

SÉRIE • REDE DE SEMENTES DO PANTANAL

2

PRODUÇÃO DE MUDAS DE ESPÉCIES FLORESTAIS NATIVAS

Edna Scremin-Dias
Cristiane Kalife
Zildamara dos Reis Holsback Menegucci
Paulo Robson de Souza

SÉRIE • REDE DE SEMENTES DO PANTANAL

2

PRODUÇÃO DE MUDAS DE ESPÉCIES FLORESTAIS NATIVAS

Manual

Reitor: *Manoel Catarino Paes - Perú*

Vice-Reitor: *Amaury de Souza*

Obra aprovada pelo
CONSELHO EDITORIAL DA UFMS
Resolução 16/06

CONSELHO EDITORIAL

Célia Maria da Silva de Oliveira (Presidente)

Antônio Lino Rodrigues de Sá

Cícero Antonio de Oliveira Tredezini

Élcia Esnarriaga de Arruda

Giancarlo Lastoria

Jackeline Maria Zani Pinto da Silva Oliveira

Jéferson Meneguín Ortega

Jorge Eremites de Oliveira

José Francisco (Zito) Ferrari

José Luiz Fornasieri

Jussara Peixoto Ennes

Lucia Regina Vianna Oliveira

Maria Adélia Menegazzo

Marize Terezinha L. P. Peres

Mônica Carvalho Magalhães Kassar

Silvana de Abreu

Tito Carlos Machado de Oliveira

Dados Internacionais de Catalogação na publicação (CIP)
(Coordenadoria de Biblioteca Central – UFMS, Campo Grande, MS, Brasil)

P964 Produção de mudas de espécies florestais nativas : manual / Edna Scremin-Dias
... [et al.]. -- Campo Grande, MS : Ed. UFMS, 2006.
59 p. : il. ; 27 cm. – (Rede de sementes do Pantanal ; 2)

ISBN 85-7613-087-4

1. Árvores – Mudas. 2. Viveiros florestais. I. Scremin-Dias, Edna. II. Série.

CDD (22) – 634.9562

Edna Scremin-Dias
Cristiane Kalife
Zildamara dos Reis Holsback Menegucci
Paulo Robson de Souza

SÉRIE • REDE DE SEMENTES DO PANTANAL

2

PRODUÇÃO DE MUDAS DE ESPÉCIES FLORESTAIS NATIVAS

Manual

Campo Grande - MS
2006

Projeto: Rede de Sementes do Pantanal
Instituição Executora: Universidade Federal de Mato Grosso do Sul
(Convênio 042/2001 – MMA/FNMA)

Coordenação

Edna Scremin Dias
Laboratório de Botânica - Departamento de Biologia
Centro de Ciências Biológicas e da Saúde
Universidade Federal de Mato Grosso do Sul
Caixa Postal 549
79070-900 - Campo Grande - MS

Secretaria Executiva

Cristiane Kalife
Ana Lúcia Barros

Técnico em Informática

Fabio Luiz Modesto

Responsáveis pelo Banco de Dados

Alex Wukio Wassano
Ana Lúcia Barros
Cristiano Costa Argemon Vieira
Hercules da Costa Sandin
Ravi Vilela Rauber
Paulo Robson de Souza (produção do acervo de fotografias)

Revisão Técnica do Manual

Ana Lúcia Barros
Arnildo Pott (listas de espécies)
Cristiane Kalife
Edna Scremin-Dias
Nelson Akira Matsuura (normas para a produção de mudas florestais)
Paulo Robson de Souza
Zildamara dos Reis Holsback Menegucci

Ilustrações

Vander Fabrício Melquíades de Jesus

Consultoria *ad hoc*

Alexandra Penedo de Pinho
Angela Lúcia Bagnatori Sartori

Fotos da Capa

Paulo Robson de Souza
(foto maior: dossel de piaval, *Tabebuia* sp., Base de Estudos do
Pantanal – UFMS; foto menor: plântula de olho-de-cabra, *Ormosia fastigiata*)

Capa

Lennon Godoi

Editoração Eletrônica

Marcelo Brown



**UNIVERSIDADE FEDERAL
DE MATO GROSSO DO SUL**

Portão 14 - Estádio Morenã - Campus da UFMS
Fone: (67) 3345-7200 - Campo Grande - MS
e-mail: editora@editora.ufms.br

ISBN: 85-7613-087-4
Depósito Legal na Biblioteca Nacional
Impresso no Brasil

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	7
2 NORMAS PARA PRODUÇÃO DE MUDAS FLORESTAIS	9
3 MANEJO DE VIVEIROS	11
3.1. Definição do local de instalação do viveiro	11
3.2. Dinâmica operacional do viveiro	12
4 PROCESSOS GERMINATIVOS	15
4.1. A semente	15
4.2. Germinação da semente	16
4.3. Fatores que influenciam na germinação	16
4.4. Tipos de dormência	16
4.4.1. Dormência do tegumento (casca) da semente	16
4.4.2. Dormência morfológica	17
4.4.3. Dormência interna	17
4.5. Métodos de superação da dormência	17
4.5.1. Escarificação mecânica	17
4.5.2. Método químico	18
4.5.3. Choque térmico	18
4.6. Teste de Germinação	19
4.7. Regras para análise de sementes (RAS)	19
4.8. Preparo de substrato	20
4.8.1. Procedimentos	21

4.8.2. Características do substrato	21
4.8.3. Tipos de substratos que podem ser utilizados em viveiros	22
4.8.4. Preparo do húmus	23
4.8.5. Estocagem dos componentes do substrato	24
4.9. Semeadura	24
4.9.1. Preparo da sementeira	24
4.9.2. Processo de desinfecção dos canteiros	24
4.9.3. Processo de semeadura	25
4.9.4. Semeadura indireta	25
4.9.5. Sistemas de semeadura indireta	26
4.9.6. Semeadura direta	26
4.9.7. Manutenção dos canteiros	29
4.9.8. Irrigação das sementeiras ou dos tubetes	29
4.9.9. Controle dos lotes e das espécies plantadas	29
4.9.10. Repicagem das mudas obtidas nas sementeiras	30
4.9.11. Desbaste	30
4.10. Espécies-alvo do Pantanal	32
5 IRRIGAÇÃO DA PRODUÇÃO	37
5.1. Processo de irrigação respeitando os estágios de desenvolvimento das plântulas	37
5.2. Necessidades distintas das espécies	38
5.3. Qualidade do recurso hídrico	38
6 ADUBAÇÃO DAS PLÂNTULAS	41
6.1. Variações das necessidades nutricionais entre espécies de diferentes classes sucessionais	42
6.2. Associação simbiótica entre mudas e microrganismos	44
7 PREPARO DAS MUDAS PARA A EXPEDIÇÃO	47
7.1. Procedimentos para a preparação do lote de expedição	48
8 CUIDADOS NO PLANTIO DAS MUDAS	51
8.1. Defeitos das mudas	51
8.2. Qualidade das mudas	51
8.3. Uso do gel absorvente	52
9 CONSIDERAÇÕES FINAIS	55
10 REFERÊNCIAS	57

1. INTRODUÇÃO

Desde o descobrimento do Brasil, os recursos naturais constituem a principal riqueza nacional, tendo sido explorados e, infelizmente, negligenciados ao longo dos últimos séculos. Atualmente, as plantações florestais (exóticas ou nativas) ocupam apenas 0,6% do território brasileiro, atendendo cerca de 30% da demanda nacional de madeira (Gonçalves & Stape, 2002).

Em decorrência disto há uma grande pressão sobre os remanescentes florestais do país, restando, na maioria das regiões brasileiras, somente fragmentos florestais, muitos deles em alto grau de antropização. Ressalta-se que nosso patrimônio florestal requer enorme responsabilidade quanto ao manejo e preservação, de maneira a atender às demandas sociais e ambientais (Gonçalves & Benedetti, 2000). Neste sentido, deve-se dar atenção especial à geração de conhecimento técnico e aplicação e difusão de tecnologias.

O processo produtivo de sementes e mudas das essências florestais nativas deve ser embasado em parâmetros técnicos consistentes e bem elaborados. As mudas destinadas à comercialização devem possuir excelente qualidade, resultando em produtos valorizados no mercado, sem problemas fitossanitários e que se estabeleçam eficientemente após o plantio.

Neste sentido, o Ministério do Meio Ambiente lançou edital, por meio do Fundo Nacional do Meio Ambiente (FNMA), objetivando estruturar redes de sementes em todos os biomas brasileiros para melhorar a qualidade e aumentar a quantidade de sementes e mudas das essências florestais nativas produzidas e comercializadas no Brasil. O estabelecimento da Rede Brasileira de Sementes contribuirá para o fortalecimento do setor produtivo de sementes e mudas, além de estimular o consumo de produtos com qualidade, tendo como consequência a conservação de ambientes naturais em todos os biomas brasileiros.

O setor produtivo de essências florestais nativas do Brasil apresenta atraso tecnológico de mais de 30 anos. As pesquisas em tecnologias para produção de espécies exóticas possuem destaque no Brasil e, infelizmente, os produtos florestais nativos somente despertaram interesse na última década.

Atualmente, o destino da produção atende principalmente aos processos de restauração ambiental. Contudo, a geração de tecnologias para o plantio consorciado de espécies, para fins madeireiros ou para sistemas agroflorestais, ainda é incipiente. Em decorrência do grande número de espécies de interesse florestal no Brasil e do atraso tecnológico no

setor, os parâmetros técnicos ideais para a produção e comercialização das sementes e mudas florestais brasileiras são desconhecidos para a grande maioria das espécies.

O destino da produção de sementes e mudas deve ser definido no início do processo produtivo, pois há uma diferença básica nas características das mudas destinadas ao processo de restauração ambiental daquelas cujo destino é o setor produtivo de madeira ou subproduto madeireiro. A diferença está principalmente na origem do material a ser propagado, ou seja, as características das matrizes produtoras das sementes ou propágulos (por exemplo, estacas).

Apesar da importância dos processos relativos a marcação de matrizes, colheita e armazenamento

de sementes, estes já foram apresentados no primeiro volume desta série Rede de Sementes do Pantanal (Scremin-Dias et al., 2006), não cabendo aqui retomá-los.

Este manual destina-se a orientar o setor produtivo de mudas, e sua elaboração foi baseada no **III Curso de Capacitação dos Parceiros da Rede de Sementes do Pantanal**. O roteiro para elaboração deste material seguiu o apresentado pelo Professor José Leonardo de Moraes Gonçalves (ESALQ/USP) durante o **Curso de Manejo de Viveiros**, sendo acrescido das orientações contidas no **Manual de Produção de Mudas de Essências Florestais Nativas**, elaborado pela Diretoria de Meio Ambiente da CESP/SP e demais fontes bibliográficas referentes ao assunto.

2. NORMAS PARA PRODUÇÃO DE MUDAS FLORESTAIS

Todo o setor produtivo de sementes e mudas no Brasil foi regulamentado pelo Decreto nº 5.153, de 23 de julho de 2004, que aprovou o Regulamento da Lei nº 10.711, de 5 de agosto de 2003. Esta Lei e o referido Decreto dispõem sobre o Sistema Nacional de Sementes e Mudas – SNSM, onde é firmado que todas as ações decorrentes das atividades previstas no Regulamento deverão ser exercidas pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - MAPA, dentro da competência prevista no art. 5º da Lei.

Além da Lei e do Decreto, devem ser consideradas (i) a Instrução Normativa MAPA nº 24, de 16 de dezembro de 2005, que aprova as Normas para a Produção, Comercialização e Utilização de Mudas, (ii) a Instrução Normativa MAPA nº 9, de 02 de junho de 2005, que aprova as Normas para a Produção, Comercialização e Utilização de Sementes e da qual alguns anexos são também utilizados pelos produtores de mudas e, ainda, (iii) a Instrução de Serviço CSM nº 1/2005, que trata das taxas decorrentes da inscrição no Registro Nacional de Sementes e Mudas - RENASEM.

No caso específico de produção de mudas de espécies florestais nativas, deve-se observar, ainda, o capítulo XII do Decreto 5.153/2004, em seus artigos 143 a 175. Para elaboração das normas comple-

mentares a estes artigos o MAPA instituiu uma comissão.

Os textos da citada legislação se encontram disponíveis na página eletrônica do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA.

O endereço: www.agricultura.gov.br

> na página inicial selecionar: legislação >

> selecione “sislegis” >

> na caixa de diálogo aberta, no campo “busca livre” digitar “sementes e mudas” >

> será mostrado um menu com os atos relativos a sementes e mudas, em ordem inversa por data de publicação.

Neste manual serão sinalizadas as condições mínimas que todos os viveiros devem atender para funcionar de maneira legal perante o MAPA e profissionalizar sua produção. As orientações aqui contidas servirão como elemento norteador para os produtores de mudas estabelecerem sua produção da melhor maneira possível, visando produzir mudas de qualidade e atender a demanda do mercado dentro da legislação vigente.

Toda pessoa física ou jurídica que exerça atividade de produção, beneficiamento, reembalagem,

armazenamento, análise, comércio, importação ou exportação de semente ou muda, é obrigada a se inscrever no Registro Nacional de Sementes e Mudanças - RENASEM.

Para inscrição no RENASEM o produtor ou comerciante de mudas deve dirigir-se à unidade do MAPA no Estado onde tenha sede e apresentar requerimento em modelo próprio, conforme sub-item 5.1 das Normas para Produção, Comercialização e Utilização de Mudanças, oficializadas pela Instrução Normativa MAPA 24/2005.

Na página eletrônica **www.agricultura.gov.br** encontram-se a relação das unidades do MAPA nos Estados e os respectivos endereços.

Na forma em que estão organizados, o Regulamento e as Normas Complementares sobre mudas e sementes objetivam disponibilizar materiais de reprodução e multiplicação vegetal para o sistema produtivo de sementes e mudas, com garantias de identidade e qualidade, respeitadas as particularidades de cada espécie. Para tanto a produção de sementes e mudas deverá obedecer às normas e aos padrões de identidade e de qualidade, estabelecidos pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, publicados no Diário Oficial da União.

As atividades de produção de sementes e mudas deverão ser realizadas sob a supervisão e o acompanhamento do responsável técnico, em todas as fases, inclusive nas auditorias.

O **responsável técnico** pela produção de sementes ou mudas é o Engenheiro Agrônomo ou Engenheiro Florestal, registrado no Conselho Regional de Engenharia, Arquitetura e Agronomia – CREA, a quem compete a responsabilidade técnica pela produção, beneficiamento, reembalagem ou análise de sementes ou mudas em todas as suas fases, na sua respectiva área de habilitação profissional.

Estas informações objetivam chamar atenção dos produtores para iniciarem a organização do sistema de sua produção, adequando-se à legislação vigente. É claro, para os técnicos do MAPA, que a normalização¹ deste processo será gradual, e o objetivo deste manual é orientar e contribuir para a implantação do setor de produção de sementes e mudas com qualidade, no âmbito da Rede de Sementes do Pantanal **<http://sementesdopantanal.dbi.ufms.br>** (Estados de Mato Grosso e Mato Grosso do Sul). Com relação ao cadastramento dos viveiros, o produtor deve inscrever o viveiro de mudas, anualmente, até 15 dias após a emergência das plântulas, no caso de mudas provenientes de sementes, ou até 31 de março nos demais casos, apresentando ao órgão de fiscalização da produção na Unidade da Federação – MAPA, no caso dos estados de MS² e MT³ – requerimento em formulário próprio, conforme sub-item 7.5 das Normas para Produção, Comercialização e Utilização de Mudanças, oficializadas pela Instrução Normativa MAPA 24/2005.

¹ Seguimos a orientação da Associação Brasileira de Normas Técnicas (ABNT), que usa o termo “normalização” (em vez do neologismo “normatização”) para designar processos de estabelecimento de normas.

² Endereço da Superintendência Federal de Agricultura no Mato Grosso do Sul: Rua Dom Aquino, 2.696, centro, Campo Grande, MS – CEP 79 002-970. Fone (67) 3325 8866.

³ Endereço da Superintendência Federal de Agricultura no Mato Grosso: Alameda Aníbal Molina, s/n, bairro Ponte Nova, Várzea Grande, MT – CEP 78 115-901. Fones (65) 3685 5678 e (65) 3685 7589.

3. MANEJO DE VIVEIROS

Na atividade de produção de mudas a estrutura e organização dos viveiros são extremamente importantes para obtenção de mudas de qualidade, produzindo plantas de espécies adequadas e em quantidade necessária à demanda, respeitando-se a época e o destino do plantio. Para isso é extremamente importante planejar corretamente as instalações do viveiro, ter conhecimento suficiente das técnicas para operacionalizá-lo e administrá-lo, além de obter excelente qualidade em sua produção e com menor custo possível.

A obtenção do sucesso na implementação de povoamentos florestais para recuperação de áreas degradadas, bem como para arborização de ruas, depende principalmente da qualidade das mudas utilizadas no plantio. Para tanto, são relacionadas neste manual as técnicas ideais para o manejo de viveiros, desde os processos germinativos para a obtenção das plântulas até a liberação dos lotes de mudas para o plantio.

É fácil visualizar toda a dinâmica operacional de um viveiro (**Fig. 1**), cujas etapas são: a obtenção de sementes; o beneficiamento; o armazenamento; a quebra da dormência (caso necessário); o preparo das sementeiras; o processo de semeadura; o estabelecimento das mudas em canteiros e o manejo das

mudas até o processo de expedição. Ressalta-se aqui a importância da área como remanescente florestal utilizado para seleção e marcação das árvores matrizes, já que a falta de critérios na etapa inicial – obtenção de sementes – pode comprometer todas as etapas seguintes, relativas à produção de mudas, bem como prejudicar, em longo prazo, o consumidor final.

Em todas essas etapas o controle fitossanitário deve ser rigoroso; as atividades de manejo no viveiro devem ser cuidadosas; a atenção dispensada a todo o processo de produção deve ser efetiva. Qualquer problema apresentado durante o processo produtivo deve ser imediatamente solucionado para não comprometer a produção, a qualidade das mudas e, conseqüentemente, os rendimentos obtidos pela comercialização do produto.

