

Arquivo
ISA

PALESTRA: "PRINCÍPIOS E CONCEITOS BÁSICOS PARA RECUPERAÇÃO VEGETAL DE ÁREAS DEGRADADAS"

Luiz Mauro Barbosa
Pesquisador Científico VI
Instituto de Botânica- SMA/SP

1. INTRODUÇÃO

A AGENDA-21 é a resposta mais abrangente aos questionamentos mundiais quanto ao destino do nosso planeta. São metas e planos de ação com idéias fundamentais para o desenvolvimento harmônico entre a humanidade e o meio ambiente. Estas metas e planos somente poderão ser realizados se forem instrumentalizados pelos organismos competentes de cada país.

Por outro lado, as mudanças na economia mundial têm gerado novas formas de protecionismo, como foi a ISO série 9000 e em breve será a ISO série 14000 que exigirá a adequação dos produtos e bens produzidos à forma ecologicamente correta de produzir. No longo caminho da consolidação da estabilidade econômica, os empresários devem encarar esta série não como uma ameaça ou risco, mas sim como uma futura vantagem competitiva. A preocupação ecológica será um fator estratégico de competitividade e este será o maior estímulo à recuperação das vastas áreas degradadas existentes no Brasil. Cerca de 50 milhões de pessoas já constituem uma massa crítica capaz de eclodir uma nova consciência ambiental, visando um crescimento sustentado da humanidade, já que as populações de todos os países desenvolvidos passarão a selecionar os produtos e serviços a serem produzidos e utilizados. A adequação às normas da série ISO-14000 transformará em regra a implantação de sistemas de gestão e auditorias ambientais nas empresas reformulando decisivamente os processos de uso das matérias-primas e as formas de produção, incluindo, sobretudo, a conservação dos recursos naturais e sua recuperação, tendo como critério fundamental a análise de todas as etapas do ciclo de vida e a conservação da biodiversidade.

2. SITUAÇÃO ATUAL

O processo de desmatamento nos trópicos tem levado à fragmentação das florestas e à extinção de espécies animais e vegetais, o quê, associado aos avanços das leis que disciplinam a ação antrópica nas florestas de proteção tem despertado um grande interesse para programas de repovoamento vegetal em áreas degradadas. O manejo dessas áreas, e sobretudo o estabelecimento das comunidades vegetais com utilização de espécies nativas, exigem conhecimento de cunho ecológico que deve ser associado a outras disciplinas. A importância das espécies florestais nativas é inquestionável na integração e manutenção da biodiversidade, tanto na composição dos ecossistemas como nas inúmeras interações com a fauna e funções relacionadas com a conservação hidrológica e geológica.

Com relação às matas ciliares, as quais sofrem severa pressão exercida através da expansão de agricultura, pastagens e construção de usinas hidrelétricas, DÉCAMPS & NAIMAN (1990) e JOLY (1994), salientam que a progressiva destruição deste ecótono resulta no aumento significativo dos processos de erosão dos solos e suas sérias conseqüências sobre o sistema hídrico, além da evidente redução na biodiversidade de flora e fauna regionais, com conseqüente degradação do ecossistema.

De acordo com KAGEYAMA *et al* (1991), ecossistema degradado é aquele que, após ter sofrido um distúrbio, apresenta baixa resiliência, isto é, o seu retorno ao estado anterior pode não ocorrer ou ser extremamente lento. Já o ecossistema perturbado é aquele que após sofrer algum distúrbio ainda dispõe de meios de recuperação biótica (através de chuva de sementes, banco de

INSTITUTO SOCIOAMBIENTAL
data _____/_____/____
cod. MID 00074

sementes e de plântulas, brotação, etc.) sendo suficientemente ativo para se recuperar. Os autores consideram ainda que restauração (*sensu stricto*) de ecossistemas florestais degradados é apenas uma possibilidade teórica, já que as mudanças na comunidade vegetal através do tempo constituem um processo complexo, longe de poder ser totalmente previsto. Contudo, para Magnuson *et al.* (apud CAIRNS Jr., 1986) a recuperação de ecossistemas alterados pode ser efetuada de três formas, a saber: (a) restauração da sua condição original; (b) reabilitação pela restauração de algumas características originais mais apreciadas ou (c) criação de um ecossistema novo com características desejáveis e que é distinto do original. Assim, percebe-se hoje várias tendências conceituais que muitas vezes acabam por causar confusões significativas na condução e investigação de muitos aspectos que se tornam ainda mais complexos quando associados a conceitos e interpretações jurídicas das leis e portarias que regem a política florestal brasileira, constantemente alterada nas suas interpretações e definições.

Um outro aspecto alertado por vários autores (SIMPÓSIO SOBRE MATA CILIAR, 1989 e 1995), diz respeito a condição original de um ecossistema florestal que deve incluir, além dos fatores bióticos e abióticos, a complexidade de suas funções e inter-relações; não podendo ser confundida jamais com situações particulares, como é o caso dos reflorestamentos de produção ou plantações heterogêneas com intuito de recreação.

De acordo com SODERO (1978), que ainda hoje permanece o mesmo quadro, pouco se conhece a respeito da biologia da maioria das espécies de ecossistemas florestais, o que determina a necessidade de estudos comparativos de morfologia, fenologia, estratégias reprodutivas, entre outros. BARBOSA *et al.* (1989) alerta para a necessidade de estudos sobre as melhores alternativas de manejo florestal, baseadas na preservação da flora e fauna regionais, considerando de fundamental importância os estudos ecológicos das espécies que têm grande potencialidade de utilização, muitas com sérios riscos de extinção quando consideradas como banco de germoplasma. Assim, é preciso ampliar as investigações no sentido de conhecer melhor os processos ecológicos básicos que regem a manutenção das florestas tropicais e dos remanescentes de vegetação existentes, associados ao seu potencial e à caracterização mais adequada, que estabeleçam a previsão de tendências e recomendações de uso racional e/ou de recuperação. Estudos levados a efeito por diversos autores (SIMPÓSIO SOBRE MATA CILIAR, 1989 e 1995) indicam a inexistência de modelos totalmente consagrados para recuperação de áreas degradadas ou perturbadas, de acordo com o conceito de cada autor. Contudo, algumas recomendações são de consenso, como, por exemplo, a necessidade de estudos integrados, básicos e aplicados, que considerem os processos naturais de sucessão vegetal, as dificuldades inerentes ao comportamento biológico das espécies nativas e o estado de conservação ou degradação dos solos em função da interferência sofrida. No caso de matas ciliares que, segundo SALIS *et al.* (1993), são os ecossistemas menos estudados no Estado de São Paulo, as espécies vegetais que ocorrem nestas formações encontram-se sob condições especiais, em geral ligadas ao microclima, à fertilidade do solo e à flutuação do lençol freático, compondo assim, comunidades florestais particularmente adaptadas. Normalmente, são formações perenifolias, embora algumas espécies possam perder folhas por um curto período de tempo no ano, o que justifica a necessidade de estudos sobre ciclagem de nutrientes, visando o estabelecimento das relações solo-vegetação nessas comunidades, no caso de enriquecimento ou em comunidades implantadas, no caso de repovoamento e recuperação vegetal.

Existem diversos modelos para implantação de repovoamento vegetal utilizando espécies nativas arbóreas regionais, como recomendado por vários pesquisadores (KLEIN, 1984; KAGEYAMA (coord.), 1986; BARBOSA *et al.*, 1989), requerendo todos, no entanto, levantamentos florísticos e fitossociológicos prévios (SALVADOR, 1987; BARBOSA, 1989) e estudos da biologia e aspectos ecofisiológicos das espécies (BARBOSA, 1989), complementadas com o melhor conhecimento dos solos e microclima, entre outros, para que a floresta implantada possa se auto-renovar através dos vários estágios de sucessão secundária, atingindo eventualmente a estabilidade climática. Os resultados obtidos através de modelos de recomposição mostram que é possível recuperar algumas das funções ecológicas da floresta, como, por exemplo, a estabilidade

do solo (Pinay *et al.*, 1990 apud JOLY, 1994). Um conceito que começa a ser melhor explorado nas pesquisas atuais está mais relacionado a auto-sustentabilidade das florestas implantadas, que deve ser buscada através da biodiversidade e das relações fauna e flora, para que a vegetação possa se auto-renovar.

Para MACEDO (1993), por exemplo, a revegetação com espécies nativas objetiva criar condições para que uma área degradada recupere algumas funções da floresta original, estabelecendo-se uma nova floresta com características estruturais e funcionais próximas às das florestas naturais e, neste sentido, propõe diversos modelos de revegetação. De acordo com RODRIGUES (1995), a aplicação de conceitos de sucessão florestal em projetos de revegetação de áreas degradadas é bem recente, tendo-se verificado esta iniciativa por parte de órgãos públicos ou de capital misto, face principalmente ao elevado custo de produção das mudas. Este autor afirma ainda que, apesar dos conceitos semelhantes, as diferenças metodológicas envolvendo a escolha e combinação das espécies particularizam estas iniciativas. Afirma também que estudos sobre o comportamento de espécies florestais nativas nos projetos de revegetação no Estado de São Paulo são ainda mais recentes e têm propiciado dados fundamentais para o aprimoramento e sucesso destes projetos. KAGEYAMA (1995) alerta para a necessidade de se executarem projetos integrados com estudos interdisciplinares que também enfoquem, além dos aspectos botânicos ou silviculturais, aqueles ligados a genética, ecologia de populações, hidrologia, pedologia, fluxos de energia, entre outros.

Dentre os estudos integrados que temos proposto em nossos trabalhos, incluem-se as avaliações da dinâmica de ocupação das espécies integrantes das comunidades implantadas, com base na capacidade produtiva dos indivíduos e estratégias de reprodução das espécies. Considerando que estudos de tal natureza, com relação às espécies nativas, são normalmente realizados em comunidades naturais ou a partir de sementes provenientes de plantios isolados, é relevante a sua realização também em comunidades recém-estabelecidas ou em estabelecimento. Tal fato contribuirá para o melhor conhecimento dos processos necessários a regeneração dessas áreas, especialmente no que concerne à sua dinâmica sucessional e a estabilidade do ecossistema implantado.

3. BASES PARA RECUPERAÇÃO VEGETAL DE ÁREAS DEGRADADAS

Todos os aspectos considerados no item anterior refletem o atual conhecimento sobre o tema e estabelecem bases para a recuperação vegetal de áreas com diferentes graus de conservação ou degradação. Destacamos a seguir pelo menos três fatores de fundamental importância para o estabelecimento de modelos mais adequados ao repovoamento vegetal nas regiões tropicais.

3.1. A diversidade das espécies

O primeiro fator considerado é a diversidade de espécies associada a fragmentação das florestas e a extinção de espécies animais e vegetais. Esta fragmentação ocorre com freqüência nas diversas regiões do país, transformando grandes extensões de habitats em numerosas porções de vegetação bem menores e isoladas umas das outras. Constituem-se assim formações extremamente complexas, como as florestas tropicais que têm uma dinâmica assentada na interação planta x animal, sendo os animais os principais responsáveis pela manutenção das diferentes espécies vegetais nos ecossistemas, através de suas participações nos processos de polinização e dispersão das sementes e propágulos, tendo portanto, influência direta na estrutura de uma floresta tropical.

Uma das principais características destas florestas é o fato de as espécies apresentarem poucos indivíduos por unidade de área, o que confere a alta diversidade nestas formações. Existe

uma estimativa de que, em apenas 1,0 hectare da floresta tropical podem ser encontradas mais de 200 espécies arbóreas diferentes. Por outro lado, a diversidade é, invariavelmente, reduzida pelas modificações causadas em um processo de fragmentação. Assim, as práticas de repovoamento vegetal a serem adotadas nestas regiões devem considerar que, tanto a alta diversidade, como os polinizadores e dispersores, devem estar presentes para que seja garantida a continuidade da floresta implantada com o passar dos anos.

As formas de se ampliar a biodiversidade em uma floresta tropical deve incluir não apenas o número de espécies, mas também a diversidade genética e de ecossistemas. Nestas formações sempre é possível observar a maior destruição, fragmentação e degradação dos sistemas, o que tem levado a manutenção do número populacional e a variação genética como algumas das principais preocupações nos estudos sobre biologia da conservação. Estudos recentes têm procurado dar maior importância às respostas ecológicas das populações à fragmentação florestal e sobretudo, em como incorporar estes dados nos modelos de conservação e/ou recuperação vegetal de áreas degradadas.

3.2. A dinâmica das florestas tropicais

A dinâmica de uma floresta tropical, assim chamado o processo pelo qual as espécies se regeneram e se desenvolvem após a queda natural de árvores com formação de clareiras que, seqüencialmente, vão sendo ocupadas por novos indivíduos de diferentes espécies. Em geral as variações das clareiras no espaço e no tempo irão dar origem a um "mosaico" com diferentes estágios sucessionais, caracterizados pela vegetação ocorrente nestes locais. Um dos principais fatores de influência na colonização das clareiras é a intensidade de luz recebida e que estabelece a presença das espécies tolerantes a sombra ou que apresentam inibição do crescimento quanto expostas a níveis elevados de luz; ou ainda de espécies que se adaptam bem a plena luz ou de um outro grupo de espécies que tem necessidade de luz em um dos estágios do seu ciclo de vida.

A ocorrência de clareiras naturais causadas pela queda de árvores e ramos é assim um dos principais agentes de perturbação em florestas tropicais e por isso mesmo, têm estabelecido uma relação entre as clareiras e a geração ou a manutenção da diversidade de árvores nestas florestas. O tamanho, a forma e a idade das clareiras podem proporcionar condições ambientais particulares, compatíveis com as exigências de estabelecimento de árvores e arbustos, cujas histórias de vida estão relacionadas com a colonização destes ambientes. Segundo alguns trabalhos como os de DENSLOW (1980) existem espécies especialistas em clareiras pequenas e aquelas que somente colonizam as grandes. Desta forma, diferentes tamanhos de clareiras, além de produzirem situações diferentes quanto a intensidade de luz recebida, alteram o microclima possibilitando que diferentes grupos de espécies se estabeleçam, em geral também em épocas diferentes, o que também deve ser complementado com interações faunísticas.

Assim, os trabalhos de recuperação vegetal devem considerar como modelo básico a ser seguido, o estabelecimento de formas de plantio e misturas de espécies a serem utilizadas, tendo como referência os levantamentos fitossociológicos em remanescentes florestais da região, a existência de clareiras e o conhecimento prévio da biologia das espécies a serem utilizadas e as relações fauna e flora, de forma a proporcionar a auto-renovação de uma floresta implantada.

3.3. Os solos e o clima regional das florestas tropicais

Alterações nos solos e microclima nas áreas degradadas podem levar a situações dramáticas em que o primeiro passo é a recuperação dos solos e a melhoria das condições microclimáticas do local ou região do empreendimento. Uma forma de melhorar os solos em suas condições químico-físicas é a utilização prévia de leguminosas e gramíneas agressivas; associado a adubação nas covas de plantio de espécies arbóreas plantadas em épocas posteriores ou ainda a utilização de

serapilheira como fontes de propágulos, além de outras técnicas que possam melhorar as condições de solo e microclimas regionais, considerando sempre a microbacia onde está inserida a área a ser recuperada ou revegetada.

3.4. Considerações gerais

A modelagem a ser utilizada em projeto de recuperação vegetal de áreas degradadas ou em diferentes estágios de degradação deve partir de conhecimentos básicos disponíveis na literatura (como os já mencionados anteriormente), dos quais se destacam a utilização de vegetação heterogênea, com espécies de ocorrência regional cuja seleção tenha considerado aquelas mais adaptáveis às condições de umidade do solo em função de fatores como: a maior ou menor distância das margens do rio ou a proximidade de áreas úmidas, sombreadas, planas, de encostas ou topos de morro. Neste sentido, sempre que se propõe um trabalho de recuperação de uma área degradada a base não pode ser apenas os conceitos teóricos, mas também as observações práticas sobre o desenvolvimento da vegetação arbórea, dos aspectos ecofisiológicos relacionados com as espécies utilizadas nos diferentes modelos de repovoamento vegetal, que adicionalmente também devem considerar as questões ligadas ao solo, clima e relações fauna-flora.

