



ISSN 1517-536X

Dezembro, 2002

Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
Centro Nacional de Pesquisa de Florestas
Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento

Documentos 79

CURSO INTENSIVO DE VIVEIROS E PRODUÇÃO DE MUDAS

Ivar Wendling
Márcio Pinheiro Ferrari
Fernando Grossi

Colombo, PR
Dezembro 2002

Exemplares desta publicação podem ser adquiridos na:

Embrapa Florestas

Estrada da Ribeira, km 111

Caixa Postal 319

Fone: (41) 666-1313

Fax: (41) 666-1276

Home page: <http://www.cnpf.embrapa.br>

E-mail: sac@cnpf.embrapa.br

Comitê de Publicações da Unidade

Presidente: Moacir José Sales Medrado

Secretário-Executivo: Guiomar Moreira de Souza Braguinha

Membros: Antônio Carlos de S. Medeiros, Edilson B. de

Oliveira, Erich G. Schaitza, Honorino R. Rodigheri, Jarbas

Y. Shimizu, José Alfredo Sturion, Patricia P. de Mattos,

Sérgio Ahrens, Susete do Rocio C. Penteado

Supervisor editorial: Moacir José Sales Medrado

Revisor de texto: Ralph D. M. de Souza

Normalização bibliográfica: Lidia Woronkoff

Foto(s) da capa: Ivar Wendling

Editoração eletrônica: Marta de Fátima Vencato

1ª edição

1ª impressão (2002): 500 exemplares

Todos os direitos reservados.

A reprodução não-autorizada desta publicação, no todo ou em parte, constitui violação dos direitos autorais (Lei no 9.610).

CIP-Brasil. Catalogação-na-publicação.

Wendling, Ivar

Curso intensivo de viveiros e produção de mudas / Ivar

Wendling, Márcio Pinheiro Ferrari e Fernando Grossi. - Colombo :

Embrapa Florestas, 2002.

48 p. (Embrapa Florestas. Documentos, 79).

ISSN 1517-536X

1. Viveiro florestal - curso. 2. Muda - produção. I. Ferrari, Márcio Pinheiro. II. Grossi, Fernando. III. Título. IV. Série.

CDD 634.9564

© Embrapa 2002

Autores

Ivar Wendling

Engenheiro Florestal, Doutor, Pesquisador da *Embrapa Florestas*.

ivar@cnpf.embrapa.br

Márcio Pinheiro Ferrari

Engenheiro Florestal, Mestre, Pesquisador da *Embrapa Florestas*.

marcio@cnpf.embrapa.br

Fernando Grossi

Engenheiro Florestal, Doutor, Professor na Universidade Federal do Paraná.

fgrossi@floresta.ufpr.br

Apresentação

A vida moderna afasta o ser humano cada vez mais da natureza, criando a necessidade de se levar plantas para mais próximo do seu convívio, nos lares, escritórios, jardins, praças públicas, áreas de lazer etc, promovendo-se, dessa forma, um sentimento de unidade entre o ser humano e a natureza, mantendo uma relação íntima entre si. Esses fatores, aliados à produção de alimentos (frutos, raízes, folhas), sombra, flores e utensílios (madeira, papel, energia, etc.) promovem uma demanda cada vez maior de mudas de plantas arbóreas.

O êxito de um empreendimento com plantas arbóreas depende da escolha da espécie ideal para cada local de plantio, do objetivo e, principalmente, da qualidade das mudas a serem plantadas. Essas, além de resistirem às condições adversas encontradas, como secas, elevada insolação, baixa fertilidade do solo, pragas, doenças etc, devem ser capazes de se desenvolver e poder mostrar todo seu potencial em relação aos objetivos para os quais foram produzidas.

O presente curso tem o objetivo de fornecer subsídios teóricos e práticos, além de esclarecer dúvidas relacionadas à implantação de viveiros e à produção de mudas de espécies arbóreas, frutíferas e ornamentais.

Vitor Afonso Hoeflich
Chefe Geral da *Embrapa Florestas*

Sumário

Apresentação	5
1. Planejamento e instalação de viveiros	9
1.1 Instalação de um viveiro	9
1.1.1 Tipos de viveiro	9
1.1.2 Escolha do local	10
1.1.3 Área do viveiro	11
1.1.4 Instalações necessárias	11
1.1.5 Ferramentas, máquinas, equipamentos e outros materiais necessários	12
1.1.6 Recipientes usados para a produção de mudas	12
1.1.7 Substratos usados para a produção de mudas	13
1.1.8 Adubação de cobertura das mudas	18
1.1.9 Parâmetros de qualidade das mudas	19
1.1.10 Pragas, doenças e ervas daninhas	19
1.1.10.1 Tombamento ou Damping-off	20
1.1.10.2 Podridão das raízes	21
1.1.10.3 Ferrugem fusiforme	21
1.1.10.4 Amarelecimento ou clorose	21
1.1.11 Transporte das mudas para o plantio ou venda	21
2. Produção de mudas	22
2.1 Produção de mudas sexuadamente	22
2.1.1 Quebra de dormência e testes de germinação	22
2.1.2 Semeadura em canteiros	23

