarificação química e/ou mecânica (DOSSEAU et al., 2007).

No entanto, dentro de um mesmo lote de sementes podem existir diferentes níveis de dormência, e o método empregado deve ser efetivo na superação, sem prejudicar as sementes com níveis mais baixos de dormência. Assim, se faz necessário

que cada tratamento deva ser anteriormente testado, levando-se em conta seu custo e benefício, bem como suas vantagens e desvantagens (EIRA et al.,1993).

Desta forma, o objetivo deste trabalho foi determinar o melhor tratamento para a superação da dormência de sementes de *Cupania vernalis* Camb., facilitando a produção de mudas desta espécie.

6.1 MATERIAL E MÉTODOS

Sementes de *Cupania vernalis* Camb. (camboatá) foram colhidas no mês de novembro de 2006, de cinco matrizes com mais de 60cm de diâmetro na altura do peito, no município de Santa Helena – PR, latitude 24°51'37" sul e longitude 54°19'58" oeste, altitude média de 258 metros acima no nível do mar, com clima do tipo subtropical úmido (IBGE, 2009), e pluviosidade média de 1332mm em 2006, segundo dados fornecidos pela Cooperativa Lar, com sede no município. As exsicatas destas plantas estão depositadas no Herbário do Departamento de Botânica da Universidade Federal do Paraná (UPCB) registradas com o número 58358.

Depois de colhidas, as sementes foram levadas para o laboratório de Fisiologia Vegetal da UNIOESTE, extensão Santa Helena – PR, onde os experimentos foram desenvolvidos, após as sementes terem o arilo retirado, seguindo instruções de Guimarães Junior e Cogni (2002).

Os lotes de sementes foram classificados a partir da determinação do peso de mil sementes, onde oito repetições de 50 sementes foram pesadas em balança analítica e, do grau de umidade, quando se utilizaram quatro repetições de 10g de sementes, em recipientes de alumínio com peso conhecido e, secas em estufa a $105 \pm 3^{\circ}\text{C}$, por 24 horas, segundo metodologia adaptada de Brasil (1992).

Para a curva de embebição foram utilizadas três repetições de 5g de sementes intactas e escarificadas com lixa de papel nº120 até romper o tegumento, imersas em água destilada a 25°C constante, por 72 h com aeração. A pesagem das sementes, anteriormente secas em papel filtro para retirar o excesso de água da superfície, foi realizada em intervalos de 2 h até 36 h de embebição, de 4 h até 48 h e de 6 h até 72 h.

Os resultados foram expressos em porcentagem de aumento de peso em relação ao peso da matéria fresca inicial.

O teste de germinação foi realizado em rolos de papel filtro (Germitest), previamente autoclavados a mais de 100°C, por aproximadamente 20min, e umedecidos com 2,5 vezes seu peso com água destilada. Os rolos de papel foram acondicionados em sacos plásticos e colocados na câmara de vegetação (BOD – Biological Oxygen Demand), à temperatura de 25°C, sob fotoperíodo de 12 horas de luz.

A limpeza da BOD foi feita com o uso de uma solução desinfetante (Lysoform 10%), seguido pelo uso de antifúngico (Nistatina 10%). Esse mesmo tratamento foi utilizado para a limpeza da bancada onde as sementes foram contadas, com objetivo de diminuir ao máximo a contaminação, assim como as sementes que previamente permaneceram por 10min em hipoclorito 10%.

Os tratamentos (T) pré-germinativos foram:

T₁ - Testemunha (sem tratamento);

T₂ - Escarificação mecânica (uso de lixa de papel nº 20, até romper o tegumento);

T₃ - Escarificação química (imersão em ácido sulfúrico P. A. por 5min);

T₄ - Escarificação química (imersão em ácido sulfúrico P. A. por 10min);

T₅ - Lavagem em água corrente por 12 h;

T₆ - Retirada total do tegumento;

T₇ - Choque térmico com água a 90°C seguida de embebição por 24 h, fora da fonte de calor;

T₈ - Embebição em água a temperatura ambiente, com aeração, por 24 h;

T₉ - Escarificação mecânica, seguida de embebição em água a temperatura ambiente, com aeração, por 24 h;

T₁₀ - Choque térmico com água a 90°C por 5min.

A avaliação foi realizada por meio da contagem diária das sementes germinadas até a estabilização da germinação, que ocorreu depois de 52 dias, considerando sementes germinadas as com raiz igual ou maior que 2mm (HADAS, 1976), e as

observações feitas para o tempo médio de germinação (t) e velocidade média de germinação (v), calculados segundo Labouriau (1983).

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com quatro repetições de 25 sementes cada, para os 10 tratamentos. As variâncias dos tratamentos foram testadas quanto à homogeneidade pelo teste de Bartlett, sendo que as variáveis que apresentaram diferenças significativas pelo teste de F, tiveram suas médias comparadas pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade de erro.

6.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Segundo o teste do peso de mil sementes, em 1Kg constam cerca de 7353 sementes de *Cupania vernalis*, diferente do descrito por Lorenzi (2000) onde em 1Kg de sementes desta espécie, ainda com arilo, se tem 2580 unidades.

Quanto ao teor de umidade, o lote de sementes utilizado apresentou 38,58%. Vieira et al. (2008) acreditam que essa espécie apresenta comportamento de recalcitrância, visto que o lote utilizado em seus estudos apresentou 40% de umidade. Sementes recalcitrantes são sensíveis à dessecação, não toleram a remoção de água e não podem ser submetidas ao armazenamento em temperaturas baixas (KERBAUY, 2008).

Na Figura 2 é possível observar o comportamento das sementes de *C. vernalis* durante 72h em embebição. O tegumento não se mostrou como um impedimento na absorção de água pela semente. No entanto, as sementes escarificadas mecanicamente apresentaram aumento de peso, possivelmente pela facilitação à embebição causada pelo rompimento do tegumento. Lima Junior (2004) citado por Vieira (2005), também registrou que o tegumento desta espécie não impede a embebição.

No entanto, sementes de *Dodonaea viscosa* (Sapindaceae), apresentaram comportamento diferenciado durante a embebição. Sementes que haviam sido escarificadas mecanicamente aumentaram cerca de 80% do seu peso inicial após 24 horas, diferindo das sementes não escarificadas, as quais não alteraram seu peso

inicial após o mesmo período, indicando que para as sementes desta espécie o tegumento seria impermeável à água (BASKIN et al., 2004). O mesmo ocorreu em sementes de *Diplopeltis huegelii* (Sapindaceae), as quais aumentaram 123% sua massa em 24 horas, quando submetidas a tratamento com água quente a 92°C, diferente da testemunha que não houve aumento de massa durante a embebição (TURNER et al., 2006).

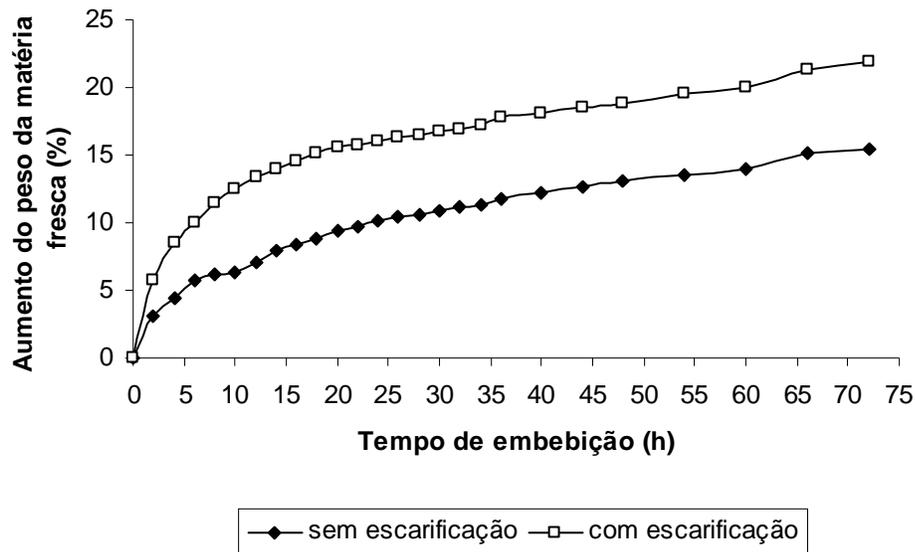


Figura 2. Curva de absorção de água de sementes intactas e escarificadas de *Cupania vernalis* Camb.

A curva formada por estes valores demonstrou que as sementes de *C. vernalis* ainda estavam em processo de embebição, com tendência a aumento de peso mesmo depois de 72 horas, uma vez que as sementes escarificadas apresentaram adição de aproximadamente 20% em seu peso inicial, enquanto as não escarificadas aumentaram aproximadamente 15% (Figura 2).

Para as variáveis avaliadas no teste de germinação para sementes de *C. vernalis*, submetidas à análise de variância, houve efeito significativo dos tratamentos testados na superação de dormência (Apêndice 7), e dentre estes tratamentos, T₇, uso de água a 90°C seguido de embebição e T₁₀, uso de água a 90°C por 5min, não foram incluídos nas análises estatísticas, devido o fato da germinação ter sido nula.

Provavelmente, o tratamento com água a 90°C tenha causado a mortalidade dos embriões.

Sementes de *Mimosa caesalpinifolia* que foram submetidas a choque térmico em água a 90°C apresentaram baixas porcentagens de germinação, provavelmente devido à morte das sementes (LEAL et al., 2008). O tratamento com água quente também provocou danos em sementes de pau-ferro (*Caesalpineia ferrea*), havendo descarte de até 90% das sementes (NASCIMENTO; OLIVEIRA, 1999). Já em sementes de *Diplopeltis huegelii* (Sapindaceae) o uso de água quente (92°C) foi efetivo na superação de dormência, com 82% de germinação, enquanto a testemunha germinou menos de 20%. Assim, foi registrado que a causa da dormência foi devido a impermeabilidade do tegumento à água (TURNER et al., 2006).

Para a porcentagem de germinação, não houve diferença estatística entre os tratamentos, destacando-se numericamente a escarificação mecânica e a retirada do tegumento (T₂ e T₆, respectivamente) com 70 e 66% de germinação (Tabela 9). Como o tegumento demonstrou não ser uma barreira drástica à embebição, parece que sua função é mais no sentido de representar uma barreira ao crescimento do embrião, principalmente à radícula, conforme afirma Lima Junior (2004) citado por Vieira (2005).

Segundo Joly e Felipe (1984) a dormência registrada para sementes de caporora-branca (*Rapanea guianensis*) seria também causada pela resistência mecânica, neste caso imposta pelo endocarpo e, a remoção deste poderia eliminar a dormência destas sementes. Também foi constatada dormência causada pela restrição física ao crescimento do embrião, em sementes de barbatimão (*Stryphnodendron polyphyllum*), a qual é efetivamente eliminada com o rompimento do tegumento (LEMOS FILHO et al., 1997).

Registros sobre a restrição ao crescimento do embrião indicam que a ativação de enzimas de lise ou a estimulação ao crescimento do embrião, favorecendo o enfraquecimento ou a ruptura dessa barreira, podem resultar na superação da dormência, como é o caso da aplicação de giberelina e/ou a permanência das sementes em baixas temperaturas (JUNTTILA, 1973; WATKINS, CANTLIFFE, 1983). A aplicação de GA₃ em sementes de soapnut (*Sapindus trifoliatus*) da mesma família que o cambotá (Sapindaceae), proporcionou aumento na porcentagem de germinação,

sendo recomendada para uso em larga escala (NAIDU et al., 2000). Possivelmente, se confirmada à barreira mecânica à protrusão da radícula, em sementes de camboatá, o uso do ácido giberélico poderia apresentar maiores porcentagens de germinação.