Os conhecimentos sobre a vegetação natural da região e o uso do solo obtidas nas informações das visitas "in loco"; fotografias aéreas e o histórico de ocupação da área a ser reflorestada, são base de uma proposta de repovoamento vegetal.

Com relação a vegetação ribeirinha ou próximas a áreas mais úmidas, a base deve ser obtida em trabalhos relacionados com a recuperação de áreas degradadas de matas ciliares e nos trabalhos existentes de revegetação em áreas similares. Em 1989 foi realizado em São Paulo o 1º Simpósio sobre Mata Ciliar, repetido em Ribeirão Preto no XLVI Congresso Nacional de Botânica (1995), com a participação de muitos especialistas nesta formação vegetal, tendo como principais conclusões as seguintes: "As estruturas de florestas ciliares vêm sendo estudadas com o emprego de diversos métodos, todos com vantagens e desvantagens. A análise estrutural destas formações vegetais devem considerar as características do ambiente físico (edáficas, topográficas e climáticas) e o estágio sucessional em que se encontram. A dinâmica de populações nestas formações tiveram vários dos seus componentes estudados, entre eles a estrutura e a diversidade da comunidade, a dispersão de propágulos, padrões fenológicos, algumas características fisiológicas de sementes de adaptações plântulas, que no entanto devem buscar conhecer e considerar os padrões regionais de comportamentos, uma vez que poderão ser distintos em função das populações já que dependem de características genéticas responsáveis pela manutenção da variabilidade". Os trabalhos de reflorestamento de trechos degradados das principais formações vegetais do Estado de São Paulo, por exemplo, iniciaram-se com modelos que incluíam espécies exóticas, principalmente pelo desconhecimento das estruturas dessas florestas e pela indisponibilidade de sementes e mudas em grande número de espécies nativas. Hoje, os modelos já tendem a recomposição baseada no conhecimento da estrutura de trechos remanescentes da mesma bacia e na observação dos processos naturais de sucessão. Existe uma tendência ao uso de módulos, compostos por espécies de diversos estágios sucessionais, e ao enriquecimento concomitante no banco de sementes do solo. São portanto, modelos que refletem o nível de conhecimento sobre os condicionantes físicos, as características das comunidades, suas relações e sobre as populações que as compõem. O que se considera mais importante atualmente é se obter uma recomposição vegetal baseada no maior número possível de informações, que permitam o restabelecimento das estruturas e das funções destas formações vegetais, o mais próximo das que existiam originalmente. Evidentemente todos estes fatores, aliados as diferentes situações de repovoamento vegetal que cada projeto impõe, levaram a proposição de inúmeros modelos de recuperação vegetal em áreas degradadas, vários deles com importantes resultados obtidos em investigações científicas.

4. MODELOS PARA RECUPERAÇÃO DE ÁREAS DEGRADAS ATRAVÉS DO REPOVOAMENTO VEGETAL HETEROGÊNEO

4.1. Plantios heterogêneos

Plantio heterogêneo consiste na prática de se plantar o conjunto de diferentes espécies numa mesma área, recriando condições mais próximas possível das florestas naturais. Para avaliar o potencial de repovoamento vegetal e acelerar o processo de sucessão secundária nas áreas selecionadas para recuperação, vários modelos poderão ser implantados de acordo com a adequação à situação local. Entre os aspectos abordados nestes modelos, ênfase deve ser dada aos aspectos relacionados à sucessão secundária; a disponibilidade de sementes do local (banco de sementes) e da região (fonte de sementes); a implantação de viveiros florestais e utilização de técnicas adequadas a produção de mudas; a seleção das espécies a serem utilizadas nos diferentes estágios de sucessão vegetal, as suas características ecofisiológicas e seus habitats naturais. Outro aspecto que merece atenção é a colheita de sementes que deve ser criteriosa, com o estabelecimento de matrizes e maciços, de modo a possibilitar uma boa diversidade específica e de variabilidade genética entre os indivíduos, além da cuidadosa observação dos aspectos de maturação e qualidade das sementes. Estes aspectos serão melhor abordados em outras palestras deste curso.

Com base numa série de características das espécies florestais (tamanho e germinação das sementes, velocidade de crescimento, tipo de dispersão, susceptibilidade à luz direta, entre outras), estas podem ser classificadas em: pioneiras, secundárias iniciais ou tardias e clímaxes, que se sucedem numa área em regeneração. A partir de informações disponíveis na literatura, as espécies florestais devem ser enquadradas nesta classificação para que seja utilizada corretamente. Os Quadros 1 e 2 apresentam algumas das características dos componentes arbóreos dos vários estágios secundários de uma floresta tropical úmida, de acordo com as informações obtidas por vários autores (BUDOWSKI, 1970; SWAIME & WHITMORE, 1988; ODUM, 1988; KAGEYAMA *et al.*, 1989 e SIMPÓSIO SOBRE MATA CILIAR, 1989 e 1995 e BARBOSA *et al.*, 1996). Outros aspectos a serem considerados são os estudos previamente realizados na região para a determinação dos dados fitossociológicos, das características do banco de sementes do solo e das sementes colhidas. Com estas informações pode-se estipular o tamanho dos módulos; o número de espécies, e composição dos indivíduos a serem utilizados. As sementes devem sempre ser obtidas a partir de pelo menos 10 matrizes distintas para se manter a variabilidade genética. As mudas desenvolvidas a partir destas sementes podem ser cultivadas em sacos plásticos (polietileno) com capacidade variável ou em recipientes especiais como os tubetes, de acordo com cada caso. Os viveiros de mudas, que na medida do possível devem estar localizados próximo a área de plantio definitivo. A semeadura deverá ocorrer logo após a coleta das sementes, sendo que a maioria das espécies produzem sementes de agosto a novembro. Mesmo as sementes colhidas em épocas distintas devem ser semeadas imediatamente em condições de germinar, sendo que em muitos casos, é necessário submetê-las a algum tipo de tratamento prévio. A riqueza florística de cada estágio deverá ser considerada na determinação do número de espécies a serem utilizadas, avaliando-se as variações ocorrentes na composição florística dentro dos módulos, face à espécies que devemos usar e da forma em que elas devem ser justapostas. A recomendação para este reflorestamento é de que as espécies pioneiras (com comportamento heliófilo, de rápido crescimento, ciclo de vida efêmero, com sementes pequenas) que apresentam rápido estabelecimento, propiciem condições de desenvolvimento, através do sombreamento, para as espécies dos demais estágios sucessionais (secundários e climácicos). Na formação vegetal definitiva deverão permanecer, predominantemente, as espécies climácicas conferindo alta diversidade a floresta, como também acontece naturalmente nas florestas tropicais.

Quadro 1: Características gerais das espécies florestais nativas do Brasil, utilizadas em modelos de recuperação vegetal considerando os vários estágios da sucessão secundária (BARBOSA et al., 1996).

Característica	Espécie Pioneira	Espécie Secundária Inicial	Espécie Secundária Tardia	Espécie Clímax
Ciclo de vida (anos) *	curto (1 a 3)	Curto (5 a 15)	médio a longo (20 a 50)	longo mais que 100
Tamanho das sementes ou dispersão dos frutos	Pequenas e de grande quantidade	Pequenas e de grande quantidade	Indefinida, depende da espécie (pequena ou média)	Grandes e com pouca quantidade
Viabilidade de sementes	Longa, latentes no solo	Longa, latentes no solo	curta a média	curta
Disseminação das sementes *	pássaros, morcegos vento	pássaros, morcegos, vento	principalmente pelo vento	gravidade mamíferos e coletores
Porte dos indivíduos (m) *	4 a 8	10 a 20	20 a 30 (alguns até 50)	30 a 45 (alguns até 60)
Crescimento para atingir altura superior a 10 metros *	muito rápido (meses)	rápido (meses/anos)	variável com a espécie (alguns anos)	lento (muitos anos - mais de 10)
Consistência da madeira	muito leve	leve	intermediária variando com a espécie	pesada e rígida
Galhada das espécies dominantes	muito finos de pequeno diâmetro	muito pequeno de diâmetro menor de 60 cm.	Medianamente grossos e duros	grossos e duros
Folhagem das espécies dominantes	sempre verdes	sempre verdes	muitas são decíduas	sempre verdes
Forma de regeneração	muito agressivo	colonizam clareiras grandes	colonizam clareiras pequenas e médias	colonizam áreas sombreadas
Necessidade de luz	muita luz (heliófilas)	variável com a espécie	variável com a espécie	umbrófilas quando jovens necessitam luz quando adultas

* - Dados complementados com a literatura existente para florestas naturais ou de plantas isoladas

Quadro 2: Características complementares de componentes arbóreos de vários estágios de uma Floresta Tropical Úmida de acordo com trabalhos dos vários autores (BARBOSA et al., 1996)

Característica	Espécie Pioneira	Espécie Secundária Inicial	Espécie Secundária Tardia	Espécie Clímax
Número de espécies arbóreas existentes	poucas, 1 a 5	poucas, 1 a 40	30 a 60	100 ou pouco mais
Altura dominante (m) *	5 a 8	12 a 20	20 a 30 (alguns até 50)	30 a 45 (alguns até 60)
Ciclo de vida (anos) *	curto (1 a 3)	Curto (5 a 15)	médio a longo (20 a 50)	longo mais que 100
Tamanho das sementes ou dos frutos	Pequenas e de grande quantidade	Pequenas e de grande quantidade	Indefinida, depende da espécie (pequena ou média)	Grandes e com pouca quantidade
Composição florística das espécies dominantes	Euphorbiaceae, Cecropia e Trema	Cecropia, Trema mais freqüentemente Heliocarpus	Mistura muitas Meliaceae, Bombacaceae	Mistura
Distribuição natural das espécies dominantes	muito larga	muito larga	larga, incluindo regiões áridas	usualmente restrita
Número de estratos vegetais	um só estrato	2 ou mais estratos	com a idade, aumenta a dificuldade de discernimento	difícil para discernir diferentes estratos
Dossel	denso, homogêneo	ramificação vertical fins com coroa horizontal	heterogênea, incluindo coroas bastante largas	coroa com contornos bastante variáveis
Estrato baixo	denso, emaranhado	denso, freqüência de várias espécies herbáceas	relativamente escasso, incluindo espécies tolerantes	escasso com espécies tolerantes
Tempo de vida das espécies dominantes	muito curto menos de 10 anos	curto, 10 a 25 anos	inicialmente de 40 a 100 anos	muito longo 100 a 1000
Tolerância das espécies dominantes à sombra	intolerante	intolerante	tolerantes no estágio jovem, com o crescimento tornam-se intolerantes	tolerantes exceto no estágio adulto
Regeneração das espécies dominantes	muito raro	praticamente ausente	ausente ou grande taxa de mortalidade nos estágios jovens	abundante
Presença de epífitas	ausente (se houver são musgos e líquens)	presentes	presentes em maior quantidade do que no estágio anterior	presente na altura das copas

A seguir é apresentado no Quadro 3 uma lista de espécies nativas com ampla ocorrência em todo o Estado de São Paulo, indicando sempre que possível o principal comportamento das mesmas com relação a incidência ou não de luz natural. Os dados foram obtidos da literatura e de observações pessoais realizadas nos trabalhos desenvolvidos com a maioria das espécies mencionadas.

Quadro 3 - Lista de espécies nativas de ampla ocorrência no Estado de São Paulo com características de heliófilas (grupo 1) e umbrófilas (grupo2), passíveis de utilização em áreas degradadas, para recomposição da vegetação arbórea.

Nome Científico	Nome Vulgar	Comportamento à luz
<i>Acácia polyphylla</i>	monjoleiro	luz difusa
<i>Aegyphilla sellowiana</i>	tamanqueira	heliófila
<i>Alchornea triplinervia</i>	tapiá-mirim	heliófila/luz difusa
<i>Amaioua guianensis</i>	marmelada-brava	
<i>Anadenanthera colubrina</i>	angico branco	heliófila
<i>Andira pisonis</i>		heliófila
<i>Aspidosperma olivaceum</i>	guatambú	umbrófila
<i>Aspidosperma polyneuron</i>	peroba-rosa	umbrófila
<i>Aspidosperma ramiflorum</i>	guatambú	umbrófila
<i>Astronium graveolens</i>	guaritá	heliófila
<i>Bathysa stipulata</i>	antuparana	
<i>Brunfelsia brasiliensis</i>	manacá	
<i>Buchenavia rabelloana</i>	amarelinho	
<i>Allophylus petiolulatus</i>	fruto-de-faraó	heliófila/luz difusa
<i>Cabralea canjerana</i>	cajarana	heliófila
<i>Cariniana estrellensis</i>	jequitibá-branco	umbrófila
<i>Cariniana legalis</i>	jequitibá-rosa	umbrófila
<i>Casearia decandra</i>	guaçatonga	heliófila/luz difusa
<i>Cedrela fissilis</i>	cedro	umbrófila
<i>Centrolobium robustum</i>	araribá	heliófila
<i>Chrysophyllum flexuosum</i>		umbrófila
<i>Clethra scabra</i>	canjuja	
<i>Clusia parviflora</i>		heliófila
<i>Cordia ecalyculata</i>	louro	
<i>Cordia trichoclada</i>		
<i>Cordia superba</i>	baba-de-boi	umbrófila
<i>Croton floribundus</i>	capixingui	heliófila
<i>Croton urucurana</i>	sangra-d'água	heliófila
<i>Couepia venosa</i>		heliófila
<i>Crescentia cujete</i>		
<i>Cryptocaria moschata</i>	canela-batalha	heliófila
<i>Cybianthus brasiliensis</i>		
<i>Cybianthus brownii</i>		
<i>Cytharexylum myrianthum</i>	pau-viola	heliófila
<i>Dahlstedtia pinnata</i>	guaraná-timbó	
<i>Dalbergia brasiliensis</i>	marmeleiro	heliófila
<i>Dalbergia frutescens</i>		
<i>Daphnopsis gemniflora</i>	imbira-branca	
<i>Enterolobium confortisiliquum</i>	tamboril	heliófila
<i>Eriotheca pentaphylla</i>		heliófila
<i>Esenbeckia leiocarpa</i>	guarantã	umbrófila
<i>Eugenia brasiliensis</i>	grumixama	heliófila
<i>Eugenia myrtifolia</i>	cabuí	heliófila
<i>Eugenia pyriformis</i>	uvaia	heliófila
<i>Eugenia squamosa</i>		heliófila
<i>Faramea tetragona</i>	pimenteira	