3.1. DEFINIÇÃO DO LOCAL DE INSTALAÇÃO DO VIVEIRO

O importante ao se planejar a instalação de um viveiro é observar os aspectos econômicos, climáticos, topográficos e logísticos do local escolhido. Para um produtor de sementes e mudas se estabelecer de maneira satisfatória no mercado, é de pri-

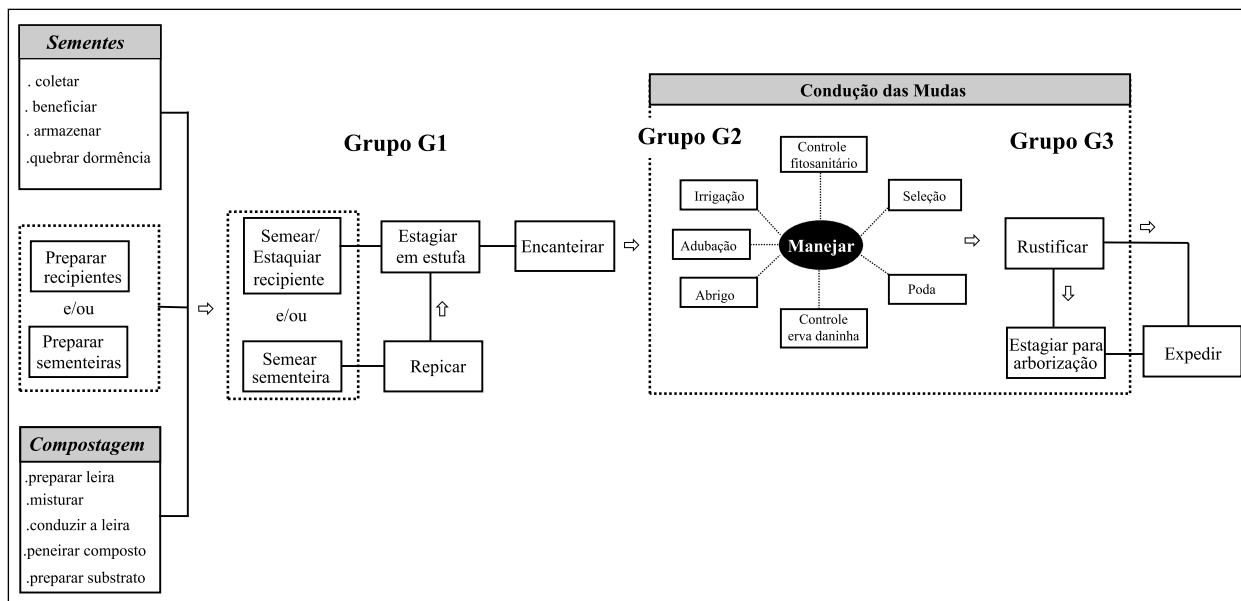


Figura 1 - Dinâmica operacional do viveiro, indicando todas as etapas de produção, até o momento da expedição das mudas. (Fonte: Sanesul, 1996)

mordial importância o conhecimento da demanda e da oferta de mudas da região, bem como localizar o centro consumidor das espécies produzidas no viveiro. Com essas informações podem-se otimizar os gastos com transporte da produção, minimizando as distâncias entre o centro produtor e consumidor do produto.

A facilidade de obtenção de mão-de-obra na região de produção também deve ser considerada, pois isto determina o sucesso do empreendimento e o custo com pessoal. Outro fator importante a se considerar é a declividade do terreno, que de preferência deve ser plano, para facilitar a implementação das técnicas. Além disso, a disponibilidade de iluminação em grande parte do dia, o correto dimensionamento dos diferentes espaços do viveiro e a previsão de espaço para ampliação da produção, são importantes aspectos a serem considerados antes da implantação do viveiro, vislumbrando-se investimentos futuros. Na prática, do espaço disponível para implantação de um viveiro, somente 70% é de fato utilizado para a produção, sendo o restante, 30%, ocupado por corredores de circulação.

Outro fator extremamente importante na escolha da área para instalação é o suprimento de água de qualidade para a produção. Alguns aspectos relacionados à qualidade da água de abastecimento devem

ser considerados, para não comprometer a produção (ver **Tabela 5**, item 5 – Irrigação da produção).

3.2. DINÂMICA OPERACIONAL DO VIVEIRO

O dimensionamento do viveiro deve obedecer à organização espacial que contemple todas as etapas de produção de maneira a otimizar este sistema. No entanto, o produtor deve sempre ter em mente que as informações obtidas em pesquisas devem ser incorporadas, paulatinamente, tendo como estratégia o **aperfeiçoamento contínuo** da produção. Esta é uma importante ferramenta a ser exercitada em nome do pacto pela qualidade total da sua produção.

Considera-se que o viveiro deve apresentar cinco divisões bastante distintas, cujas funções devem estar bem claras durante o processo de manejo:

Área de preparação básica – composta por um conjunto de depósitos e equipamentos, que apóiam as atividades básicas de preparação da linha de produção. No depósito ficam os materiais e equipamentos, as sementes colhidas e devidamente armazenadas e a área de manuseio e beneficiamento de frutos e sementes. Próximo a este local devem ser estabelecidas as sementeiras, além dos canteiros de repicagem, preparo de substrato e envasamento.

Grupo 1 (G1) – neste grupo ficam canteiros destinados aos tubetes que foram semeados diretamente e/ou repicados. Este grupo caracteriza-se por ser uma área coberta com sombrite (nível de sombreamento 50%), responsável pela proteção contra possíveis danos às plântulas, provocados pelos raios solares. Nesta área deve-se ter um sistema de irrigação não-setorial (microaspersores de 360° de raio de lançamento). As plântulas devem permanecer por um período de 20 a 40 dias pós-germinadas ou pós-repicadas e, posteriormente, serem encaminhadas ao **Grupo 2 (G2)**.

Grupo 2 (G2) – Neste grupo estão incluídos canteiros destinados à etapa de desenvolvimento das mudas (condução). As práticas incluem as adubações e grande parte das atividades de manejo como raleamento, controles fitossanitários e irrigações periódicas, entre outras. A permanência das mudas neste grupo varia de 60 a 120 dias, em média; após este período irão para o **Grupo 3 (G3)**.

Grupo 3 (G3) – Neste grupo estão as mudas que entrarão na fase de rustificação, que é o processo de aclimação. Na aclimação, visando simular as possíveis situações adversas encontradas no campo, deve-se reduzir o número de irrigações e adubações. Esta fase permite a seleção de mudas para expedição, permanecendo nesse grupo por um período médio de 30 dias, dependendo da demanda e programação dos clientes.

Área administrativa – nesta área providenciam-se os materiais e insumos da linha de produção, além do acompanhamento de recursos humanos, controle geral e fluxo de documentação.

Esta rotina operacional é a adotada no Viveiro de Mudanças da CESP, com pequenas distinções entre as quatro unidades que a empresa possui, visando atender às especificidades locais. No entanto, este sistema organizacional pode servir como base para todo produtor, uma vez que a referida empresa conseguiu otimizar suas atividades por meio da estrutura organizacional apresentada na página anterior.

4. PROCESSOS GERMINATIVOS

4.1. A SEMENTE

A semente é um óvulo que após ser fecundado e desenvolvido, constitui a unidade de dispersão de dois grandes grupos vegetais: as gimnospermas e as angiospermas. O primeiro grupo, cujos exemplos mais marcantes são os pinheiros, produz sementes nuas (sem fruto) e o segundo grupo, predominante na flo-

ra brasileira, tem suas sementes protegidas pelos frutos.

A semente possui um envoltório externo (casca ou tegumento), o hilo (cicatriz deixada pelo tecido que unia o óvulo à parede do ovário – **Figura 2**); internamente, um embrião e o endosperma (tecido para nutrição do embrião).

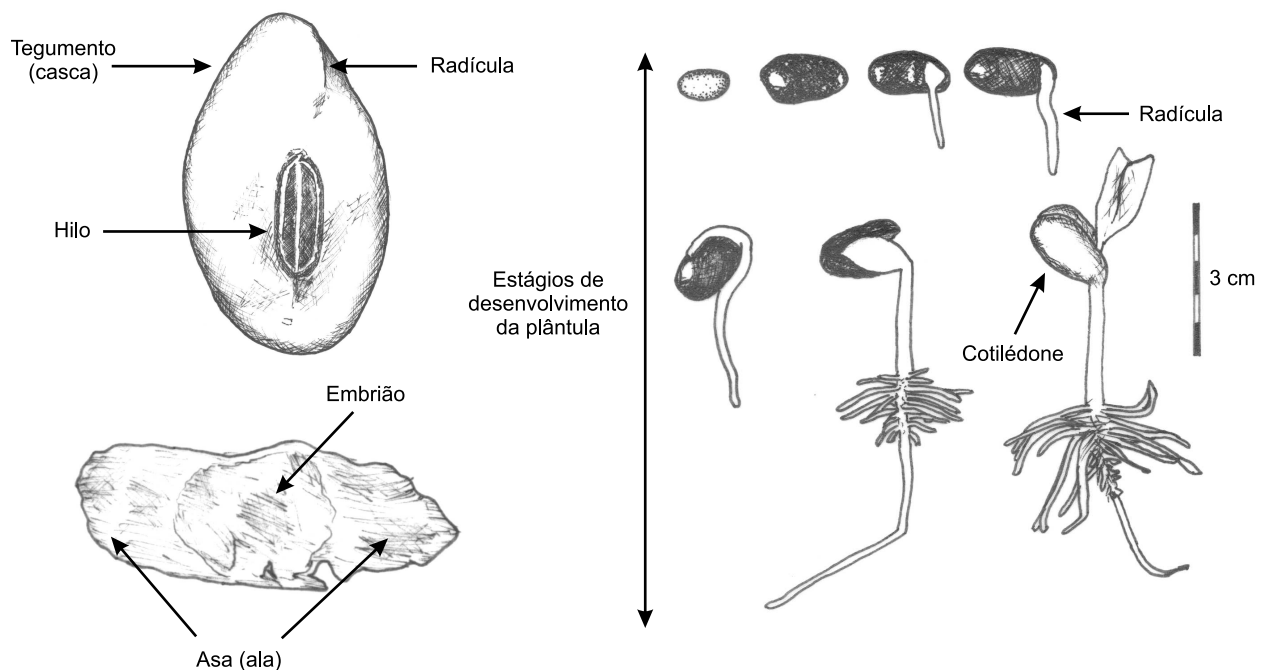


Figura 2 - Esquema representando as partes de uma semente de feijão (em cima, à esquerda) e semente alada (direita, embaixo) e as fases do desenvolvimento da plântula (à direita).

4.2. GERMINAÇÃO DA SEMENTE

A germinação ocorre quando o embrião, contido dentro de uma semente, começa a se desenvolver, rompendo a casca da mesma, dando origem a uma plântula. Para que isso ocorra são necessárias algumas condições, como por exemplo, temperatura, luz, oxigênio e umidade ideais.

Durante a sua formação a semente perde umidade, o que evita a germinação dentro do fruto ou junto ao corpo da planta-mãe, bem como sua deterioração pelo ataque de microrganismos. Essa redução no teor de umidade faz com que o embrião tenha seu metabolismo reduzido, aguardando condições favoráveis para que ele se desenvolva e origine uma nova planta.

4.3. FATORES QUE INFLUENCIAM NA GERMINAÇÃO

Os eventos importantes da germinação iniciam-se com a **embebição de água**, processo físico que ocorre mesmo em sementes mortas. A **ativação enzimática** acontece logo em seguida, em parte devido à reativação de enzimas estocadas, formadas durante o processo de desenvolvimento do embrião, e em parte devido à síntese de novas enzimas, assim que a germinação se inicia. A primeira evidência da germinação é a **emergência da radícula (Fig. 2)**. Quando a plântula inicia a absorção de água e a fotossíntese, tornando-se independente dos tecidos de reserva, considera-se que o processo de germinação está terminado.

Quando a semente tem a capacidade de germinar imediatamente assim que lhe forneçam os níveis adequados de umidade, temperatura, oxigênio, diz-se que está **quiescente**; já uma semente viável, tendo todas as condições ambientais ideais para germinar e não o faz, é chamada semente **dormente**.

A dormência é uma estratégia reprodutiva importante e está associada às plantas que se regeneram naturalmente, a partir do banco de sementes do solo, ou àquelas que precisam conservar seu potencial de germinação, até que condições favoráveis ocorram. É, portanto, um mecanismo natural que impede a germinação (Figlioli & Pinã-Rodrigues, 1995).

Para desencadear o processo germinativo de algumas sementes pode ser necessário promover a quebra de dormência, que consiste em propiciar a obtenção de umidade que elas perderam. A perda de umidade da semente pode ocorrer durante sua formação, durante o procedimento de sua retirada dos frutos e na secagem visando o armazenamento (Carneiro, 1995), ou ainda pelo processo natural de impedimento da hidratação, em decorrência de tegumentos impermeáveis.

É interessante notar que muitas das espécies que crescem em áreas de grande variação estacional – de temperatura ou de estresse hídrico – requerem um período de “latência” antes de sua germinação. Algumas sementes não germinam na natureza enquanto sua casca não for retirada, permitindo a entrada de água ou oxigênio no interior da mesma (CESP, 2000). Outras só germinarão na natureza se passarem pelo interior do trato digestivo de um animal, causando assim o desgaste da casca pela ação do suco gástrico.

Como saber se uma espécie possui sementes dormentes? É importante ter sempre à mão uma bibliografia especializada para buscar essa e outras informações sobre as espécies com as quais queremos trabalhar. No entanto, se o viveirista não dispõe desse material de consulta, ele deve mergulhar as sementes em água à temperatura ambiente e deixá-las ali por 24 h. Se após esse período as sementes não incharem, indicando que absorveram água, é provável que esta espécie apresente dormência física.

Além dessa impermeabilidade da casca à água, existem outras formas de dormência em sementes, como: presença de inibidores da germinação, embrião imaturo e a combinação dos fatores mencionados.

4.4. TIPOS DE DORMÊNCIA

4.4.1. Dormência do tegumento (casca) da semente

Dormência física – Tegumento (casca) impermeável à água, mas com embrião quiescente, característica de grande número de espécies das se-

guintes famílias: Leguminosae, Malvaceae, Cannaceae, Chenopodiaceae, Convolvulaceae e Solanaceae. A secagem em altas temperaturas geralmente aumenta a dureza do tegumento. Na natureza a quebra de dormência pode ocorrer por vários agentes ambientais, incluindo abrasão mecânica, alternância de temperatura, ataque por microorganismos, fogo e passagem pelo trato digestivo de aves e mamíferos. No caso das espécies que necessitam destes processos para germinar ou para quebrar a dormência da semente, pode-se usar ácidos que vão corroer a testa da semente, fazer escarificação com lixas de parede ou mesmo causar pequenas injúrias no tegumento da semente com auxílio de facas e objetos pontiagudos.

Dormência mecânica – A dureza dos tegumentos impede a expansão do embrião, como ocorre no pêssego, cujo o caroço dificulta a absorção de água. Esse tipo de dormência pode ser superado da mesma maneira citada no item anterior.

Dormência química – Alguns inibidores químicos se acumulam no fruto e no tegumento das sementes. Algumas espécies apresentam mucilagem contendo inibidores sob o fino tegumento. Dependendo da natureza do inibidor a lavagem com detergente diluído ou água corrente pode ajudar a superar a dormência da semente.

4.4.2. Dormência morfológica

Embrião rudimentar ou embrião não desenvolvido – Em algumas espécies o embrião pode estar ausente, ou parcialmente formado quando o fruto está maduro. O uso de temperaturas abaixo de 15°C, temperaturas alternadas e nitrato de potássio ou giberelina favorecem a germinação. As sementes de palmeiras tropicais requerem, naturalmente, o armazenamento por vários anos, mas esse tempo pode ser reduzido para três meses a 38-40° C.

4.4.3. Dormência interna

Dormência fisiológica: Presente na maioria das herbáceas de zona temperada, desaparece durante o beneficiamento e armazenamento em condições

de baixa umidade. Se as sementes são sensíveis a altas temperaturas para germinar fala-se de **termodormência**; se as sementes necessitam de luz para germinar chama-se de **fotodormência**.

Dormência interna intermediária – dormência exercida pelos tecidos da semente, o embrião germina normalmente.

Embrião dormente – Para haver a germinação, é requerido um período de **estratificação**, quando as sementes hidratadas são pré-condicionadas entre 3 e 10° C. O embrião não germina normalmente, podendo ocorrer **anões fisiológicos** (característica que não é genética); ocorre geralmente em árvores e arbustos de clima temperado.

4.5. MÉTODOS DE SUPERAÇÃO DE DORMÊNCIA

Existem vários métodos de superação ou quebra de dormência, cujo objetivo é acelerar o processo, aumentar e uniformizar a germinação. Dentre os métodos mais utilizados para quebra de dormência e indicados neste manual estão:

- escarificação mecânica;
- método químico (tratamento por ácidos);
- choque térmico.

4.5.1. Escarificação mecânica

Este método é utilizado para amolecer ou romper parte do tegumento da semente. Pode ser feito por meio da raspagem manual, utilizando lixas de várias texturas, ou com auxílio de um escarificador especializado. Também as sementes podem ser colocadas em máquinas semelhantes a betoneiras com areia grossa ou cascalho, que auxiliam na eliminação de parte do tegumento e facilita a entrada de água para desencadear o processo de germinação. Alguns exemplos de espécies do Cerrado que necessitam ser escarificadas mecanicamente são: capitão-domato (*Terminalia argentea* Mart.), faveiro-do-cerrado (*Dimorphandra mollis* Benth.) e jatobá (*Hymenaea stigonocarpa* Mart. ex Hayne).

As sementes escarificadas muitas vezes são susceptíveis ao ataque de organismos patogênicos, permanecendo viáveis por um curto período após o tratamento. Sendo assim, a escarificação deve ser feita no momento que se pretende obter a germinação do lote de sementes.

A escarificação pode ser feita também por meio de substâncias químicas, conforme procedimento descrito a seguir, que auxiliam na ruptura ou eliminação parcial do tegumento.