TABELA 9 - Porcentagem de germinação, tempo médio de germinação (dias) e velocidade média de germinação de sementes de *C. vernalis* Camb., submetidas a tratamentos para superação de dormência durante 52 dias.

Tratamentos	Germinação (%)	Tempo médio (dias)	Velocidade média (sementes/dia)
T ₁ – Testemunha	48 a	31,13 c	0,03 b
T ₂ - Escarificação mecânica	70 a	15,41 ab	0,06 b
T ₃ - Escarificação química (5min)	55 a	15,60 ab	0,06 b
T ₄ - Escarificação química (10min)	44 a	15,83 b	0,06 b
T ₅ - Lavagem em água corrente	53 a	26,23 c	0,04 b
T ₆ - Retirada de tegumento	66 a	5,96 a	0,17 a
T ₇ - Água a 90°C + embebição	-	-	-
T ₈ - Embebição 24h	31 a	12,98 ab	0,05 b
T ₉ - Esc. mecânica + embebição	50 a	13,70 ab	0,08 ab
T ₁₀ – Água a 90°C por 5min.	-	-	-

Médias seguidas da mesma letra na coluna, não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade.

Tratamentos como escarificação mecânica manual e retirada do tegumento são procedimentos que requerem mão de obra e disponibilidade de tempo, indicados para pequenos lotes de sementes. Para lotes maiores, a escarificação poderia ser mecanizada, minimizando e agilizando o trabalho, no entanto, acarretando em possíveis perdas pela falta de controle na região da semente atingida e pelo grau de escarificação (NASSIF; PERES, 1997). Tratamentos utilizando escarificação química com ácido sulfúrico por alguns minutos, mesmo sendo considerados de manuseio perigoso, podem agilizar o tratamento pré-germinativo, especialmente no caso de um número elevado de sementes.

Para as variáveis tempo e velocidade média de germinação de camboatá, foi registrada diferença estatisticamente significativa entre os tratamentos para a superação da dormência (Apêndice 7 e Tabela 9). As sementes submetidas ao

tratamento da retirada do tegumento (T_6), germinaram em menor tempo (5,96 dias), diferindo da testemunha, das sementes que foram submetidas a escarificação ácido por 10min e das sementes que apenas foram lavadas em água corrente por 12 h, com 31,13, 15,83 e 6,28 dias (T_1 , T_4 e T_5 , respectivamente).

A presença de substâncias inibidoras pode ser uma das causas para o bloqueio da germinação provocada pela resistência mecânica do tegumento (COPELAND; MACDONALD, 1995). Para sementes de *C. vernalis* possivelmente a causa da dormência não seria a presença de inibidores químicos, já que o tratamento com lavagem em água corrente (T_5), não diferiu significativamente da testemunha em relação ao tempo médio de germinação (Tabela 9), mas testes mais conclusivos devem ser realizados para a confirmação deste fato.

Já que substâncias inibidoras da germinação podem atuar na pressão osmótica e pH das células, na respiração, com alterações na atividade enzimática, na permeabilidade da membrana, na inibição da atividade de hormônios vegetais, na divisão e alongamento celular e ainda na síntese de ácidos nucléicos e proteínas (MARCOS FILHO, 2005).

A importância do tegumento como barreira ao crescimento do embrião também fica evidente quando analisada a variável velocidade média. Quando o tegumento de camboatá foi retirado (T_6), a velocidade de germinação foi de 0,17 sementes/dia, diferindo dos demais tratamentos, exceto para as sementes que foram escarificadas mecanicamente e ficaram em embebição por 24 horas, (T_9), com 0,08 sementes/dia. Assim, provavelmente o rompimento do tegumento facilitou o crescimento da radícula e a embebição tenha acelerado o processo de germinação (Tabela 9).

Métodos de superação da dormência são aplicados às sementes para estimular seu metabolismo, a fim de promover, principalmente, a aceleração do processo germinativo, aumentando o número de sementes germinadas no campo e a uniformização da população (DUARTE, 1978; ROVERSI et al., 2002).

6.4. CONCLUSÃO

Nas condições em que foi desenvolvido este trabalho, ficou evidenciado que a dormência existente nas sementes de *C. vernalis* possivelmente se deve à restrição mecânica do tegumento à expansão do embrião. Como tratamento para a superação de dormência e a obtenção de uma germinação mais rápida e homogênea das sementes desta espécie, ficam recomendados a retirada total do tegumento e a escarificação mecânica com lixa seguida de embebição.

6.5 REFERÊNCIAS

- BACKES, P.; IRGANG, B. **Árvores do Sul**: guia de identificação e interesse ecológico. Souza Cruz. 2002. 325p.
- BASKIN, J. M./ DAVIS, B. H.; BASKIN, C. C.; GLEASON, S. M.; CORDELL, S. Physical dormancy in seeds of *Dodonaea viscosa* (Sapindales, Sapindaceae) from Hawaii. **Seed Science Research**, v. 14, p.81-90, 2004.
- BEWLEY, J. D. BLACK, M. **Seeds**: physiology of development and germination. New York: Plenum Press, 1985. 376p.
- BRASIL, Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. **Regras para análise de sementes**. Brasília: SNDA/DNDV/CLAV, 1992. 365p.
- CARDOSO, V. J. M. Dormência: estabelecimento do processo. In: FERREIRA, A. G.; BORGHETTI, F. **Germinação**: do básico ao aplicado. Porto Alegre: Artmed, 2004. 323p.
- CARVALHO, N. M.; NAKAGAWA, J. **Sementes**: ciência, tecnologia e produção. 4ed. Jaboticabal: Funep, 2000. 588p.
- COPELAND, L. D.; McDONALD, M. B. **Seed Science and Technology**. New Jersey: Chapman & Hall, 1995, 409p.
- CHEN, F.; BRADFORD, K. J. Expression of an expansin is associated with endosperm weakening during tomato seed germination. **Plant Physiology**, v.124, p.1265-1274, 2000.
- DEBEAUJON, I.; LÉON-KLOOSTERZIEL K. M.; KOORNNEEF, M. Influence of the testa on seed dormancy, germination, and longevity in *Arabidopsis*. **Plant Physiology**. v.122, p. 403-413, 2000.

DELATORRE, C. A. Dormência em sementes de arroz vermelho. **Ciência Rural**, v. 29, p. 565-571, 1999.

DOUSSEAU, S.; ALVARENGA, A. A. de; CASTRO E. M. de; ARANTES, L. de O.; NERY, F. C. Superação de dormência em sementes de *Zeyheria montana* Mart. **Ciência Agrotecnológica**, v. 31, p. 1744-1748, 2007.

DUARTE M. J. **Análise de sementes de seis espécies autóctones e alternativas para o reflorestamento na região semi-árida do nordeste brasileiro**. Curitiba, 1978, 153p. Dissertação – doutorado. Universidade Federal do Paraná, Curitiba.

EIRA, M. T. S.; CALDAS, L. S. Seed dormancy and germination as concurrent processes. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, v. 12, p. 85-104, 2000. (Edição especial)

EIRA, M. T. S.; FREITAS, R. W. A.; MELLO, C. C. Superação da dormência de sementes de *Enterolobium contortisiliquum* (Vell.) Morong. – Leguminosa. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 15, n. 2, p. 176-181, 1993.

ELLERY, A. J.; CHAPMAN, R. Embryo and seed coat factors produce seed dormancy in capeweed (*Arctotheca calendula*). **Australian Journal Agricultural Research**, v. 51, p. 849-854, 2000.

GUIMARÃES JUNIOR, P. R.; COGNI, R. Seed cleaning of *Cupania vernalis* (Sapindaceae) by ants: edge effect in a highland forest in south-east Brazil. **Journal of Tropical Ecology**, v. 18, p. 303-307. 2002.

GROOT, S. P. C.; KIELISZEWSKA-ROKICKA, B.; VEMEER, E.; KARSSSEN, C. M. Gibberellin-induced hydrolysis of endosperm cell walls in gibberellin-deficit tomato seed prior to radicle protrusion. **Planta**, v. 174, p. 500-504, 1988.

HADAS, A. Water uptake and germination of leguminous seeds under changing external water potential in osmotic solution. **Journal of Experimental Botany**, v. 27, n. 98, p. 480-489, 1976.

HILHORST, H. W. M. A critical update on seed dormancy. I. Primary dormancy. **Seed Science Research**, v. 5, p. 61-73, 1995.

IBGE Cidades. Disponível em: <<http://www.ibge.gov.br/cidadesat/topwindow.htm?1>> Acesso em 31 de mar de 2009.

JOLY, C. A.; FELIPPE, G. M. Dormência das sementes de *Rapanea guianensis* Aubl. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 2, n. 1, p. 1-6, 1984.

JUNTTILA, O. The mechanism of low temperature dormancy in mature seeds of *Syringa* species. **Physiology Plantarum**, v. 29, p. 256-263, 1973.

LABOURIAU, L.G. **A germinação de sementes.** Washington: Organização dos Estados Americanos, 1983. 174p.

LEAL, J. V.; ALVES, E. U. BRUNO, R. L de A.; PEREIRA, W. E.; ALVES, A. U.; GALINDO, E. A.; ALVES, A. U. Épocas de colheita e tratamentos pré-germinativos para superação da dormência de sementes de *Mimosa caesalpiniiifolia* Benth. *Revista Árvore*, v. 32, n. 2, p. 203-210, 2008.

LEMONS FILHO, J. P. de; GUERRA, S. T. M.; LOVATO, M. B.; SCOTTI, M. R. M. M. L. Germinação de sementes de *Senna macranthera*, *Senna multijuga* e *Stryphnodendron polyphyllum*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 32, n.2, p. 357-361, 1997.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras.** Manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. Nova Odessa, 2000. 368p.

KERBAUY G. B. **Fisiologia Vegetal.** Rio de Janeiro: Editora Guanabara Koogan S.A. 2008. 431p.

MARCOS FILHO, J. **Fisiologia de sementes de plantas cultivadas.** Piracicaba: Fealq, 2005, 495p.

MESQUITA, M. L. de; DESRIVOT, J.; BORRIES, C.; FOURNET, A.; PAULA, J. E. de; GRELLIER, P.; ESPINDOLA, L. S. Antileishmanial and trypanocidal activity of Brazilian Cerrado plants. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 100, n. 7, p. 783-787, 2005.

NAIDU, C. V.; RAJENDRUDU, G.; SWAMY, P. M. Effect of plant regulations n seed germination of *Sapindus trigoliatus* Vahl. **Seed Science & Technology**, v. 28, p. 249-252, 2000.

NASCIMENTO, M. do P. S. C. B. de.; OLIVEIRA, M. E. A. Quebra de dormência de sementes de quatro leguminosas arbóreas. **Acta Botânica Brasílica**, v. 2, n.13, p.129-137, 1999.

NASCIMENTO, W, M. Mecanismo de germinação de sementes de alface em altas temperaturas: envolvimento da enzima endo- β -mananase. **Informativo Abrates**, v. 13, n. 1-2, p. 51-54, 2003.

NASSIF, S. M. L.; PEREZ, S. C. J. G. de A. Germinação de sementes de amendoim-do-campo (*Pterogyne nitens* Tul.): influência dos tratamentos para superar dormência e profundidade de semeadura. **Revista Brasileira de Sementes**, v.19, n.2, p.172-179,1997.