<i>Ficus enormis</i>	figueira-brava	heliófila
<i>Galesia integrifolia</i>	pau-d'alho	heliófila
<i>Gaylussacia brasiliensis</i>	camarinha	
<i>Genipa americana</i>	jenipapo	umbrófila
<i>Gilibertia heterophylla</i>		heliófila
<i>Gomidesia sellowiana</i>		
<i>Griselina ruscifolia</i>		
<i>Guapira opposita</i>	maria-mole	
<i>Guarea macrophylla</i>	catiguá-morcego	heliófila
<i>Guatteria dusenii</i>	cortiça	
<i>Guatteria polycarpa</i>		
<i>Guazuma ulmifolia</i>	mutambo	heliófila
<i>Hedyotis thesiifolia</i>		
<i>Hedyosmum brasiliensis</i>	chá-de-bugre	
<i>Hillia parasítica</i>		
<i>Hexaclamys handroi</i>		
<i>Ilex integrifolia</i>		heliófila/luz difusa
<i>Ilex oligoneura</i>		heliófila/luz difusa
<i>Ilex paraguariensis</i>	erva-mate	heliófila/luz difusa
<i>Ilex theezans</i>	caúna	heliófila/luz difusa
<i>Inga barbata</i>		heliófila
<i>Inga uruguensis</i>	ingá	heliófila
<i>Jacaranda montana</i>		
<i>Jacaranda semiserrata</i>	caroba-da-mata	heliófila
<i>Licania indurata</i>		
<i>Linociera arborea</i>	carne-de-vaca	
<i>Luehea divaricata</i>	açoita-cavalo	heliófila/luz difusa
<i>Machaerium oblongifolium</i>		
<i>Machaerium villosum</i>	jacarandazinho	umbrófila
<i>Martierea angustifolia</i>		
<i>Matayba juglandifolia</i>		
<i>Maytenus alaternoides</i>		
<i>Maytenus cestrifolia</i>		
<i>Miconia cubatanensis</i>	pixirica	
<i>Micropholis cuneata</i>		
<i>Mimosa bimucronata</i>	maricá	
<i>Mitranthes amblymitra</i>		
<i>Mollinedia argyrogyra</i>	pimenteira	
<i>Mollinedia engleriana</i>	pimenteira	
<i>Myrceugenia campestris</i>	guamirim-folha-miúda	
<i>Myrceugenia ovata</i>	guamirim	
<i>Myrcia rostrata</i>	guamirim-folha-fina	
<i>Myroxylon peruiferum</i>	cabreúva	umbrófila
<i>Nectandra megapotamica</i>	canelinha	heliófila/luz difusa
<i>Nectandra mollis</i>	canela-preta	heliófila/luz difusa
<i>Ocotea paulensis</i>		
<i>Ocotea paranapiacabensis</i>		
<i>Ocotea pretiosa</i>	canela sassafrás	heliófila
<i>Ocotea elegans</i>		
<i>Ouratea vaccinioides</i>	guaraparim	
<i>Paivaea langsdorffii</i>	cambuci	heliófila
<i>Parinari excelsa</i>		
<i>Parinari silvestris</i>		

<i>Pera glabrata</i>	coração-de-bugre	heliófila
<i>Persea alba</i>	canela	
<i>Piptocarpha axillaris</i>	canela-podre	
<i>Platycyamus regnelli</i>	pau-pereira	umbrófila
<i>Posoqueria acutifolia</i>	fruta-de-macaco	
<i>Pouteria pellita</i>		
<i>Pouteria torta</i>	guapeva	heliófila
<i>Psidium littorale</i>	araçá	heliófila
<i>Psidium spathulatum</i>		
<i>Psychotria nuda</i>	coração-de-negro	
<i>Psychotria sessilis</i>		
<i>Pterocarpus rohrii</i>	sangue-de-dragão	
<i>Quararibea turbinata</i>		
<i>Quina glaziovii</i>	juvarana	
<i>Rapanea lancifolia</i>	capororoca	
<i>Rapanea ferruginea</i>	capororoca	heliófila
<i>Rapanea venosa</i>	capororocão	
<i>Rollinia sericea</i>	cortiça	
<i>Rollinia xylopifolia</i>		
<i>Roupala brasiliensis</i>	carvalho-do-brasil	heliófila
<i>Roupala lucens</i>	carne-de-vaca	
<i>Salacia amygdalina</i>		
<i>Sclerolobium pilgerianum</i>		
<i>Schinus terebinthifolius</i>	aroeira-mansa	heliófila
<i>Senna multijuga</i>	aleluia	heliófila
<i>Senna macranthera</i>	manduirana	heliófila
<i>Swartzia langsdorffii</i>		umbrófila
<i>Siparuna brasiliensis</i>	capitú	
<i>Sloanea monosperma</i>	sapopema	heliófila/luz difusa
<i>Strychnos brasiliensis</i>		
<i>Styrax acuminatus</i>	cajuja	
<i>Styrax lancifolius</i>	cajuja	
<i>Styrax martii</i>	cajuja	
<i>Syphoneugia gomidesiana</i>	cambuí	
<i>Symplocos glanduloso-marginata</i>		
<i>Symplocos nitidiflora</i>		
<i>Tabebuia alba</i>	ipê-branco	heliófila
<i>Tabebuia avellanedae</i>	ipê-rosa	heliófila
<i>Tabebuia cassinoides</i>	caxeta	heliófila
<i>Tabebuia chrysotricha</i>	ipê-amarelo	heliófila
<i>Tabebuia heptaphylla</i>	ipê-roxo	heliófila
<i>Tabebuia serratifolia</i>	ipê-pardo	heliófila
<i>Tecoma dentata</i>		
<i>Ternstroemia brasiliensis</i>		
<i>Tetrapteris chalcophylla</i>		
<i>Tibouchina cerastifolia</i>		heliófila
<i>Tibouchina clinopodifolia</i>		heliófila
<i>Tibouchina holosericea</i>	orelha-de-onça	heliófila
<i>Tibouchina moricandiana</i>	quaresmeira	heliófila
<i>Tibouchina mutabilis</i>	quaresmeira	heliófila
<i>Tibouchina pulchra</i>	quaresmeira	heliófila
<i>Tibouchina regnelli</i>	quaresmeira-miúda	heliófila
<i>Tibouchina sellowiana</i>	quaresmeira	heliófila

<i>Trema micrantha</i>	crindiúva	heliófila
<i>Vochysia selloii</i>	pau-de-vinho	
<i>Zanthoxylum rhoifolium</i>	mamica-de-porca	heliófila
Palmeiras		
<i>Arecastrum romanzoffianum</i>	jerivá	heliófila
<i>Bactris setosa</i>	tucum	heliófila
<i>Euterpe edulis</i>	palmito-doce	umbrófila
<i>Geonoma gamiova</i>	guaricanga	
<i>Geonoma schottiana</i>	guaricanga	
Gymnospermae		
<i>Podocarpus sellowii</i>	pinheiro-bravo	heliófila

4.2. Modelos esquemáticos para recuperação

Modelos propostos por MACEDO (1993):

Modelo A

PI	NP	PI	NP	PI	NP
NP	PI	NP	PI	NP	PI
PI	NP	PI	NP	PI	NP
NP	PI	NP	PI	NP	PI
PI	NP	PI	NP	PI	NP
NP	PI	NP	PI	NP	PI

Alterna uma linha de espécies pioneiras (PI) com uma de não pioneira (NP), podendo ser o plantio simultâneo ou em época diferentes. A distribuição das mudas nas linhas pode ser ao acaso ou sistemático numa seqüência estabelecida, e o espaçamento é variável.

Modelo B

PI	PI	PI	PI	PI	PI
NP	NP	NP	NP	NP	NP
PI	PI	PI	PI	PI	PI
NP	NP	NP	NP	NP	NP
PI	PI	PI	PI	PI	PI
NP	NP	NP	NP	NP	NP

Os grupos de pioneiras (PI) e não pioneiras (NP) são alternados na linha de plantio. Na linha seguinte altera-se a ordem em relação a linha anterior. Tem como vantagem a distribuição mais uniforme dos dois grupos, promovendo um sombreamento mais regular.

Modelo C

PD	PD	PR	PR	PD	PD	PR
CL	S1	S2	CL	S1	S2	
PD	PD	PR	PR	PD	PD	PR
CL	S1	S2	CL	S1	S2	
PD	PD	PR	PR	PD	PD	PR

É efetuada a separação das pioneiras em dois subgrupos, a pioneira de copa mais densa (PD) e a pioneira de copa mais rala (PR). O plantio sistemático dos dois subgrupos criara um gradiente de luz para diferentes tipos de não pioneiras (S1 e S2 = secundárias menos e mais exigentes em luz, respectivamente)

Modelo D

```

////////////////////////////////////
                CAPOEIRA
////////////////////////////////////
NP  NP  NP  NP
////////////////////////////////////
NP  NP  NP  NP
////////////////////////////////////
                CAPOEIRA
////////////////////////////////////
NP  NP  NP  NP
////////////////////////////////////
////////////////////////////////////

```

São implantadas as linhas de espécies não pioneiras (NP) regularmente espaçadas entre si em picadas abertas no meio da vegetação secundária (capoeira) e é um modelo restrito à atividade de enriquecimento de vegetação secundária.

Modelos propostos por BARBOSA (1993)

Modelo E

1		1		1		1		1
	2						2	
1		1	1	1	1	1		1
			1		1			
1		1		2		1		1
			1		1			
1		1		1		1		1
	2						2	
1		1		1		1		1

Recomenda-se que as espécies umbrófilas (2) sejam plantadas após o estabelecimento e desenvolvimento das espécies heliófilas (1), podendo-se variar o espaçamento entre plantas. É também conhecido como circular, face a disposição que apresenta no campo, cuja vantagem principal é de se aproximar mais do modelo natural

Modelo F

CL	PI	PI	CL	PI	PI	CL
PI	PI	PI	PI	PI	PI	PI
PI	PI	PI	PI	PI	PI	PI
CL	PI	PI	CL	PI	PI	CL

Este modelo procura contemplar situações onde se pretende testar cultivos homogêneos com plantio em épocas distintas das espécies pioneiras (PI) no início e clímax (C1) após dois anos.

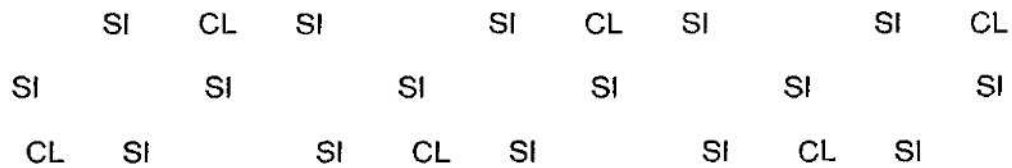
Modelo G

X	PI	X	PI	X	PI
NP	Y	NP	Y	NP	Y
X	PI	X	PI	X	PI
NP	Y	NP	Y	NP	Y
X	PI	X	PI	X	PI
NP	Y	NP	Y	NP	Y

Procura investigar situações de enriquecimento de modelo com a utilização de mudas de sementes com plantio e semeadura simultânea. O espaçamento deve ser variável, de acordo com a espécie a ser utilizada e, de tal modo, que a muda produzida por semente consista em uma forma de garantir eventuais falhas nas mudas (X=semente de espécie pioneira e Y=semente de espécie não pioneira).

Modelo proposto por MANTOVANI (comunicação em palestra)

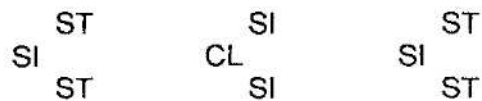
Modelo H



Os indivíduos dos estágios sucessionais pioneiro e secundário inicial (SI) são implantados em linhas obedecendo-se as curvas de nível, seguindo a drenagem, dificultando a formação de enxurradas. As espécies secundária tardia e clímax (CL) devem ser instaladas após o estabelecimento do bosque secundário inicial.

Modelo proposto por RODRIGUES et al. (1987)

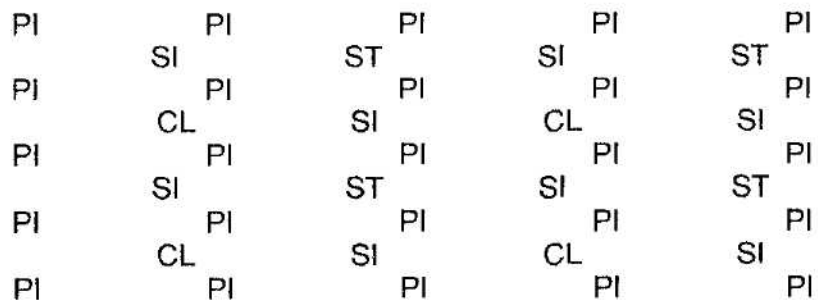
Modelo I



São intercaladas as espécies clímax (CL) e secundárias iniciais (SI) com espaçamento de 4 metros nas linhas horizontais e linhas de secundárias tardias (ST) e iniciais (SI) sequenciadas na vertical.

Modelo proposto por KAGEYAMA et al. (1990)

Modelo J



Intercala um linha de espécies pioneiras de clareira grande (PI), com espécies secundárias iniciais (SI) oportunistas de clareiras pequenas e clímax (CL) numa mesma linha ou secundárias iniciais (SI) e tardias (ST). O espaçamento entre pioneiras é 2x2m, entre secundárias iniciais 4x2m e secundárias tardias e clímaxes 4x4m.

4.3. Marcação das covas

Marcação e Abertura de Covas

A marcação para abertura de covas deverá ser precedida de capinas nos locais marcados (coroamento) e as covas poderão ser executadas manualmente ou com perfuratrizes acopladas a tratores agrícolas no tamanho 40x40x40cm. Neste último caso as covas serão complementadas manualmente, escarificando suas paredes com enxadão ou vanga de forma a evitar o espelhamento. Quando executadas manualmente, deve-se tomar o cuidado de separar os primeiros 20cm da camada de terra do restante, e ao fechá-las inverter a ordem de retirada do solo.

Para os modelos que requeiram adubação, após a sua abertura as covas serão preenchidas com adubo, de acordo com a recomendação da análise de solo a ser realizada.

As covas deverão estar preparadas pelo menos 30 a 60 (trinta a sessenta) dias antes do plantio, cujo fechamento deverá ocorrer logo após sua abertura, estaqueando o centro da cova. Caso não chova neste período, as covas deverão ser regadas para acomodação da terra. (atividade de difícil execução em vários locais e situações)

O plantio das mudas ocorrerá nos meses em que exista expectativa de chuvas, para facilitar o pegamento, caso isto não ocorra, deverá se proceder a irrigação, mantendo a umidade necessária até a completa instalação da muda.

Para executar o plantio, efetuar um buraco um pouco maior que o da embalagem que contém a muda, no centro da cova, o qual poderá estar previamente marcado com uma estaca.

Mantendo a muda próxima à cova, deve-se cortar a embalagem (quando for saco plástico), iniciando-se pela sua base e depois lateralmente, sem contudo tirá-la da muda, protegendo assim o bloco de terra. Cuidadosamente colocar a muda na cova segurando com as duas mãos. A seguir, com ligeiros movimentos verticais, retirar o saco plástico, enchendo-se completamente a cova, firmando a terra com os pés ou manualmente.

Ao terminar o plantio, fazer um embaciamento ao redor da muda plantada, elevando o nível da terra em torno da mesma, sempre que possível proceder uma irrigação abundante, mesmo que a terra esteja úmida.

4.4. Cuidados Pós-Plantio

As principais medidas que poderão ser tomadas logo após o plantio são:

a) tutoramento: as mudas deverão ser apoiadas temporariamente em tutores de bambu, enterrados a 0,50m do solo. Os tutores serão amarrados às mudas por corda ou sisal, de forma que não danifique os tecidos vegetais. Esta atividade poderá ser suprimida em algumas situações visando baratear os custos.

b) manutenção da área: deverá ter a mudas coroadas sempre que possível. A palha resultante será colocada sobre a cova, como cobertura morta, num diâmetro de 1 (um) metro ao redor da muda, para manter a umidade e controlar a presença de plantas competidoras.

c) controle de formigas: deverá iniciar antes do plantio das mudas e permanecer como uma prática rotineira para evitar danos.

d) inspeções periódicas: deverão ser efetuados controles preventivos, mantendo as plantas sempre livres de ramos doentes ou atacados por pragas, fazendo uma poda de limpeza e destruindo o material contaminado com fogo.