4.5.2. Método químico

Tratamento por ácidos

Um dos métodos comuns para se obter a quebra de dormência é o tratamento de imersão em ácido sulfúrico. Este tratamento resulta no aumento do índice de germinação de 10% para mais de 90%. Algumas sementes como tamboril (*Enterolobium contortisiliquum* (Vell.) Morong), sucupira-preta (*Bowdichia virgilioides* Kunth), barbatimão (*Stryphnodendron adstringens* (Mart.) Coville), mutamba (*Guazuma ulmifolia* Lam.), araticum (*Annona* sp) e cumbaru (*Dipteryx alata* Vogel) têm seu potencial germinativo aumentado grandemente com o auxílio de ácido.

Cada espécie necessita de um tempo diferente de embebição no ácido; depois de transcorrido esse tempo as sementes e o ácido devem ser despejados lentamente em água. **É importante que não se despeje a água sobre o ácido**, pois isso pode causar grave acidente! O ácido com as sementes é que devem ser despejados lenta e cuidadosamente sobre a água, evitando-se os perigosos respingos e vapores tóxicos. Várias lavagens em água devem ser feitas para retirar totalmente o ácido e os fragmentos de casca que podem se desprender.

No processo de tratamento químico por ácido deve-se: (i) misturar todas as sementes formando um único lote; (ii) testar o tempo ideal de imersão das sementes em ácido, utilizando algumas amostras pequenas – quando as sementes estiverem com o tempo de tratamento ideal, elas ficam escuras; (iii)

após definir o tempo ideal para a espécie, cobrir todas as sementes do lote com ácido e deixá-las pelo tempo necessário; (iv) após o término do tempo, lavar as sementes com água corrente por cinco a dez minutos para eliminar todo o ácido; e (v) secar totalmente as sementes antes de utilizá-las.

Tratamento por outras substâncias

Alguns sais e produtos como tiuréia, hidróxido de sódio, peróxido de hidrogênio, álcool etílico (álcool comercial comum) e solventes como éter e acetona, também são úteis no tratamento químico pré-germinativo.

Após o tratamento químico das sementes, elas podem ser preservadas de uma semana a um mês, antes da semeadura, sem grande deterioração.

4.5.3. Choque térmico

Embebição em água quente

Este tratamento é recomendado para as espécies cujas sementes possuem o tegumento duro, tais como canafístula (*Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub.) e unha-de-vaca (*Bauhinia longifolia* (Bong.) Steud.). Neste método, a água é aquecida até cerca de 90°C, e nela são mergulhadas as sementes, que deverão permanecer imersas por um tempo ideal, que varia, dependendo da espécie. Para saber o período necessário de permanência das sementes neste tratamento, recomenda-se testar uma pequena amostra em tempos variáveis, aferindo as taxas de germinação. Depois de permanecerem o tempo necessário ao tratamento, as sementes estão prontas para semeadura.

Embebição em água fria

Este método consiste em colocar o lote de sementes em água à temperatura ambiente, mantendo-as por cerca de 24 horas. O tempo de embebição varia conforme a permeabilidade da casca (tegu-

mento) e, em geral, descartam-se as sementes que flutuam, pois provavelmente estas não estão viáveis. As espécies cujas sementes devem ser embebidas em água são: corticeira-da-serra (*Erythrina falcata* Benth.), jenipapo (*Genipa americana* L.), palmito (*Euterpe edulis* Mart.) e pau-jacaré (*Piptadenia gonoacantha* (Mart.) J.F. Macbr.), entre outras. Após a embebição as sementes, se necessário, podem ser estocadas a baixa temperatura ($\pm 5^{\circ}\text{C}$), por algum tempo.

4.6. TESTE DE GERMINAÇÃO

Esse teste visa avaliar o poder germinativo das sementes após a sua colheita, após os tratamentos pré-germinativos e após os períodos variáveis de armazenamento. Quando o coletor de sementes vai comercializá-las é importante que ofereça ao comprador a informação da porcentagem de germinação daquela amostra. Nos viveiros, esse teste também é importante já que, conhecendo o poder de germinação daquele lote de sementes, economiza-se substrato no momento da sementeira. Por exemplo, se o teste acusar que o lote apresenta 50% de germinação colocam-se de duas a três sementes em cada recipiente; depois que germinarem, as plântulas podem ser repicadas para outros recipientes.

Como fazer o teste de germinação?

É necessário que esse teste seja feito em laboratório com alguns equipamentos e utensílios básicos tais como: germinador e destilador, placas de Petri (ou caixas de Gerbox), pinças de vários tamanhos e papel de filtro. É indispensável o uso de literatura especializada para a adoção de metodologias apropriadas para cada espécie, permitindo-se avaliar as seguintes variáveis: germinação na presença ou na ausência de luz, temperatura ideal para germinação e número aproximado de dias para o início da germinação.

De maneira geral, o procedimento comum para sementes de todas as espécies, após tratamento de quebra de dormência ou não, é o descrito a seguir. As placas de Petri ou caixas de Gerbox devem ser

fornadas com o papel de filtro umedecido em água destilada. As sementes são colocadas dentro das placas com espaço suficiente entre si para que haja a emissão da radícula (raiz primária).

Esse conjunto pode ser tratado com fungicida ou as sementes podem ser previamente lavadas com hipoclorito de sódio 1% (uma parte de hipoclorito para 99 partes de água) para evitar a contaminação das sementes, o que afetaria a taxa de germinação do lote. As placas são colocadas no germinador à temperatura mais adequada para a espécie mas, se esse valor não for conhecido, o teste deve ser feito com temperatura de 25° a 30°C . Algumas espécies também exigem luminosidade, enquanto outras exigem escuridão para germinar. Essa informação também deve ser buscada em bibliografia especializada. A cada 24 horas as placas devem ser retiradas do germinador e as sementes que germinaram devem ser contadas e retiradas com pinça esterilizada das placas de Petri, e descartadas.

4.7. REGRAS PARA ANÁLISE DE SEMENTES (RAS)

A avaliação da qualidade de um lote requer uso de metodologias padronizadas, de modo que os testes possam ser reproduzidos em qualquer laboratório com o mesmo material. As Regras de Análise de Sementes (Ministério da Agricultura, 1992) estabelecem especificações padronizadas a serem utilizadas, desde o tamanho da amostra até instruções para realização das análises das qualidades de sementes.

Embora as RAS prescrevam o uso de 400 sementes para se realizar teste de germinação, isso nem sempre é possível para as espécies florestais, por dois motivos: pelo tamanho e pela baixa produção das sementes, o que requer a diminuição do número de sementes por repetição. Neste caso, os técnicos de setores florestais adotam o uso de cem sementes (quatro repetições de 25 sementes, ou cinco repetições de 20 sementes).

O teste pode ser feito em caixas Gerbox ou placas de Petri e a sementeira deve ser feita entre ou sobre substrato. Para minimizar a contaminação de

fungos ou bactérias, recomenda-se o uso de vermiculita ou areia e que o espaçamento entre as sementes seja de duas a cinco vezes o seu tamanho.

A duração dos testes varia muito entre as espécies, podendo ser de dez dias para ingás e angicos, 20 dias para ipês e 60 dias para algumas palmeiras. As contagens são feitas em intervalos de três a quatro dias para espécies que germinam rapidamente e sete dias para sementes que demoram mais para germinar.

Medidas de Germinação

Existem várias formas de se medir a germinação, entre elas a “germinabilidade”, que é a porcentagem de sementes germinadas em relação ao número de sementes dispostas a germinar, sob determinadas condições ambientais:

$$\%G = \frac{(SG)}{TS} \cdot 100$$

onde: %G= percentual de germinação

SG = número total de sementes germinadas

TS = número total de sementes

A germinabilidade informa o percentual de sementes germinadas, entretanto não reflete o tempo que foi necessário para que as sementes atingissem tal porcentagem de germinação. Podem existir dois lotes de sementes que apresentem o mesmo percentual de germinação; no entanto, podem apresentar velocidades de germinação diferentes. Existem medidas que quantificam a germinação, informando quanto tempo foi necessário para o lote de sementes germinar. A equação apresentada abaixo pode ser utilizada para calcular o tempo médio:

$$T = (N \cdot t) / N$$

Onde: T = Tempo médio necessário para determinado número de sementes germinar

N = número de sementes germinadas no intervalo de tempo

t = intervalo de tempo necessário para germinação do lote. Geralmente dado em horas.

A semente que demora muito para germinar pode ser atacada por fungos durante o processo de

embebição e não germinar. Portanto o lote que apresentar maior velocidade durante o processo de germinação irá sofrer menos influência de patógenos.

Determinação de umidade

O teste de umidade visa determinar o conteúdo de água presente na semente, com o objetivo de estabelecer os parâmetros adequados para a manutenção da qualidade fisiológica das sementes para fins de armazenamento e principalmente para comercialização.

No Brasil o método mais usado é o método de estufa a 105°C por 24 horas; no entanto, pode-se usar 17 horas a 103°C, ou estufa em 70°C até o peso das sementes estabilizar. Os testes são realizados de acordo com as RAS, que nem sempre são adequadas para determinadas espécies, dadas as grandes variações morfológicas e fisiológicas das sementes ou unidades de dispersão.

Para determinar o percentual de umidade, deve-se pesar as sementes para obter o peso inicial (Pi), após deve-se mantê-las em estufa de acordo com o método escolhido. Após o tempo de secagem deve-se pesar novamente as sementes, obtendo então o peso da matéria seca da semente (PS).

$$\%U = \frac{Pi - PS}{Pi} \cdot 100$$

Onde: %U = umidade em percentual

Pi = Peso inicial

PS = Peso após secagem em estufa

4.8. PREPARO DO SUBSTRATO

Para o sucesso na semeadura, há a necessidade do controle de todas as etapas que envolvem a produção e o preparo do substrato, a qualidade, a calibração, a combinação dos componentes utilizados, além dos atributos físicos desejáveis ao substrato produzido. Além disso, a escolha dos recipientes utilizados, bem como o preparo da sementeira e a forma de semeadura, se direta ou indireta, devem ser definidos no início do processo. Neste

item serão abordadas todas as etapas que envolvem este processo, bem como o método adotado pelos viveiros da CESP (disponibilizados em manual digital, em 2000), quanto à forma de preparo do substrato.

4.8.1. Procedimentos

- Colocar os componentes do substrato, previamente selecionados, próximos à unidade de preparação da mistura. Estes componentes deverão estar devidamente peneirados (caso de terra e areia) e beneficiados (caso de casca de arroz e húmus);
- Pesar e medir os componentes antes de serem misturados para homogeneização. Para misturar o substrato podem-se usar enxadas (método manual) ou misturador automático (adaptado do sistema de tratamento de sementes usado na agricultura ou, opcionalmente, uma betoneira adaptada (**Fig. 3**);
- Homogeneizar muito bem os componentes da mistura e, posteriormente, umedecê-la, sendo que não deverá ficar encharcada, nem tampouco, muito seca. Uma forma prática de verificar se o teor de umidade está adequado é o teste das gotas: apertando-se um pouco do substrato com a mão, deverão se formar pequenas gotas entre os dedos, o que indica uma condição ideal de umidade. No caso de não surgirem gotas, o substrato está muito seco e, se escorrerem sobre a mão, indica o excesso de água.

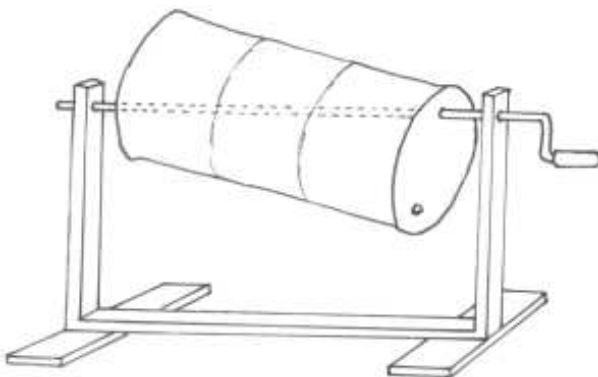


Figura 3 - Aspecto geral de uma betoneira manual, utilizada para misturar os componentes do substrato.

4.8.2. Características do substrato

O substrato ou o meio de semeadura e crescimento pode ser de qualquer material, ou mistura de materiais, que reúnam várias características desejáveis e necessárias para o desenvolvimento eficiente das mudas. Entre estas estão: a retenção equilibrada de água, como boa drenagem, boa aeração e leveza. Além disso, o substrato deve ter um nível baixo a médio de fertilidade, apresentar homogeneidade, capacidade de absorção de água e nutrientes, facilidade de manuseio, ser de fácil aquisição e não deve conter patógenos e substâncias tóxicas às plântulas. Estas características permitirão o bom desenvolvimento radicular e boa agregação do conjunto raiz-substrato. A escolha e o preparo do substrato são decisões importantes e difíceis de tomar, principalmente por não haver um substrato que seja ótimo e adequado às necessidades de todas as espécies.

Um bom substrato deve ter boa capacidade de arejamento para o crescimento e desenvolvimento do sistema radicular das plantas, sendo que a textura da mistura deve facilitar a livre passagem de água, de modo a permitir a entrada de oxigênio pela superfície da raiz e a saída de água e gás carbônico.

O substrato deve ter o pH (medida do nível de acidez e alcalinidade) na faixa de 6,0 a 6,5. Somente substratos na faixa ideal de pH irão proporcionar a absorção de todos os nutrientes que a planta necessita para o seu crescimento.

Várias doenças de solo podem atacar mudas produzidas em viveiro e causar sérios prejuízos. Sendo assim, medidas preventivas devem ser tomadas para que as doenças não ocorram ou proliferem nos viveiros. Normalmente, solos contêm fungos causadores de doenças, razão pela qual devem ser evitados na preparação de substratos.

No mercado, existem disponíveis substratos específicos para cada cultura. No entanto, a opção por adquirir um substrato pronto ou formular o seu próprio substrato, envolve uma série de fatores, entre os quais destaca-se o custo.

O produtor pode optar pelo preparo do próprio substrato, utilizando materiais disponíveis e de baixo custo. Quanto às opções para produção do substrato, têm-se aqueles à base de casca de árvores, bagaço de cana, casca de arroz, serragem, areia e compostagem, entre outros. Praticamente a todos estes substratos incorpora-se certa porção de vermiculita, proporcionando leveza, capacidade de absorção da água, estabilidade e agregação das partículas.

No processo de produção do substrato, os principais fatores que devem ser observados quando da escolha dos materiais utilizados como substrato, são: (i) disponibilidade do material em qualquer época do ano; (ii) o custo para sua obtenção; (iii) experiência local na sua utilização, principalmente quanto à sua adequação para as mudas que serão produzidas; (iv) características físicas e químicas; e (v) ausência de patógenos e de substâncias tóxicas às plantas.

Características desejáveis (CESP, 2000)

- **Porosidade:** é determinada pelo grau de agregação e estruturação das partículas que compõem o substrato. O substrato deve ter bom equilíbrio entre macroporos (preenchidos por ar) e microporos (preenchidos por água) que determinam a permeabilidade, ou seja, a capacidade de drenagem da mistura;
- **Retenção de umidade:** com grande influência sobre a irrigação, também é definida pelo teor e qualidade da matéria orgânica, sendo desejável que o substrato possa reter entre 20 a 22ml de água, por litro de substrato.
- **Granulometria:** quanto ao tamanho das partículas, é recomendável que os componentes apresentem mesma densidade e a amplitude de tamanho não seja muito alta entre partículas grandes e pequenas (evitar a segregação, ou seja, separação das partículas);
- **Características químicas do substrato:**
pH em H₂O = 6,0 a 6,5
Fósforo = 300 a 600 g/cm³

Potássio (níveis de K/T x 100) = 5 a 8%.

Cálcio + Magnésio (níveis de Ca+Mg/T x 100) = 85 a 95%.

4.8.3. Tipos de substratos que podem ser utilizados em viveiros

Composição do substrato

Pode ser utilizado substrato à base de húmus de minhoca, aditivado com os componentes nas proporções abaixo relacionados. A descrição da preparação destes componentes será feita no próximo item e consiste nos procedimentos adotados pelos viveiros da CESP, publicados em seu manual.

• Proporção

Casca de arroz carbonizada	30 %
Húmus de minhoca	60 %
Terra	03 %
Areia	07 %

Após o preparo dos componentes do substrato nas proporções descritas acima, adicionar os fertilizantes conforme se segue:

• Adubação de substrato:

Calcário	250g/m ³
Superfosfato simples	1,5 kg/m ³
Sulfato de amônia	300 g/m ³
Cloreto de potássio	120 g/m ³
Micronutrientes (FTE BR 9 ou FTE BR 12)	150 g/m ³

Observações:

- 1) existem inúmeros compostos e substratos oferecidos no mercado, porém, ainda não há consenso entre os viveiristas sobre a melhor formulação, ficando a escolha a critério de cada equipe;
- 2) A critério do viveirista podem ser adotados os procedimentos de desinfecção do substrato, utilizando-se substâncias fumegantes ou equipamentos apropriados que realizem a esterilização. Porém, devem ser observadas as restrições apresentadas no item 4.9.1, "Preparo de sementeiras".

4.8.4. Preparo do húmus (CESP, 2000)

O húmus é um adubo orgânico produzido por minhocas, caracterizando-se como um material leve, solto, com cheiro de terra fresca e aspecto de pó-de-café, de coloração escura e fina granulção, sendo que a uniformidade granulométrica, capacidade de agregação (importante fator na formação do torrão), isenção de contaminantes e outras impurezas, são características que justificam a opção do seu uso para a composição do substrato a ser empregado no viveiro florestal. Para a obtenção do produto com estas características é preciso critérios para a aquisição do esterco, tais como:

- a) Cuidado com a procedência do esterco, dando preferência para esterco de gado confinado ou semi-confinado, o que confere maiores garantias, quanto a isenção de sementes de plantas invasoras;
- b) O local de depósito destinado à finalização do processo de fermentação do esterco (curtimento) deve ser cimentado e coberto.