NONOGAKI, H. Seed germination: the biochemical and molecular mechanisms. **Breeding Science**. v. 56, p. 93-105, 2006.

PAVLISTA, A. D.; HABER, A. H. Embryo expansion without protrusion in lettuce seeds. **Plant Physiology**, v. 45, p. 636-637, 1970.

POPINIGIS, F. **Fisiologia da semente**. Brasília: 1985, 289p.

REITZ, R., KLEIN, R. M., REIS, A. Projeto Madeira do Rio Grande do Sul. **Selovia**, n. 34-35, 1983.

RODRIGUES, V. E. G; CARVALHO, D. A. **Plantas medicinais no domínio dos cerrados**. Lavras: UFLA, 2001.180p.

ROVERSI, T.; MATTEI, V. L.; SILVEIRA JÚNIOR, P; FALCK, G. L. Superação da dormência em sementes de acácia negra (*Acacia mearnsii* Willd.). **Revista Brasileira Agrociência**, v. 8, n.2, p. 161-163, 2002.

SUDA, C. N. K.; BUCKERIDGE, M. S.; GIORGINI, J. F. Cell wall hydrolases in the seeds of *Euphorbia heterophylla* L. during germination and early seedling development. **Brazilian Journal of Plant Physiology**, v. 15, n.3, p. 135-143, 2003.

TURNER, S. R.; MERRITT, D. J.; BASKIN, J. M.; BASKIN, C. C.; DIXON, K. W. Combinational dormancy in seed of the Western Australian endemic species *Diplopeltis huegelii* (Sapindaceae). **Australian Journal of Botany**, v. 54, p. 565-570, 2006.

VIEIRA, C. V.; ALVARENGA, A. A. de; CASTRO, E. M. de; NERY, F. C.; SANTOS, M. de O. Germinação e armazenamento de sementes de cambota (*Cupania vernalis* Cambess.) – Sapindaceae. **Ciência agrotecnológica**, v. 32, n. 2, p. 444-449, 2008.

VIEIRA, C. V. **Sensibilidade à dessecação, armazenamento, germinação e morfologia de sementes de *Cupania vernalis* Camb.** 2005. 65p. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, MG.

WATKINS, J. T.; CANTLIFFE, D. J. Mechanical resistance of the seed coat and endosperm during germination of *Capsicum annuum* at low temperature. **Plant Physiology**, v. 72, p. 146-150, 1983.

7. CAPÍTULO IV - Crescimento de mudas de *Cupania vernalis* Camb. produzidas em diferentes substratos

RESUMO

Cupania vernalis (camboatá), pode ser utilizada na marcenaria e no paisagismo, além de ser indicada para plantios mistos destinados à recomposição de áreas degradadas. O objetivo deste trabalho foi avaliar o efeito de diferentes substratos, ao longo do tempo, no crescimento de mudas desta espécie. O experimento foi realizado no viveiro da UNIOESTE em Santa Helena – PR, utilizando-se de sementeira direta em tubetes de polipropileno de 200cm³. Foram testadas 10 diferentes misturas como substrato, contendo Plantmax[®], resíduo de folha decomposto, serragem, cama de aviário, esterco bovino e casca de arroz carbonizada. Durante 210 dias, mensalmente foram avaliadas altura e diâmetro do colo, sendo estes dados analisados segundo um delineamento de blocos casualizados, com 5 repetições de 12 mudas, em um esquema de parcelas subdivididas no tempo. Foi determinada a massa seca das raízes e da parte aérea, a relação entre estas variáveis e a área foliar, no término do experimento, para 10 mudas por tratamento, seguindo um delineamento inteiramente casualizado. Determinou-se a capacidade de retenção de água, porosidade total dos substratos, assim como a quantificação total de macro e micronutrientes dos substratos e das mudas. Todos os dados foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste Tukey. A maioria dos substratos proporcionou aumento gradativo no diâmetro e altura das mudas ao longo das avaliações. Para o diâmetro e altura das mudas, substratos que continha 50% de Plantmax[®] + 20% de serragem + 30% de esterco bovino e o que apresentava 50% de Plantmax[®] + 20% de casca de arroz carbonizada + 30% de esterco bovino, apresentaram os melhores resultados para diâmetro (2,0 e 1,9 mm) e para altura (4,5 e 4,6cm, respectivamente), assim como para a massa seca da raiz (0,29 e 0,21g) e massa seca aérea (0,58 e 0,47g) respectivamente. Desta forma substratos que continham 50% de Plantmax[®] + 20% de serragem + 30% de esterco bovino e 50% de Plantmax[®] + 20% de casca de arroz carbonizada + 30% de esterco bovino foram os que proporcionaram maior crescimento nas mudas de camboatá.

PALAVRAS CHAVE: camboatá, produção de mudas, espécie nativa

***Cupania vernalis* Camb. seedlings growth produced under different substrates**

ABSTRACT

Cupania vernalis (camboatá) can be used in joineries and landscape design, besides being indicated for mixtured plantations destined to degraded areas recomposition. The objective of the present work was to evaluate the effect of different substrates in the growth of seedlings of this specie. The experiment was made in the UNIOESTE nursery

located in Santa Helena district – Parana State, by direct sowing in polypropylene sized tubes of 200cm³. Treatments consisted of 10 different mixtures as substrates, containing Plantmax[®], decomposed leaves residue, sawdust, litter, cattle manure and carbonized rice hulls. During 210 days, monthly evaluations of height and diameter of the lap were made, being these data analyzed by a completely randomized blocks design, with 5 replicates of 12 seedlings, in a subdivided plots scheme in time. In the end of the experiment, the root dry mass and aerial part dry mass, the relation between these variables and the leaf area, were determined for 10 seedlings each treatment, in a completely randomized design. The water-holding capacity, substrate total porosity, as well as the macro and micro nutrients quantification of substrates and seedlings were also determined. All data were submitted to variance analysis and the means compared by the Tukey test. Most substrates resulted in gradual increasement in plant height and diameter of the lap during the evaluations. For diameter of the lap and seedlings height, substrates that contained 50% of Plantmax[®] + 20% of sawdust + 30% of cattle manure and that presented 50% of Plantmax[®] + 20% of carbonized rice hulls + 30% of cattle manure presented better results for diameter (2,0 and 1,9 mm) and for height (4,5 and 4,6cm, respectively), as well as for root dry mass (0,29 and 0,21g) and aerial part dry mass (0,58 and 0,47g) respectively. Therefore, substrates that contained 50% of Plantmax[®] + 20% of sawdust + 30% of cattle manure and 50% of Plantmax[®] + 20% of carbonized rice hulls + 30% of cattle manure provided bigger growth in camboatá seedlings.

Keywords: camboatá, seedlings production, native specie

7.1 INTRODUÇÃO

Cupania vernalis Camb. (Sapindaceae), que tem como sinonímia botânica *Cupania uruguensis* W. Rook e *Cupania clethroides* Mart. *Stamannia Sorbifolia* Linden, é conhecida popularmente como camboatá, camboatá-vermelho, arco de pipa e arco de peneira (LORENZI, 2000; BACKES; IRGANG, 2002). Pertencentes à mesma família se encontram algumas outras espécies bastante conhecidas como o guaraná (*Paullinia cupana*), a lichia (*Litchi chinensis*) e o timbó (*Magonia pubescens*) (SOUZA; LORENZI, 2008).

Camboatá (*Cupania vernalis*), é uma árvore com 10 a 25m de altura, com tronco de 50 a 80cm de diâmetro, possui casca de cor cinza-parda, levemente fissurada no sentido longitudinal, com frutos do tipo cápsula rugosa, trígona, de coloração marrom quando madura. Esta espécie ocorre na Bolívia, Paraguai, Argentina, Uruguai e, no

Brasil, nos estados de Pernambuco; Minas Gerais, Mato Grosso do Sul, São Paulo até o Rio Grande do Sul (LORENZI, 2000; BACKES; IRGANG, 2002).

É uma espécie indicada para paisagismo em parques, praças e ruas. Sua madeira tem utilização na marcenaria, carpintaria, artefatos flexíveis, lenha e carvão (REITZ et al., 1983; LORENZI, 2000; NETO et al., 2000), a casca apresenta suposta ação medicinal contra bronquite, asma, além de ser antifebril e antisséptico (BACKES; IRGANG, 2002). Cavalcanti (2001) já constatou a importância de espécies da família Sapindaceae na medicina tradicional em várias partes do mundo, como diuréticos, estimulantes, sedativos, expectorantes e vermífugos.

Análises químicas realizadas em espécies da família Sapindaceae já encontraram saponinas, diterpenos, flavonóides e outros compostos do metabolismo secundário das plantas, como o diterpeno glicosídico denominado vernanolídeo, encontrado na casca de *C. vernalis* (CAVALCANTI, 2001).

Outra finalidade dada à *C. vernalis*, é sua utilização para plantios mistos destinados a recomposição de áreas degradadas de preservação permanente, por ser considerada uma espécie secundária adaptada à insolação direta e produtora de frutos procurados por pássaros, além de apresentar flores melíferas. Ocorre tanto no interior de matas primárias como entre todos os estágios das formações secundárias (LORENZI, 2000).

Os plantios com finalidade de recuperação de ecossistemas degradados, recomposição de matas ciliares e reposição da reserva legal, refletem a preocupação com questões ambientais decorrentes da devastação das florestas (FOWLER, 2000), atividade que demanda serviços e produtos, em especial a produção de mudas de espécies florestais (JOSÉ et al., 2005).

No entanto, ainda são escassas as informações exatas sobre procedimentos adequados na produção de mudas de espécies arbóreas nativas, existindo apenas para aquelas espécies de interesse econômico (CARVALHO, 2000), dificultando assim o uso de essenciais nativas em programas de reflorestamento e na produção em larga escala. Em alguns casos, espécies com alto valor econômico não são plantadas pela incerteza futura do investimento (FARIAS et al., 1995).

Para produzir mudas selecionadas com características ideais de desenvolvimento, visando garantir o sucesso na produção do futuro povoamento, inúmeras pesquisas têm sido desenvolvidas no intuito do controle e da obtenção de mudas de boa qualidade, capazes de resistir às adversidades ambientais após o plantio, além de serem de baixo custo (BERNARDINO, 2005; SOUZA et al., 2005).

Uns dos mais importantes fatores na formação de mudas com qualidade é o substrato, que tem por finalidade garantir o desenvolvimento de uma planta em curto período de tempo, reunindo características que promovam a disponibilidade de nutrientes e a retenção de umidade, de modo que atendam as necessidades da muda (CUNHA et al., 2006; SOARES, 2007).

No momento da escolha do substrato a ser utilizado, Toledo (1992), recomenda a avaliação da disponibilidade de materiais, de suas características físicas e químicas, seu peso e custo quando da sua formulação. O ideal seria utilizar substratos compostos por materiais facilmente disponíveis na região de instalação do plantio, facilitando a diminuição dos gastos (VIEIRA, 1998; SILVEIRA, 2002). O uso de resíduos orgânicos de origem urbana, industrial ou agrícola, seria uma alternativa para materiais economicamente viáveis e ambientalmente aceitos (MAEDA et al., 2007).

Como fica difícil encontrar um único material que corresponda a todas as exigências da espécie cultivada, é possível a combinação de diferentes tipos de materiais como moinha de carvão, casca de arroz carbonizada, vermiculita, perlita, areia, cama de aviário, esterco de curral curtido, lodo de esgoto, vermicomposto, resíduos de cultura, folhagem, acículas e serragem, dentre outros (DEICHMANN, 1967; EMATER, 1984; WENDLING et al., 2002).