5. LITERATURA CONSULTADA

- BARBOSA, L. M. 1989. Estudos interdisciplinares do Instituto de Botânica em Moji-Guaçu, SP. In: Simpósio sobre mata ciliar. Campinas, Fundação Cargill, p. 171-191.
- BARBOSA, L. M.; BARBOSA, J. M.; BATISTA, E. A.; MANTOVANI, W.; VERONESE, S. A. & ANDREANI JR., R. 1989. Ensaio para estabelecimento de modelos para recuperação de áreas degradadas de matas ciliares, Moji-Guaçu-SP - Nota prévia. In: Simpósio Sobre Mata Ciliar, Campinas, Fundação Cargill, p.268-263.
- BARBOSA, L.M. 1993. Vegetação ciliar: Conceitos e informações práticas para conhecer e recuperar trechos degradados. Caderno de Pesquisa - Série Botânica, Santa Cruz do Sul - FISC, 5(1):3-36.
- BARBOSA, L.M.; ASPERTI, L.M. & BARBOSA, J.M. 1996. Características importantes de componentes arbóreos na definição dos estágios sucessionais em florestas implantadas. In: 4º Simpósio Internacional de Ecossistemas Florestais, Livro de Resumos, p.242-245.
- BUDOWSKI, G. 1970. The distinction between old secondary and climax species in Tropical Central American Lowland Forest. Trop. Ecol., 11(1):45-48.
- CAIRNS, J.JR, 1986. Restoration, reclamation and degraded on destroyed ecosystems. In: Conservation Biology. The science of scarcity an diversity. Sinauer Associates Inc. Massachussets, p. 465-84
- DÉCAMPS, H. & NAIMAN, R.J. 1990. Towards an ecotone perspective in Naiman, R.J. & Décamps, H. (Eds.) The ecology and management of aquatic-terrestrial ecotones. MAB series vol.4, UNESCO & Parthenon Publishing group, p. 1-6
- DENSLOW, J.S. 1980. Gap partitioning among tropical rain forest trees. Biotropica, 12:47-55 (Suplement).
- JOLY, C. A. 1994. Ecotones at the river basin scale global land/water interactions. In Jensen, A. (ed.) Proceedings of ecotones regional workshop, Australia, 1992. UNESCO Ecotones Research Project, p. 40-66.
- KAGEYAMA, P. Y. (Coord), 1986. Estudo para implantação de Matas Ciliares de proteção na Bacia Hidrográfica do Passa Cinco visando a utilização para abastecimento público. Relatório de Pesquisa, Piracicaba, ESALQ/USP/DAEE, 236p.
- KAGEYAMA, P.Y.; CASTRO, C.F.A. & CARPANEZZI, A.A. 1989. Implantação de matas ciliares: estratégias para auxiliar a sucessão secundária. In: Simpósio sobre Mata Ciliar, Campinas, Fundação Cargill, p. 320-332.
- KAGEYAMA, P.Y.; BIELLA, L.C. & PALERMO JR., A. 1990. Plantações mistas com espécies nativas com fins de proteção a reservatórios. In: 6º Congresso Florestal Estadual do Rio Grande do Sul, 2:265-278.
- KAGEYAMA, P.Y.; BIELLA, L.C. & PALERMO JR., A. 1991. Plantações mistas com espécies nativas com fins de proteção a reservatórios. In: 6º Congresso Florestal Brasileiro. Campos do Jordão, SP, Anais. 1:109-113.

- KAGEYAMA, P.Y. 1995. Modelos de revegetação para recuperação de matas ciliares. In: Simpósio sobre Mata Ciliar, XLVI Congresso Nacional de Botânica, p.396-397
- KLEIN, R.M. 1984. Síntese ecológica da floresta estacional da bacia do Jacuí e importância do reflorestamento com essências nativas (RS). In: Congresso Florestal Estadual do Rio Grande do Sul, 2:265-278.
- MACEDO, A.C. 1993. Revegetação: matas ciliares e de proteção ambiental. Revisado e ampliado por Paulo Y. Kageyama e Luiz G.S. Costa. São Paulo, Fundação Florestal, SMA, 26p.
- ODUM, E.P. 1988. Ecologia Ed. Guanabara, Rio de Janeiro, 434p.
- RODRIGUES, R.R.; LEITÃO FILHO, H.F. & CRESTANA, M.S.M. 1987. Recomposição artificial da mata ciliar ao redor da represa de abastecimento de água do município de Iracemápolis, SP. Plano Diretor de Manejo e Uso da Bacia Hidrográfica do Ribeirão Cachoeirinha, Município de Iracemápolis, SP, p.59-91.
- RODRIGUES, R.R. 1995. Métodos de revegetação em matas ciliares do Estado de São Paulo e exemplos de espécies florestais. In: Simpósio sobre Mata Ciliar, XLVI Congresso Nacional de Botânica, p.397-398
- SALIS, S. M.; TAMASHIRO, J. Y. & JOLY, C. A. 1993. Floristic comparisons between mesophytic semideciduous forests of the interior of the state of São Paulo, SE, Brazil. Vegetatio (submitted)
- SALVADOR, J. L. G. 1987. Comportamento de espécies florestais, nativas em áreas de depleção de reservatórios. Revista do IPEF, Piracicaba, 33:73-78.
- SIMPÓSIO SOBRE MATA CILIAR, 1989, São Paulo. Anais, BARBOSA, L.M. (coord.), Campinas, Fundação Cargill, 335p.
- SIMPÓSIO SOBRE MATA CILIAR, 1995, Ribeirão Preto, Resumos, BARBOSA, L.M. et al. (coord.), XLVI Congresso Nacional de Botânica, 416p.
- SODERO, P. 1978. Considerações nos Anais do Simpósio "Comunidade Vegetal com Unidade Biológica, Turística e Econômica". p. 36-39
- SWAINE, M.D. & WHITMORE, T.C. 1988. On the definition of ecological species groups in tropical rain forests. Vegetatio, 75:81-86.

CONSTRUÇÃO DE VIVEIROS FLORESTAIS PARA ESPÉCIES NATIVAS

RECIPIENTES E SUBSTRATOS ALTERNATIVOS PARA PRODUÇÃO DE MUDAS DE ESPÉCIES NATIVAS

Lilian Maria Asperti
Assistente Técnico de Pesquisa Científica
Instituto de Botânica/SMA

1. INTRODUÇÃO

Com o objetivo de fornecer informações básicas sobre a produção de mudas de espécies nativas em viveiros florestais, elaborou-se o presente texto no intuito também de fornecer aos produtores e técnicos interessados um instrumento de apoio aos trabalhos de recuperação de áreas degradadas. Pretende-se com isto preencher uma lacuna importante, com citação de situações concretas sobre a utilização de recipientes e substratos alternativos para produção de mudas de espécies florestais nativas.

Considerados como um conjunto de benfeitorias e utensílios, os viveiros florestais são locais onde se empregam técnicas especiais que proporcionem o máximo de produção e qualidade de mudas para utilização em projetos de recuperação vegetal de áreas degradadas. Dois tipos de viveiro se destacam: viveiros permanentes, para produção de mudas de forma contínua e com tempo indeterminado e viveiros temporários, onde se produz mudas para um determinado projeto ou área a ser recuperada ou florestada com espécies nativas e por um período limitado.

No Estado de São Paulo, todos os viveiros devem ser cadastrados junto a Coordenadoria de Assistência Técnica Integral (CATI), da Secretaria de Agricultura e Abastecimento do Estado de São Paulo e junto ao IBAMA.

2. LOCALIZAÇÃO, CONSTRUÇÃO E FUNCIONAMENTO DO VIVEIRO DE MUDAS FLORESTAIS

2.1. Considerações gerais

A escolha das sementes ou o conhecimento de sua origem é o principal fator de sucesso na produção das mudas. Representa baixo custo e é fundamental nos reflorestamentos heterogêneos como se propõe nos trabalhos de recuperação vegetal de áreas degradadas. Além disso, as técnicas de beneficiamento e armazenamento são igualmente importante, sendo recomendado que a semeadura seja efetuada o quanto antes, pois em geral, espécies nativas tem poder germinativo das sementes diminuído com o tempo.

2.2. Localização e Construção do Viveiro

O local escolhido para a construção do viveiro deve estar próximo a área a ser recuperada o que reduzirá os custos e eventuais danos causados no transporte das mudas. A topografia deve ser plana com ligeira declividade (1 a 2%) o que facilita o escoamento de água e o solo livre de plantas daninhas. O local também deve ser protegido de ventos, mas com fornecimento de luminosidade natural suficiente para suprir as necessidades e exigências das mudas.

Alguns cuidados como: a limpeza do local e a remoção de vegetação existente, de tocos, raízes, pedras e outros materiais; acerto do terreno; a facilidade de acesso e a construção ou adaptação de um local para guarda de materiais, além da disponibilidade de instalações da rede de água e energia elétrica; são fundamentais no preparo do local. O tamanho do viveiro varia de acordo com a dimensão do empreendimento ou tipo de viveiro.

As principais estruturas de um viveiro:

- Canteiro de sementeira: construção destinada a sementeira das espécies selecionadas para produção das mudas, poderão ser construídos em madeira ou alvenaria, com as seguintes dimensões: 1 metro de largura por 0,30 metros de profundidade e comprimento variável (até 10 metros). Podem estar no chão ou suspensos de forma que sua superfície fique a 0,80 metros de altura, o que facilita o trabalho, principalmente em viveiros definitivos ou de longos períodos de uso. Devem ser preenchidos com três camadas seqüenciais da base para a superfície como segue: 1ª com brita (5 - 10cm); 2ª com areia grossa (5cm) e a 3ª do substrato adequado (10-15cm). Esta camada de substrato deve ser bem fértil, permeável e com boa capacidade de retenção de umidade em um certo período. Os canteiros deverão ser distanciados de 0,50 a 0,60 metros entre si para possibilitar uma melhor movimentação dos funcionários e ferramentas. Transversalmente à posição dos canteiros devem ser deixados ruas de 1,50 metros de largura para circulação e retirada de mudas. As sementeiras poderão ser cobertas com telados móveis com aproximadamente 50% de sombreamento ou utilização da luz natural.

- Pátio de transplante ou galpão: construção de uma área coberta de 3 x 5 metros onde as mudas retiradas dos canteiros de sementeira serão transplantadas para os recipientes (repicagem), cujo substrato deverá ser preferencialmente mais argiloso e de melhor fertilidade que o dos canteiros de sementeira.

- Canteiros de mudas: estes canteiros poderão ter as mesmas dimensões do canteiro de sementeira. Após o transplante, as mudas serão transportadas para os canteiros, para adaptação das mudas, onde permanecerão até a época de plantio.

O terreno destes canteiros deverá ser nivelado, revestido com uma camada fina de areia durante a permanência das mudas, para evitar o enraizamento das mesmas no solo e a instalação de ervas daninhas.

Os canteiros poderão ser sombreados com telados móveis de sombrite de 50% de sombreamento. No caso de espécies que crescem a pleno sol, cerca de 15 dias após a repicagem é suficiente para sua permanência sob o telado.

Os canteiros de sementeira e de mudas serão orientados no sentido norte-sul, com referência ao seu eixo longitudinal.

- Outras instalações: é recomendável a construção de um galpão para estocagem de substrato, material agropecuário e ferramentas. Também uma sala com desumidificador é aconselhável, onde as sementes ficarão armazenadas, embora que, por pouco tempo.

2.3. Recipientes e Substratos

2.3.1. Recipientes

Os recipientes utilizados poderão ser sacos plásticos ou tubetes de polipropileno de formato cônico com capacidades de 50cm³ e de 100cm³ para espécies de sementes maiores.

Os tubetes são colocados em bandejas a 0,80m de altura, numa densidade de 1.100 tubetes/m² de bandeja para tubetes menores e densidade de 625 tubetes/m² de bandeja para tubetes maiores. Quando as mudas estiverem no seu estágio final, deverá ser reduzido pelo menos metade do número de tubetes/bandeja, para evitar o adensamento.

Quanto ao tamanho dos sacos plásticos, irá depender também da espécie. Para espécies de rápido crescimento serão utilizados sacos de 9x14cm ou 8x15cm com espessura de 0,07mm. Para espécies que permaneçam mais tempo no viveiro, serão utilizados sacos de 11x25cm com

espessura de 0,15mm. Os sacos menores poderão ser colocados à base de 250 mudas/m² e os maiores à base de 100 mudas/m².

2.3.2. Substratos

Com relação aos substratos mais adequados, pode-se optar por utilizar 70% de terra de barranco mais 30% de composto orgânico ou esterco curtido, quando o plantio for em saco plástico.

No caso de tubetes, o cuidado com o substrato é fundamental. Deve ter características desejáveis como boa drenagem, boa retenção de nutrientes, ser leve, de custo baixo e fácil de ser manuseado.

Os substratos mais recomendáveis ou usados são:

1. vermiculita (30%) + terra de barranco (10%) + matéria orgânica (60%)
2. terra de barranco (40%) + areia (40%) + esterco curtido (20%)
3. vermiculita (40%) + terra de barranco (20%) + palha de arroz carbonizada (40%)

No 1º caso, a matéria orgânica pode ser casca de pinus ou eucalipto triturada e palha de café. Deve-se evitar o uso de terra argilosa.

Para evitar doenças e/ou pragas seria conveniente submeter o substrato ao expurgo com produto adequado, sempre com orientação de profissional habilitado.

3. PRODUÇÃO DE MUDAS

A produção de mudas por semeadura pode ser feita de duas maneiras:

- a) semeadura direta no recipiente
- b) semeadura em canteiros (sementeiras)

Geralmente, apenas as sementes muito pequenas são semeadas em canteiros, já que são de difícil manuseio, ou então, quando se desconhece o poder germinativo da semente ou ele é muito baixo e quando a sua germinação é muito irregular, como é o caso das espécies pioneiras. Já as espécies cujas sementes são maiores, a semeadura ocorrerá diretamente no recipiente a ser utilizado (sacos plásticos e/ou tubetes) na base de duas ou três sementes por recipiente, dependendo do percentual e do poder germinativo das sementes de cada espécie.

A semeadura em canteiro deve ser efetuada à lanço, após o que as sementes serão cobertas por fina camada de substrato peneirado e por último, material inerte (palha de arroz, capim, serragem, etc.), de aproximadamente 1cm de altura, para manter a umidade e evitar variações térmicas.

Após a semeadura procede-se à irrigação, mantendo os canteiros com uma boa umidade, contudo tomando-se o cuidado com a agressividade da irrigação. A sua intensidade não deverá propiciar encharcamentos. As regas devem ser executadas no início da manhã e/ou no fim da tarde, com frequência variando até no máximo duas vezes/dia. As mudas devem permanecer durante períodos variados sob cobertura com sombrite, que dependerá da espécie em produção.

Na semeadura direta as sementes serão colocadas nos recipientes, cobertas com substrato e material inerte, repetindo-se os demais procedimentos efetuados em canteiros de semeadura.

Na repicagem as mudas deverão apresentar com a primeira folha definitiva, quando se processa a seleção daquelas com melhor aspecto, mais desenvolvidas e vigorosas. Ao repicar as mudas para o recipiente deve-se ter o cuidado de não cobrir o colo das mesmas e "aderir" o solo do recipiente à raízes com as mãos. Se a semeadura for pelo processo direto, haverá necessidade de desbaste das mudas, considerando forma e vigor, deixando-se apenas uma planta por recipiente.

Para a realização da repicagem deverão ser observados os seguintes cuidados:

- proceder a irrigação dos canteiros de semeadura, para facilitar o arrancamento das mudinhas. Para tanto, cava-se em volta das mudas com ferramentas apropriadas (pás), segurando pelo colo, evitando prejudicar as raízes;

- colocar as mudas em recipiente com água, para proceder a seleção com base no vigor e na forma, simultaneamente faz-se a poda das raízes, quando necessária;
- os recipientes deverão estar preenchidos com substrato, e após molhá-lo, abrir um orifício no centro de cada recipiente, com profundidade suficiente para acomodar as raízes. Após o plantio, o orifício deve ser preenchido com substrato peneirado, fino e seco, evitando a formação de bolsas de ar. Após esta operação, puxa-se levemente a plântula para cima de forma a endireitar a raiz principal.

As mudas recém-transplantadas devem ficar protegidas por telados de sombrite até o pegamento após a repicagem e a irrigação deverá ser suave e freqüente.

4. CUIDADOS ESPECIAIS

a) Doenças

São basicamente três as principais doenças que atacam os viveiros e que quando bem conduzidos, dificilmente ocorrem:

- Damping-off: é a principal doença que ocorre em viveiro, causado por diversos fungos do solo e pode ocorrer na fase de pré-emergência das sementes, quando atacam a radícula ou na fase de pós-emergência, atacando as raízes e o colo.