Características desejáveis do esterco no momento de colocá-lo nos canteiros

- a) O esterco deve estar curtido, ou seja, apresentar temperatura estável, não superior à média do ambiente. O controle da temperatura pode ser realizado, observando a colocação de uma barra de ferro (\varnothing 3/4) no interior do monte, sendo que é presumido um período de alta atividade em decorrência do processo de fermentação, quando não se consegue segurar a barra devido ao intenso calor (aproximadamente 70°C). Após este período, a temperatura tende a se estabilizar, quando atinge cerca de 20°C (dependendo da temperatura externa).
- b) Apresentar-se sem excesso de urina, sendo que, para tanto, é necessário realizar lavagens periódicas no monte depositado, antes da colocação nos canteiros de processamento.
- c) Deixar descansar por um dia para sair o excesso de água.

- d) Feitos estes procedimentos, são colocados cinco quilos de minhocas/m³ de canteiro.

Manejo dos canteiros para produção de húmus

O manejo objetiva, basicamente, proceder ao controle da temperatura e umidade, de forma a possibilitar condições ideais de alimentação e reprodução das minhocas.

- a) A temperatura nos canteiros deve ser acompanhada com termômetro colocado em cada um deles, sendo que a temperatura ideal deverá estar entre 16° e 22°C.
 - b) Para possibilitar a transformação do esterco em húmus de forma uniforme e ordenada (de cima para baixo) é necessário efetuar uma cobertura sobre o canteiro (sombrite, telhas, palha, etc.), para que as minhocas não fiquem expostas aos raios ultravioletas do sol e abandonem o local (devido à fotofobia), sem processar devidamente o esterco.
 - c) É recomendável que a água utilizada no controle da temperatura e umidade não contenha cloro.
 - d) Antes da irrigação dos canteiros, realiza-se o teste descrito no item 4.8.1, que consiste em apertar uma pequena quantidade de húmus. Caso surjam gotas entre os dedos é sinal de que há umidade satisfatória.
 - e) Ao aproximar-se o dia da retirada do húmus (dez dias antes), no caso de excesso de água, é preciso fazer o revolvimento no canteiro, com ferramenta do tipo rastelo, para soltar e enxugar o húmus. Em razão deste procedimento as minhocas tendem a se alojar no fundo dos canteiros, o que facilita o trabalho de peneiramento e separação delas.
- Obs.: No caso de excesso de chuvas, deverá ser providenciada a colocação de “iscas”, que são sacos de estopa e/ou náilon com esterco, dispostos nos corredores entre os canteiros, para captura de minhocas que fogem dos canteiros encharcados. Os sacos deverão ser trocados a cada dois dias.
- f) Seguidas as recomendações, é esperado que o processamento do esterco demore entre 50 e

60 dias, para a transformação completa em húmus.

- g) Quando houver programação de retirada de húmus, preparar antecipadamente outros canteiros disponíveis para efetuar o transporte das minhocas para o próximo lote de húmus a ser processado.

4.8.5. Estocagem dos componentes do substrato

- a) O húmus processado deverá ser depositado em local coberto e livre da exposição direta ao sol e chuvas;
- b) Caso haja disponibilidade de tempo, poderá ser feita a irrigação do húmus, a fim de estimular a germinação de sementes de plantas invasoras;
- c) Para melhor controle e facilidade de trabalho da equipe que irá realizar o envasamento de tubetes, o húmus deve ser ensacado em medidas-padrão, ou seja, conforme as proporções já indicadas anteriormente (item 4.8.3 – Proporção);
- d) O controle de produção deverá ser feito por meio de plaquetas plásticas colocadas em cada canteiro, apresentando a data de colocação do esterco. A produção é controlada pelo número de sacos produzidos.

Obs.: Todas as ferramentas devem estar sem corte e sem ponta, sendo necessário arredondar, ou “bolear” os instrumentos, para não ferirem as minhocas.

4.9. SEMEADURA

4.9.1. Preparo das sementeiras

As sementeiras são canteiros especiais, destinados a acomodar elevada densidade de plântulas por metro quadrado, onde serão semeadas espécies cujas sementes apresentam problemas na germinação, quando colocadas diretamente no substrato dos tubetes (CESP, 2000). O preparo das sementeiras consiste na mistura de componentes do substrato, sua posterior desinfecção e a distribuição do mesmo

diretamente nas sementeiras (semeadura indireta). O preparo adequado das sementeiras é o passo inicial para o êxito do viveiro. A superfície de cada sementeira deve ser sempre levemente abaulada, para não haver problemas de empoçamento.

No preparo das sementeiras deve-se (i) proceder à remoção total do substrato a ser substituído; (ii) verificar as condições do sistema de drenagem de água, procedendo às devidas correções para os casos de sinais de poças (encharcamentos); (iii) misturar os seguintes componentes, considerando as dosagens apresentadas (CESP, 2000):

- 80% de areia média;
- 20% de húmus de minhoca (podem ser utilizadas outras fontes de matéria orgânica, como esterco bovino curtido).

Para colocar o substrato preparado nos canteiros das sementeiras, deve-se observar que a mistura não pode atingir o limite das paredes laterais. Recomenda-se deixar cerca de um centímetro de altura, para que possam ser acomodadas as sementes e, mais tarde, ser feita a cobertura de areia. Posteriormente é necessário acertar o nivelamento da areia, usando uma régua gabarito, de dimensão igual à largura do canteiro (**Fig. 4**).

4.9.2. Processo de desinfecção dos canteiros

Para a desinfecção do substrato, após colocá-lo na sementeira, deve-se irrigá-lo periodicamente, para



Figura 4 - Nivelamento da areia, durante o preparo da sementeira.

que ocorra a germinação das sementes das espécies indesejadas. Após o aparecimento dessas plantas na sementeira, estas deverão ser eliminadas, seja manualmente (em poucos canteiros), ou ainda com o uso de herbicidas pós-emergentes, em caso de grandes áreas de sementeiras (CESP, 2000).

Este método de desinfecção é recomendado quando há tempo disponível no planejamento de produção, uma vez que requer cerca de 20 a 30 dias para ser executado. Caso não se tenha tempo suficiente para este procedimento, sendo necessário acelerar o processo, podem-se usar substâncias fumegantes indicadas para desinfecção de solos, sendo que esta opção apresenta vantagens quanto ao espectro de ação e tratamento, agindo também sobre bactérias, fungos, nematóides e larvas (CESP, 2000).

No entanto, Carneiro (1995) cita como efeitos negativos deste processo, o acúmulo do produto, a injúria às mudas das espécies nativas, provocadas pelo produto, além da injúria aos microrganismos benéficos, tais como micorrizas. Atualmente, já estão disponíveis no mercado fumegantes seletivos que não comprometem as micorrizas (segundo especificações do fabricante).

4 9.3. Processo de semeadura

Este processo consiste na distribuição das sementes sobre o substrato, enterrando-as ou depositando-as na superfície do solo, dependendo das exigências de cada espécie quanto a presença ou ausência de luz para germinação (sementes fotoblásticas), oferecendo as melhores condições possíveis para a obtenção de uma boa taxa de germinação. A semeadura pode ser feita diretamente no recipiente, em geral tubete (semeadura direta, ver adiante) ou em canteiros e sementeiras (semeadura indireta).

Para as espécies nativas, o mais recomendado é a semeadura em canteiros ou sementeiras. Esta técnica é mais apropriada quando se trabalha com muitas espécies e, por consequência, vários tamanhos de sementes, sem ter conhecimento do poder germinativo das mesmas. Evita-se com isto o uso

desnecessário de embalagens onde não houver germinação.

4.9.4. Semeadura indireta

Neste tipo de semeadura as sementes são colocadas diretamente nos canteiros de pré-germinação (sementeiras), que já foram previamente preparados (**Fig. 5**). A organização deste procedimento visa iniciar os processos de germinação de forma rápida, obtendo-se uniformidade nas taxas de germinação.

Na programação desta atividade devem-se considerar as espécies que apresentem problemas de germinação, quando semeadas diretamente nos tubetes. Entre os problemas apresentados, destacam-se: (i) sementes com baixo poder germinativo quando semeadas em substrato não arenoso; (ii) espécies que possuem germinação irregular (tempo), ou mesmo (iii) sementes cujos procedimentos recomendados para tratamentos de quebra de dormência são desconhecidos. Devem ser semeadas diretamente em sementeiras (iv) algumas espécies que possuem sementes grandes em relação ao diâmetro de abertura do tubete, (v) sementes que apresentem boa germinação, porém, que é desencadeada após 20 dias da semeadura, além de (vi) sementes com poder

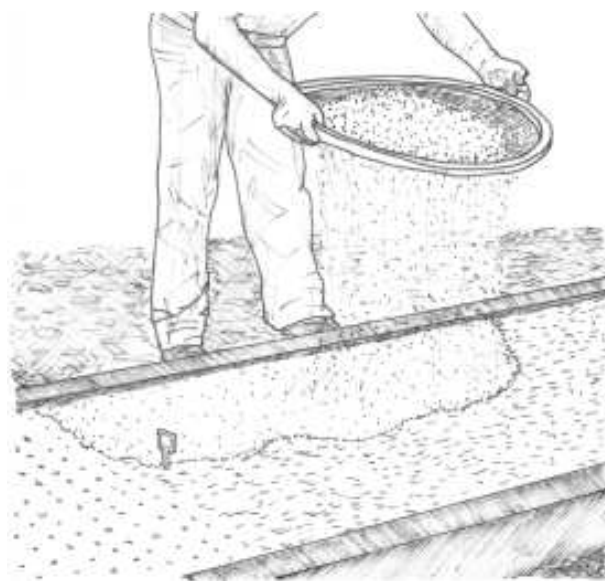


Figura 5 - Processo de semeadura indireta.

germinativo desconhecido em razão do tempo de armazenamento.

A semeadura indireta, apesar de constituir-se em uma das únicas atividades ainda executadas de forma “artesanal”, tem como propósito possibilitar o aumento da diversidade de espécies trabalhadas, uma vez que é, ainda, o único meio de produção de algumas delas, devido não se ter definidos os parâmetros técnicos destas sementes. Além disso, evita-se o desperdício de materiais e mão-de-obra, pois oferece melhores condições de manejo do lote de mudas no viveiro, ou seja, garante a homogeneidade do plantel, facilitando operações subseqüentes como: adubações, seleções, raleamentos, etc.

4.9.5. Sistemas de semeadura indireta

As sementes podem ser agrupadas em três tipos de sistemas de semeadura nos canteiros, dependendo de suas características reprodutivas e considerando a grande heterogeneidade de espécies. Abaixo são descritos os três procedimentos mais usuais, respeitando as características estruturais das sementes.

- a) Para as sementes grandes e duras, após serem colocadas sobre o substrato da sementeira, devem ser fixadas por meio de leves batidas com a régua de madeira (gabarito – este procedimento evita que ocorram sobreposições de sementes). Após serem fixadas, as sementes devem ser cobertas por fina camada de areia média (1mm a 5mm) peneirada. Na **Tabela 1**, são apresentados alguns exemplos de espécies a serem trabalhadas neste sistema. Para sementes de guapuruvu e jatobá, recomenda-se colocar individualmente a semente nos tubetes, respeitando-se a posição do hilo, que deve ser enterrado para baixo obedecendo ao sentido que irá desenvolver o sistema radicular (radícula) da plântula (**Fig. 2**).
- b) Para sementes pequenas (minúsculas), neste caso é necessário que sejam bem espalhadas (a lanço) sobre o canteiro, para que não fiquem muito adensadas, prejudicando sua germinação e a retirada das plântulas para repicagem. Não devem

receber mais do que 2mm de cobertura de areia média peneirada. Na **Tabela 2** são exemplificadas espécies cuja semeadura deve obedecer a este método.

- c) Para as sementes aladas ou plumosas, a semeadura deve ser feita em período de menor intensidade dos ventos. Deve-se proceder à irrigação da superfície do canteiro, antes da semeadura a lanço, para facilitar a fixação da semente na superfície do substrato. A cobertura não deve ultrapassar 2mm de areia média peneirada. Na **Tabela 3** são exemplificadas espécies cuja semeadura deve obedecer a este método.

4.9.6. Semeadura direta

Neste procedimento, as sementes são depositadas diretamente nos recipientes plásticos (tubetes). Inicia-se este processo com a preparação e enchimento dos recipientes, feito manualmente e diretamente na embalagem plástica, com auxílio de pás ou, em caso de grande produção, com auxílio de máquina que auxilia a compactação do substrato no tubete.

Para pequenos produtores que irão semear as sementes em sacos plásticos, recomenda-se dobrar as bordas do saco plástico (± 3 cm), para facilitar o enchimento e o transporte, diminuindo a probabilidade dos sacos plásticos rasgarem, e portanto aumentando a sua vida útil.

A correta compactação do substrato no recipiente é fundamental para evitar a presença de amplos espaços com ar no substrato. O excesso de permeabilidade ou compactação exagerada prejudicam o desenvolvimento radicular.

A semeadura direta deve ser efetuada em substrato irrigado previamente, sendo feita a perfuração ou coveamento do substrato no recipiente. A perfuração do substrato deve ser feita com uma leve pressão, utilizando para isto ferramentas adequadas ao tamanho da semente. Isto permite a centralização da semente e a sua correta cobertura, evitando o deslizamento para as laterais. Normalmente devem ser semeadas duas sementes por recipiente

Tabela 1 – Exemplos de espécies arbóreas cujas sementes são grandes e duras, adequadas para o procedimento de semeadura indireta.

NOME CIENTÍFICO	NOME VULGAR	CLASSIFICAÇÃO SILVICULTURAL	FRUTOS		ÉPOCA COLETA	SEMENTES KG	MÉTODO COLETA
			TIPO	COR (MATURAÇÃO)			
<i>Machaerium aculeatum</i> Raddi	bico-de-pato	CL	FSI	ESVERD/PARDACENTO	SET/OUT	5.200	COPA
<i>Cordia alliodora</i> (Ruiz & Pav.) Oken	lourinho, falso-louro, louro-alho, louro-amarelo	CL	FC	AVERMELHADO	JAN/MAR	5.400	COPA
<i>Cupania racemosa</i> (Vell.) Radlk.	caguantã	CL	FSD	MARROM-CLARO	OUT/NOV	S/REGISTRO	VIBRAÇÃO DOS RAMOS
<i>Peltophorum dubium</i> (Spreng.) Taub.	canafístula	CL	FSI	MARROM-ESCURO	MAI/JUN	6.500	COPA
<i>Trema micrantha</i> (L.) Blume	candiúva	CR	FC	AVERMELHADO	JAN/MAI	180.000	COPA
<i>Nectandra megapotamica</i> (Spreng.) Mez	canela preta	CR	FC	PRETO	NOV/DEZ	3.500	COPA
<i>Cabralea canjerana</i> (Vell.) Mart.	canjerana	CR	FSD	AVERMELHADO	AGO/NOV	1.500	COPA
<i>Rapanea ferruginea</i> (Ruiz et Pav.) Mez.	capororoca	CR	FC	PRETO	NOV/DEZ	32.000	COPA
<i>Peschiera</i> sp	gancheira	CR	FC	PARDACENTO	ABR/MAI	S/REGIST.	COPA
<i>Schizolobium parahyba</i> (Vell.) S.F. Blake	guapuruvu	CR	FSD	BEGE	JUL/AGO	S/REGIST.	VIBRAÇÃO DOS RAMOS
<i>Hymenaea courbaril</i> L.	jatobá	CL	FSI	MARROM	JUL/OUT	300	COPA
<i>Hymenaea stigonocarpa</i> Mart. ex Hayne	jatobá-do-cerrado	CL	FSI	MARROM	JUL/OUT	300	COPA
<i>Syagrus romanzoffiana</i> (Cham.) Glassman	jerivá	CL	FC	AMARELO	SET/JAN	630	SOLO
<i>Sapium glandulatum</i> (Vell.) Pax	leiteira	CR	FC	VERDE-CLARO	JAN/FEV	S/REGIST.	COPA
<i>Guazuma ulmifolia</i> Lam.	mutambo	CL	FSD	MARROM-ESCURO	AGO/OUT	155.000	COPA
<i>Ormosia fastigiata</i> (Vell.) Harms	olho-de-cabra	CL	FSD	MARROM-ESCURO	AGO/SET	980	COPA
<i>Enterolobium contortisiliquum</i> (Vell.) Morong	tamboril	CR	FSI	PRETO	MAI/OUT	4.200	VIBRAÇÃO DOS RAMOS
<i>Alchornea triplinervia</i> (Spreng.) Müll. Arg.	tapiera	CR	FC	MARROM-CLARO	JAN/FEV	45.000	COPA

Legenda: FC – Fruto carnoso; FSI – Fruto seco indeiscente; FSD – Fruto seco deiscente; CR – Crescimento rápido; CL – Crescimento lento.

Fonte: CESP (2000)

Tabela 2 – Exemplos de espécies arbóreas cujas sementes são muito pequenas e devem ser espalhadas sobre o substrato.

NOME CIENTÍFICO	NOME VULGAR	CLASSIFICAÇÃO SILVICULTURAL	FRUTOS		ÉPOCA COLETA	SEMENTES KG	MÉTODO COLETA
			TIPO	COR (MATURAÇÃO)			
<i>Carpotrache brasiliensis</i> (Raddi) Endl	canudeiro	CL	FSD	MARROM	NOV/DEZ	S/ REGIST.	COPA
<i>Mabea brasiliensis</i> Müll.Arg.	canudo-de-pito	CL	FSI	MARROM-ESCURO	JUL/AGO	8.000	COPA
<i>Cecropia pachystachya</i> Trécul	embaúba	CL	FC	MARROM-ESCURO	NOV/MAR	1.800.000	COPA
<i>Ficus guaranitica</i> Chodat	figueira branca	CL	FC	AVERMELHADO	DEZ/JAN	3.000.000	VIBRAÇÃO DOS RAMOS
<i>Miconia cinnamomifolia</i> (DC.) Naudin	jacatirão	CR	FSD	PRETO	ABR/MAI	S/ REGIST.	COPA
<i>Tibouchina pulchra</i> (Cham.) Cogn.	manacá-da-serra	CR	FC	MARROM	OUT/NOV	62.000	COPA
<i>Didymopanax morototoni</i> (Aubl.) Decne. & Planch.	mandiocão	CL	FSD	ROXO ESCURO	OUT/DEZ	54.000	COPA
<i>Tibouchina granulosa</i> (Desr.) Cogn.	quaresma	CL	FSD	MARROM-CLARO	ABR/MAI	3.800.000	COPA

Fonte: CESP (2000)

Legenda: FC – Fruto carnoso; FSI – Fruto seco indeiscente; FSD – Fruto seco deiscente; CR – Crescimento rápido; CL – Crescimento lento.