Mudas de boa qualidade devem se apresentar vigorosas, com folhas de tamanho e coloração típicas da espécie e ainda em bom estado nutricional. No entanto, o padrão de qualidade varia entre as espécies e para a mesma espécie, em diferentes sítios ecológicos (CARNEIRO, 1995). Vale salientar que a qualidade da muda pode ser alterada pela qualidade da semente, tipo de recipiente, substrato, adubação e manejo das mudas em geral (CRUZ et al., 2006).

A determinação da qualidade das mudas baseia-se na análise de suas características fisiológicas e morfológicas. Por se tratarem de metodologias mais fáceis

e práticas para os viveristas, os parâmetros morfológicos são os mais utilizados. Consideram-se a altura da parte aérea, o diâmetro do colo, a relação entre diâmetro do colo e a altura da parte aérea, a relação entre as partes aérea/subterrânea, a massa de matéria seca e verde, o total das partes aérea e subterrânea e a rigidez da haste (CARNEIRO, 1976; CARNEIRO, 1995).

Como são necessários estudos sobre procedimentos adequados na produção de essenciais nativas e, diante da importância da espécie, este trabalho teve como objetivo avaliar o efeito de diferentes substratos, ao longo do tempo, no crescimento de mudas de *Cupania vernalis* Camb..

7.2 MATERIAL E MÉTODOS

Sementes de *Cupania vernalis* Camb. (camboatá), foram colhidas no mês de dezembro de 2007 de matrizes, com mais de 60cm de diâmetro na altura do peito, no município de Santa Helena – PR, latitude 24°51'37" sul e longitude 54°19'58" oeste, altitude média de 258 metros acima no nível do mar, com clima do tipo subtropical úmido (IBGE, 2009).

Depois da retirada do arilo das sementes, conforme instruções de Guimarães Junior e Cogni (2002), as sementes foram submetidas à escarificação química por imersão por 5min em ácido sulfúrico seguida de lavagem em água corrente, seguindo testes preliminares realizados para a superação de dormência da espécie.

A instalação do experimento ocorreu no viveiro do Núcleo de Estações Experimentais da Universidade Estadual do Oeste do Paraná – UNIOESTE, em Santa Helena – PR no mês de dezembro de 2007. A semeadura ocorreu em tubetes de polipropileno de 200cm³, a uma profundidade de aproximadamente duas vezes o diâmetro da semente (DEISCHMAN, 1967), utilizando-se duas sementes por tubete. Após a emergência de duas mudas, uma foi eliminada. Os tubetes foram cobertos com sombrite 60%, sob sistema de irrigação do tipo aspersão, acionado diariamente duas vezes, por 15min no fim da manhã e no fim da tarde, correspondendo

aproximadamente 0,66 L/m² para cada aspersão. Após a semeadura, a cobertura dos tubetes foi feita com o próprio substrato.

Os substratos testados e seus respectivos custos estão expostos na Tabela 2. O valor de compra ou de obtenção dos componentes das misturas utilizadas como substrato, foi repassado por fornecedores no município de Santa Helena – PR.

TABELA 10 – Composição dos substratos utilizados para o crescimento de *C. vernalis* (base volume/volume).

Substrato	P	RFD	SE	CA	EB	CAC	Custo/m ³ (R\$)*
S ₁	100%						82,08
S ₂	70%	30%					57,45
S ₃	60%	20%	20%				49,27
S ₄	60%		30%	10%			49,28
S ₅	60%		40%				49,27
S ₆	50%		20%		30%		41,68
S ₇	50%	10%	20%		20%		41,43
S ₈	50%	10%	30%	10%			41,08
S ₉	50%				30%	20%	41,68
S ₁₀	50%	10%			20%	20%	41,43

P = Plantmax Florestal[®]; RFD = resíduo de folhas decomposto, resultado de podas urbanas; SE = serragem; CA = cama de aviário; EB = esterco bovino; CAC = casca de arroz carbonizada. *Custo total de compra ou de obtenção das misturas.

Os componentes serragem, cama de aviário e esterco bovino foram previamente semidecompostos, permanecendo em condições de aeração natural durante três meses antes de sua utilização.

Mensalmente, durante 210 dias após a semeadura, foram realizadas avaliações considerando-se a altura da parte aérea das mudas e diâmetro do colo, com início após 60 dias após a semeadura, considerando-se mudas com um par de folhas desenvolvidas para serem submetidas á avaliação. Para essas variáveis os dados foram analisados segundo um delineamento de blocos casualizados (5 repetições com

12 mudas por unidade experimental, para cada um dos 9 tratamentos) em um esquema de parcelas subdivididas no tempo (6 avaliações ao longo de 210 dias).

A massa seca das raízes e da parte aérea, a relação massa seca das raízes pela massa seca da parte aérea e a área foliar, segundo o método do disco foliar adaptado de Benincasa (1988), foram avaliadas no término de experimento, após 210 dias. Neste caso, foram utilizadas 10 mudas por tratamento, escolhidas aleatoriamente. A análise foi realizada segundo um delineamento inteiramente casualizado, onde cada muda foi considerada uma repetição. Todos os dados foram submetidos à análise de variância, e as médias comparadas pelo teste de Tukey .

Foi realizada a quantificação total de macro e micronutrientes de cada substrato testado, com amostras do momento da instalação e depois de retiradas as mudas, no final do experimento, bem como das amostras vegetais vindas das avaliações destrutivas. Estas análises foram realizadas pelo Laboratório de Química Agrícola e Ambiental da Unioeste, Campus Marechal Cândido Rondon – PR, sendo que os teores totais de N e P foram extraídos por digestão sulfúrica e a determinação de N por destilação de Kjeldahl (BREMNER, 1965) e de P por meio de UV-Vis (420nm). Para K, Ca, Mg, Cu, Zn, Mn e Fe, a extração foi por digestão nítrico-perclórica (JOHNSON; ULRICH, 1959), e a determinação por espectrometria de absorção atômica, modalidade chama.

A capacidade de retenção de água (C.r.a), porosidade total (Pt) dos substratos foram determinados pelo Laboratório de Solos da Embrapa Florestas, Colombo – PR, de acordo com Brasil (2006). Esses dados foram analisados segundo um delineamento inteiramente casualizado, com 3 repetições para cada substrato analisado, submetidos a análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

7.3 RESULTADO E DISCUSSÃO

As misturas de componentes, testados como substrato para mudas de *Cupania vernalis* (camboatá), apresentaram interação significativa com as diferentes épocas de

avaliações, para a variável diâmetro do colo e para a altura das mudas (Apêndice 8). Os dados para S₅ não estão expostos porque não houve germinação neste substrato.

Somente após 120 dias da semeadura é que houve diferença significativa entre os diferentes substratos, sendo as maiores médias para o diâmetro de colo das mudas em S₆ e S₁₀, com 1,3 e 1,4mm, respectivamente (Tabela 11). No término do experimento, após 210 dias, S₂, S₆, S₉ e S₁₀, resultaram em mudas de maior diâmetro de colo, não diferindo significativamente entre si, com valores de 1,9 e 2,0mm

TABELA 11 - Diâmetro do colo (mm) de mudas de *C. vernalis* Camb. submetidas a diferentes substratos para diferentes idades da muda.

Substrato	Idade da muda (dias)					
	60	90	120	150	180	210
S ₁ . 100% P	1,13Aab	1,11Aa	1,22ABab	1,40ABCab	1,47ABCa	1,37CDab
S ₂ . 70% P + 30% RFD	0,98Ad	1,05Acd	1,32ABcd	1,38ABCbc	1,72Aab	1,94ABa
S ₃ . 60% P + 20% SE + 20% RFD	0,90Aab	0,81Ab	1,08ABab	1,15BCab	1,15Cab	1,25CDa
S ₄ . 60% P + 30% SE + 10% CA	0,87Ac	0,95Abc	1,29ABab	1,30BCab	1,50ABCa	1,60BCa
S ₅ . 60% P + 40% SE	-	-	-	-	-	-
S ₆ . 50% P + 20% SE + 30% EB	0,95Ad	1,18Acd	1,37Abc	1,54ABbc	1,71Aab	2,01 Aa
S ₇ . 50% P + 20% SE + 20% EB + 10% RFD	0,81Ac	0,92Abc	0,97Bbc	1,01Cabc	1,24BCab	1,35CDa
S ₈ . 50% P + 30% SE + 10% RFD + 10% CA	0,93Aa	0,98Aa	1,18Aba	1,19BCa	1,21Ca	1,14Da
S ₉ . 50% P + 20% CAC + 30% EB	0,89Ac	1,01Ac	1,11Abc	1,48ABb	1,63ABab	1,92 ABa
S ₁₀ . 50% P + 20% CAC + 20% EB + 10% RFD	1,09Acd	1,03Ad	1,41Abc	1,71Aab	1,72Aab	2,07Aa
Média	0,95	1,00	1,22	2,03	1,48	1,63

Médias seguidas da mesma letra minúscula na horizontal e maiúscula na vertical não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Onde: P = Plantmax Florestal®; RFD = resíduo de folhas decomposto, resultado de podas urbanas; SE = serragem; CA = cama de aviário; EB = esterco bovino; CAC = casca de arroz carbonizada.

Na tabela 11 também é possível verificar o aumento gradativo para diâmetro do colo das mudas desta espécie, apenas mudas em S₁, S₃ e S₈ não apresentaram diferença significativa para o diâmetro do colo ao longo do tempo. O progressivo aumento do diâmetro do colo das mudas pode servir como indicativo do pleno crescimento destas, já que o diâmetro do colo é reconhecido como um dos melhores

indicativos da qualidade da muda total (CARNEIRO, 1976; MALINOVSKI, 1977), com fundamental importância na avaliação do potencial da muda para sobrevivência no campo (SCALON et al., 2002; SOUZA et al., 2006), além de ser uma característica de fácil determinação, pois não implica na destruição da planta (GOMES et al., 2002).

Quando analisados os resultados para altura das mudas de *C. vernalis*, é possível constatar um crescente aumento ao longo das avaliações, para todos os substratos testados, exceto para S₁ (100% Plantmax[®]) (Tabela 12). Verifica-se também que foi após 120 dias que o crescimento das mudas, nos diferentes substratos, apresentou diferenciação, e aos 180 dias, mudas produzidas em S₆, apresentavam o melhor rendimento em altura, diferindo significativamente das demais com 4,5cm, a menor altura neste estágio foi constatada para S₃ (2,0cm), substratos que na sua composição diferiam apenas pela presença de resíduo de folhas decomposto em S₃ e, esterco bovino em S₆.

TABELA 12 - Altura (cm) de mudas de *C. vernalis* Camb. submetidas a diferentes substratos para diferentes idades da muda.