- Podridões de raiz: o patógeno provoca necrose nos tecidos, ocorrendo escurecimento e apodrecimento das raízes.

- Doenças da época: são manchas e crestamentos foliares, as secas de panículas, as mortes de ponteiros e as necroses de tecidos do caule.

As medidas consistem no controle dos fatores ambientais, como a redução do sombreamento e irrigação, desinfecção de substratos com Brometo de Metila (20-30ml/m² de canteiro) e pulverização com fungicidas como Captan 50% e Benomil 50% (1g/m² de canteiro), no primeiro sintoma de aparecimento das doenças.

b) Pragas

As pragas de maior ocorrência em viveiros florestais são cupins, lagartas, pulgões, cochonilhas, besouros. Serão utilizados inseticidas registrados para estas pragas em caráter curativo, não como prevenção

c) Ervas Daninhas

O controle de ervas daninhas será efetuado manual e mecanicamente ou utilizando-se de herbicidas, em todo o viveiro e não somente nos canteiros.

5. TRATOS CULTURAIS

a) Adubação

Será recomendada a partir da análise química do solo, que no caso de produção das mudas são geralmente pobres em nutrientes (subsolo). É fundamental contar com auxílio de assessoria técnica nesta prática, para evitar danos às mudas e prejuízos ao trabalho de recuperação vegetal.

b) Poda: poderá ocorrer na parte aérea ou radicular, sendo portanto:

- poda aérea: utilizar-se-á esta poda para corrigir diferenças na copa, visando a obtenção de mudas proporcionalmente homogêneas.

- poda das raízes: utilizar-se-á a poda radicular apenas nos casos em que esta facilitar a repicagem.

c) Seleção das mudas

Serão descartadas as mudas que apresentarem qualquer dano, sintomas de deficiências ou ataque de doenças.

d) Dança

Consiste na troca das mudas de um lugar para outro, dentro do próprio canteiro ou entre canteiros. Será executada para agrupar mudas de mesmo tamanho, de tal forma que as mudas maiores fiquem dispostas nas bordas dos canteiros e as menores no centro, induzindo estas últimas a se desenvolverem à procura de luz.

6. EXPEDIÇÃO

Quando da data de plantio das mudas, estas deverão sofrer o processo de rustificação, com exposição gradativa às condições de campo (redução de irrigação e de sombreamento). Tanto no caso de sacos plásticos ou tubetes, as mudas serão expedidas com o substrato mais seco, de forma a evitar o esboroamento.

7. OUTRAS RECOMENDAÇÕES

No interior do viveiro será instalado um sistema de irrigação que atenda todas as áreas de cultivo, utilizando-se de microaspersores.

Para que haja um controle mais efetivo sobre as mudas produzidas, uma ficha de identificação deverá ser preenchida. Esta ficha deverá ser preenchida para cada lote de sementes/estacas coletadas, para acompanhamento do desenvolvimento.

Ficha de controle do viveiro	
Nome popular:	
Nome científico:	
Data de coleta:	
Propagação por:	semeadura _____ estaquia _____ outros _____
Procedência:	
Data de semeadura/estaquia:	
Quantidade de sementes/estacas/outros (especificar):	
Data de transplante:	Início da germinação: _____
% de germinação	
Nº de mudas produzidas:	ou existentes: _____

8. LITERATURA RECOMENDADA

MACEDO, A.C. 1993. Produção de mudas em viveiros florestais: espécies nativas. Revisado e ampliado por P.Y.Kageyama e L.G.S.Costa. Fundação Florestal/SMA, São Paulo, 21p.

MARTIN, P.S. & CAMARGO, C.E.D. (coords.). 1987. Manual Brasil Agrícola, 6:449-513.

ASPECTOS DA TECNOLOGIA DE PRODUÇÃO DE SEMENTES DE ESPÉCIES NATIVAS FLORESTAIS

Dr. José Marcos Barbosa
Seção de Sementes/IBt - SP

1. INTRODUÇÃO

Para produção de sementes de boa qualidade, é necessário que se efetue a colheita no momento em que as mesmas se apresentem fisiologicamente maduras, e que sejam provenientes de matrizes sadias e vigorosas. O ponto de colheita das sementes é determinado através da maturação baseados em parâmetros morfo-fisiológicos, tais como: a coloração dos frutos, teor de umidade, peso seco e porcentagem de germinação das sementes, além das observações sobre o desenvolvimento desde o início do florescimento até o fim de todo o processo de frutificação da espécie. Assim, de um modo geral, sementes madura e vigorosas possuem maior capacidade de serem submetidas aos processos de beneficiamento e armazenamento, que incluem desde os possíveis danos causados às sementes na secagem, até as injúrias no armazenamento. Além disso, uma semente colhida próximo do seu ponto de maturidade fisiológica, portanto mais vigorosa, permanece por mais tempo viável que uma sementes colhida ainda imatura ou já passada, quando submetidas às mesmas condições de armazenamento, além de apresentar uma maior capacidade germinativa.

A qualidade das sementes é também determinada pelos processos de secagem, extração, beneficiamento e armazenamento, que devido à grande diversidade na morfologia dos frutos de espécies nativas, necessitam de técnicas e equipamento adequados para extração das sementes, a fim de não comprometer a qualidade das mesmas.

2. PROCEDIMENTO METODOLÓGICO PARA COLHEITA DE SEMENTES

Inicialmente serão selecionados os maciços florestais para se proceder à colheita de sementes, de forma a se representar ao máximo a vegetação regional.

2.1. Seleção de maciços

A seleção dos maciços será efetuada com base na revisão da literatura sobre os principais trabalhos de florística e fitossociologia da região, onde se pretende realizar o trabalho de recomposição, considerando os mapas existentes sobre os maciços florestais remanescentes na região, além de uma avaliação a ser efetuada através de visitas aos maciços.

Os maciços serão selecionados considerando sempre áreas florestadas naturais, evitando-se com isso a possibilidade de colheitas de sementes em árvores isoladas.

Cada maciço será identificado de acordo com a sua localização e indicação das espécies e matrizes que fornecerão sementes para produção de mudas. Dentro dos maciços, serão identificados as colônias, indivíduos e as matrizes correspondentes. Para este trabalho devem ser utilizadas fichas de identificação conforme modelo apresentado a seguir. Dentro dos maciços, serão identificados as colônias, indivíduos e as matrizes correspondentes.

2.2. Seleção de matrizes

Será efetuada com base nos aspectos fitossanitários, morfológicos e na localização entre indivíduos de uma mesma espécie nos maciços e colônias. Tal procedimento propiciará a seleção de matrizes com maior variabilidade genética. Será ainda, processada a colheita de material botânico das matrizes, para fins de identificação e confecção de exsicatas.

Assim, os seguintes aspectos devem ser levados em consideração:

- Aspectos Fitossanitários e Vigor: os indivíduos devem se encontrar desprovidos de pragas e doenças e se apresentarem com aspecto vigoroso, principalmente no que se refere à altura e diâmetro da matriz selecionada. Deve-se proceder a uma análise de comparação visual entre os indivíduos existentes no maciço, estabelecendo como aptos para colheita de sementes, somente aqueles que se sobressaem dentro da população para cada espécie.
- Morfologia dos indivíduos: deve ser determinada através de avaliação da árvore no que se refere ao formato do tronco e copa, de modo a selecionar indivíduos dentro de cada espécie, considerando somente os aspectos desejáveis de modo que as matrizes representem ao máximo as características peculiares das diferentes classes sucessionais (pioneiras, secundárias e clímax) para os indivíduos de cada espécie. Assim, o tamanho da copa e formato do tronco devem ser analisados de modo a selecionar indivíduos com copa grande, longa e densa, mas que possuam os caracteres desejáveis anteriormente relatados.
- Produção de Sementes/Frutificação: selecionar os indivíduos que apresentem frutificação abundante, avaliando-se através de comparação visual dentro de uma mesma população, os melhores. Quando for o caso a identificação das matrizes será efetuada marcando os maciços através de plaquetas de alumínio previamente numeradas, anotando-se a sua localização.

Após determinado o número de espécies a serem colhidas, deve-se efetuar uma avaliação no sentido de identificar quais se enquadram como, pioneiras, secundárias e clímaxes, procedendo uma programação referente a quantidade de sementes a ser colhida de cada espécie, considerando a área a ser reflorestada, densidade de plantio (espaçamento) e o percentual de mudas necessário, previsto nos modelos de recomposição para cada situação de degradação da área. Desta forma, o viveiro de produção deverá possuir mudas de diferentes espécies referentes aos grupos sucessionais (pioneira, secundária e clímaxes) na proporção a ser utilizada no campo para os trabalhos de recuperação de áreas a serem reflorestadas.

2.3. Colheita de sementes

A colheita das sementes será efetuada nos maciços selecionados, anteriormente referidos, sendo que os lotes de cada espécie sejam constituídos de sementes provenientes de no mínimo 15 indivíduos, a fim de manter a variabilidade genética das plantas/mudas a serem utilizadas nos trabalhos de recomposição florestal.

2.4. Época de colheita

Para efetuar a colheita deve-se levar em consideração principalmente o ponto de maturidade fisiológica das sementes, fator determinante da qualidade das mesmas. Assim, ao nível de campo, algumas características devem ser consideradas como índice de maturação, quais sejam: coloração,

queda natural, abertura e rachaduras dos frutos, tamanho e textura dos mesmos, entre outras. Contudo, já existem, para várias espécies, recomendações de épocas de colheita que consideram estes aspectos. Sugere-se que, em cada matriz selecionada no campo para colheita de sementes, seja visitada periodicamente (15 dias) avaliando o estado fenológico em que se encontram os indivíduos (botão, flor, fruto verde, fruto maduro), para que se tenha uma previsão e programação de colheita.

2.5. Métodos e recomendações necessárias na colheita

As colheitas podem ser feitas manualmente com auxílio de ferramentas procedendo-se algumas vezes a escalada nas árvores, dependendo da espécie. Assim, são utilizados, de um modo geral, as seguintes ferramentas: tesoura de poda e de alta poda, cinturões de segurança, esporões, escadas, sistema de cadeirinha de alpinismo, linha indiana chumbada, facões, etc. É recomendada a colheita de no máximo 50% dos frutos por indivíduo tomando-se o cuidado para não prejudicar a árvore matriz, procedendo a colheita somente dos frutos maduros. Assim, quando juntamente com a frutificação for observada a presença de botões florais e flores, colher somente os frutos maduros que sejam equivalentes a 50% da copa, a fim de não prejudicar frutificações posteriores e interferir o mínimo possível no processo de reprodução natural do indivíduo e da espécie, com relação à preservação do maciço.

Para os indivíduos de porte alto e de madeira resistente, a colheita deve ser efetuada através da escalada das árvores com auxílio de cinturões e esporões ou com utilização da cadeirinha de alpinismo, procedendo-se à agitação do ramos finos ou ao corte dos ramos terminais com os frutos. No caso de indivíduos de fuste reto e liso, a colheita pode ser efetuada utilizando-se a linha indiana chumbada para agitar a copa. Para os indivíduos de porte médio ou pequeno, utilizar tesoura de poda alta para cortar somente os ramos terminais com frutos. Por ocasião da colheita, deve-se preencher a ficha correspondente, conforme modelo a seguir exemplificado:

FRENTE

FICHA DE COLHEITA: _____	LOTE Nº: _____
IDENTIFICAÇÃO DO MACIÇOS/COLÔNIA: _____	
Espécie (nome vulgar): _____	
(nome científico): _____	
Data da colheita: ____ / ____ / ____	Coletor: _____
Local: _____	
Quantidade de indivíduos colhidos: _____	
Quant. colhida: _____ Kg	Tipo fruto: _____
Vegetação de ocorrência: _____	
Observações: _____	

VERSO

Quantidade de frutos colhidos:	_____
Condições:	_____
Quantidade de sementes colhidas:	_____
Condições:	_____
Quantidade de sementes beneficiadas:	_____
Condições:	_____
Início secagem: ___/___/___	Fim secagem: ___/___/___
Câmara seca: ___/___/___	
Controle de Qualidade: _____	% Germinação: _____
Pureza: _____	

Recomenda-se a utilização da "ficha de colheita" para que se tenha maior controle dos lotes das colônias das espécies dos diferentes maciços, a fim de salvaguardar a qualidade fisiológica das sementes em cada lote, bem como, para se obter maior controle quanto à manutenção da variabilidade genética das sementes.

3. SECAGEM, BENEFICIAMENTO E ARMAZENAMENTO DE SEMENTES DE ESPÉCIES FLORESTAIS NATIVAS

3.1. Extração das sementes

É o processo de retirada das sementes dos frutos, utilizando-se de técnica de acordo com o tipo dos mesmos. Assim, classificam-se, para fins de extração, os seguintes tipos de frutos:

a) frutos secos: este tipo é dividido em duas categorias: deiscentes e indeiscentes. Para os frutos secos deiscentes, a extração das sementes é efetuada utilizando-se secagem dos mesmos ao sol ou em secadores. No caso dos frutos indeiscentes, a retirada das mesmas deve ser feita mecanicamente, com a utilização de ferramentas e, em alguns casos, utilizando-se máquinas que promovem a quebra dos frutos. Dependendo do fruto (normalmente para tipo vagem), pode-se efetuar previamente a imersão em água por um período de até 48 horas e ao final submetê-los à secagem para favorecer a abertura.

Em ambos os casos é necessário efetuar a agitação dos frutos par liberação total das sementes e proceder à retirada das impurezas. tal operação pode ser efetuada através de peneiras, ou equipamentos como: máquina de peneira vibratória (classificadora), túnel de ventilação e mesa gravitacional.

b) frutos carnosos: o processo pode ser manual ou em alguns casos, utilizar-se de máquinas despoldadoras. No processo manual para a retirada da polpa, dependendo da espécie, deve-se previamente submergir os frutos em água por períodos de 12 a 24 horas e depois proceder à maceração de encontro à peneira. A seguir, as sementes devem passar por uma rápida lavagem para eliminação do material restante e então ser submetida à secagem, que pode ser a pleno sol ou à sombra. Recomenda-se a não permanência das semente em água após a maceração dos frutos, a fim de evitar o início da embebição das mesmas, o que poderia ocorrer para algumas espécies.

3.2. Secagem

Este processo é utilizado não só como uma operação de extração das sementes, como também para redução do conteúdo de umidade das mesmas, possibilitando uma melhor adequação para o seu armazenamento.

A secagem é necessária para a maioria das espécies, principalmente para as sementes consideradas ortodoxas. Contudo, existem espécies cujas sementes não suportam a desidratação, as chamadas “sementes recalcitrantes”, que conservam-se melhor quando acondicionadas com alto teor de umidade. Por outro lado, existem frutos que apresentam alto teor de umidade e que necessitam de cuidados especiais para que o conteúdo de umidade diminua gradativamente, utilizando-se temperaturas mais amenas, ou pré-secagem à sombra para posterior secagem a pleno sol. De um modo geral, o processo de secagem para as espécies florestais nativas deve ser lento e gradativo, com utilização de temperaturas variando de 30° a 40°C. Secagens rápidas necessitam de temperaturas altas, o que pode causar danos à qualidade das sementes e, inclusive, induzir à dormência. Contudo, o período de secagem depende da espécie, da temperatura de secagem, do conteúdo de umidade inicial e das condições desejadas para o armazenamento. A redução do conteúdo de umidade das sementes durante o armazenamento é necessária para diminuir o ataque dos insetos e incidência dos microorganismos, bem como para reduzir a velocidade de deterioração das sementes, devido à baixa taxa de respiração das mesmas quando secas.

Métodos de Secagem

a) secagem natural: as sementes são submetidas à secagem a pleno sol em terreiros de secagem. Os frutos devem ser colocados em camadas com espessura variando de 5 a 20cm, de acordo com o tipo de fruto, ou de 3 a 5cm em função da semente. Utilizam-se, para acondicionar as sementes e frutos, tabuleiros de madeira e encerados, que normalmente são colocados em terreiros cimentados. Durante todo o processo da secagem deve-se promover o revolvimento dos frutos e sementes e protegê-los da umidade cobrindo-os com lonas durante a noite para evitar o orvalho e chuvas.