Tabela 3 – Exemplos de espécies com sementes aladas que devem ser semeadas sobre substrato irrigado.

NOME CIENTÍFICO	NOME VULGAR	CLASSIFICAÇÃO SILVICULTURAL	FRUTOS		ÉPOCA COLETA	SEMENTES KG	MÉTODO COLETA
			TIPO	COR (MATURAÇÃO)			
<i>Luehea divaricata</i> Mart	açoita-cavalo	CL	FSD	PARDACENTO	JUN/AGO	160.000	COPA
<i>Luehea candicans</i> Mart	açoita-cavalo-grande	CL	FSD	MARROM	AGO/SET	185.000	COPA
<i>Aspidosperma olivaceum</i> Müll.Arg.	guatambu	CL	FC	MARROM-CLARO	SET/OUT	3.200	COPA
<i>Tabebuia ochracea</i> (Cham.) Standl.	ipê-amarelo-grande	CL	FSD	MARROM-CLARO	JUL/AGO	70.000	COPA
<i>Tabebuia roseo-alba</i> (Ridl.) Sandwith	ipê-branco	CL	FSD	MARROM-CLARO	AGO/OUT	66.000	COPA
<i>Tabebuia impetiginosa</i> (Mart. ex DC.) Toledo	ipê-rosa	CR	FSD	MARROM-CLARO	JUL/AGO	16.500	COPA
<i>Tabebuia heptaphylla</i> (Vell.) Toledo	ipê-roxo	CL	FSD	MARROM-CLARO	AGO/SET	33.000	COPA
<i>Tabebuia avellanadae</i> Lorentz ex Griseb.	ipê-roxo-comum	CL	FSD	MARROM-CLARO	AGO/SET	13.500	COPA
<i>Jacaranda cuspidifolia</i> Mart.	caroba	CL	FC	MARROM-CLARO	JUN/JUL	103.000	COPA
<i>Cordia trichotoma</i> (Vell.) Arrab ex Steud	louro-preto	CR	FSI	MARROM-ESCURO	JUL/SET	4.000	COPA

Fonte: CESP (2000)

Legenda: FC – Fruto carnoso; FSI – Fruto seco indeiscente; FSD – Fruto seco deiscente; CR – Crescimento rápido; CL – Crescimento lento.

e, caso as duas germinem, uma será repicada para a embalagem que não houve germinação.

O sucesso da boa germinação depende de ar, calor e umidade, além da qualidade das sementes semeadas e das características da espécie, se dormentes ou não. A semeadura profunda pode acarretar maior tempo de germinação, gasto de energia, apodrecimento e ataque de fungos. Por outro lado, a semeadura rasa torna a germinação mais fácil, entretanto as sementes são mais atacadas por pássaros e roedores, e ficando com pouca umidade, são levadas facilmente pela água e pelo vento.

A melhor época para proceder a semeadura é a primavera, no entanto em regiões em que o inverno não é muito rigoroso, a semeadura pode ser realizada no final do verão, com espécies resistentes a baixas temperaturas. A **Tabela 4** (item 4.10) mostra as principais espécies-alvo listadas durante encontro da Rede de Sementes do Pantanal, com informações disponíveis na literatura quanto aos parâmetros técnicos das sementes.

4.9.7. Manutenção dos canteiros

Os canteiros semeados devem ser protegidos com cobertura do tipo sombrite 50% (**Fig. 6**) ou outro material leve, não tóxico e higroscópico (que permite a passagem de água).

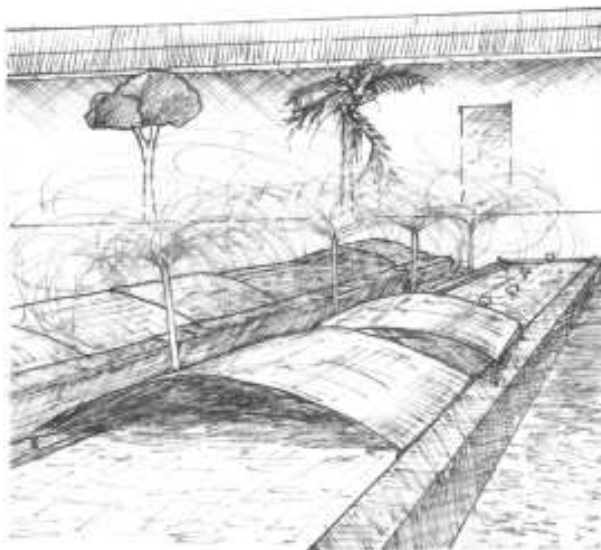


Figura 6 - Detalhe do processo de irrigação e da proteção das sementeiras por sombrite.

Este cuidado protege contra o ataque de insetos, além de conservar a umidade necessária, proporcionando emergência mais homogênea das plântulas. Também protege as sementes de chuvas, otimizando a distribuição da água, protegendo também das oscilações de temperatura na superfície do canteiro após semeadura (Carneiro, 1995). Portanto, o uso da cobertura apresenta importante influência no índice de sobrevivência das plântulas recém-germinadas.

O acompanhamento da atividade e o desenvolvimento do processo de germinação deve ter especial atenção do viveirista e/ou técnico responsável, pois ao primeiro indício de ataque de fungos, deverá ser providenciado o controle imediato deste patógeno conforme recomendação de profissional habilitado.

4.9.8. Irrigação das sementeiras ou dos tubetes

A primeira irrigação deve se feita logo após a cobertura com areia. Para tanto, podem-se usar mangueiras plásticas e/ou regadores, ou ainda um sistema de microaspersores (**Fig. 6**). Para qualquer técnica utilizada, deve-se ter o cuidado de regular o tamanho das gotas no lançamento, de forma a evitar que ocorra a lavagem da cobertura de areia, ou o aprofundamento irregular de sementes pequenas, o que implicaria em dificuldades de germinação.

A irrigação de rotina deverá ser feita em três períodos (dependendo das condições climáticas), sendo a primeira às 8 horas, a segunda às 11 horas e a terceira às 16 horas. Por tratar-se de processo delicado, a irrigação deverá ter acompanhamento específico, cabendo ao viveirista avaliar a hora certa de executá-la.

4.9.9. Controle dos lotes e das espécies plantadas

Todos os registros que foram lançados na ficha de campo, durante o processo de coleta de sementes, deverão ser lançados no lote semeado. Este deverá possuir planilha própria e ser identificado em

plaqueta plástica, que deverá ser colocada no canto esquerdo de cada área ocupada pelas sementes na sementeira, contendo as seguintes informações:

- Nome vulgar;
- Número do lote de coleta;
- Uso – Indicação de local adequado para plantio da muda (reflorestamento, recuperação de áreas degradadas, arborização urbana, arredores de nascentes, outros);
- Data da sementeira.

4.9.10. Repicagem das mudas obtidas nas sementeiras

O processo de transplante das mudas das sementeiras para as embalagens (tubetes ou sacos plásticos) denomina-se repicagem. Esta atividade tem o propósito de tornar o lote homogêneo e é complementar à sementeira indireta.

A época recomendada para a repicagem deve ser aquela de estagnação do crescimento vegetativo. No entanto, isto difere de espécie para espécie e depende da época da sementeira, da rapidez do crescimento e das condições meteorológicas. Em geral, quando as plântulas possuem dois pares de folhas (mínimo) e até cinco centímetros de sistema radicular, devem ser retiradas dos canteiros, onde se acham aglomeradas, e colocadas nos recipientes que irão se desenvolver (**Fig. 7**). Devem-se observar as características de cada espécie para realizar este processo, pois nem sempre a velocidade



Figura 7 - Repicagem das plântulas nas sementeiras.

de crescimento radicular é a mesma, bem como nem sempre se pode aguardar a emissão do segundo par de folhas.

O melhor momento para proceder a repicagem são dias nublados, úmidos e com pouco vento. Mesmo em locais onde há sombreamento direto, como é o caso das estufas (sementeiras cobertas) projetadas para o viveiro, o ideal é proceder a repicagem nestas condições, independente da época.

Deve-se avaliar atentamente o lote de plântulas a serem transplantadas, pois se considera válido o início da repicagem quando o lote apresenta mais de 50% de plântulas no ponto de transplante. Assim, considerando-se os descartes na seleção, é previsto que um mesmo lote seja trabalhado em duas oportunidades.

Nunca deixar que as raízes sequem, por ficarem expostas ao sol ou ao vento por muito tempo, durante a repicagem. Caso isto ocorra a possibilidade de sobrevivência é menor ou mesmo poderá ocorrer retardo no crescimento da muda.

Os procedimentos para a repicagem deve ocorrer logo após o preparo e enchimento dos recipientes com substrato, e consiste em (i) irrigar previamente as sementeiras; (ii) retirar as mudas da sementeira, quando estas atingirem cerca de cinco cm de altura, acondicionando-as em recipiente com água (**Fig.7**); (iii) selecionar as mudas, evitando as mal formadas e defeituosas; (iv) aparar, com tesoura, as raízes quebradas ou aquelas pivotantes muito grandes, que possam dificultar o transplante; (v) colocar a muda no centro do recipiente, que deve ser previamente perfurado, evitando o dobramento das raízes, ou que elas fiquem emaranhadas ou torcidas, pois as raízes devem ficar retas e no sentido vertical, otimizando o desenvolvimento da plântula. Por último, (vi) enterrar a muda até o colo (região de transição entre a raiz e o caule), cobrindo-a com o substrato (**Fig. 8**)

4.9.11. Desbaste

Quando há excesso de plântulas germinadas nos tubetes, onde foram executadas as atividades de se-



Figura 8 - Plantio da muda em tubete.

medura direta, deve-se fazer o desbaste. Este processo consiste na primeira seleção das mudas produzidas, cuja finalidade é promover a homogeneização do lote de plântulas. Quanto mais homogêneo o lote, melhores as condições de desenvolvimento para a muda a ser produzida.

O processo de desbaste deve ocorrer quando as plântulas apresentarem altura variando entre três a cinco centímetros. Elas atingem este tamanho por volta do 15° ao 30° dia da sementeira (dependendo da espécie, ou ainda, da qualidade do lote de sementes).

O momento ideal para fazer o desbaste é quando a plântula apresentar dois ou três pares de folhas. Na seleção da plântula a ser mantida para a formação da muda devem ser consideradas aquelas que se apresentarem mais resistentes e saudáveis (aspectos visuais), dando preferência às que estiverem no centro do tubete.

Para o procedimento do desbaste são utilizadas tesouras sem ponta (do tipo escolar), sendo que a eliminação das plântulas não selecionadas deverá ser feita na altura da região do colo (**Fig. 9**).

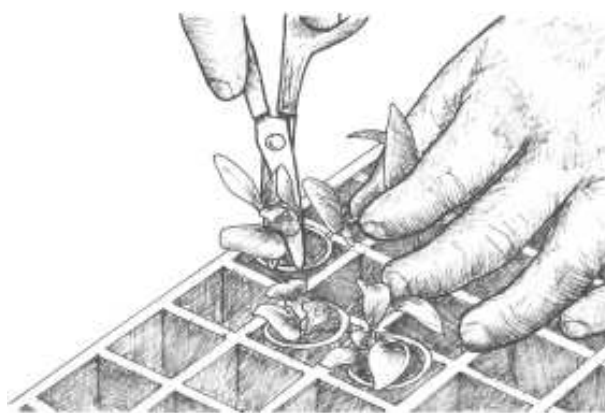


Figura 9 - Detalhe do desbaste das plântulas nos tubetes.

Tabela 4 – Lista das espécies-alvo do Pantanal, acompanhada da classe ecológica que pertence (classificação silvicultural), características dos frutos, época de colheita, número de sementes por quilograma e método de coleta das sementes.

NOME CIENTÍFICO	NOME VULGAR	CLASSIFICAÇÃO SILVICULTURAL	FRUTOS		ÉPOCA COLETA	SEMENTES KG	MÉTODO COLETA
			TIPO	COR (MATURAÇÃO)			
<i>Acosmium subelegans</i> (Mohl.) Yakol.	quina-genciana, amendoim-falso, chapadinha, sucupira-branca.	CL	FSI	MARROM-ESCURO	MAR/ABRIL	69.000	COPA
<i>Acrocomia aculeata</i> (Jacq.) Lodd.	bocaiúva, macaúba, coco-baboso.	CL	FC	VERDE	SET/JAN	30	COPA
<i>Alibertia sessilis</i> (Vell.) K. Schum.	marmelada	CR	FC	PRETO	NOV/DEZ	25.000	COPA
<i>Anacardium humile</i> St. Hil.	caju-do-cerrado	CR	FC	PRETO	OUT/DEZ	-	COPA
<i>Anadenanthera colubrina</i> (Vell.) Brenan	angico-vermelho, angico-branco, cambui-angico	CR	-	-	ABR/JUN.	-	-
<i>Annona cornifolia</i> A St. Hil.	ata-de-cobra	FC	VERDE	DEZ/JUN	-	-	COPA
<i>Aspidosperma australe</i> Müll. Arg.	guatambu, guatambu-amarelo	-	FSD	VERDE	JUL/AGO	-	COPA
<i>Aspidosperma cylindrocarpon</i> Müll. Arg.	peroba-rosa, peroba-poca, peroba-iquirá.	-	-	-	SET/OUT	-	COPA
<i>Aspidosperma quebracho-blanco</i> Schl.	quebracho-branco	-	-	MARROM-CLARO	SET/NOV	-	COPA
<i>Aspidosperma tomentosum</i> Mart.	peroba-do-campo	-	-	-	MAI/JUN	-	COPA
<i>Astronium fraxinifolium</i> Schott	gonçalo-alves, aroeira do campo, aroeira vermelha	CR	-	-	OUT/NOV	35500	SOLO
<i>Bowdichia virgilioides</i> Kunth	sucupira-preta, sucupira-do-cerrado, sucupira-açú	CR	-	MARROM-CLARO	OUT/DEZ	36700	SOLO
<i>Buchenavia tomentosa</i> Eichl.	tarumarana	CR	-	-	AGO/SET	-	-
<i>Calophyllum brasiliense</i> Camb.	guanandi, jacareuba (am), olandim	-	-	-	-	650	-
<i>Caryocar brasiliense</i> Cambess.	pequi, piqui, amendoa-de-espino, suari	CL	FC	VERDE	JAN/FEV	145	COPA
<i>Casearia decandra</i> Jacq.	pururuca	-	-	-	NOV/JAN	-	-
<i>Casearia sylvestris</i> Sw.	chá-de-frade, guaçatunga, cafezeiro-do-mato	CR	-	VERDE	OUT/NOV	84000	COPA
<i>Cassia grandis</i> L.f.	canafistula, geneúna, cassia-grande	CR	FSD	VERDE	AGO/SET	1890	SOLO
<i>Cedrela fissilis</i> Vell.	cedro, cedro-rosa, cedro-batata, cedro-amarelo	CR	FSD	VERDE	JUN/AGO	21000	COPA
<i>Cereus peruvianus</i> (L.) J.S. Muell.	urumbeba	-	FC	-	-	-	-
<i>Copaifera langsdorffii</i> Desf.	copaíba	CM	FSD	MARROM-CLARO	AGO/SET	1.720	COPA
<i>Copernicia alba</i> Morong	carandá	CL	FC	VERDE	-	-	COPA
<i>Cordia alliodora</i> (R. et P.) Cham.	lourinho, falso-louro	-	-	-	SET/OUT	-	-

Tabela 4 – Lista das espécies-alvo do Pantanal, acompanhada da classe ecológica que pertence (classificação silvicultural), características dos frutos, época de colheita, número de sementes por quilograma e método de coleta das sementes (continuação).