Substrato	Idade da muda (dias)					
	60	90	120	150	180	210
S ₁ . 100% P	1,99ABab	1,83ABb	2,31ABab	2,31BCab	2,39EFab	2,50Ea
S ₂ . 70% P + 30% RFD	2,18Ad	2,05ABd	2,48ABcd	2,86ABCbc	3,42BCDab	3,74Ca
S ₃ . 60% P + 20% SE + 20% RFD	1,45Bc	1,62Bbc	2,05Babc	2,18Cab	2,04Fab	2,48Ea
S ₄ . 60% P + 30% SE + 10% CA	1,76Ad	2,21ABbc	2,58ABab	2,87ABCab	3,09BCDa	3,38CDa
S ₅ . 60% P + 40% SE	-	-	-	-	-	-
S ₆ . 50% P + 20% SE + 30% EB	1,71ABd	2,40Ac	3,17Ab	4,04Aa	4,56Aa	4,53ABa
S ₇ . 50% P + 20% SE + 20% EB + 10% RFD	1,81ABd	2,07ABcd	2,20Bbcd	2,58BCabc	2,78DEab	2,95DEa
S ₈ . 50% P + 30% SE + 10% RFD + 10% CA	1,51ABd	1,78ABcd	2,36ABbc	2,57BCb	2,85CDEab	3,47CDa
S ₉ . 50% P + 20% CAC + 30% EB	1,99ABd	2,12ABd	2,83Abc	3,38ABbc	3,52BCb	4,61Aa
S ₁₀ . 50% P + 20% CAC + 20% EB + 10% RFD	1,66ABc	1,98ABc	2,81ABb	3,25ABab	3,64Ba	3,84ABa
Média	1,78	2,01	2,53	2,90	3,14	3,5

Médias seguidas da mesma letra minúscula na horizontal e maiúscula na vertical não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Onde: P = Plantmax Florestal[®]; RFD = resíduo de folhas decomposto, resultado de podas urbanas; SE = serragem; CA = cama de aviário; EB = esterco bovino; CAC = casca de arroz carbonizada.

A utilização de resíduo de folha decomposto parece não ter sido efetiva na altura das mudas de *C. vernalis*, mas o uso desse tipo de material, além de ecologicamente correto, pode mostrar bons resultados para outras espécies ou em outras misturas, como verificado por Barrata Junior (2007).

No final das avaliações (210 dias), as maiores alturas, numericamente, foram registradas em S₆ e S₉ (4,5 e 4,6 cm, respectivamente), os quais não diferiram significativamente entre si, sendo que S₆ continha 50% de Plantmax[®] + 20% de serragem + 30 de esterco bovino e S₉ com 50% de Plantmax[®] + 20% de casca de arroz carbonizada + 30% de esterco bovino, ou seja, a mesma proporção de substrato comercial e esterco bovino (Tabela 12).

A presença de esterco bovino em substratos utilizados na produção de essências florestais tem se mostrado eficiente no desenvolvimento das mudas. Vieira et al. (1998) obtiveram, como melhores tratamentos em altura para mudas de freijó-louro (*Cordia alliodora*), substratos que continham esterco bovino na sua formulação. Mudanças de leucena (*Leucaena leucocephala*) também tiveram melhor desenvolvimento quando produzidas em substratos que continham esterco bovino (LUCENA et al., 2006) e o mesmo ocorreu para mudas de aroeira (*Schinus terebinthefolius*), eucalipto (*Eucalyptus grandis*) e cedro rosa (*Cedrela fissilis*) (OLIVEIRA et al., 2008).

A possível causa para a não emergência das plântulas registrada para S₅ (60% de Plantmax + 40% de serragem) seria a menor proporção de microporos desse substrato, promovido pela presença do maior número de partículas finas, como registrado por Ferraz et al. (2005), favorecendo assim a diminuição da aeração e conseqüentemente da germinação. Smiderle e Minami (2001) relatam que o substrato deve proporcionar retenção de água suficiente para permitir a germinação e, quando saturado, deve manter quantidades adequadas de espaços porosos para facilitar o fornecimento de oxigênio, indispensável no processo de germinação e desenvolvimento radicular.

As misturas utilizadas como diferentes substratos para *C. vernalis* também foram significativamente efetivas sobre a massa seca da parte aérea e da raiz, para a relação entre estes e para a área foliar (Apêndice 10).

Mudas produzidas nos substratos S₆, S₉ e S₁₀, foram as que apresentaram os maiores valores para a massa seca de raiz, 0,29, 0,21 e 0,25g respectivamente, não diferindo significativamente entre si (Tabela 13), substratos que continham em sua formulação, esterco bovino.

TABELA 13 - Massa seca da raiz (MSR), massa seca da parte aérea (MSA), relação entre massa seca da raiz e da parte aérea (MSR/MSA) e área foliar (mm²) obtidos para mudas de *C. vernalis* Camb. submetidas a diferentes substratos, aos 210 dias após semeadura.

Substratos	MSR (g)	MSA (g)	MSR/MSA	Área foliar (mm ²)
S ₁ . 100% P	0,10 d	0,08 de	1,23 b	31,0 e
S ₂ . 70% P + 30% RFD	0,20 bc	0,34 bc	0,58 c	193,8 c
S ₃ . 60% P + 20% SE + 20% RFD	0,10 d	0,07 e	1,49 a	24,3 e
S ₄ . 60% P + 30% SE + 10% CA	0,14 cd	0,22 cd	0,63 c	114,6 d
S ₅ . 60% P + 40% SE	-	-	-	-
S ₆ . 50% P + 20% SE + 30% EB	0,29 a	0,58 a	0,65 c	347,7 a
S ₇ . 50% P + 20% SE + 20% EB + 10% RFD	0,08 d	0,13 de	0,61 c	63,8 de
S ₈ . 50% P + 30% SE + 10% RFD + 10% CA	0,11 d	0,21 de	0,52 c	103,7 d
S ₉ . 50% P + 20% CAC + 30% EB	0,21 abc	0,47 ab	0,45 c	283,0 ab
S ₁₀ . 50% P + 20% CAC + 20% EB + 10% RFD	0,25 ab	0,39 b	0,68 c	220,4 bc
Média	0,16	0,28	0,73	153,50

Médias seguidas da mesma letra não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Onde: P = Plantmax Florestal[®]; RFD = resíduo de folhas decomposto, resultado de podas urbanas; SE = serragem; CA = cama de aviário; EB = esterco bovino; CAC = casca de arroz carbonizada.

Apesar de ser considerado o melhor parâmetro para determinar o crescimento radicular das mudas e, conseqüentemente favorecer o desenvolvimento no campo (CARNEIRO, 1995), a massa seca de raiz não deve ser o único parâmetro morfológico para expressar a qualidade das mudas (FONSECA, 2002). Como o ocorrido com mudas de *C. vernalis*, (Tabela 13) que para a massa seca da parte aérea foram os substratos S₆ e S₉ que apresentaram as maiores médias com 0,58 e 0,47g, respectivamente, não diferindo entre si. Lourenço et al. (2000) e Negreiros (2004) já registraram o favorecimento para o MSA e MSR em mudas produzidas em substratos que continham esterco bovino, como S₆ e S₉.

Para a relação MSR/MSA em mudas de *C. vernalis*, as maiores médias foram encontradas em S₃ (1,49), diferindo significativamente dos demais substratos (Tabela 13). Mesmo sendo considerado que uma relação MSR/MSA maior resulte em mudas de

melhor qualidade, ressalta-se que nenhuma característica deve ser observada isoladamente (SÂMOR et al., 2002), como ocorrido neste caso, onde mudas de *C. vernalis* que apresentaram as maiores relações MSR/MSA representaram menores resultados para a massa seca da raiz e da parte aérea.

Os melhores resultados para área foliar foram registrados em S₆, e S₉, (347,7 e 283,0mm², respectivamente) que não diferiram significativamente entre si (Tabela 13). Neste caso, mudas produzidas nestes substratos parecem apresentar maior crescimento, seja pelos resultados satisfatórios em MSR e MSA ou pela área foliar, sendo que uma área foliar maior representa aumento na taxa fotossintética e, conseqüentemente fornecimento de energia para o crescimento e desenvolvimento das mudas (GRAVE et al., 2007).

As diferenças na composição dos substratos foram efetivas sobre as características retenção de água e porosidade total (Apêndice 10). Observando numericamente a maior porcentagem para capacidade de retenção de água foi para 100% de Plantmax[®] (S₁), 60,40% v/v, enquanto a menor média foi para S₉ (39,76 %v/v), substrato que continha 50% de Plantmax[®], 20% de casca de arroz carbonizada + 30% de esterco bovino (Tabela 14). A maior capacidade de retenção para S₁ pode ser resultado do aumento da microporosidade devido à presença de partículas finas nesse substrato (FERRAZ et al., 2005; GRAVE et al., 2007), além da presença de vermiculita em sua formulação, que têm grande capacidade de absorção e retenção de água (FIGLIOLIA et al., 1993).

Dentre os substratos que apresentaram os menores valores para a retenção de água, estão substratos com casca de arroz carbonizada na sua constituição. Gonçalves e Poggiani (1996) relatam que substratos que contenham materiais incinerados normalmente retêm menos água, como a casca de arroz carbonizada, aumentando a drenagem dos substratos, quando presente (SOUZA et al., 1995; ALMEIDA, 2005).

Segundo os dados expressos na Tabela 14, S₁ (100% de Plantmax[®]) foi o substrato que apresentou o maior valor para porosidade total (65,69%), diferindo significativamente de S₈, S₉ e S₁₀, possivelmente o maior valor de porosidade total para S₁, poderia estar representando maior proporção de microporos, já que foi o substrato que numericamente apresentou a maior capacidade de retenção de água. A proporção

de macroporos estaria relacionada com a aeração e drenagem, e de microporos com a retenção de água e nutrientes (GONÇALVES; POGGIANI, 1996; CALDEIRA et al., 2000; ALMEIDA 2005).

TABELA 14 - Capacidade de retenção de água (C.r.a) e porosidade total para diferentes substratos testados no desenvolvimento de mudas de *C. vernalis* Camb.

Substrato	C.r.a. (% v/v)	Porosidade total (%)
S ₁ - 100% P	60,40 a	65,69 a
S ₂ - 70% P + 30% RFD	54,25 a	63,03 ab
S ₃ - 60% P + 20% SE + 20% RFD	49,00 a	61,63 ab
S ₄ - 60% P + 30% SE + 10% CA	51,34 a	58,73 ab
S ₅ - 60% P + 40% SE	50,89 a	59,94 ab
S ₆ - 50% P + 20% SE + 30% EB	51,90 a	59,62 ab
S ₇ - 50% P + 20% SE + 20% EB + 10% RFD	44,64 a	54,86 abc
S ₈ - 50% P + 30% SE + 10% RFD + 10% CA	42,59 a	51,68 bc
S ₉ - 50% P + 20% CAC + 30% EB	39,76 a	43,76 c
S ₁₀ - 50% P + 20 % CAC + 20% EB + 10% RFD	43,88 a	51,65 bc
Média	48,86	57,06

Médias seguidas da mesma letra não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Onde: P = Plantmax Florestal[®]; RFD = resíduo de folhas decomposto, resultado de podas urbanas; SE = serragem; CA = cama de aviário; EB = esterco bovino; CAC = casca de arroz carbonizada.

Os valores encontrados para a porosidade total dos substratos testados variaram entre 65,69% a 43,76% (Tabela 14), se encontrando estes numa faixa abaixo do recomendado, que seria em torno de 75 e 90%, para melhor aeração, infiltração de água e drenagem (LEMAIRE, 1995; GONÇALVES; POGGIANI, 1996; ALMEIDA, 2005). No entanto, a escolha do substrato ideal deve ser em função da necessidade de aeração ou de água para a espécie cultivada, além do manejo de irrigação a ser adotado (FERRAZ et al., 2005).

Ao serem avaliados os teores nutricionais totais para os substratos testados (Tabela 15), é possível constatar que não havia grandes diferenças para a quantificação de cada elemento nos diferentes substratos. Os substratos S₂, S₄ e S₅ apresentaram os maiores teores para N, importante elemento na síntese de clorofila, enzimas, proteínas estruturais, ácidos nucleicos (EPSTEIN; BLOOM, 2006) e com efeito positivo no crescimento das mudas (BRAGA et al., 1995; SILVA; MUNIZ, 1995).