O tempo de secagem das sementes e frutos vai depender das condições atmosféricas, do conteúdo de umidade inicial e da umidade da semente desejada para o armazenamento.

b) secagem artificial: é um método que independe das condições climáticas e que é feito utilizando-se estufas e/ou secadores providos de termostatos regulados para temperatura de 30°C a 40°C, dependendo da espécie. Neste caso, a secagem pode ser contínua ou intermitente, de acordo com o período de ventilação de ar quente dirigido para junto da massa de sementes e frutos. A secagem intermitente, para a maioria das espécies, causa menos danos que a contínua, é mais demorada, o que pode tornar o processo mais oneroso.

3.3. Beneficiamento e armazenamento

Consiste numa série de operações realizadas mecanicamente para retirar as impurezas, sementes de outras espécies, sementes chochas, e promover a homogeneização do lote no que se refere ao tamanho, peso e forma das sementes.

É um processo mais utilizado para espécies agrícolas e florestais exóticas. Para espécies nativas, tal processo é realizado manualmente, utilizando-se peneiras. Contudo, algumas pesquisas já possibilitam a produção em grande quantidade de sementes de boa qualidade, envolvendo o processamento em máquinas como: secador rotativo de ar forçado, túnel de ventilação, classificadora de peneira vibratória e mesa gravitacional, entre outros equipamentos.

3.4. Armazenamento

Por ocasião da maturidade fisiológica as sementes apresentam-se com o máximo de vigor, verificando-se a partir de então uma queda progressiva da qualidade que pode ser amenizada através de estudos de tecnologia de sementes. Assim, uma semente madura e/ou recém-colhida apresenta alto conteúdo de umidade. Após ser submetida à secagem, diminui a umidade e, conseqüentemente, reduz a sua taxa de respiração, assim, se a semente for armazenada em condições não apropriadas, a tendência é que ela entre em equilíbrio com o ambiente e torne a absorver umidade, dando início ao processo de deterioração e perda de vigor. O armazenamento deve proporcionar condições ambientais apropriadas para os diferentes tipos de sementes, a fim de conservar a viabilidade das mesmas por períodos mais prolongados. Assim, os ambientes para armazenamento classificam-se em:

- a) câmaras frias e úmidas: com temperatura variando de 5 a 10°C e de 40 a 90% U.R.
- b) câmaras secas: com temperatura variando de 10 a 15°C e de 40 a 50% U.R.
- c) câmaras frias e secas: com temperaturas variando de 4 a 10°C e de 40 a 50% U.R.

Para determinação do ambiente de armazenamento apropriado para cada semente é necessário antes classificá-la em ortodoxa ou recalcitrante, de acordo com:

- a) ortodoxas: suportam bem o processo de secagem uma vez que se pode diminuir o seu conteúdo de umidade sem prejudicar muito a qualidade fisiológica, portanto, podem ser submetidas a períodos de armazenamento em câmaras secas e frias, anteriormente mencionadas.
- b) recalcitrantes: não suportam a diminuição rápida do conteúdo de umidade, o que reduz drasticamente a sua viabilidade. Assim, esse tipo de semente requer um acondicionamento em ambientes que mantenham o teor de umidade das sementes acima do limite crítico de cada espécie.

Outro ponto a ser considerado no armazenamento é o tipo de embalagem, classificada em função do grau de permeabilidade à água (vapor d'água) em permeáveis, semi-permeáveis e impermeáveis.

No caso do uso de embalagens impermeáveis, as sementes só poderão ser acondicionadas quando estiverem bem secas, com teor de umidade ao redor de 8%, o que não permite a formação de umidade no interior das mesmas. Desta forma, a embalagem a ser recomendada para cada espécie está diretamente relacionada com o tipo de semente, com o conteúdo de umidade desejado por ocasião da secagem e com o ambiente de armazenamento.

Obs.: sugere-se consultar as fichas técnicas como as elaboradas pelo INSTITUTO DE BOTÂNICA & FUNDAÇÃO FLORESTAL (1993), referentes aos aspectos de beneficiamento e armazenamento para várias espécies nativas. Assim, informações sobre as espécies quanto ao tipo de semente

ortodoxa ou recalcitrante), necessidade de tratamento de quebra de dormência, período de longevidade, tipo de secagem, extração de sementes, germinação, entre outros, encontram-se nestas fichas.

4. BIBLIOGRAFIA CONSULTADA

- AGUIAR, I.B.; PIÑA RODRIGUES, F.C. & FIGLIOLIA, M.B. 1993. Sementes Florestais Tropicais. ABRATES, 350p.
- BARBOSA, J.M. 1992. Curso sobre colheita, processamento e armazenamento de sementes de espécies nativas. Instituto de Botânica, 37p.
- INSTITUTO DE BOTÂNICA & FUNDAÇÃO FLORESTAL. 1993. Essências Florestais Nativas do Estado de São Paulo. Informações Técnicas. 153p. (texto mimeografado).
- PIÑA RODRIGUES, F.C. & FIGLIOLIA, M.B. 1993. Manejo de sementes de espécies arbóreas. Revista do IPEF. Circular Técnica. (no prelo).

Acervo
ISA

QUESTIONÁRIO SOBRE O CURSO DE RECUPERAÇÃO VEGETAL EM ÁREAS DEGRADADAS

1. Dados Pessoais

Nome:	
Endereço:	
e-mail:	tel.:
Empresa/Fax	fax:

As questões a seguir apresentadas (Parte I) tem como objetivo principal conhecer o atual estágio de conhecimento dos participantes. Assim, solicita-se que cada participante responda todas as questões, sem "chutes" devendo, caso tenha dúvida, assinalar a alternativa "não sei", que significa dúvida ou não conhecimento da questão.

1. Biodiversidade pode ser definida como sendo:

- (a) a variedade de seres que compõe a vida na terra representado pelo conjunto de todas as espécies de plantas, animais e microorganismos e os ecossistemas dos quais fazem parte
- (b) a variedade de espécies vegetais que compõe um ecossistema em equilíbrio
- (c) o número de espécies vegetais e animais inventariadas em dois ou mais ecossistemas distintos com igual número de espécies (vegetais e animais) que mantém o equilíbrio da vida
- (d) nenhuma das anteriores
- (e) todas estão corretas
- (f) não sei

2. Ecossistema degradado é aquele que após ter sofrido um distúrbio qualquer apresenta:

- (a) baixa resiliência, seu retorno ao estado anterior pode não ocorrer naturalmente ou ser extremamente lento
- (b) ainda dispõe de meios de recuperação biótica (através de chuva de sementes, banco de sementes e de plântulas), sendo suficientemente ativo para se recuperar
- (c) perturbado com amplas possibilidades de se recuperar naturalmente
- (d) facilidades de restauração desde que tenha interferência antrópica dirigida com modelos adequados de revegetação ou recuperação da vegetação original
- (e) nenhuma das anteriores
- (f) não sei

3. A recuperação de um ecossistema degradado pode ser efetuada pela:

- (a) restauração de sua condição original
- (b) reabilitação pela restauração de algumas características originais mais apreciáveis
- (c) criação de um ecossistema novo com características desejáveis e que é distinto do original
- (d) as alternativas b e c estão corretas
- (e) nenhuma das anteriores
- (f) não sei

4. A Convenção da Diversidade Biológica tratou:

- (a) das diretrizes para a conservação da biodiversidade, com objetivo de manter a maior variedade de organismos vivos
- (b) das diretrizes para a conservação da biodiversidade, com objetivo de manter a maior variedade de comunidades e ecossistemas
- (c) das diretrizes para a conservação da biodiversidade, com objetivo de manter a maior variedade de organismos vivos, de comunidade e de ecossistemas a fim de atender às necessidades das presentes e futuras gerações
- (d) a e b estão corretas
- (e) nenhuma das anteriores
- (f) não sei

5. O teste de germinação tem como finalidade:

- (a) obter informações sobre a qualidade fisiológica das sementes
- (b) comparar diferentes lotes de sementes da mesma espécie
- (c) assegurar a porcentagem de germinação que será obtida em campo
- (d) todas as anteriores corretas
- (e) a e b corretas
- (f) a e c corretas
- (g) não sei

6. As sementes que não germinaram e permanecem inalteradas ao final do teste de germinação devem ser consideradas:

- (a) inviáveis
- (b) duras e dormentes
- (c) mortas
- (d) a e b corretas
- (e) b e c corretas
- (f) a e c corretas
- (g) não sei

7. Os resultados obtidos na análise de sementes:

- (a) refletem a qualidade do lote a qualquer tempo
- (b) refletem a qualidade inicial do lote, mesmo se a análise for realizada após algum tempo de armazenagem
- (c) refletem a qualidade do lote por ocasião dos testes, desde que a amostra seja representativa de todo o lote
- (d) só refletem a qualidade das sementes que compunham a amostra
- (e) nenhuma das anteriores
- (f) não sei

8. Uma plântula pode ser considerada normal:

- (a) somente se apresentar todas as suas estruturas intactas e visíveis, quais sejam: sistema radicular, hipocótilo, um par de cotilédones verdes, epicótilo, coleótilo e folhas primárias
- (b) mesmo se apresentar pequenos defeitos, desde que mostre desenvolvimento satisfatório e equilibrado
- (c) se estiver seriamente deteriorada devido ao ataque de fungos e bactérias, desde que apresente todas as estruturas essenciais e a própria semente não tenha sido a fonte de infecção
- (d) mesmo se apresentar até metade de suas estruturas essenciais deformadas ou ausentes
- (e) a e b corretas
- (f) b e c corretas
- (g) não sei

9. Em espécies nativas florestais, considera-se dormência das sementes quando:

- (a) não germinam devido ao vigor, mesmo quando submetidas a condições ótimas de temperatura, luz e umidade
- (b) sementes vigorosas que não germinam mesmo quando submetidas a condições ótimas de temperatura, luz e umidade
- (c) apresentam patógenos que impedem a germinação das sementes
- (d) apresentam-se ainda em estágio de maturação com coloração verde
- (e) não sei

10. Para fins de reflorestamento e recomposição de áreas degradadas nativas, como deve se proceder na seleção das plantas matrizes para colheita de sementes

- (a) árvores/plantas isoladas ou agrupadas ocorrentes ao lado de rodovias
- (b) árvores de bom aspecto ocorrentes em maciços florestais desprovidas de doenças e pragas
- (c) árvores de boa aparência desprovidas de pragas e doenças ocorrentes em arborizações de cidades, rodovias e em remanescentes florestais
- (d) árvores que apresentam fuste reto e copa pequena para a produção de madeira e que ocorra em parques e jardins e em arborização urbana
- (e) não sei

11. As sementes de espécies nativas apresentam grande capacidade de armazenamento e vigor quando:

- (a) sementes ortodoxas armazenadas em condições naturais
- (b) sementes recalcitrantes armazenadas em condições adequadas
- (c) sementes recalcitrantes previamente submetidas a secagem e ao beneficiamento, e armazenadas em condições ótimas
- (d) sementes ortodoxas, previamente submetidas a secagem e ao beneficiamento e armazenadas em condições ótimas
- (e) não sei

12. As principais características de um bom substrato para produção de mudas nativas em tubetes são:

- (a) boa retenção de água e nutrientes, compacto e pesado
- (b) boa drenagem, boa retenção de nutrientes e leve
- (c) compacto, leve e com boa retenção de água
- (d) nenhuma das anteriores
- (e) não sei

13. A porcentagem ideal para produção de mudas de espécies pioneiras e não pioneiras é respectivamente:

- (a) 50% e 50%
- (b) 70% e 30%
- (c) 30% e 70%
- (d) 30% e 20%
- (e) não existe porcentagem ideal, a produção é aleatória
- (f) não sei

PARTE II - Priorize, em tópicos principais, aspectos e fatores que você observaria ao propor um projeto para recuperação de uma área degradada.

a) de mata ciliar

b) de mineração

c) de uma encosta de morro

ANÁLISE DE SEMENTES FLORESTAIS

Márcia Regina de Oliveira Santos
Instituto de Botânica/SMA

A análise de sementes é muito importante, pois permite avaliar a qualidade física e fisiológica do lote de sementes, comparar diferentes lotes da mesma espécie, verificar a viabilidade das sementes após diferentes períodos e condições de armazenamento, além de prestar importantes informações para fins de semeadura. Para melhor podermos avaliá-las, é necessário conhecermos as estruturas das sementes.

1. Estruturas da semente madura:

De modo geral, as sementes de Angiospermas são formadas pelo tegumento (envoltório ou casca), embrião (cotilédone (s) + eixo embrionário) e endosperma (tecido de reserva), este último nem sempre presente. (Fig.1)

O tegumento, envoltório ou casca, é a estrutura externa que delimita a semente e tem função protetora. Tem origem nos tegumentos do óvulo e é constituído pela testa (em sementes unitegumentadas) ou pela testa + tégmen (sementes bitegumentadas). Em algumas espécies, no entanto, o pericarpo (parede do fruto, originado dos tegumentos do ovário) está tão intimamente ligado ao tegumento da semente que é difícil delimitá-los, como ocorre em várias gramíneas (cariópses).

O endosperma é um tecido de reserva (substâncias nutritivas) que pode permanecer na semente madura ou ser totalmente consumido pelo desenvolvimento do embrião (sementes endospérmica ou albuminosa, e exendospérmica, respectivamente). Pode conter na sua constituição proteínas, lipídeos, amido, em diferentes combinações e, de acordo com a predominância, a semente pode ser protéica, oleaginosa ou amilácea.

O embrião é constituído do eixo embrionário, de uma ou duas folhas modificadas, os cotilédones, e da gema apical do caule, plúmula, a qual nem sempre é visível ou diferenciada. O eixo embrionário constitui-se do hipocótilo (porção do caule situada abaixo dos cotilédones) e da radícula (raiz rudimentar). Nas dicotiledôneas a plúmula situa-se entre os dois cotilédones e nas monocotiledôneas a posição da plúmula é lateral ao cotilédone único. Os cotilédones podem ser finos e foliáceos ou espessados, acumulando materiais de reserva, em geral quando o endosperma é escasso ou ausente.

2. Tipos de frutos e sementes:

Os frutos podem ser carposos ou secos, e neste caso, deiscentes ou indeiscentes (se abrem-se espontaneamente quando maduros ou não), monospermos (com somente uma semente) ou polispermos (com mais de uma semente).

As sementes variam muito em tamanho e peso, desde as microscópicas sementes de orquídeas (pesando 2 microgramas cada) até sementes como as de *Anona oleifera* (Fabaceae), que chegam a pesar um quilograma cada.

Quanto à forma, podem ser globosas, elípticas, ovóides, reniformes, e tantas outras. A superfície da testa varia de lisa a muito rugosa, brilhante a opaca, e pode apresentar diversas ornamentações como cristas, alvéolos, verrugas, etc..

Podem também apresentar apêndices e estruturas especiais, geralmente associados ao tipo de dispersão, tais como:

- asas (ala): expansão da testa ou envoltório da semente, presente em sementes dispersadas pela ação do vento (anemocóricas). Ex.: cedro, ipês, jequitibá.

- **pêlos**: podem aparecer por toda a superfície (*Gossypium* - algodão), em um ou dois tufos laterais (*Tamarix*) ou formando uma coroa (*Cochlospermum*); estão associados a diferentes formas de dispersão: pelo vento (anemocoria), pela adesão ao corpo de animais (epizoocoria) e aumento da superfície para flutuação na água (hidrocoria).

- **arilo**: apêndice carnoso, geralmente de cor viva, relacionado à dispersão por animais (zoocoria). Ex.: copaíba (*Copaifera langsdorffii*).

3. Testes de laboratório :

Para análise das sementes florestais, geralmente são realizados alguns testes que permitem verificar a qualidade inicial do lote recebido. São eles: análise de pureza, determinação do teor de umidade e teste de germinação.