NOME CIENTÍFICO	NOME VULGAR	CLASSIFICAÇÃO SILVICULTURAL	FRUTOS		ÉPOCA COLETA	SEMENTES KG	MÉTODO COLETA
			TIPO	COR (MATURAÇÃO)			
<i>Cordia glabrata</i> (Mart.) A.DC.	louro-preto, louro-de-mato-grosso, louro-branco	CM	-	MARROM-CLARO	SET/OUT	3800	COPA
<i>Couepia grandiflora</i> (Mart. et Zucc.) Bth. ex Hook.	genciana, saquiana, anjelim-branco, fruta-de-ema	CL	-	AMARELO	JAN/FEV	110	SOLO
<i>Croton floribundus</i> Spreng.	capixingui, tapixingui, velame, capixingui	CR	-	MARROM	JAN/FEV	24900	COPA
<i>Curatella americana</i> L.	lixreira, cajueiro-bravo, caimbê, combarba, pentieira, sobro	CL	-	VERDE	OUT/NOV	57800	COPA
<i>Dimorphandra mollis</i> Beth.	faveira, fava-de-anta, farinha, barbatimão-falso	-	-	-	AGO/SET	-	-
<i>Diospyros obovata</i> Jacq.	olho-de-boi	-	FC	-	NOV/JAN	-	-
<i>Dipteryx alata</i> Vog.	cumbaru, baru, barujo, coco-feijão; pau-cumaru	CM	-	MARROM-CLARO	SET/OUT	30	SOLO
<i>Diptychandra aurantiaca</i> (Mart.) Tul.	balsemim, carvão-vermelho	CM	-	MARROM	JUL/SET	1700	COPA
<i>Enterolobium contortisiliquum</i> (Vell.) Morong	tamboril	CR	FSI	PRETO	SET/OUT	4.200	VIBRAÇÃO DOS RAMOS
<i>Eriotheca gracilipes</i> (Schum.) Robyns	paina, imbiruçu, embira	CR	-	MARROM	SET/OUT	19000	COPA
<i>Erythrina fusca</i> Lourt.	abobreira, carne-de-vaca	-	-	-	DEZ/JAN	-	-
<i>Eugenia aurata</i> Berg	cabeludinho	-	-	-	JUL/NOV	-	-
<i>Eugenia pyriformis</i> Cambess.	eucalipto-do-campo, uvaia, uvalha-do-campo	CL	-	AMARELO	OUT/JAN	1170	SOLO
<i>Ficus calyptroceras</i> (Miq.) Miq.	figueira, gameleira	-	-	-	AGO/DEZ	-	-
<i>Ficus insipida</i> Willd.	figueira, mata-paufigueira-do-brejo	CR	-	VERDE	JAN/FEV	28.000.000	SOLO
<i>Gallesia integrifolia</i> (Spreng.) Harms	pau-alho, ibirarema, guararema	CR	FSI	MARROM	SET/OUT	15200	SOLO
<i>Genipa americana</i> L.	genipapo, genipá, genipaba	CM	FSD	MARROM	NOV/DEZ	14280	SOLO
<i>Guibourtia hymenifolia</i> (Moric.) J.Leonard	jatobá-mirim	CL	FSC	MARROM	JUL/SET	1.400	COPA/SOLO
<i>Hancornia speciosa</i> Gom.	mangaba	CL	-	MARROM-CLARO	NOV/JAN	9500	SOLA
<i>Hymenaea courbaril</i> L.	jatobá-mirim	CL	FSI	MARROM	JUL/OUT	300	COPA
<i>Hymenaea stigonocarpa</i> (Mart.) Hayne	jatobá-do-cerrado	CL	FSI	MARROM	JUL/OUT	300	COPA
<i>Inga uruguensis</i> Hook. & Arn.	ingá, anga, ingá-do-brejo	CR	-	MARROM-CLARO	DEZ/FEV	760	SOLO
<i>Kielmeyera coriacea</i> Mart. & Zucc.	gordiana	-	-	MARROM	ABR/JUL	-	COPA
<i>Jacaranda cuspidifolia</i> Mart. ex A. DC	caroba	CL	FC	MARROM-CLARO	JUN/JUL	103.000	COPA

Tabela 4 – Lista das espécies-alvo do Pantanal, acompanhada da classe ecológica que pertence (classificação silvicultural), características dos frutos, época de colheita, número de sementes por quilograma e método de coleta das sementes (continuação).

NOME CIENTÍFICO	NOME VULGAR	CLASSIFICAÇÃO SILVICULTURAL	FRUTOS		ÉPOCA COLETA	SEMENTES KG	MÉTODO COLETA
			TIPO	COR (MATURAÇÃO)			
<i>Lonchocarpus sericeus</i> (Poir.) Kunth ex DC.	falso-ingá	CR	-	MARROM-CLARO	JUL/AGO	2600	SOLO
<i>Luehea candicans</i> Mart.	açoita-cavalo-grande	CL	FSD	MARROM	AGO/SET	185.000	COPA
<i>Luehea divaricata</i> Mart.	açoita-cavalo	CL	FSD	PARDACENTO	JUN/AGO	160.000	COPA
<i>Mabea brasiliensis</i> Müll. Arg.	canudo-de-pito	CL	FSI	MARROM-ESCURO	JUL/AGO	8.000	COPA
<i>Machaerium aculeatum</i> Raddi	bico-de-pato	CL	FSI	ESVERD/PARDACENTO	SET/OUT	5.200	COPA
<i>Maclura tinctoria</i> (L.) D. Don. ex Stender	Amora do mato	CM	FC	AMARELO-ESVERDEADO	SET/DEZ	384.000	COPA/SOLO
<i>Mauritia vinifera</i> Mart.	buriti	-	FC	-	AGO/SET	-	-
<i>Mouriri elliptica</i> Mart.	coroa-de-frade	-	FSD	-	DEZ/JAN	-	-
<i>Miconia cinnamomifolia</i> (DC.) Naudin	jacatirão	CR	FSD	PRETO	ABR/MAI	-	COPA
<i>Myracrodruon urundeuva</i> Allemão	aroeira	CR	-	AMARELO	SET/OUT	65000	SOLO
<i>Nectandra megapotamica</i> (Spreng.) Mez	canela-preta	CR	FC	PRETO	NOV/DEZ	3.500	COPA
<i>Orbignya oleifera</i> Burret	aguaçu, babaçu	-	FC	-	-	-	-
<i>Ormosia fastigiata</i> (Vell.) Harms	olho-de-cabra	CL	FSD	MARROM-ESCURO	MAI/OUT	980	COPA
<i>Peltophorum dubium</i> (Spreng.) Taub.	canafístula	CL	FSI	MARROM-ESCURO	MAI/JUN	6.500	COPA
<i>Pereskia sacharosa</i> Gris.	gancheira	CR	FC	PARDACENTO	ABR/MAI	-	COPA
<i>Pithecolobium scalare</i> Griseb.	barreiro	-	-	JUL/SET			
<i>Plathymenia reticulata</i> Benth.	vinhático	CL	-	MARROM	AGO/SET	33200	COPA
<i>Pouteria ramiflora</i> (Mart.) Radlk.	fruta-de-veado	CM	-	VERDE	JAN/FEV	660	SOLO
<i>Protium heptaphyllum</i> (Aubl.) Marchand	almecega	CM	-	AMARELO	NOV/DEZ	11000	COPA
<i>Pseudobombax longiflorum</i> (Martius & Zuccarini) A. Robyns	imbiruçu	-	-	-	JUL/AGO	-	COPA
<i>Pterogyne nitens</i> Tul.	bálsamo-do-pantanal, amendoim-do-campo	CR	-	PALEÁCEA	MAI/JUN	5700	COPA
<i>Qualea grandiflora</i> Mart.	pau-terra	CL	-		AGO/SET	5200	COPA
<i>Qualea parviflora</i> Mart.	pau-terrinha	CL	-	MARROM	SET/OUT	30000	COPA
<i>Rhamnidium elaeocarpum</i> Reissek	cabriteiro	CR	-	ROXO	DEZ/MAR	18500	SOLO
<i>Rheedia brasiliensis</i> (Mart.) Planch. & Triana	bacupari	CL	-	-	SET/JUN	-	-
<i>Rollinia emarginata</i> Schldl.	arixicum-do-mato	-	-	-	-	-	-
<i>Salvertia convallariodora</i> A. St.-Hil.		CL	-	VERDE	AGO/SET	7500	COPA
<i>Sapindus saponaria</i> L.	saboneteira	CM	FC	MARROM	SET/OUT	1.870	COPA
<i>Sapium glandulatum</i> (Vell.) Pax	leiteira	CR	FC	VERDE-CLARO	JAN/FEV	-	COPA
<i>Sapium</i> sp.	leiteiro	CM	-	VERDE	JAN/MAR	18200	COPA
<i>Schinopsis balansae</i> Engl.	quebracho-vermelho	CR	-	MARROM	MAR/MAI	3000	SOLO
<i>Syagrus romanzoffiana</i> (Cham.) Glassman	jerivá	CL	FC	AMARELO	SET/JAN	630	SOLO

Tabela 4 – Lista das espécies-alvo do Pantanal, acompanhada da classe ecológica que pertence (classificação silvicultural), características dos frutos, época de colheita, número de sementes por quilograma e método de coleta das sementes (conclusão).

NOME CIENTÍFICO	NOME VULGAR	CLASSIFICAÇÃO SILVICULTURAL	FRUTOS		ÉPOCA COLETA	SEMENTES KG	MÉTODO COLETA
			TIPO	COR (MATURAÇÃO)			
<i>Stryphnodendron obovatum</i> Benth.	barbatimão	-	-	-	OUT/MAR	-	-
<i>Sweetia fruticosa</i> Spreng.	chifre-de-veado	CL	-	AMARELO	OUT/DEZ	5100	SOLO
<i>Tabebuia alba</i> (Cham.) Sandwith	ipê-amarelo-da-serra	CR	-	MARROM	OUT/DEZ	85400	COPA
<i>Tabebuia aurea</i> (Silva Manso) Benth. & Hook. f. ex S. Moore	para-tudo, ipê-amarelo, carabeira	CL	-	VERDE-ESCURO	SET/OUT	6700	COPA
<i>Tabebuia avellanadae</i> Lorentz ex Griseb.	ipê-roxo-comum	CL	FSD	MARROM CLARO	AGO/SET	13.500	COPA
<i>Tabebuia chrysotricha</i> (Mart. ex A. DC.) Standl.	ipê-amarelo-cascudo	CM	-	MARROM-CLARO	SET/OUT	86000	COPA
<i>Tabebuia dura</i> (Bureau ex K. Schum.) Sprague & Sandwith	ipê-branco-do-brejo	CL	-	MARROM	SET/NOV	42000	COPA
<i>Tabebuia heptaphylla</i> (Vell.) Toledo	ipê-roxo	CL	FSD	MARROM-CLARO	AGO/SET	33.000	COPA
<i>Tabebuia impetiginosa</i> (Mart. ex DC.) Standl.	ipê-rosa	CR	FSD	MARROM-CLARO	JUL/AGO	16.500	COPA
<i>Tabebuia ochracea</i> (Cham.) Standl.	ipê-amarelo-grande	CL	FSD	MARROM-CLARO	JUL/AGO	70.000	COPA
<i>Tabebuia roseoalba</i> (Ridl.) Sandwith	ipê-branco	CL	FSD	MARROM-CLARO	AGO/OUT	66.000	COPA
<i>Tabebuia serratifolia</i> (Vahl) G. Nicholson	ipê-amarelo	CM	-	MARROM-CLARO	OUT/DEZ	25000	COPA
<i>Tabebuia vellosi</i> Toledo	ipê-carcudo, cavatã, ipê-amarelo	CL	-	MARROM-ESCURO	OUT/NOV	15200	COPA
<i>Terminalia argentea</i> Mart.	capitão, capitão-do-cerrado	CM	-	AMARELO	JUL/SET	2800	SOLO
<i>Tibouchina granulosa</i> (Desr.) Cogn.	quaresma	CL	FSD	MARROM-CLARO	ABR/MAI	3.800.000	COPA
<i>Tibouchina pulchra</i> (Cham.) Cogn.	manacá-da-serra	CR	FC	MARROM	OUT/NOV	62.000	COPA
<i>Trema micrantha</i> (L.) Blume	candiúva	CR	FC	AVERMELHADO	JAN/MAI	180.000	COPA
<i>Vatairea macrocarpa</i> (Benth.) Ducke	angelim	CL	-	MARROM-CLARO	DEZ/JAN	700	SOLO
<i>Vitex cymosa</i> Bertero ex Spreng.	tarumã	CM	-	ROXO	NOV/JAN	1850	SOLO
<i>Vochysia cinnamomea</i> Pohl	quina-doce	CL	-	VERDE	AGO/SET	3500	COPA
<i>Vochysia divergens</i> Pohl	cambará	CR	-	VERDE	DEZ/JAN	19500	COPA
<i>Xylopia aromatica</i> (Lam.) Mart.	pindaíba, pimenta-de-macaco	CL	-	VERDE	ABR/JUL	11500	COPA
<i>Zanthoxylum chiloperone</i> Mart. ex Engl.	cera-cozida	-	-	-	-	-	-
<i>Zanthoxylum hasslerianum</i> (Chodat) Pirani	mamica-de-porca	CR	-	MARROM-ESCURO	-	18600	COPA

Baseado em Lorenzi (2000 e 2002) Lorenzi et al. (2004) e Pott & Pott (1994)

Legenda: FC – Fruto carnosos; FSI – Fruto seco indeiscente; FSD – Fruto seco deiscente; CR – Crescimento rápido; CL – Crescimento lento; CM – Crescimento moderado.

5. IRRIGAÇÃO DA PRODUÇÃO

O processo de irrigação acompanha toda a linha de produção, desde as atividades desenvolvidas com sementes (em sementeiras ou tubetes), até o ponto de expedição das mudas. Esta atividade é essencial a toda dinâmica do viveiro, pois estabelece importantes e decisivas correlações que determinam os principais critérios para se avaliar as condições de desenvolvimento a que devem ser submetidas as mudas. Como cada região geográfica possui características específicas e a própria necessidade hídrica de cada espécie pode variar, esses fatores dificultam o estabelecimento de um procedimento padrão quanto às necessidades e periodicidade de irrigação.

Os diversos setores (fases) de produção no viveiro também exigem condições distintas de irrigação, e fica a critério de cada produtor estabelecer os fatores que determinam a irrigação em seu viveiro, conforme sua conveniência.

As variáveis durante o período de produção são sobrepostas, o que exige interpretação individualizada do conjunto *espécie x condições climáticas x sistema de irrigação x manejo*. Portanto, o produtor deve observar continuamente o sistema de produção implantado em seu viveiro e contemplar a interação pesquisa/processo como parte integrante da atividade, elaborando o planejamento anual e ten-

do como meta o aperfeiçoamento contínuo de sua produção.

5.1. PROCESSO DE IRRIGAÇÃO RESPEITANDO OS ESTÁGIOS DE DESENVOLVIMENTO DAS PLÂNTULAS

Os diferentes estágios de desenvolvimento das plântulas exigem condições de manejo distintos (ver detalhes no item 3.2) quando considerados os grupos (G1, G2 e G3), como descrito abaixo:

- **G1 e berçário:** por não ocorrer interferência do sistema radicular e da arquitetura das mudas, pode-se aplicar duas lâminas d'água diferenciadas, somente em razão da maior ou menor exigência hídrica de cada espécie;
- **G2 e G3:** para o manejo destes dois grupos, devem-se analisar vários fatores que podem indicar formas distintas de manejo. Os estágios de desenvolvimento, ou seja, os arranjos espaciais entre mudas da mesma espécie (lotes diferentes) em início de desenvolvimento, e aqueles que irão compor o grupo G3, devem ser tratados de maneira distinta. Os lotes adubados que requerem rega, diferem dos não adubados; os lotes não raleados têm maior necessidade de irrigação do que os lo-

tes raleados; ou seja, todas estas questões devem ser levadas em conta no processo de manejo destes grupos. Sendo assim, torna-se imprescindível ter um sistema de irrigação setorial, que permita uma ampla flexibilização dos tempos de rega e o tipo de lâminas d'água aplicadas em diferentes parcelas, capazes de acomodar essas diversas variáveis, ou parte delas, da melhor forma possível.

5.2. NECESSIDADE HÍDRICA DAS VARIADAS ESPÉCIES

Este é o fator determinante para o estabelecimento do mosaico de produção, devido cada espécie possuir necessidades distintas quanto ao tempo, frequência e quantidade de água. O modelo de mosaico adotado deve ser montado, tomando como base as respostas decifradas por meio da análise das seguintes características, conforme estabelecido no manual da CESP (2000):

- **Velocidade de crescimento:** espécies de rápido crescimento necessitam mudanças de posicionamento frequentes, o que resulta em novo arranjo no mosaico.
- **Desenvolvimento do sistema radicular e colo:** casos como *Erythrina*, *Chorisia* e *Cedrella*, são exemplos de alta capacidade de ocupação de significativa porção do volume reservado ao substrato, ou seja, menor capacidade de retenção de umidade, maior necessidade de irrigação.
- **Necessidade da espécie:** este critério é o mais utilizado na arrumação do viveiro, uma vez que atende a uma suposta necessidade “natural” de cada espécie; porém, a divisão entre as que requerem mais ou menos água deve ser testada no viveiro, pois as informações de campo servem tão somente como balizadoras para uma análise mais detalhada.
- **Arquitetura da muda:** em razão da alta diversidade de espécies, são inúmeras as diferenças encontradas na inserção foliar. Algumas espécies

são extremamente eficientes na coleta das gotas de água (ex: *Psidium*); por outro lado, existem aquelas que têm na estrutura foliar verdadeiros “escudos”, que interferem no sistema de irrigação (ex: *Croton*).

A setorização do sistema de irrigação dos canteiros, adotado nos viveiros da CESP, é dividido em parcelas (geralmente de 12m x 6m, dependendo do formato da área disponível) e proporciona o recobrimento individualizado. A implantação do sistema de mosaico para irrigação representa um importante aliado do viveirista na condução e manejo das mudas, pois otimiza a utilização da água e o melhor crescimento das mudas. Se uma parte do lote de plantas receber água e adubação diferenciada não terá crescimento homogêneo, gerando plantas maiores e menores num mesmo lote.

No entanto, o sistema deve permitir o seu aperfeiçoamento contínuo, podendo utilizar a avaliação dos fornecedores, que podem oferecer ampla assessoria para casos de novos lançamentos de produtos, etc. O aprimoramento das técnicas operacionais, somado aos conhecimentos adquiridos sobre o manejo de cada espécie, é necessário, adequando o sistema às novas técnicas e rotinas, otimizando a produção.

5.3. QUALIDADE DO RECURSO HÍDRICO

Antes da definição do sistema de irrigação a ser adotado, a análise criteriosa dos recursos hídricos que atenderão a irrigação deve ser realizada. Entre os aspectos analisados, a incidência de material particulado, a presença de substâncias químicas que podem provocar danos às mudas, a condições de pH e condutividade elétrica devem ser considerados como fatores importantes no processo de irrigação.

Na **Tabela 5** indicam-se as características desejáveis da água quanto à salinidade e à toxidez de alguns íons, bem como o grau de restrição de uso, fatores importantes a serem considerados no processo de produção de mudas.

Tabela 5 – Características desejáveis da água disponível no viveiro para irrigação da produção.