Os teores de P foram menores em S₂, S₃ e S₅ substratos que tinham em sua composição uma maior proporção de resíduo de folha decomposto. Barrata Junior (2007) também obteve menores teores de P para o composto de poda urbana em relação a outros resíduos, como bagaço de cana.

TABELA 15 - Teores nutricionais para diferentes substratos no momento da instalação do experimento com *C. vernalis*.

Substrato	N	P	K	Ca	Mg	Cu	Zn	Mn	Fe
	gKg ⁻¹					mgKg ⁻¹			
S ₁	4,38	3,36	6,60	13,60	7,00	34,0	50,0	360,0	1896,0
S ₂	20,13	1,33	5,05	10,50	6,15	81,0	73,0	512,0	1989,0
S ₃	8,75	1,05	5,15	8,25	5,70	104,0	79,0	480,0	2013,0
S ₄	15,75	3,01	4,85	9,80	5,85	122,0	196,0	439,0	1952,0
S ₅	14,88	1,01	4,75	8,60	6,10	59,0	58,0	362,0	1950,0
S ₆	5,25	5,78	5,65	19,15	6,30	318,0	301,0	590,0	1976,0
S ₇	7,88	3,70	5,65	13,45	5,95	189,0	221,0	517,0	1972,0
S ₈	7,00	6,21	5,30	17,15	6,15	233,0	285,0	680,0	1897,0
S ₉	5,25	6,18	5,55	16,55	6,20	305,0	296,0	618,0	1967,0
S ₁₀	8,75	5,16	5,35	17,15	5,15	205,0	259,0	574,0	1980,0

S₁ = 100% P (testemunha); S₂ = 70% P + 30% RFD; S₃ = 60% P + 20% SE + 20% RFD; S₄ = 60% P + 30% SE + 10% CA; S₅ = 60% P + 40% SE; S₆ = 50% P + 20% SE + 30% EB; S₇ = 50% P + 20% SE + 20% EB + 10% RFD; S₈ = 50% P + 30% SE + 10% RFD + 10% CA; S₉ = 50% P + 20% CAC + 30% EB; S₁₀ = 50% P + 20 CAC + 20% EB + 10% RFD.

A carência de P na produção de mudas de cedro (*Cedrela fissilis*) provocou redução na altura das mudas (SILVA; MUNIZ, 1995), redução que também ocorreu em mudas de *Acacia maginum* em testes de omissão de nutrientes (BRAGA et al., 1995), como verificado nas mudas de *C. vernalis*, produzidas em S₃ (60% de Plantmax[®] + 20% de serragem + 20% de resíduo de folha decomposto), que apresentarem menores teores de P (Tabela 15) e a menor média para altura (Tabela 12).

Em relação aos micronutrientes, destacam-se os menores teores de Cu e Zn para S₁ (Tabela 15). Embora com grande variação, já foram registradas, para a deficiência

em Cu e Zn, folhas pequenas, cloróticas, enroladas e necróticas (EPSTEIN; BLOOM, 2006), algumas características observada nas mudas de *C. vernalis*, cultivada em 100% de Plantmax[®] (S₁).

Na Tabela 16 é possível verificar os teores totais nutricionais das mudas de *C. vernalis* e seus respectivos substratos após o término do experimento. Como já mencionado, N tem grande importância no desenvolvimento das mudas, como verificado naquelas produzidas em S₆, as quais apresentaram os maiores teores de N e o melhor crescimento como exposto nos resultados para diâmetro e altura das mudas (Tabela 11 e 12), enquanto os menores teores foram para S₁, S₂ e S₃.

TABELA 16 - Teores nutricionais totais das mudas de *C. vernalis* e dos diferentes substratos no término do experimento

Mudas	N	P	K	Ca	Mg	Cu	Zn	Mn	Fe
	gKg ⁻¹					mgKg ⁻¹			
S ₁	7,0	1,5	14,6	9,3	3,3	16,0	178,0	98,0	6200,0
S ₂	8,8	1,3	14,4	7,7	3,2	17,0	153,0	130,0	6440,0
S ₃	6,1	1,2	12,9	7,8	3,7	19,0	87,0	103,0	6340,0
S ₄	12,3	1,7	15,2	11,7	4,9	27,0	117,0	107,0	3730,0
S ₅	-	-	-	-	-	-	-	-	-
S ₆	21,9	1,5	14,8	10,0	5,2	20,0	97,0	70,0	2570,0
S ₇	11,4	1,6	15,5	8,3	3,8	15,0	77,0	77,0	3590,0
S ₈	10,5	1,5	16,2	12,8	4,3	22,0	92,0	105,0	4870,0
S ₉	14,9	1,3	16,4	19,0	4,7	9,0	90,0	71,0	3250,0
S ₁₀	11,4	1,2	15,6	19,9	4,4	11,0	76,0	73,0	3710,0
Substratos no momento da avaliação									
S ₁	4,4	2,2	4,6	18,5	10,2	48,0	316,0	203,0	12700,0
S ₂	1,8	1,6	12,2	21,9	10,0	125,0	275,0	420,0	15790,0
S ₃	6,1	2,3	4,7	17,4	10,6	83,0	93,0	404,0	15650,0
S ₄	7,0	4,5	4,1	26,7	11,6	184,0	300,0	441,0	14740,0
S ₅	-	-	-	-	-	-	-	-	-
S ₆	8,8	6,5	2,8	35,5	8,6	199,0	275,0	603,0	15400,0
S ₇	9,6	3,5	3,2	17,9	7,2	87,0	189,0	433,0	15550,0
S ₈	11,4	3,8	2,9	23,7	7,6	193,0	261,0	482,0	15710,0
S ₉	7,9	4,2	3,7	18,2	8,6	84,0	214,0	460,0	15450,0
S ₁₀	7,0	3,2	3,0	16,6	5,6	89,0	183,0	410,0	15550,0

S₁ = 100% P (testemunha); S₂ = 70% P + 30% RFD; S₃ = 60% P + 20% SE + 20% RFD; S₄ = 60% P + 30% SE + 10% CA; S₅ = 60% P + 40% SE; S₆ = 50% P + 20% SE + 30% EB; S₇ = 50% P + 20% SE + 20% EB + 10% RFD; S₈ = 50% P + 30% SE + 10% RFD + 10% CA; S₉ = 50% P + 20% CAC + 30% EB; S₁₀ = 50% P + 20% CAC + 20% EB + 10% RFD.

Mesmo após a utilização pelas plantas e a porção que certamente foi lixiviada, as misturas testadas ainda apresentavam consideráveis valores nutricionais (Tabela 16), demonstrando a capacidade de mineralização das formas orgânicas nas misturas, e a possibilidade de aproveitamento pelas plantas por mais tempo, se necessário. Outro fato que poderia justificar os teores elevados de nutrientes nos substratos no término do experimento, foi o constante fornecimento de nutrientes, disponíveis na água de irrigação, que provinha do reservatório do Lago de Itaipu. Wosiack (2005) já relatou altas concentrações de fósforo e de nitrogênio no reservatório de Itaipu, em Entre Rios do Oeste.

Ao serem analisadas algumas características físicas e químicas dos substratos testados, é possível constatar que a diferença registrada para o crescimento das mudas de *C. vernalis*, se deu mais graças às variações nas características físicas desses do que das químicas. Maeda et al. (2007) consideram que em um substrato, as características físicas são mais importantes que as características químicas, uma vez que as físicas não são facilmente modificadas.

Avaliando alguns parâmetros morfológicos nas mudas de *C. vernalis* foi possível verificar que mudas em S₆ e S₉ foram as que apresentaram os melhores resultados nas variáveis testadas. Estes substratos eram formados por 50% de Plantmax[®] + 20% de serragem + 30% de esterco (S₆) e 50% de Plantmax[®] + 30% de esterco bovino + 20% de casca de arroz carbonizada (S₉), com essa utilização seria possível a redução de custos, já que como estimado o custo de 1m³ de S₆ ou de S₉ seria de R\$41,68 enquanto apenas o uso do substrato comercial R\$82,08 (Tabela 10).

Substratos como o composto por 50% de Plantmax + 30% de serragem +10% de resíduo de folha decomposto + 10% de cama de aviário, devem ser testados com adição nutricional, já que apresentam menor custo (R\$ 41,08) e podem vir a proporcionar mudas com maior crescimento, possibilitando resultados diferenciados e mais satisfatórios.

7.4 CONCLUSÕES

Nas condições em que se desenvolveu esse experimento, o substrato formado por 50% de Plantmax[®] + 20% de serragem + 30% de esterco bovino (S₆) e o substrato formado por 50% de Plantmax[®] + 30% de esterco bovino + 20% de casca de arroz carbonizada (S₉) foram os que proporcionaram mudas de *Cupania vernalis* Camb., com maior crescimento. Em geral houve aumento gradativo ao longo do tempo para o crescimento das mudas, exceto as produzidas em S₁ e S₃.

7.5 REFERÊNCIAS

ALMEIDA, L. S. de. **Avaliação morfológica de mudas de *Allophylus edulis* (A, St.-Hil., A. Juss. & Cambess.) Radl. (Vacum) e *Schinus terebinthifolius* Raddi (aroeira) produzidas em diferentes substratos.** Curitiba, 2005, 96p. Dissertação-Mestrado. Universidade Federal do Paraná. Curitiba.

BACKES, P.; IRGANG, B. **Árvores do Sul: guia de identificação e interesse ecológico.** Souza Cruz. 2002. 325p.

BARRATA JUNIOR, A. P. **Utilização do composto de resíduo da poda da arborização urbana em substratos para a produção de mudas.** Seropédia, 2007, 53p. Dissertação de mestrado em Ciências, Conservação da Natureza – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédia, RJ.

BENINCASA, M. M. P. **Análise de crescimento de plantas: noções básicas.** Jaboticabal: FCAV-UNESP, 1988. 41 p.

BERNARDINO, D. C. de S.; PAIVA, H. N. de; NEVES, J. C. de L.; GOMES, J. M.; MARQUES, V. B. Crescimento e qualidade de mudas de *Anadenanthera macrocarpa* (Benth.) Brenan em resposta à saturação por bases do substrato. **Revista Árvore**, v. 29, n.6, p. 863-870, 2005.

BRAGA, F. de A.; VALE, do F. R.; VENTORIM, N. AUBERT, E.; LOPES, G. A. de. Exigências nutricionais de quatro espécies florestais. **Revista Árvore**, v.19, n., p. 18-31, 1995.

BRASIL. Instrução Normativa n° 46 de 12/09/2006. **(Aprova os Métodos Analíticos Oficiais para Análise de Substratos e Condicionadores de Solos, na forma do Anexo à presente Instrução Normativa).** Diário Oficial da União, n° 177 de 14/09/2006. 2006.

BREMNER J.M. Total Nitrogen. Methods of soil analysis Part 2- Chemical and Microbiological Properties, number 9 in the series Agronomy. **American Society of Agronomy**, Inc., Publisher USA, p.1149-1178, 1965.

CALDEIRA, M. V. W.; SCHUMACHER, M. V.; BARICHELLO, L. R.; VOGET, H. L. M.; OLIVEIRA, L. S. Crescimento de mudas de *Eucalyptus saligna* Smith em função de diferentes doses de vermicomposto. **Floresta**, v. 28, p. 19-30, 2000

CARNEIRO, G. A. de. **Determinação do padrão de qualidade de mudas de *Pinus sp. taeda*, L. para plantio definitivo**. Curitiba, 1976. 70p. Dissertação de mestrado em Engenharia Florestal – Universidade Federal do Paraná, Curitiba, PR.