Para que os resultados obtidos nestes testes sejam o mais representativos possível de todo o lote, é muito importante efetuar a amostragem com critérios e cuidados para que a amostra possa refletir a composição do lote em questão.

3.1. Amostragem:

O processo de amostragem inclui a homogeneização do lote e das amostras, retirada e redução das amostras, a seguir definidas:

- **amostra simples**: pequena porção de sementes retirada de cada recipiente que compõe o lote;
- **amostra composta**: formada pelo total de amostras simples retiradas;
- **amostra média**: é a amostra enviada ao laboratório para análise, correspondente à redução da amostra composta;
- **amostra de trabalho**: é a porção da amostra média que será utilizada em cada teste específico.

Para todas as etapas do processo de amostragem, é necessário realizar a homogeneização do lote ou das parcelas, manualmente ou com o uso de equipamentos como o homogeneizador de solo, divisor cônico e centrífugo (Fig. 2).

Para retirada das amostras simples pode-se usar conchas de cereais ou, para sementes pequenas, o amostrador ou calador (Fig.2).

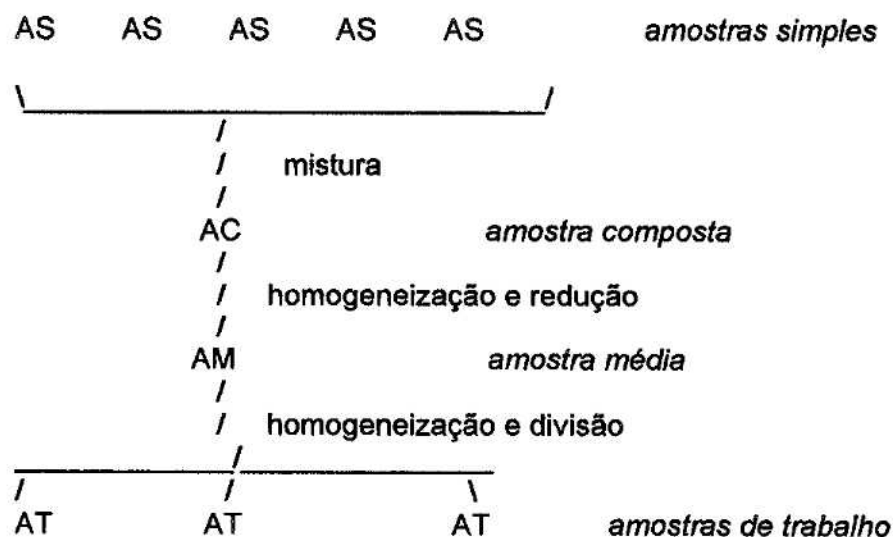
O número de amostras simples a serem retiradas para constituir a amostra composta varia de acordo com o tamanho do lote e, de modo geral, são recomendadas:

- lotes de até 50 kg: pelo menos 3 amostras simples;
- lotes de 51 até 500 kg: pelo menos 5 amostras simples;
- lotes de 501 até 3.000 kg: uma amostra simples de cada 300 kg ou pelo menos 5 amostras simples;
- lotes de 3.001 a 20.000 kg: uma amostra simples de cada 500 kg ou pelo menos 10 amostras simples.

Para sementes acondicionadas em sacos, tambores ou recipientes de tamanho semelhante, coletar amostras simples das partes inferior, intermediária e superior, não necessariamente do mesmo recipiente. O número de recipientes amostrados varia de acordo com o número de recipientes que compõem o lote:

- até 5 recipientes: amostrar cada recipiente, coletando-se, no mínimo, 5 amostras simples;
- 6 a 30 recipientes: uma amostra de cada 3 recipientes, não menos de 5 amostras simples;
- 31 a 100 recipientes : uma amostra de cada 5 recipientes, não menos de 10 amostras simples;
- mais de 100 recipientes: uma amostra de cada 6 recipientes (ex.: lote de 120 recipientes : coletar amostras de 20 recipientes).

O processo de amostragem pode ser assim esquematizado:



3.2. Análise de pureza :

Este teste visa determinar a composição do lote de sementes e a quantificação de seus componentes, a seguir definidos:

- sementes puras: todas as sementes ou unidades de dispersão pertencentes à espécie em exame; incluem-se nesta fração todas as sementes inteiras, mesmo as de tamanho inferior, enrugadas, imaturas, chochas, trincadas e fragmentos maiores que a metade de seu tamanho original.

- outras sementes: quaisquer outras sementes ou unidades de dispersão não pertencentes à espécie em exame.

- material inerte: incluem-se nesta fração pedaços de frutos, expansões aladas destacadas de sementes ou frutos, sementes fortemente atacadas por doenças ou inteiramente desprovidas de tegumento, fragmentos menores que a metade da semente, sementes danificadas faltando parte do embrião, cascas e outros materiais como partículas de solo e areia, pedras, palha, folhas, etc..

Os componentes são separados, a partir da amostra de trabalho e, de acordo com o tamanho e tipo de semente, podem ser utilizados equipamentos como sopradores ou ventiladores verticais, diafanoscópio ou lupa e jogo de peneiras.

O tamanho da amostra de trabalho para a análise de pureza deve conter no mínimo 2.000 sementes ou, nos casos de sementes muito grandes, o peso de 1000 g, e para sementes exageradamente pequenas, o mínimo de 0,1 g.

Após a separação dos componentes, estes devem ser pesados separadamente e expressos em termos de porcentagem do peso da amostra de trabalho, calculada por regra de três simples:

$$\text{ex.:} \quad \begin{array}{l} \text{AT} \\ \text{SP} \end{array} \quad \begin{array}{l} - \\ - \end{array} \quad \begin{array}{l} 100\% \\ X \end{array} \quad \begin{array}{l} \backslash \\ / \end{array} \quad X = \left(\frac{\text{SP} \times 100}{\text{AT}} \right) \%$$

onde: AT = peso da amostra de trabalho, SP = peso da fração semente pura.

O número de casas decimais para as pesagens varia de acordo com o peso (e tamanho das sementes) da amostra de trabalho, podendo ser necessário o uso de balança analítica:

peso da amostra (g)	n° de casas decimais
até 1	4
1 a 9	3
10 a 99	2
100 a 999	1
1000 ou mais	0

Obs.: Como complementação desta análise, no caso de espécies cujas sementes chochas possam ser facilmente identificadas no exame visual, como por exemplo em cedro (*Cedrela fissilis*), pode ser calculada sua porcentagem de ocorrência como informação adicional sobre a qualidade do lote.

3.3. Determinação do teor de umidade :

Este teste visa determinar o conteúdo de umidade da sementes recém - colhidas e após secagem e beneficiamento. Este fator é fundamental para a conservação da qualidade das sementes e possibilita o manejo correto das mesmas, como no caso de sementes que apresentam alto conteúdo de umidade na colheita mas requerem baixos teores de umidade para manterem sua viabilidade no período de armazenamento, necessitando de secagem. Entretanto, existem espécies cujas sementes requerem alto teor de umidade e condições especiais para seu armazenamento. São sementes recalcitrantes como, por exemplo, as de cacau, seringueira e virola.

Os equipamentos necessários para este teste são: estufa de alta temperatura, dessecador, cápsulas de alumínio, luvas, pegador de alça.

Os métodos recomendados pelas Regras para Análise de Sementes, ou R.A.S., (BRASIL, 1992) são os seguintes:

- método de estufa a 105° C, por 24 horas, com sementes inteiras;
- método de baixa temperatura: a 103°C, por 17 horas, com sementes moídas;
- método de alta temperatura: a 130° C, por uma a 4 horas, com sementes moídas ou inteiras, de acordo com a espécie

Destes, a determinação pelo método da estufa a 105°C por 24 horas foi adotado como método-padrão para o Brasil, podendo ser utilizado para qualquer espécie, inclusive de essências florestais:

Da amostra de trabalho retiram-se 2 sub-amostras (repetições), colocadas em 2 cápsulas de alumínio de tamanho adequado (as sementes devem cobrir o fundo da cápsula). As cápsulas devem ser previamente pesadas com as respectivas tampas, após secagem em estufa a 130°C por

1 hora, obtendo-se assim a tara - T). O peso das cápsulas contendo as sementes corresponde ao peso úmido (PU). As cápsulas são mantidas abertas na estufa a $105 \pm 3^\circ \text{C}$ por 24 horas. Após esse período são tampadas, retiradas da estufa (com luvas ou com pegador de alça) e colocadas em dessecador com sílica-gel até seu resfriamento (30 a 60 minutos). As cápsulas são novamente pesadas, obtendo-se o peso seco (PS).

O teor de umidade é expresso em porcentagem, calculado através da seguinte fórmula:

$$\text{TU (\%)} = \left(\frac{\text{PU} - \text{PS}}{\text{PU} - \text{T}} \right) \times 100 \text{ (\%)}$$

O resultado final é obtido através da média aritmética dos resultados das 2 repetições.

Obs.: Uma informação complementar obtida através do teste de umidade, muito utilizada em trabalhos de pesquisa, principalmente sobre maturação de sementes, é o conteúdo de matéria seca, calculado em termos de peso (PS - T) ou em porcentagem (100% - TU%).

Em relação ao tamanho da amostra de trabalho, o número varia de acordo com o tamanho das sementes. Geralmente tem-se utilizado em laboratório : para sementes pequenas, 2 repetições de 50 sementes; para sementes médias, 25 a 35 sementes por repetição; para sementes grandes, de 6 a 10 sementes por repetição (exemplos no Quadro 1, de OLIVEIRA *et al.*, 1989).

Outro método alternativo é o método do infravermelho, baseado no aquecimento da amostra, colocada sobre o prato de uma balança especial com radiação infravermelho (balança determinadora de umidade). A secagem das sementes resulta na perda da umidade, determinada por peso ou em porcentagem. É um método mais rápido e direto, porém a temperatura (maior que 105°C) e o período de secagem (nunca superior a 3 horas) devem ser determinadas para cada espécie, através de comparação com o método-padrão.

3.4. Teste de germinação :

O principal atributo da qualidade das sementes é sua capacidade germinativa, avaliada através do teste de germinação. Este teste também permite comparar diferentes lotes da mesma espécie, e verificar variações de acordo com fatores tais como origem, idade, estágio de maturação, entre outros.

É um método de análise em laboratório, sob condições controladas, desenvolvido de maneira a permitir uma germinação mais regular e completa das sementes de uma determinada espécie. Fornece informações essenciais sobre a viabilidade e a capacidade germinativa das sementes, úteis para o plantio em campo. Porém, seus resultados nem sempre são iguais aos que ocorrerão no campo, devido à variação das condições ambientais, que podem influenciar, positiva ou negativamente, na germinação das sementes.

Antes de tratar dos testes para avaliar a germinação, é necessário defini-la e expor os fatores que influenciam neste processo.

Germinação:

É um fenômeno biológico através do qual uma semente viável em repouso (por quiescência ou dormência) inicia atividade metabólica e retoma o crescimento do embrião, com o conseqüente rompimento do tegumento pela radícula (protusão) ou outra estrutura do embrião.

Contudo, este critério por si só é insuficiente, pois pode ocorrer uma falsa germinação, que é a extrusão da radícula do embrião morto, por causa da pressão exercida pela embebição dos constituintes hidrofílicos, conseqüente à absorção da água.

Portanto, em tecnologia de sementes, considera-se germinação como sendo a emergência e desenvolvimento das estruturas essenciais do embrião, produzindo uma plântula normal.

Fatores que influem na germinação :

Entre os fatores envolvidos no processo de germinação estão os intrínsecos (inerentes à semente, tais como maturidade do embrião) e os extrínsecos (externos à semente ou ambientais), os quais constituem as condições fornecidas pelo meio, favoráveis para iniciar o processo de germinação.

Entre os fatores extrínsecos incluem-se basicamente a umidade, a temperatura e a luz.

- A umidade é fator imprescindível, pois é através da absorção de água pela embebição que se inicia o processo da germinação, com ativação de enzimas, hidratação de moléculas, aumento da respiração e outros eventos metabólicos. A ação da água no amolecimento do tegumento da semente favorece a entrada de oxigênio, porém deve-se salientar que quando em excesso, a água impede a penetração do oxigênio, provocando decréscimo na germinação. O excesso de umidade também favorece a proliferação de fungos. Por isso, o substrato deve ser escolhido de acordo com sua capacidade de retenção de água e com o tipo de semente, proporcionando condições adequadas de umidade.

- A temperatura é outro fator importante, pois vários processos que ocorrem no interior da semente durante a germinação dependem desta condição. Não existe uma temperatura ótima e uniforme de germinação para todas as espécies, variando de acordo com a região de origem, tipo de semente, espécie e tempo de armazenamento, entre outros fatores. De um modo geral, a faixa entre 20 e 30°C mostra-se adequada para a germinação de diversas espécies subtropicais e tropicais.

Temperaturas constantes podem não ser adequadas para germinação de algumas espécies, que podem apresentar modificações como, por exemplo, na composição e estrutura de alguns componentes, afetando a germinação. A utilização de temperaturas alternadas (20 - 30°C e 20 - 35°C , por ex.) pode favorecer a germinação de várias espécies tropicais, por simular as flutuações que ocorrem próximo ao solo. Esta alternância também pode ser viável para a quebra de dormência de algumas espécies, principalmente pioneiras.

Deste modo, é conveniente fazer testes para determinação da temperatura ou faixa de temperatura mais adequadas para germinação de uma dada espécie. Entre as espécies florestais nativas, já existem vários trabalhos realizados que indicam a melhor temperatura e substrato para testes de germinação em laboratório, como, por exemplo os compilados por OLIVEIRA *et al.* , 1989 (v. Quadros 2 e 3). No entanto, para a maioria delas, ainda não foram estabelecidas as melhores condições para germinação em laboratório.

Um fato interessante a ser ressaltando é a interação entre temperatura, substratos e luz. A capacidade de retenção de água do substrato e a quantidade de luz que este permite chegar à semente, associadas a diferentes temperaturas, podem dar resultados diferentes do que quando se analisa só a temperatura.

- A luz nem sempre é fator limitante para a germinação. Existem espécies cujas sementes só germinam na presença de luz (fotoblásticas positivas) e outras em que a luz inibe a germinação (fotoblásticas negativas). Outras são indiferentes, germinando tanto no claro como no escuro.

Para sementes exigentes de luz, o fotoperíodo deve ser de no mínimo 8 horas em cada período de 24 h , e as sementes devem ser colocadas para germinar sobre o substrato, e não entre. Nos casos de sementes indiferentes, é conveniente a iluminação, por diminuir o ataque de microrganismos e favorecer o desenvolvimento das estruturas essenciais da plântula.

Condições para o teste de germinação:

Para que se tenha controle das condições ambientais em que serão realizados os testes, é necessário que estes sejam conduzidos em germinadores ou câmaras de germinação (tipo B.O.D.) com controle de temperatura e luz.

A amostra de trabalho especificada nas Regras para Análise de Sementes (R.A.S.) é de 400 sementes, em 4 repetições de 100, 8 de 50 ou 16 de 25. No entanto, para espécies florestais nativas, isto nem sempre pode ser atendido, devido à pequena produção ou grande tamanho das sementes, podendo-se, nestes casos, utilizar 200 (4 repetições de 50 ou 8 de 25) e até mesmo 100 sementes (4 repetições de 25).

Os recipientes utilizados para as repetições podem ser placas-de-Petri (para sementes pequenas), caixas gerbox (para sementes médias) e bandejas plásticas ou travessas de vidro com tampa (para sementes grandes como jatobá).

a. Substratos:

Os substratos devem ser escolhidos de acordo com o tipo de semente, e podem ser utilizados nas modalidades sobre e entre o substrato. Os mais utilizados são:

- Papel: são utilizados vários tipos de papel, como o papel de filtro, papel toalha, papel mata-borrão e papel germitest, especial para germinação. Este substrato também pode ser utilizado na modalidade rolo de papel, colocando-se as sementes entre folhas de papel toalha ou germitest e enrolando-as. O papel deve ser esterilizado, envolvido em papel alumínio, em estufa a 105°C por duas horas ou em autoclave.