Variável	Unidade	Grau de restrição para o uso de água			
		Nenhum	Baixo	Moderado	Alto
1. Salinidade					
CE ¹	dS/m	< 0,7	0,7 - 2,0	2,5 - 3,0	> 3,0
STS ²	mS/m	< 450	450 - 1.200	1.201 - 2.000	> 2.000
2. Toxidez de Íons (afeta espécies sensíveis)					
Sódio	mg/L	< 70	70 - 140	141 - 200	> 200
Cloreto	mg/L	< 100	100 - 250	250 - 350	> 350
Boro	mg/L	< 0,7	0,7 - 2,0	2,0 - 3,0	> 3,0
Nitrogênio	mg/L	< 5,0	5,0 - 18	18 - 30	> 30
Bicarbonato	mg/L	< 90	90 - 270	271 - 520	> 520

Fonte: Dr. José Leonardo de Moraes Gonçalves, ESALQ/USP

¹ Condutividade Elétrica da Água: medida de salinidade medida em deciSiemens por metro (dS/m) ou miliSiemens por centímetro (mS/m) a 25°C

² Sais Totais em Solução: STS (mg/L) = 640 x CE

pH: faixa normal 6,5 a 8,4

6. ADUBAÇÃO DAS PLÂNTULAS

O bom desenvolvimento das mudas ocorre quando o solo é fértil e tem uma boa quantidade de **nitrogênio, fósforo e potássio**. Além destes elementos, que são os macronutrientes, existem outros elementos que são necessários para a saúde e vigor das mudas, entre eles: Manganês, Enxofre, Ferro, Cobre, Zinco, Sódio, Cloro e Boro.

Nos adubos comerciais observam-se três números que indicam a proporção de Nitrogênio, (N), Fósforo (P) e Potássio (K) existentes na sua composição. Exemplo: adubo 4:14:8 indica que a mistura contém quatro partes de N, 14 de P e 8 de K. É importante lembrar que a adubação excessiva também é prejudicial, trazendo sérias conseqüências às mudas.

A adubação com compostos comerciais é importante; no entanto, a matéria orgânica existente no solo apresenta inúmeros benefícios para as mudas. Entre os benefícios apresentados estão a melhoria da estrutura do solo e a diminuição da lixiviação dos nutrientes. A matéria orgânica também aumenta a capacidade de retenção e absorção d'água e favorece o crescimento de organismos benéficos.

Podem-se encontrar várias fontes de matéria orgânica, como os fertilizantes orgânicos comerciais, esterco (de galinha e de carneiro são melhores) e

húmus. Entretanto, deve-se tomar cuidado com o uso de esterco, pois pode haver o risco de contaminação por agentes patogênicos, ou ainda, quando este não estiver bem curtido, de queimar as raízes. Neste aspecto, utilizar um substrato especialmente produzido para sua produção é mais seguro e eficaz (ver item 4.8.2, "Características do Substrato").

Em decorrência das características físicas do substrato (drenagem e lixiviação), é necessário fazer as adubações complementares de cobertura. A oferta de nutrientes em períodos estabelecidos visa dar continuidade ao ritmo de crescimento das plântulas e garantir as condições gerais das mudas. Os nutrientes empregados destinam-se a absorção pelo sistema radicular, ou seja, não ocorre a absorção dos nutrientes pela folha. Neste aspecto deve-se empregar um método que garanta que os nutrientes possam atingir o substrato.

Alguns métodos podem ser empregados para a adubação das mudas, que pode ser feita (i) **manualmente com regador**, seguindo as recomendações técnicas, indicadas nos manuais de fertilizantes químicos, que devem ser pesados nas formulações e quantidades estabelecidas. Para este processo deve-se misturar o adubo com água em baldes de 20 litros até a diluição máxima, filtrando a solução posterior-

mente e despejando-a em um recipiente maior (50 litros), para facilitar a retirada da solução com o regador. Um regador de cinco litros tem capacidade para adubação de dez bandejas. Deve-se ter especial atenção àquelas bandejas ainda não raleadas (que não foi feito desbaste), com ocupação de 100%, de forma a garantir a distribuição homogênea da formulação entre todas as mudas a serem banhadas. Também se pode realizar a adubação (ii) **manualmente com haste de pulverização**, cuja aplicação é feita utilizando máquina de alta compressão, do tipo “WAAP”. Nesta é acoplada uma haste ou barra utilizada na pulverização de culturas agrícolas, com três bicos aplicadores com jato em leque (**Fig. 10**). O procedimento quanto ao preparo da formulação é o mesmo do anterior. O rendimento nesse sistema é de 32 bandejas para dez litros de formulação. O tempo desta operação deve ser o suficiente para o total recobrimento das mudas, para que a formulação escorra pelos caules e atinja o substrato.

A demanda por adubação por grupo de produção (G1, G2 e G3), está relacionada na **Tabela 6**, cuja definição foi estabelecida nos viveiros da CESP, recomendado para sua produção de espécies florestais nativas.



Figura 10 - Adubação da produção, utilizando haste para pulverização do produto.

6.1. VARIAÇÕES DAS NECESSIDADES NUTRICIONAIS ENTRE ESPÉCIES DE DIFERENTES CLASSES SUCESSIONAIS

Existe uma demanda variável das condições abióticas (principalmente luz, nutrientes e umidade) durante as diferentes fases de crescimento das mudas de estágios sucessionais distintos (classes ecológicas). As espécies pioneiras (ou seja, as que primeiro colonizam os espaços vazios de um ambiente) possuem crescimento muito mais rápido que as sucessoras iniciais, tardias ou espécies-clímax (**Tabela 7**). Conseqüentemente, as espécies pioneiras têm maior demanda por nutrientes: possuindo crescimento rápido, necessitam de adubação freqüente, resultando em biomassa bem maior que as demais espécies no estágio de muda. Este fato pode ser demonstrado pela formação de maior superfície radicular (**Fig. 11**), justificada pela necessidade de suprir a demanda por água e nutrientes. Como consequência, as pioneiras possuem maior probabilidade de enovelamento das raízes, sendo sensíveis à compactação, apresentando maior quantidade de raízes finas, que são mais ramificadas e mais amareladas (**Tabela 7**). É freqüente a ocorrência de problemas de enovelamento no saquinho plástico e, mais raramente, em tubetes.

É fácil notar, nos viveiros e no campo, que as espécies pioneiras respondem melhor e mais rapidamente ao processo de adubação, seguido das sucessoras iniciais, tardias, e clímax. Sendo assim, a necessidade por adubação em viveiro é muito menor nas sucessoras tardias e nas clímax, quando comparadas com as pioneiras (**Tabela 8**).

Em geral para as espécies clímax (ou seja, presentes no final de sucessão ecológica), os nutrientes contidos no substrato já são suficientes. As espécies sucessoras secundárias têm crescimento mais lento e mesmo com tempo similar de desenvolvimento em viveiro, têm menor densidade de raízes. Espécies clímax, como exemplo o jatobá, que possui sementes grandes com muita reserva, têm um arranque inicial de crescimento e, posteriormente, crescem lentamente.

Tabela 6 – Indicação de formulação para adubação das mudas, em diferentes estágios de maturação. G1 - berçário e grupo após repicagem em sombrite; G2 – rustificação; G3 – grupo de mudas preparados para expedição.

	ADUBAÇÃO I 5g uréia/IH ₂ O	ADUBAÇÃO II 5g uréia + 5g KCl/IH ₂ O
G1 – 1 a 2 adubações	25 a 30 dias PR/PG	35 a 45 dias PR/PG
G2 – 4 a 6 adubações	50 a 60 dias PR/PG; 80 a 90 dias PR/PG	65 a 75 dias PR/PG; 95 a 105 dias PR/PG
G3 – 2 adubações	110 a 120 dias PR/PG e, Pré expedição	Entrada no G3

Fonte: CESP (2000)

Legenda: KCl - Cloreto de Potássio;
PR - Pós-repicagem (semeadura indireta)
PG - Pós-germinação (semeadura direta)

Tabela 7 – Atributos apresentados por mudas de essências florestais nativas, considerando as classes ecológicas a que pertencem.

ATRIBUTOS	CLASSE ECOLÓGICA			
	Pioneira	Secundária inicial	Secundária tardia	Clímax
Crescimento	muito rápido	rápido	lento	lento ou muito lento
Demanda por nutrientes	muito alta	alta	média	baixa ou muito baixa
Concentração de nutrientes nas folhas	muito alta	alta	média	baixa
Resposta à adubação	muito alta	alta	média e baixa	baixa ou muito baixa e às vezes ausente
Raízes de sustentação	pivotantes, muito profundas e robustas	pivotantes, profundas e robustas	sem raízes pivotantes, apenas raízes ramificadas	sem raízes pivotantes, apenas raízes ramificadas
Características das raízes finas	muito longas, muito finas e muito ramificadas	longas, finas e ramificadas	curtas, medianamente espessas e pouco ramificadas	curtas, espessas e pouco ramificadas

Fonte: José Leonardo de M. Gonçalves - ESALQ/USP

Tabela 8 – Relação de espécies por classe ecológica, considerando a demanda por nutrientes.

Espécie	Classe ecológica	Concentração de nutrientes			
		Nitrogênio (N)	Fósforo (P)	Potássio (K)	Cálcio (Ca)
		g Kg ⁻¹			
<i>Croton urucurana</i> (sangra-d'água)	pioneira	21	3	26	9
<i>Croton floribundus</i> (capinxiungui)	pioneira	20	4	20	10
<i>Trema micrantha</i> (candiúva)	pioneira	11	4	13	20
MÉDIA	–	17	4	19	13
<i>Peltophorum dubium</i> (canafístula)	sucessão inicial e tardia	9	3	8	7
<i>Lonchocarpus</i> sp.	sucessão tardia	21	4	11	10
<i>Gallesia gorazema</i> (pau-d'alho)	sucessão tardia	10	4	28	12
MÉDIA	–	13	3	16	10
<i>Patagonula americana</i> (guajuvira)	sucessão tardia/ clímax	9	2	14	8
<i>Myroxylon peruiferum</i> (bálsamo)	sucessão tardia/ clímax	9	5	14	10
<i>Hymenaea</i> spp.	clímax	11	4	8	2
MÉDIA	–	10	4	12	7

Fonte: Gonçalves et al. (1992)

te no viveiro e apresentam sistema radicular pouco extenso (**Fig. 11**).

6.2 . ASSOCIAÇÃO SIMBIÓTICA ENTRE MUDAS E MICRORGANISMOS

As micorrizas são associações benéficas entre raízes de plantas e fungos filamentosos. Os fungos alojam-se nos tecidos internos das raízes das plantas e transferem para estas macro e micronutrientes importantes que retiram do solo. Eles conseguem acessar fontes de nutrientes que não estão disponíveis para as plantas, ou elementos com baixa mobilidade no solo como, por exemplo, o fósforo. As micorrizas aumentam significativamente a superfície de absorção radicular, pois as microscópicas estruturas filamentosas do fungo (hifas), na prática, funcionam como extensões das raízes colonizadas, explorando um maior volume de solo. Em troca, a planta fornece aos fungos açúcares produzidos na fotossíntese.

Esse processo de absorção e transferência de macronutrientes, principalmente Nitrogênio e Fósforo, e micronutrientes como Zinco, é lento. É interessante notar que a maioria das espécies pioneiras não possui micorrizas, pois estas apresentam crescimen-

to rápido e precisam de nutrientes disponibilizados rapidamente. Neste caso as pioneiras devem encontrar esses elementos disponíveis no solo ou na serapilheira. Em espécies do final da sucessão ecológica – sucessoras secundárias e clímax –, as micorrizas são mais frequentemente encontradas. Estas plantas apresentam crescimento mais lento e têm raízes mais grossas. Destas raízes partem as minúsculas hifas do fungo que se alastram pelo solo, absorvendo nutrientes. As plantas que possuem micorrizas são menos suscetíveis ao ataque de fungos patogênicos.

O viveirista pode fazer a inoculação de micorrizas nas sementes que vai semear visando um melhor desenvolvimento da muda; no entanto, se o substrato utilizado no viveiro for de boa qualidade e houver a utilização de fertilizantes minerais nas mudas, o desenvolvimento das micorrizas inoculadas será pequeno. Assim, a inoculação de micorrizas em tubetes no viveiro não é garantia de resultados extraordinariamente melhores do que aqueles obtidos através da utilização de um bom substrato e bons fertilizantes.

A mesma afirmação pode ser feita para a inoculação de bactérias *Rhizobium* em sementes de leguminosas. Essas bactérias, ao colonizarem os tecidos internos das raízes, promovem a formação de

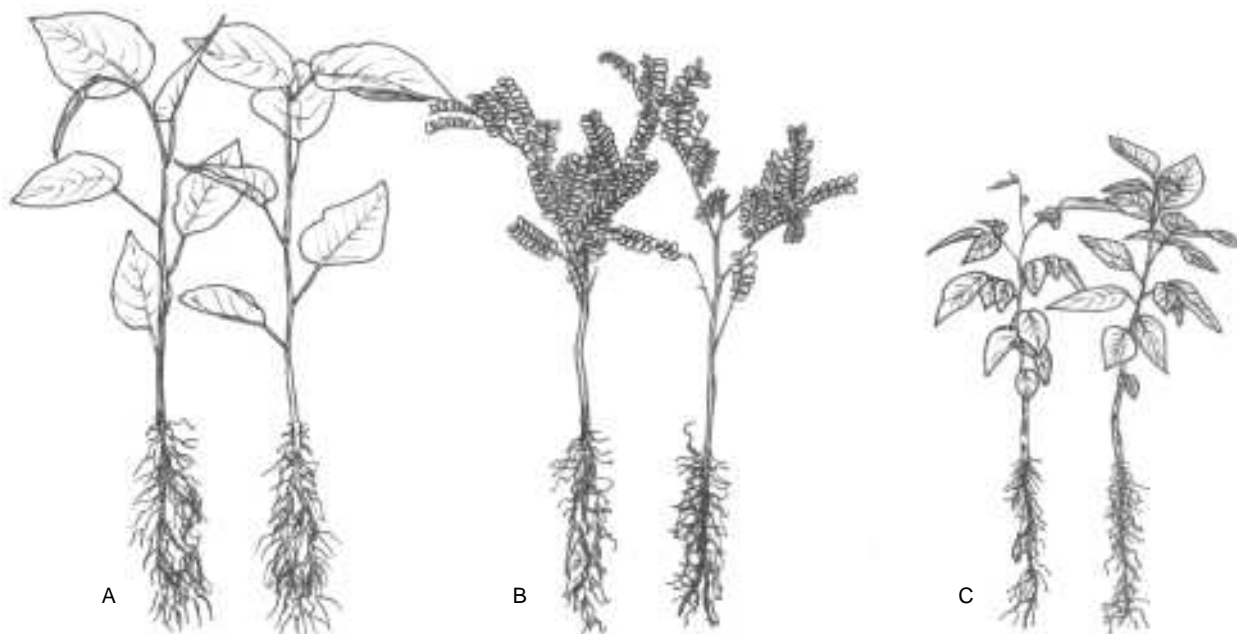


Figura 11 - Diferenças estruturais entre o sistema radicular de pioneiras (A), secundárias (B) e clímax (C), em plântulas com a mesma idade em viveiro e prontas para expedição.

nódulos facilmente destacáveis. Estas bactérias são encontradas em grande número de leguminosas na natureza, fazendo a fixação do Nitrogênio atmosférico nas raízes, convertendo-o em compostos nitrogenados utilizáveis pela planta. Como contrapartida, a planta fornece às bactérias os açúcares provenientes da fotossíntese, umidade e abrigo.

Alguns experimentos demonstraram que sementes inoculadas com *Rhizobium*, quando colocadas para germinar em substrato não fertilizado com nitrogênio, produzem mudas em menor tempo e com aspecto nutricional melhor (devido ao provimento natural de Nitrogênio assimilável pelas bactérias fixadoras desse elemento), com maior número de raízes e maior quantidade de nódulos, que aquelas

não inoculadas. Por outro lado, estudos desenvolvidos com outras leguminosas demonstraram que as plantas inoculadas com as bactérias *Rhizobium* apresentam menor crescimento do que aquelas que receberam fertilizantes nitrogenados. Assim, a decisão de fazer ou não a inoculação destas bactérias no viveiro deve ser tomada após a realização de testes com as espécies de leguminosas que se pretende produzir no viveiro.

Hoje existe no mercado esporos de *Rhizobium* comercializados pela EMBRAPA – Agrobiologia (www.cnpab.embrapa.br - fone 21 2682-1500) que podem ser adquiridos facilmente. Caso a espécie que se pretende produzir responda eficientemente à inoculação do *Rhizobium*, isto pode significar economia na compra de fertilizantes nitrogenados.

7. PREPARO DAS MUDAS PARA EXPEDIÇÃO

As mudas devem ser expedidas, etiquetadas e acondicionadas em caixas adequadas ao veículo de transporte. Os critérios que devem ser observados no processo de expedição e transporte são:

- **Porte:** as mudas devem apresentar um tamanho mínimo de 30 cm, medidos da região do colo até a gema apical. Para as espécies de rápido crescimento o porte de 50 cm pode ser adotado como padrão (**Fig. 12**);



Figura 12 - Tamanho ideal da muda para expedição

- **Rusticidade:** as mudas devem apresentar sinais de amadurecimento da região do colo, tais como aparência lenhosa, textura rígida e diâmetro compatível com o peso da parte aérea da muda, ou seja, o colo deve ser robusto, não pode ser fino, principalmente nas mudas mais altas (**Fig. 13**);
- **Formação:** as mudas não devem ter sinais de ataques de pragas ou doenças, anomalias de



Figura 13 - Medição da espessura do colo durante o preparo do lote de mudas para expedição.

formação (curvamento de ponteiro ou caule), sistema radicular atrofiado ou insuficiente. Para avaliar o sistema radicular da plântula deve ser feita uma amostragem mínima, realizada no momento da seleção, ou pela rebrota dominante;

- **Deslocamento do torrão:** as mudas devem apresentar certa facilidade para serem retiradas dos recipientes (tubetes).

Do ponto de vista operacional, para a expedição de mudas devem ser adotados procedimentos que permitam altos rendimentos e não afetem a credibilidade da rotina junto aos clientes. Os cuidados devem ser tomados para que o excesso de padrões não comprometa a dinâmica da operação de expedição das mudas.

7.1. PROCEDIMENTOS PARA A PREPARAÇÃO DO LOTE DE EXPEDIÇÃO

É necessário conferir a relação de espécies e as quantidades solicitadas pelo comprador. Além disso, as possíveis alterações e/ou substituições já deverão ser conhecidas visando atender o cliente da melhor forma possível. É importante estabelecer um prazo mínimo de 24 horas, dependendo das quantidades a serem fornecidas, entre a negociação com o cliente e a retirada de mudas. Esse tempo é suficiente para o acerto da listagem pretendida e a preparação do lote.