CARNEIRO, J. G. de A. **Produção e controle de qualidade de mudas florestais**. Curitiba: UFPR/FUPEF; Campus: UENF, 1995, 451p.

CARVALHO, P. E. R. Produção de mudas de espécies nativas por sementes e a implantação de povoamentos. IN: GALVÃO, A. P. M. **Reflorestamento de propriedades rurais para fins produtivos e ambientais: um guia para ações municipais e regionais**. Colombo: Embrapa Floresta, 2000, p.151-174.

CAVALCANTI, S. B. T.; TELES, H. L.; SILVA, D. H. S.; FURLAN, M.; YOUNG, M. C. M.; BOLSANI, V. S. New Tetra-acetylated Oligosaccharide Diterpene from *Cupania vernalis*. **Journal of the Brazilian Chemical Society**, v 12, n.3, p.413-416, 2001.

CRUZ, C. A. F.; PAIVA, H. N. de.; GUERRERO, C. R. A. Efeito da adubação nitrogenada na produção de mudas de sete-cascas (*Samanea inopinata* (Harms) Ducke). **Revista Árvore**, v. 30, n.4, p. 537-546, 2006.

CUNHA, A. de M.; CUNHA, G. de M.; SARMENTO, R. de A.; CUNHA, G. de M.; AMARAL, J. F. T. de. Efeito de diferentes substratos sobre o desenvolvimento de mudas de *Acacia* sp. **Revista Árvore**, v. 3, n.2, p. 207-214, 2006.

DEICHMANN, U. V. **Noções sobre sementes e viveiros florestais**. Curitiba: Escola de Floresta. 1967. 196p.

EMATER – MG. **Composto**: Adubo orgânico produzido na fazenda. Ministério da Agricultura. Secretaria de Agricultura do Estado de Minas Gerais. 1984. 7p.

EPSTEIN, E.; BLOOM, A. **Nutrição mineral de plantas: Princípios e Perspectivas**. Londrina: editora Planta. 2006. 403p.

FARIAS, J. A. C.; OLIVEIRA, O. S. dos; FRANCO, E. T. H. Crescimento inicial de guatambu, *Balfouridendron riedelianum* (Engl.) Engl., em diferentes intensidades luminosas. **Ciência Florestal**, v. 5, n.1, p. 69-86, 1995.

FERRAZ, M. V.; CENTURION, J. F.; BEUTLER, A. N. Caracterização física e química de alguns substratos comerciais. **Acta Scientiarum**, v. 27, n.2, p.209-214, 2005.

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

FOWLER, J. A. P. Superação de dormência e armazenamento de sementes de espécies florestais. IN: GALVÃO, A. P. M. **Reflorestamento de propriedades rurais para fins produtivos e ambientais: um guia para ações municipais e regionais**. Colombo: Embrapa Floresta, 2000, p.77-100.

FONSECA, E. de P.; VALÉRI, 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.

GONÇALVES, J. L. M.; POGGIANI, F. Substratos para produção de mudas florestais. In: CONGRESSO LATINO AMERICANO DE CIÊNCIA DO SOLO, 13, Águas de Lindóia, 1996. 17p., (CD ROM)

GRAVE, F.; FRANCO, E. T. H.; PACHECO, J. P.; SANTOS, S. R. Crescimento de plantas jovens de açoita-cavalo em quatro diferentes substratos. **Ciência Florestal**, v. 17, n.4, p. 289-298, 2007.

GUIMARÃES JUNIOR, P. R.; COGNI, R. Seed cleaning of *Cupania vernalis* (Sapindaceae) by ants: edge effect in a highland forest in south-east Brazil. **Journal of Tropical Ecology**, v. 18, p. 303-307. 2002.

IBGE Cidades. Disponível em: <<http://www.ibge.gov.br/cidadesat/topwindow.htm?1>> Acesso em 31 de mar de 2009.

JOHNSON, C. M.; ULRICH, A. **Analytical methods for use in plant analysis**. Raleigh: North Carolina State University, 1959. p. 32-33. (California Agriculture Experimental Station Bulletin, 766).

JOSÉ, A. C.; DAVIDE, A. C.; OLIVEIRA, S. L. de. Produção de mudas de aroeira (*Schinus terebinthifolius* Raddi) para a recuperação de áreas degradadas pela mineração de bauxita. **Cerne**, v.11, n.2, p. 187-196, 2005.

LEMAIRE, F. Physical, chemical and biological properties of growing medium. **Acta Horticulturae**, v. 396, p. 273-284, 1995.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras**. Manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. Nova Odessa, 2000. 368p.

LOURENÇO, R. S.; MEDRADO, M. J. S.; FOWLER, J. A. P.; MOSELE, S. H. Influência do substrato no desenvolvimento de mudas de erva-mate (*Ilex paraguariensis* St. Hil.). **Perspectiva**, v. 24, n. 88, p. 81-99, 2000.

LUCENA, A. M. A. de; GUERRA, H. O. C.; CHAVES, L. H. G. Desenvolvimento de mudas de leucena e flamboyant em diferentes composições de substratos. **Revista Verde**, v. 1, n. 2, p. 16-23, 2006.

MAEDA, S.; DEDECEK, R. A.; AGOSTINI, R. B.; ANDRADE, G. de C.; SILVA H. D. da. Caracterização de substratos para a produção de mudas de espécies florestais elaborados a partir de resíduos orgânicos. **Pesquisa Florestal Brasileira**, n. 54, p. 97-104, 2007.

MALINOVSKI, J. R. **Métodos de poda radicular em *Araucaria angustifolia* (Bert.) O. Ktze, e seus efeitos sobre a qualidade de mudas em raiz nua**. Curitiba, 1977. 113p. Dissertação de mestrado em Engenharia Florestal – Universidade Federal do Paraná, Curitiba, PR.

NEGREIROS, J. R. S. Diferentes substratos na formação de mudas de maracujazeiro-amarelo. **Revista Ceres**, v. 51, n. 294, p. 243-343, 2004.

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

OLIVEIRA, R. B. de; LIMA, J. S. de S.; SOUZA, de C. A. M.; SILVA, S. de A.; MARTINS FILHO, S. Produção de mudas de essenciais florestais em diferentes substratos e acompanhamento do desenvolvimento em campo. **Ciência Agrotecnológica**, v. 32, n.1, p. 122-128, 2008.

REITZ, R., KLEIN, R. M., REIS, A. Projeto Madeira do Rio Grande do Sul. **Selowia**, n. 34-35, 1983.

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

SCALON, S. de 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, M. A. G. de; MUNIZ, A. S. Exigências nutricionais de mudas de cedro (*Cedrela fissilis* Velloso) em solução nutritiva. **Revista Árvore**, v. 19, n. 3, p. 415-425, 1995.

SILVEIRA, E. B.; RODRIGUES, V. J. L. B.; GOMES, A. M. A; MARIANO, R. L. R.; MESQUITA, J. C. P. Pó de coco como substrato para a produção de mudas de tomateiro. **Horticultura Brasileira**, v. 20, n.2, p. 211-216, 2002.

SMIDERLE, O. S.; MINAMI, K. Emergência e vigor de plântulas de goiabeira em diferentes substratos. **Revista Científica Rural**, v.6, n.1, p.38-45, 2001.

SOARES, I.; LIMA, S. C.; CRISÓSTOMO, L. A. Crescimento e composição de mudas de graviola em resposta a doses de fósforo. **Revista Ciência Agronômica**, v. 38, n.4, p.343-349, 2007.

SOUZA, C. A. M de; OLIVERIA, R. B. de; MARTINS FILHO, S.; LIMA, J. S. S de Crescimento em campo de espécies florestais em diferentes condições de adubação. **Ciência Florestal**, v. 16, n.3, p. 243-249, 2006.

SOUZA M. M. de,; LOPES, L. C.; FONTES, L. E. F. Avaliação de substratos para o cultivo de crisântemo (*Chrysanthemum morifolium* Ramat., Compositae) "White Polais" em vasos. **Revista Brasileira Horticultura Ornamental**, v. 1, n.2, p. 71-77, 1995.

SOUZA, V. C.; LORENZI, H. **Botânica Sistemática**: Guia ilustrado para identificação das famílias de Fanerógamas nativas e exóticas no Brasil, baseado em APG II. 2 ed. Nova Odessa, São Paulo: Instituto Plantarum, 2008,704p.

SOUZA, V. C. de; ANDRADE, L. A. de; BRUNO, R. de L. A.; CUNHA, A. de O.; SOUZA, A. P. de. Produção de mudas de ipê-amarelo (*Tabebuia serratifolia* (Vahl.) Nich.) em diferentes substratos e tamanhos de recipientes. **Agropecuária Técnica**, v. 26, n.2, p. 98-108, 2005.

TOLEDO, A. R. M. Efeito de substratos na formação de mudas de laranjeira (*Citrus sinensis* (L.) OSBECK cv. "Pêra Rio") em vaso. Lavras: ESALQ, 1992, 88p. (Dissertação- mestrado Fitotecnia).

VIEIRA, A. H.; RICCI, M. S. dos, F.; RODRIGUES, V. G. S.; ROSSI, L. M. B. Efeito de diferentes substratos para produção de mudas de freijó-louro *Cordia alliodora* (Ruis & Pav.) Oken. **Boletim de Pesquisa**, n. 25, p. 5-12, 1998.

WENDLING, I.; GATTO, A.; PAIVA, H. N. de; GONÇALVES, W. **Substratos, Adubação e Irrigação na Produção de Mudas**. Viçosa: Aprenda Fácil Editora, 2002. 145p.

WENDLING, I.; GUASTALA, D.; DEDECEK, R. Características físicas e químicas de substratos para produção de mudas de *Ilex paraguariensis* St. Hil. **Revista árvore**, v. 31, n.2, p. 209-220, 2007.

WOSIACK, A. C. **Dinâmica da comunidade de cianobactérias da praia Artificial de Entre Rios do Oeste, reservatório de Itaipu, PR**. Curitiba, 2005, 86p. Dissertação-Mestrado. Universidade Federal do Paraná. Curitiba.

8. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Para os tratamentos testados na superação de dormência de *G. amorphoides* (sucará) (capítulo I), os melhores resultados foram para a escarificação com lixa nº 120, ou com ácido sulfúrico P. A. por 1h. No entanto, para a utilização destes procedimentos para melhorar e uniformizar a germinação desta espécie, deve-se ressaltar a necessidade de condições adequadas, seja mão-de-obra para a escarificação das sementes ou equipamentos de segurança para o manuseio do ácido sulfúrico.

Na busca por substratos alternativos para o desenvolvimento de mudas de *G. amorphoides*, vários componentes foram testados na forma de misturas (capítulo II). A mistura formada por 50% de Plantmax[®] + 20% de casca de arroz carbonizada + 30% esterco bovino, proporcionou resultados significativos para o crescimento das mudas.

Sementes de *C. vernalis* (camboatá) apresentaram uma germinação mais homogênea quando foi retirado seu tegumento ou quando foram escarificadas mecânicamente (capítulo III), tratamentos que podem ser aplicados com facilidade quando se tem disponibilidade de mão-de-obra e se busca maior êxito na produção das mudas.

Já as mudas de *C. vernalis* se desenvolveram, registrando maior crescimento, quando foram produzidas na mistura de 50% de Plantmax[®] + 20% de serragem + 30% de esterco bovino e no substrato formado por 50% de Plantmax[®] + 30% de esterco bovino + 20% de casca de arroz carbonizada (capítulo IV), apresentando valores expressivos para o crescimento das mudas.