- Areia: deve ser razoavelmente uniforme, livre de sementes, fungos e bactérias, peneirada (partículas maiores que 0,05 mm e menores que 0,8 mm), e esterilizada em autoclave ou em estufa a 200°C por duas horas.

- Vermiculita: embora não citada nas R.A.S., este substrato vem sendo amplamente utilizado em análise de sementes florestais, com bons resultados, devido à sua boa capacidade de retenção de água e à baixa proliferação de microrganismos. Para sementes pequenas utiliza-se a de granulação fina e, para sementes médias a grandes, a de granulação média. Deve ser esterilizada em estufa a 105°C por 24 h ou autoclavada.

Outros substratos utilizados em testes de germinação são: esfagno, carvão, terra, rolo de pano e serragem.

b. Duração do teste :

A duração do teste varia de acordo com a espécie, podendo ser de 10 dias, para espécies com germinação rápida (angicos e ipês, por exemplo) a 60 dias, para espécies de germinação mais lenta. Para a maioria das espécies nativas o período varia de 20 a 30 dias. A primeira contagem deve ser feita quando é iniciada a germinação e, durante o período do teste fazem-se contagens intermediárias.

Outros materiais necessários para a execução dos testes são pinças, termômetros, vidrarias, estiletes, pipetas, pissetas, entre outros.

c. Avaliação :

Para a avaliação dos testes de germinação, é necessário conceituar alguns termos.

- Porcentagem de germinação: segundo as R.A.S., corresponde à porcentagem de plântulas normais obtidas no teste.

- Plântulas normais: são aquelas que mostram potencial para continuar seu desenvolvimento e dar origem a plantas normais. São classificadas como normais:

a) Plântulas intactas: são aquelas com todas as suas estruturas essenciais bem desenvolvidas: sistema radicular, parte aérea (hipocótilo, epicótilo, gema apical, protófilos ou eófilos), cotilédono (s) e, em gramíneas, coleóptilo (Fig. 3);

b) Plântulas com pequenos defeitos, desde que mostrem desenvolvimento satisfatório e equilibrado; ex.: pequenas lesões nos cotilédones ou folhas primárias (eófilos), desde que menores que 50% ; em dicotiledôneas, somente 1 ou 3 cotilédones normais; folhas primárias com danos limitados (< 50%);

c) Plântulas com infecção secundária, mesmo seriamente deterioradas, desde que se possa verificar que todas as estruturas essenciais estão presentes e que a própria semente não foi a fonte de infecção.

- Plântulas anormais: não mostram potencial para continuar seu desenvolvimento, incluindo-se nesta classificação:

a) Plântulas danificadas, com alguma estrutura essencial ausente ou completamente danificada;

b) Plântulas deterioradas, por infecção primária, originada da própria semente, de modo a impedir seu desenvolvimento;

c) Plântulas deformadas: com desenvolvimento fraco; com raiz curta e grossa, ou fina e fraca; epicótilo espiralado ou hialino; cotilédones descoloridos, necrosados ou separados da plântula; gema apical ausente ou defeituosa.

- Sementes não germinadas:

a) Sementes duras: permanecem até o final do teste sem absorver água, com aspecto de recém colocadas, isto é, não intumescidas. Geralmente isto deve-se à impermeabilidade do tegumento das sementes à água, que é um tipo especial de dormência, comum em determinadas espécies, principalmente de Leguminosae e Malvaceae.

b) Sementes dormentes: aparentemente viáveis, são capazes de absorver água e intumescer, mas não germinam nem apodrecem até o final do teste.

c) Sementes mortas: não germinam, estando deterioradas no final do teste. No entanto, quando morre após o início da germinação, devido a danificação ou infecção generalizada, deve ser considerada plântula anormal.

d) Sementes chochas ou vazias: aparentemente intactas, mas quando pressionadas não apresentam conteúdo, por aborto, problemas genéticos ou de polinização, ou ataque de insetos.

- Sementes múltiplas: quando a unidade de dispersão (fruto ou semente poliembriônica) produz mais de uma plântula. Para efeito de cálculo da germinação deve-se contar somente uma por semente; como informação adicional pode ser contado o número de plântulas produzidas por cem sementes, ou o número de sementes que tenha produzido 2 ou mais plântulas normais.

d. Cálculo dos resultados :

Os resultados do teste de germinação são calculados pela média das quatro repetições, e expressos em porcentagem do número total de sementes. Assim, os resultados incluem porcentagem de germinação (porcentagem de plântulas normais), porcentagem de plântulas anormais, porcentagem de sementes dormentes, duras, mortas e chochas.

Pré - tratamentos para quebra de dormência:

A dormência pode ser causada por vários fatores, e é considerada primária, quando é inerente à própria espécie (adquirida durante a fase de maturação na planta-mãe) ou secundária, quando é induzida por fatores ambientais após a colheita das sementes (ou frutos), tais como temperatura fria ou quente, ausência ou presença de luz, entre outros.

A dormência primária pode ser devida a impermeabilidade tegumentar, imaturidade do embrião ou presença de substâncias inibidoras de crescimento.

Como são várias as causas de dormência, também há diferentes métodos para induzir a germinação, denominados pré-tratamentos. A seguir são descritos os mais utilizados:

1. Armazenamento em locais secos: utilizado quando a dormência é de curta duração, por imaturidade fisiológica do embrião, por exemplo.

2. Pré-esfriamento: muitas espécies requerem em período de pré-esfriamento ou estratificação antes de serem colocadas para germinar. Para tanto são colocadas, no substrato umedecido, a temperaturas de 5 a 10°C por 7 dias ou mais. Sementes de árvores e arbustos geralmente são pré-esfriados entre 1 e 5°C por períodos que variam de 15 dias a 12 meses. Após esse período, são transferidas para germinador à temperatura indicada para germinação da espécie.

3. Pré-aquecimento: as sementes são pré-aquecidas a 30 - 35°C, com circulação de ar, por até 7 dias antes do teste de germinação. Para algumas espécies tropicais e subtropicais pode ser usado o pré-aquecimento a temperaturas de 40 a 50°C.

4. Nitrato de Potássio (KNO₃): o substrato é inicialmente umedecido com uma solução de nitrato de potássio a 0,2% (2g de KNO₃ em 1 litro de água); se for necessário reumedecer o substrato, deve ser feito com água.

5. Ácido giberélico (GA₃): o substrato é umedecido com uma solução de GA₃ a 0,05% (50 mg de GA₃ em 1 litro de água); quando a dormência for menos intensa pode se usar solução a 0,02% e se for muito intensa, usa-se solução a 0,1%.

6. Germinação a baixa temperatura: certas espécies podem ser induzidas a germinar se o teste for conduzido sob temperatura inferior à usualmente recomendada; a germinação pode ser mais lenta e o período do teste deve ser estendido.

7. Luz: a utilização de fotoperíodo de 8 ou mais horas / 24 h e temperaturas alternadas pode induzir a germinação de algumas espécies que apresentam dormência, especialmente espécies pioneiras.

8. Embebição: sementes com tegumento duro germinam mais rapidamente quando deixadas em água por um período de 24 a 48h. Para algumas espécies, a água fria não é suficiente para promover a germinação, podendo-se então mergulhá-las em água a temperaturas de 60 a 80°C, deixando-as na água até que se torne fria. Para algumas sementes muito duras (como as de *Acácia* spp), pode-se mergulhá-las em água quase fervente e deixá-las até esfriar.

9. Escarificação química: indicada para sementes com tegumento duro. Coloca-se num béquer as sementes, cobrindo-as com ácido sulfúrico concentrado (H₂SO₄ 98%), mexendo-as com um bastonete de vidro, por períodos que variam de alguns minutos até mais de uma hora, de acordo com a dureza do tegumento; em seguida despeja-se com cuidado o conteúdo do béquer em outro recipiente de vidro contendo pelo menos 1 litro de água, agitando-se com o bastonete de vidro (cuidado! esta diluição libera grande quantidade de calor); verter o conteúdo em uma peneira

plástica de malha fina e lavar as sementes em água corrente até eliminar totalmente os resíduos do ácido (no mínimo, por 10 minutos). Também podem ser utilizados ácido nítrico (HNO_3 em solução 1 normal / 24 h) e ácido clorídrico diluído. Solventes orgânicos são utilizados para retirada de ceras do tegumento, tais como álcool etílico, éter, acetona, propanol, etc..

Obs.: Para o manuseio de ácidos é importante tomar precauções como o uso de avental e luvas de borracha, trabalhar em local ventilado (de preferência em capela com exaustor) para não inalarem os vapores, e manipulação muito cuidadosa, pois são substâncias altamente corrosivas, que causam queimaduras na pele e mucosas.

10. Escarificação mecânica: Pode-se escarificar o tegumento das sementes através de ação mecânica como abrasão (lixamento), cortes ou perfurações no tegumento, tomando-se o cuidado de evitar danos no embrião e, conseqüentemente, na plântula. Para isso, a escarificação deve ser feita na parte superior e oposta ao eixo do embrião. Para sementes pequenas pode-se usar escarificador elétrico, por períodos de alguns segundos a minutos. Também tem sido relatado um processo de escarificação mecânica denominado percussão, que consiste em bater as sementes, dentro de um saco de pano, contra uma superfície dura, visando causar trincas no tegumento.

Assepsia nos testes de germinação:

Os substratos devem sempre ser esterilizados, conforme já descrito. Todos os utensílios usados nos testes (pinças, estiletes, vidraria, etc.) devem ser conservados limpos e desinfetados com álcool, assim como os recipientes para os testes (placas-de-Petri, caixas gerbox, bandejas plásticas) e as bancadas onde são realizadas as contagens.

Os germinadores devem ser conservados limpos e, após o término de cada bateria de testes, devem ser desinfetados, colocando-se uma placa-de-Petri com formol (formaldeído a 0,5%) dentro do aparelho fechado, por uma noite. Antes de usá-lo novamente, deve-se deixar aberto o germinador para eliminar todo o vapor de formol.

Outra fonte de contaminação pode ser a própria semente, que pode carregar esporos de fungos e bactérias, adquiridos ainda no campo, por ocasião da colheita, ou através de manipulação e armazenamento inadequados.

As sementes podem ser esterilizadas em solução de hipoclorito de sódio (água sanitária) a 2% por 4 a 10 minutos, após embebição em água destilada por 5 a 15 minutos, lavando-as em água corrente antes de colocar para germinar.

Para algumas sementes mais delicadas, a lavagem em água corrente apenas é suficiente para reduzir a contaminação, sem risco de afetar o embrião.

3.5. Teste do tetrazólio :

É um teste bioquímico para determinar rapidamente a viabilidade de sementes, principalmente no caso de espécies que demoram a germinar ou de sementes dormentes. Também pode ser utilizado para determinar a viabilidade de sementes que não germinaram, permanecendo dormentes ou intunescidas ao final do teste de germinação.

O "tetrazólio" é um sal (2,3,5 trifenilcloroeto ou brometo de tetrazólio) que, em solução aquosa, quando colocado em contato com os tecidos vivos da semente, reage com os íons de hidrogênio resultantes da respiração, formando uma substância insolúvel de coloração avermelhada, denominada *formazan*. Assim, os tecidos sadios são coloridos de vermelho enquanto os tecidos mortos não se colorem. São utilizadas soluções aquosas de 0,1 a 1,0% do sal (pH 6,5 a 7,0).

É necessário um pré-acondicionamento das sementes (embebição), para facilitar a exposição do embrião à ação do tetrazólio através de cortes ou perfurações do tegumento. Para sementes secas ou mais velhas, ou ainda aquelas que apresentam tendência a fraturas se imersas diretamente na água, o umedecimento deve ser lento, colocando-se as sementes sobre ou entre papel umedecido. Outras sementes podem ser imersas diretamente na água, até sua completa embebição. Sementes duras de Leguminosas devem permanecer em água a 20°C por 22 horas.

De acordo com o tipo de semente, a exposição do embrião à solução de tetrazólio pode ser obtida através de:

- perfuração do tegumento com agulha ou bisturi afiado, longe dos tecidos essenciais da semente;
- corte longitudinal ou transversal da semente, através do tecido não essencial, utilizando bisturi ou cortador de unha;
- incisão transversal, com os mesmos utensílios;
- extração do embrião, com lâmina de dissecação;
- remoção do tegumento (casca, pericarpo, etc.), com bisturi ou agulha de dissecação; se a cobertura externa da semente é dura, como nas nozes, pode ser quebrada, com a semente seca ou após umedecimento.

O período de permanência na solução de tetrazólio deve ser determinado de acordo com a espécie, tipo de semente e concentração da solução, variando de 2 a 24 h, ou até 48 h.

Para muitas espécies econômicas, as indicações sobre concentração da solução, pré-umedecimento e tempo de permanência estão relacionadas nas R.A.S. Contudo, para sementes de espécies florestais nativas, os procedimentos a serem adotados, a padronização dos critérios de coloração e interpretação dos resultados ainda não estão definidos, devendo ser estudados e divulgados para cada espécie.

3.6. Velocidade de germinação :

A velocidade de germinação é um dos conceitos mais antigos de vigor de sementes. Lotes de sementes com porcentagens de germinação semelhantes freqüentemente mostram diferenças nas velocidades de germinação, indicando diferenças de vigor, pois as sementes que germinam mais rápido são mais vigorosas.

O teste segue as mesmas determinações que o teste de germinação, podendo-se realizá-los conjuntamente no mesmo ensaio.

A partir do surgimento das primeiras plântulas normais (deve-se estabelecer um critério, como por exemplo, comprimento das plântulas), estas são diariamente contadas e retiradas do substrato, até o final do teste de germinação.

A velocidade de germinação é calculada através de diferentes fórmulas, dentre as quais o Índice de Velocidade de Germinação (IVG) proposto por MAGUIRE, 1962 (in VIEIRA & CARVALHO, 1994) é um dos mais empregados.

O IVG é calculado pela fórmula:

$$IVG = \frac{G_1}{N_1} + \frac{G_2}{N_2} + \dots + \frac{G_n}{N_n}, \text{ onde :}$$

G_1, G_2 e $G_n = n^\circ$ de plântulas normais presentes na 1ª, 2ª e última contagens; N_1, N_2 e $N_n = n^\circ$ de dias decorridos da semeadura até a 1ª, 2ª e última contagens.

O IVG de uma determinada amostra é obtido através dos valores médios das 4 repetições.

Quanto maior o valor do IVG, menor a velocidade de germinação e, portanto, maior o vigor das sementes.

Bibliografia consultada :

AGUIAR, I.B.; PIÑA-RODRIGUES, F.C.M.; FIGLIOLIA, M.B. (Coord.)
Sementes Florestais Tropicais. ABRATES, Brasília. 350 p. 1993.

BELTRATI, C.M. Morfologia e Anatomia de Sementes. Apostila do curso de
pós-graduação em Ciências Biológicas, UNESP, Rio Claro. 108 p. 1994.

BRASIL. Regras para Análise de Sementes. Ministério da Agricultura,
Brasília. 365 p. 1992.

CARVALHO, N.M.; NAKAGAWA, J. Sementes - Ciência, Tecnologia e
Produção. Fund. Cargill, Campinas. 326 p. 1980.

OLIVEIRA, E.C.; PIÑA-RODRIGUES, F.C.M.; FIGLIOLIA, M.B.
Propostas para a padronização de metodologias de sementes florestais. Revista
Brasileira de Sementes, 11 (1, 2, 3) : p. 1 - 42. ABRATES, Brasília. 1989

PIÑA-RODRIGUES, F.C.M. (Coord.) Manual de Análise de Sementes
Florestais. Fund. Cargill, Campinas. 100 p. 1988.

VIEIRA, R.D.; CARVALHO, N.M. Testes de Vigor em Sementes. FUNEP,
Jaboticabal. 164 p. 1994.