Para a retirada do lote e o transporte das mudas devem-se fornecer orientações aos clientes, quanto aos procedimentos ideais para a retirada, entre elas:

- A carroceria do caminhão deve ter cobertura de lona ou ser do tipo baú;
- Providenciar caixas de papelão ou de plástico para o acondicionamento das mudas;
- Deve-se definir, na entrega das mudas, a necessidade de devolução (ou não) dos tubetes;
- Informar ao consumidor como proceder com as mudas, os cuidados, manejo, irrigação em vivei-

ros de espera, considerando um período máximo aceitável de 30 dias até o plantio;

- Deve-se informar ao consumidor o destino preferencial do lote adquirido: se para recuperação de áreas degradadas, arborização ou produção de madeira, por exemplo (o método de escolha das matrizes e de colheita das sementes deve ter sido de acordo com o destino pretendido para as mudas – ver o volume **Produção de Sementes de Essências Florestais Nativas**, desta série);
- Deve-se confeccionar etiquetas (no mínimo, dez etiquetas para cada mil unidades de cada espécie). Nas etiquetas devem constar as seguintes informações: **nome científico e vulgar, quantidades** totais de mudas da espécie; **informações sobre crescimento:** rápido ou lento, além de **informações sobre o viveiro:** nome, local, endereço, telefones, responsável técnico e, quando possível, número do cadastro no RENASEM e o endereço na Internet;
- A contagem e seleção das mudas deve ser feita observando-se os passos que seguem: (i) verificação dos padrões de porte e rusticidade, por meio da análise visual e auxílio de gabarito de cores; (ii) avaliação do sistema radicular, sendo verificadas a consistência e a facilidade de retirada do torrão e a formação do sistema radicular por amostragem em alguns indivíduos do lote; (iii) em caso das mudas apresentarem alguns dos sinais estabelecidos nos procedimentos de descarte, realizá-lo imediatamente; (iv) colocar as etiquetas identificadoras dos lotes;
- Irrigar as mudas;
- Preencher corretamente a planilha de controle de expedição;
- Acondicionar corretamente as mudas nas caixas de expedição, de modo a não comprometer a qualidade e também possibilitar ganhos de rendimentos operacionais no plantio (**Fig. 14**);
- Observar os cuidados no manuseio das mu-

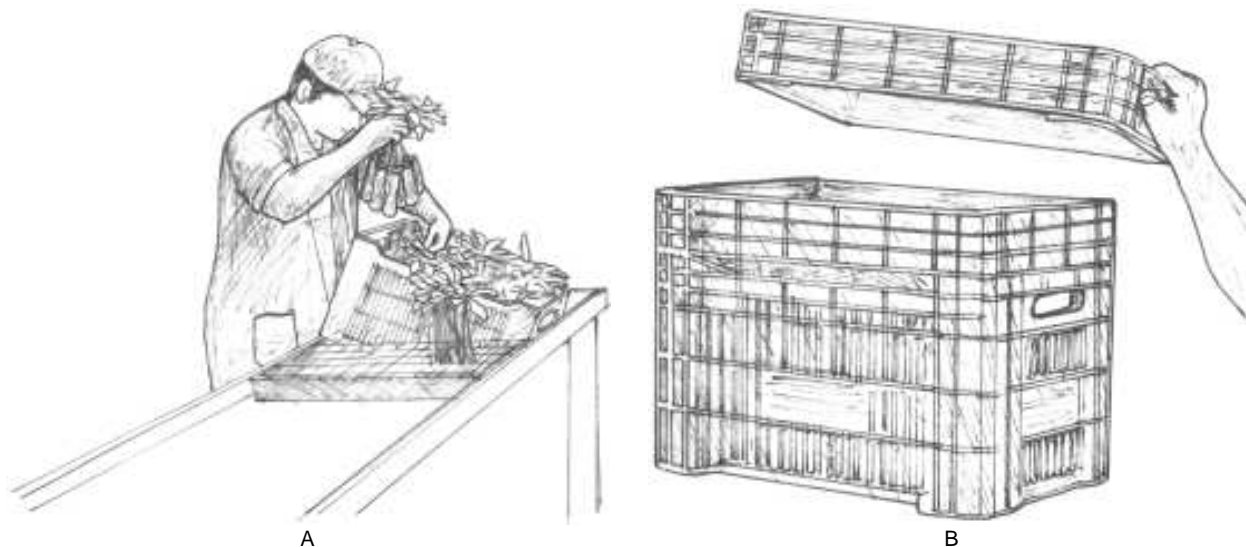


Figura 14 - Detalhe do processo de expedição das mudas, evidenciando as caixas adequadas para a expedição (A), e os extensores (B) que podem ser adaptados, dependendo das distintas alturas das mudas.

das, principalmente: (i) nunca manuseá-las pelos ramos e sim pelo tubete ou, ainda, na região do colo; (ii) nunca fazer o remonte, ou seja, a sobreposição de mudas, quando colocá-

las nas caixas; (iii) caixas plásticas têm capacidade de 180 mudas por caixa, o que otimiza o transporte.

8. CUIDADOS NO PLANTIO DAS MUDAS

8.1. DEFEITOS DAS MUDAS

Quando as mudas apresentam alguma deformação, devem ser descartadas pois, com certeza, apresentarão problemas após o plantio. Vários podem ser os problemas apresentados pelas plântulas, sendo relacionados abaixo alguns exemplos:

- Haste dupla ou torta – neste caso houve perda da dominância apical da muda ou crescimento inadequado do caule;
- Acúmulo de raízes no fundo do tubete – isto decorre do sombreamento ou do tempo excessivos no viveiro.

8.2. QUALIDADE DAS MUDAS

Os cuidados com a qualidade da muda iniciam-se já na obtenção das sementes. Para tanto todos os procedimentos indicados no volume **Produção de Sementes de Essências Florestais Nativas**, desta série (Scremin-Dias et al., 2006), um produto da Rede de Sementes do Pantanal, devem ser adotados para assegurar a qualidade genética da produção, para não haver o comprometimento genético do povoamento.

No processo de plantio, alguns cuidados são primordiais para o sucesso no estabelecimento das

mudas em campo. A muda ideal é aquela que possui a haste e a região do colo bem espessas, o que indica presença de substâncias de reserva nos tecidos internos da planta, que facilitará o início de seu estabelecimento em campo e formação de raízes rapidamente. Grande parte das reservas para formar raízes novas vem de nutrientes contidos na haste.

Ao expedir a muda para o plantio, ela não deve estar muito estressada. A qualidade da muda determina o potencial de sobrevivência e crescimento no campo. O processo de rustificação da muda já deve ter ocorrido; o corte na adubação e diminuição da água devem ter sido feitos de maneira gradual.

O plantio deve ser feito de maneira cuidadosa para que haja sucesso no crescimento e estabelecimento das mudas, evitando o replantio, bem como a demanda de tratamentos culturais extras. Ao expedir as mudas para o campo elas devem possuir algumas características desejáveis, como as descritas abaixo:

- A muda não pode apresentar sintomas de deficiência nutricional, o que pode ser observado na coloração e tamanho das folhas;
- Deve apresentar haste única, sendo toda ela preenchida por folhas, com área foliar ampla, e com

altura ideal (20 a 35 centímetros, dependendo da espécie);

- Deve ter o sistema radicular bem formado e sem envelhecimento;
- Apresentar aspecto sadio, com diâmetro do colo espesso, o que indica que a muda está bem nutrida. O diâmetro do colo ideal para espécies nativas é de 5 a 10 milímetros (valor para espécies de mata atlântica) (**Fig. 13**);
- Ter raízes ativas (**raízes brancas**), que permitirão a interação da muda com o solo e gerar raízes funcionais para a absorção (raízes mais escuras não irão mais interagir com o solo e, caso a plântula só tenha raízes escuras, provavelmente não conseguirá se estabelecer);
- Antes do plantio, mergulhar as mudas em uma bacia com solução de água e MAP (Fosfato Monoamônico) – o que só é possível quando se usa tubetes; para mudas em sacos plásticos isso é inviável. A solução utilizada para mergulhar a muda deve conter 1,5 Kg de MAP por cem litros de água. O Nitrogênio e o Fósforo dessa solução vão estimular o crescimento das mudas e funcionar como pré-tratamento de irrigação. Este processo agiliza o estabelecimento da muda e evita perdas.

No campo as mudas podem sofrer ataque de cupins; para prevenir este problema pode-se fazer o tratamento anticupins em pré-plantio. A dosagem recomendada é de 350 g de cupinicida para o tratamento de nove mil mudas. Esse processo deve ser feito sob orientação profissional.

A indústria Eucatex montou um sistema fechado de tratamento de cupins, que atende a ISO 14.000 e FSC, que reduz a exposição dos funcionários ao produto, além de permitir a recuperação do produto excedente nos tubetes.

O processo desenvolvido por essa empresa aumenta a velocidade do tratamento, resultando na mesma eficiência. Neste sistema a dosagem é

otimizada, podendo ser tratadas 27 mil mudas com 350g de produto.

8.3. USO DE GEL ABSORVENTE NO PLANTIO

O gel é um produto hidrófilo, ou seja, além de absorver a água, retém a umidade no sistema radicular da muda. Trata-se de um pó comercializado especificamente para plantio de espécies florestais, se decompõe na natureza, além de possuir nutrientes que auxiliam o desenvolvimento das mudas.

Antigamente, fazia-se uma “milanesa” do gel com o sistema radical da muda antes do plantio. No entanto, este sistema pode fazer com que a muda “salte” da cova. A melhor forma de utilização do gel no plantio é misturá-lo à água, utilizando um aplicador específico, já disponível no mercado (**Fig. 15**).

Esta máquina despeja de 500 a 600 mililitros da solução de gel com água ao lado da muda, sendo que um gatilho solta a muda e o outro solta o gel. A água fica gelatinosa e permanece perto do sistema radicular da planta. Isto faz com que a água fique presa ao solo, perto da planta, aumentando a eficiência na sua utilização, promovendo diminuição da irrigação, facilitando o rápido crescimento inicial da planta.

Quando é indicado o uso do gel absorvente na água de irrigação?

O gel é indicado para regiões muito quentes, com alta taxa de evapotranspiração potencial, que possuem períodos de longa estiagem e também quando são previstas mais de duas irrigações até o estabelecimento definitivo das mudas.

O rendimento do gel durante a preparação e a aplicação é:

- 1 Kg de gel absorve 300 litros de água;
- Preço: US\$ 6-7/Kg
- Usar 1 Kg para cada 250 litros de água
- 0,5 litro por muda (2g de gel/muda)

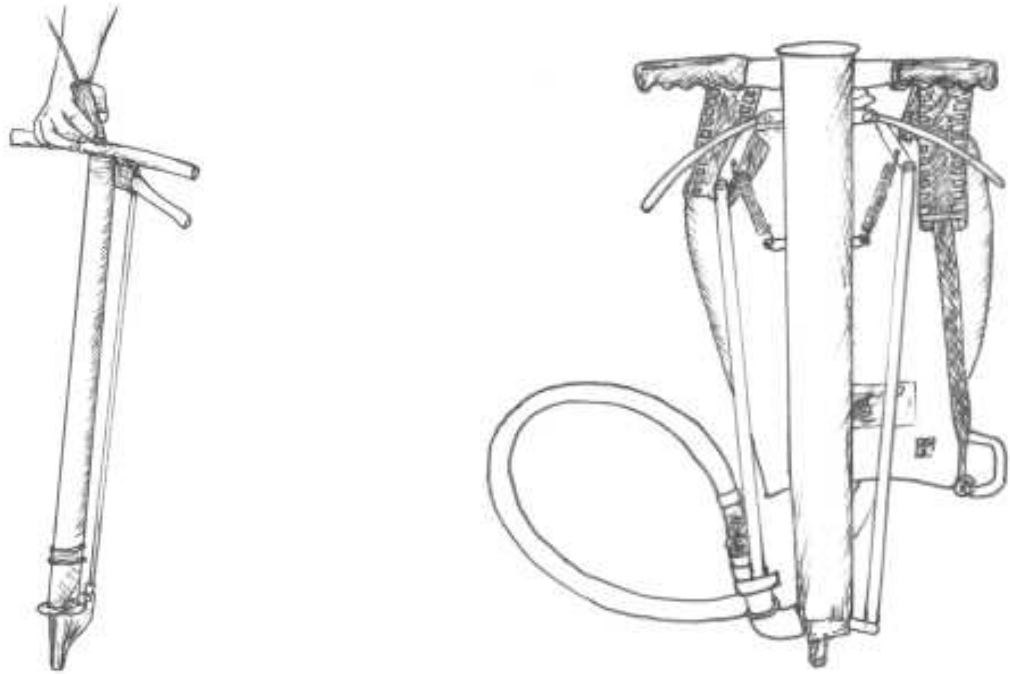


Figura 15 - Máquina desenvolvida para plantar mudas produzidas em tubetes (à esquerda). Neste modelo está associado um mecanismo de aplicação do gel (à direita) durante o plantio.

9. CONSIDERAÇÕES FINAIS

O trabalho desenvolvido no viveiro não começa com a semeadura nos canteiros ou tubetes. Ele começa com a colheita das sementes e termina com o estabelecimento da muda no campo. As primeiras etapas – colheita, beneficiamento e armazenamento das sementes – já foram tratadas no primeiro manual desta série (Scremin-Dias et al., 2006). Todo o cuidado e atenção dispensados no trato das sementes devem continuar durante a produção das mudas no viveiro e sua expedição para o campo.

O sucesso na produção das mudas no viveiro deve-se em grande parte ao cuidado que se tem na escolha e preparo do substrato, à melhor forma de irrigar e adubar as plântulas e à correta manutenção das mudas até o seu envio para o campo. Não menos importante é o cuidado no transporte das mudas e seu plantio.

O viveirista que está começando sua atividade deve escolher, de início, poucas espécies para produzir, e que sejam pouco exigentes nos tratamentos culturais, além de apresentem maior potencial de comercialização (indicadas para arborização urbana, reflorestamento, produção madeireira, etc.). Isto assegura que sua produção tenha saída, dinamizando o fluxo de produção do viveiro, evitando prejuízos ao produtor.

Os conhecimentos básicos sobre produção das espécies são obtidos em literatura apropriada, que deve sempre ser consultada em caso de dúvida. É importante que, dentre as espécies escolhidas para produzir, sejam incluídas espécies pioneiras, secundárias e clímax (classes sucessionais – ver o volume um desta série). Com o tempo o viveirista pode ir aumentando o número de espécies e a quantidade produzida em cada uma das classes sucessionais. O importante é nunca perder de vista a produção, com qualidade, da sua muda.

Neste manual procurou-se atender às necessidades de produção desde o pequeno viveirista, que ainda tem dúvidas em como preparar um bom substrato, até aquele que já faz uso de novas tecnologias. Além disso, a orientação quanto à utilização do gel para retenção de água no momento do plantio, é uma opção interessante a ser utilizada em nossa região, principalmente nos plantios para restauração ambiental, pois evita perda de mudas no campo.

Esperamos que todos os leitores deste manual sintam-se motivados a levar adiante a idéia de montar um viveiro florestal, fazendo dele uma atividade rentável e ambientalmente importante.

10. REFERÊNCIAS

- BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. **Regras para Análise de Sementes – RAS**. Brasília : Secretaria Nacional de Defesa Agropecuária, Departamento de Defesa Vegetal, 1992. 365p.
- CARNEIRO, J.G.A. **Produção e Controle de Qualidade de Mudanças Florestais**. Curitiba : UFPR/FUPEF, 1995.
- CESP – Central Energética de São Paulo. **Manual de produção de mudas de essências florestais nativas**. Diretoria de meio ambiente. Série Divulgação e Informação n° 244. São Paulo, 2000, 55p.
- FIGLIOLI, M.B. & PIÑA-RODRIGUES, F.C.M. **Manejo de Sementes de Espécies Arbóreas**. Série Registros n° 15. São Paulo : Instituto Florestal, 1995.
- GONÇALVES, J. L. de M. & STAPE, J. L. (editores). **Conservação e cultivo de solos para plantações florestais**. Piracicaba : IPEF, 2002. 498p.
- GONÇALVES, J. L. de M. & BENEDETTI, V. (editores) 2000. **Nutrição e fertilização florestal**. Piracicaba : IPEF, 2000. 427p.
- LORENZI, H. **Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil**. Nova Odessa : Instituto Plantarum, vol. 1, 2000. 384p.
- LORENZI, H. **Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil**. Nova Odessa : Instituto Plantarum, vol. 2, 2002. 384p.
- LORENZI, H., SOUZA, H. M. de, COSTA, J.T. de, CERQUEIRA, L.S.C. de., FERREIRA, E. **Palmeiras brasileiras e exóticas cultivadas**. Nova Odessa : Instituto Plantarum, 2004. 423p.
- POTT, A. & POTT, V. J. **Plantas do Pantanal**. Embrapa – Centro de Pesquisa Agropecuária do Pantanal. Corumbá : EMBRAPA-SPI, 1994. 320p.
- SCREMIN DIAS, E. (org.); BATTILANI, J. L.; SOUZA, A. L. T. DE; PEREIRA, S. R.; KALIFE, C.; SOUZA, P. R. de; JELLER, H. **Manual de Produção de Sementes de Essências Florestais Nativas**. Série: Rede de Sementes do Pantanal, n° 1. Campo Grande : Editora UFMS, 2006.

INTERNET:

- www.cnpab.embrapa.br, página acessada em setembro de 2006.
- www.agricultura.gov.br, página acessada em setembro de 2006.
- <http://sementesdopantanal.dbi.ufms.br>, página acessada em setembro de 2006.



O objetivo maior do projeto é formar uma rede de integração entre instituições que ofereçam serviços e informações sobre a produção, armazenamento e comercialização de sementes e mudas de espécies florestais nativas do Pantanal e áreas vizinhas, e participar na capacitação e qualificação de agentes públicos e privados atuantes no setor, além de gerar conhecimento a respeito das sementes destas espécies.

ISBN 85-7613-087-4



9 798576 413087 0



Ministério do
Meio Ambiente



GOVERNO FEDERAL