Com os resultados deste trabalho torna-se viável a produção de *G. amorphoides* e *C. vernalis*, duas espécies nativas que apresentam dormência em suas sementes. Assim, aplicando tratamentos adequados para a superação de dormência e a utilização de substrato apropriado, é possível o desenvolvimento de mudas de maior qualidade, facilitando seu posterior plantio.

Outra facilidade para produção de mudas das espécies estudadas, é a utilização de materiais disponíveis na região como componentes do substrato, como foi o caso deste trabalho, utilizando componentes de baixo custo, como serragem e esterco bovino, que se mostraram eficientes para a produção de mudas.

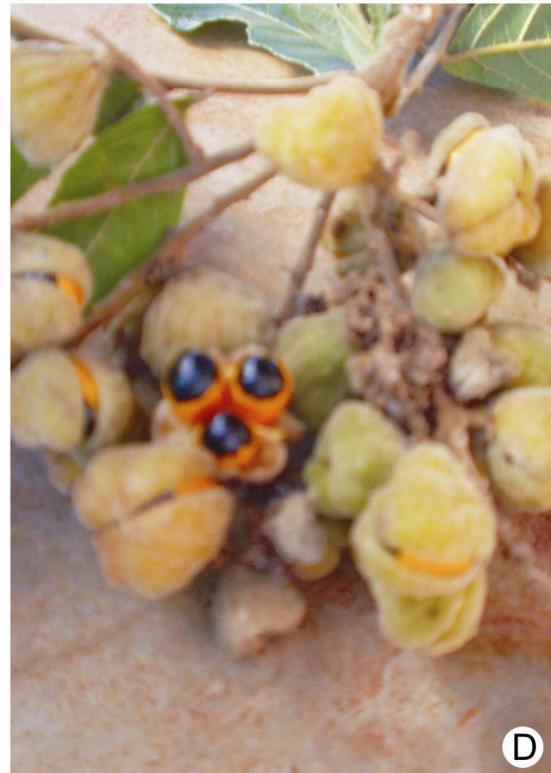
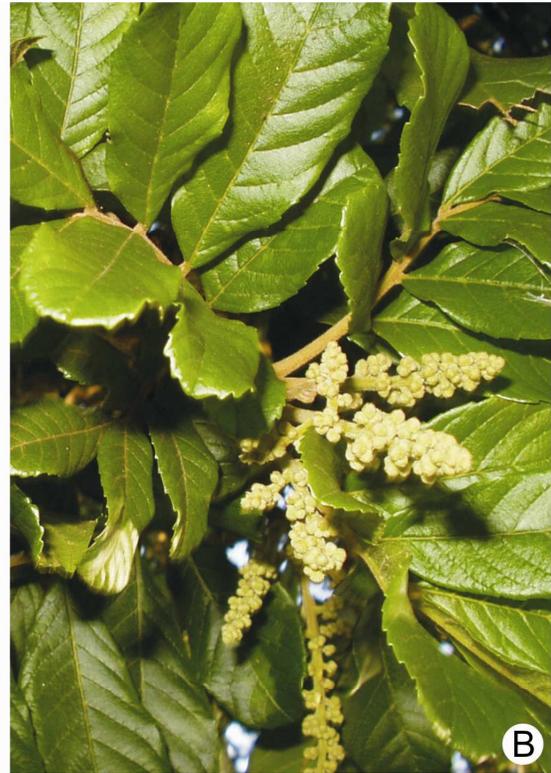
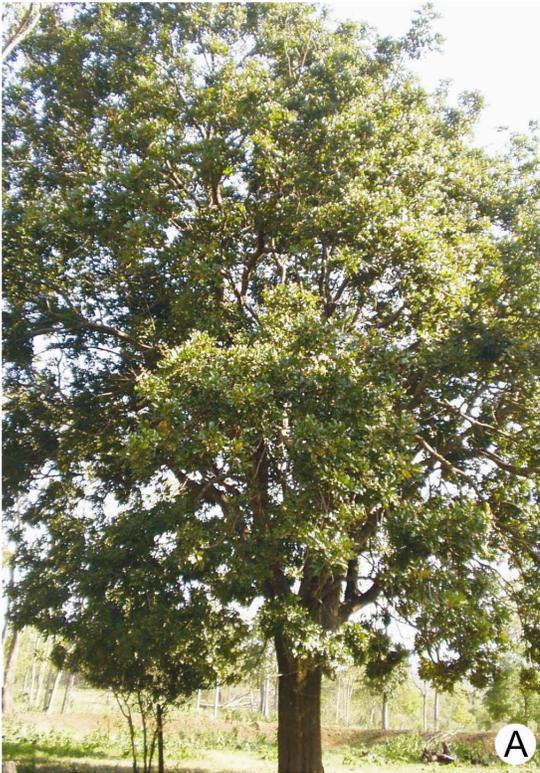
A redução dos custos na produção destas mudas também é possível com a diminuição do uso do substrato comercial, já que nas misturas com melhores resultados o substrato comercial correspondeu a 50%.

APÉNDICE

Apêndice 1. Imagens de exemplares de *G. amorphoides* Taub. A - Botão floral; B - Fruto maduro; C - Tronco; D - Sementes.



Apêndice 2. Imagens de exemplares de *C. vernalis* Camb. A - Árvore; B - Botão floral; C - Inflorescência; D - Fruto maduro.



Apêndice 3 - Resultado da análise de variância para a porcentagem de germinação, tempo médio e velocidade média de germinação, obtidos para sementes de *G. amorphoides* Taub.

Fonte de variação	G.L.	Quadrado médio		
		Germinação %**	Tempo médio (dias)**	Velocidade média (sementes/dia)
Tratamentos	9	0,321*	4,243*	0,087*
Erro	30	0,015	0,017	0,001
Total	39			
Coeficiente de variação (%)		24,16	5,75	9,08
Teste de Bartlett (χ^2)		3,974 ^{ns}	14,49 ^{ns}	15,401 ^{ns}

^{ns} Não significativo ao nível de 5% de probabilidade.

* Significativa ao nível de 1% de probabilidade.

** Dados transformados por $(X/100)^{1/2}$ e $X^{1/2}$, respectivamente

Apêndice 4 - Resultado da análise de variância para o diâmetro do colo (mm) e altura (cm) obtidos para mudas de *G. amorphoides* Taub.

Fonte de variação	G.L.	Quadrado Médio	
		Diâmetro (mm)	Altura (cm)
Repetição	4	0,019	2,177
Avaliação (A)	9	1,152*	204,820*
Erro	36		
Substrato (S)	4	16,424*	296,943*
Interação A x S	36	0,355*	39,5607*
Erro	160		
Total	249		
Coeficiente de variação (%)		4,16	5,09
Teste de Bartlett (χ^2)		16,85 ^{ns}	13,68 ^{ns}

^{ns} Não significativo ao nível de 5% de probabilidade.

* Significativa ao nível de 5% de probabilidade.

Apêndice 5 - Resultado da análise de variância para a massa seca da raiz (MSR), massa seca da parte aérea (MSA), relação entre massa seca da raiz e da parte aérea (MSR/MSA) e área foliar (mm²) obtidos para mudas de *G. amorphoides* Taub.

Fonte de variação	G.L.	Quadrado médio			
		MSR (g)	MSA (g)	MSR/MSA	Área foliar (mm ²)
Substratos	9	0,785*	3,234*	0,312*	193182,23*
Erro	110	0,003	0,008	0,009	1098,218
Total	119				
Coeficiente de variação (%)		15,03	14,24	13,79	24,81
Teste de Bartlett (χ^2)		12,00 ^{ns}	13,81 ^{ns}	16,48 ^{ns}	15,31 ^{ns}

^{ns} Não significativo ao nível de 5% de probabilidade.* Significativa ao nível de 1% de probabilidade.

Apêndice 6 - Resultado da análise de variância para a capacidade de retenção de água (C.r.a) e porosidade total para diferentes substratos testados no desenvolvimento de mudas de *G. amorphoides* Taub.

Causa da variação	G.L.	Quadrado médio	
		C.r.a. (% v/v)	Porosidade total (%)
Substrato	9	115,506*	129,522**
Erro	20	58,828	13,150
Total	29		
Coeficiente de variação (%)		15,70	6,36
Teste de Bartlett (χ^2)		10,50 ^{ns}	13,60 ^{ns}

^{ns} Não significativo ao nível de 5% de probabilidade.

* Significativa ao nível de 5% e ** ao nível de 1% de probabilidade.

Apêndice 7 - Resultado da análise de variância de porcentagem de germinação, tempo médio e velocidade média de germinação, obtidos para sementes de *C. vernalis* Camb.

Fonte de variação	G.L.	Quadrado médio		
		Germinação (%)	Tempo médio (dias)	Velocidade média (sementes/dia)
Tratamentos	7	602,786*	251,197**	0,007**
Erro	24	198,167	11,553	0,001
Total	31			
Coeficiente de variação (%)		27,01	19,87	31,89
Teste de Bartlett (χ^2)		4,386 ^{ns}	13,917 ^{ns}	7,165 ^{ns}

^{ns} Não significativo ao nível de 5% de probabilidade.

* Significativa ao nível de 5% e ** ao nível de 1% de probabilidade.

Apêndice 8 - Resultado da análise de variância para o diâmetro do colo (mm) e altura (cm) obtidos para mudas de *C. vernalis* Camb.

Fonte de variação	G.L.	Q. M.	
		Diâmetro (mm)	Altura (cm)
Repetição	4	0,154	0,508
Avaliação (A)	8	0,859*	5,894*
Erro	32		
Substrato (S)	5	3,218*	19,820*
Interação A x S	40	0,096*	0,560*
Erro	180		
Total	269		
Coeficiente de variação (%)		15,33	12,97
Teste de Bartlett (χ^2)		35,36 ^{ns}	15,59 ^{ns}

^{ns} Não significativo ao nível de 5% de probabilidade.

* Significativa ao nível de 1% de probabilidade.

Apêndice 9 - Resultado da análise de variância para a massa seca da raiz (MSR), massa seca da parte aérea (MSA), relação entre massa seca da raiz e da parte aérea (MSR/MSA) e área foliar (mm²) obtidos para mudas de *C. vernalis* Camb.

Fonte de variação	G.L.	Quadrado médio			
		MSR (g)	MSA (g)	MSRMSA	Área foliar (mm ²)
Substratos	8	0,063*	0,326*	0,438*	130320,41*
Erro	81	0,002	0,006	0,033	1359,109
Total	89				
Coeficiente de variação (%)		27,47	26,82	27,05	20,00
Teste de Bartlett (χ^2)		8,04 ^{ns}	12,10 ^{ns}	12,19 ^{ns}	13,954 ^{ns}

^{ns} Não significativo ao nível de 5% de probabilidade.

* Significativa ao nível de 1% de probabilidade.

Apêndice 10 - Resulta da análise de variância para a capacidade de retenção de água (C.r.a) e porosidade total para diferentes substratos testados no desenvolvimento de mudas de *C. vernalis* Camb.

Causa da variação	G.L.	Quadrado médio	
		C.r.a. (% v/v)	Porosidade total (%)
Substrato	9	115,506*	129,522**
Erro	20	58,828	13,150
Total	29		
Coeficiente de variação (%)		15,70	6,36
Teste de Bartlett (χ^2)		10,50 ^{ns}	13,60 ^{ns}

^{ns} Não significativo ao nível de 5% de probabilidade.

* Significativa ao nível de 5% e ** ao nível de 1% de probabilidade.