2.1.3	Semeadura direta nos recipientes	24
2.1.4	Desbaste, repicagem, irrigação e dança	25
2.1.5	Rustificação, seleção e podas de formação	26
2.2	Tratamentos com fitoreguladores de enraizamento	27
2.3	Propagação vegetativa	27
2.3.1	Estaquia	28
2.3.2	Miniestaquia	30
2.3.2.1	<i>Medidas para aumentar o enraizamento em plantas</i>	<i>29</i>
2.3.3	Mergulhia	31
2.3.4	Enxertia	32
2.3.4.1	<i>Borbulhia ou enxerto de gema</i>	<i>33</i>
2.3.4.2	<i>Garfagem</i>	<i>33</i>
2.3.5	Micropropagação	37
2.3.5.1	<i>Etapas da Micropropagação</i>	<i>38</i>
2.3.5.2	<i>Preparo do meio de cultura</i>	<i>42</i>
2.3.5.3	<i>Equipamentos e materiais</i>	<i>43</i>
2.3.5.4	<i>Estrutura física</i>	<i>45</i>
3.	Referências bibliográficas	45

Curso Intensivo de Viveiros e Produção de Mudas

Ivar Wendling

Márcio Pinheiro Ferrari

Fernando Grossi

1. Planejamento e instalação de viveiros

O viveiro de produção de mudas é uma área ou superfície de terreno, com características próprias, destinada a produção, ao manejo e a proteção das mudas até que tenham idade e tamanho suficientes para serem transplantadas no local definitivo, resistindo às condições adversas do local de crescimento e apresentar um bom desenvolvimento.

O êxito de um projeto, quer tenha a finalidade de ornamentação, produção de frutos, florestas ou arborização, depende diretamente da qualidade das mudas produzidas. Mudas com sistema radicular e parte aérea bem formada, com bom estado nutricional, livres de pragas e doenças, têm altas taxas de sobrevivência e desenvolvimento após o plantio.

1.1 Instalação de um viveiro

1.1.1 Tipos de viveiro

Quanto à sua duração, os viveiros podem ser classificados em temporários e permanentes, e quanto a proteção do sistema radicular, em viveiros com mudas de raiz nua ou em recipientes.

Os viveiros temporários destinam-se à produção de mudas em determinado local durante apenas certo período e, cumprindo as finalidades a que se destinaram, são desativados. Esses viveiros são de instalações simples, geralmente dentro da área de plantio, visando a redução de custos de transporte das mudas e melhor adaptação das mesmas às condições climáticas do local.

Os viveiros permanentes têm por finalidade produzir mudas durante muitos anos, e por isso requerem planejamento muito mais cuidadoso, uma vez que suas instalações são mais sofisticadas e onerosas, para suportar o maior período de produção de mudas. Geralmente, esse tipo de viveiro é instalado próximo aos centros consumidores de mudas. A área física é dividida em benfeitorias, área de produção de mudas e área de crescimento ou viveiro de espera, que objetiva conduzir as mudas até maiores tamanhos para objetivos específicos (arborização urbana, praças, jardins, pomares, florestas etc.).

As mudas de raízes nuas são aquelas que não possuem proteção para o sistema radicular no momento do plantio. A semeadura é feita diretamente nos canteiros e as mudas são retiradas para o plantio, tendo-se apenas o cuidado de evitar danos às raízes, insolação direta, vento, evitando-se o ressecamento das raízes e posterior morte das mudas.

As mudas produzidas em recipientes apresentam o sistema radicular protegido, ou seja, envolto em um substrato que o recipiente contém. Os recipientes, quando biodegradáveis (palha, papel, embalagens hidrossolúveis), podem ser plantados com as mudas. Porém, para embalagens não biodegradáveis, o procedimento correto para o plantio é o de retirar a muda da embalagem para liberar as raízes e facilitar o pegamento.

1.1.2 Escolha do local

Na escolha do local para instalação do viveiro, os principais pontos a serem considerados são:

- 1) disponibilidade de água em qualidade e quantidades satisfatórias;
- 2) facilidade de acesso;
- 3) proximidade da área de plantio e/ou comercialização;

- 4) ausência de ventos fortes;
- 5) boa disponibilidade de mão-de-obra;
- 6) local bem arejado e ensolarado;
- 7) solo com boa drenagem;
- 8) localização à meia encosta;
- 9) a área do viveiro deve ser plana ou com até 3% de declividade;
- 10) área deve ser livre de ervas daninhas de difícil controle e de plantas que promovam o sombreamento das mudas.

1.1.3 Área do viveiro

A área necessária para instalação de um viveiro depende do número e tipo de plantas a serem produzidas, do tamanho das embalagens a serem utilizadas, do percentual de germinação da semente ou de enraizamento, das perdas provenientes das seleções, da repicagem (quando for o caso) etc.

Num viveiro bem planejado, a área produtiva, ou seja, a área dos canteiros ou de recipientes, deverá possuir sempre em torno de 50 a 60% da área total, sendo o espaço restante destinado a caminhos, ruas, estradas, galpões, construções em geral e área para preparo do substrato e enchimento das embalagens.

1.1.4 Instalações necessárias

O tipo e tamanho da infraestrutura necessária para a instalação de um viveiro varia de acordo com o objetivo a que se propõe. Algumas estruturas, como as casas de vegetação (estufa) e as casas de sombra (sombreadas) oferecem condições climáticas controladas para o crescimento das mudas, o que é extremamente importante, principalmente para as espécies mais sensíveis nas épocas mais frias e nas mais quentes do ano. Entre as principais instalações pode-se citar:

- casa do viveirista;
- galpão semi-aberto para trabalho em dias chuvosos;

- tanque ou caixa d'água para irrigação;
- depósito para insumos;
- almoxarifado para ferramentas e equipamentos;
- local de produção (sementeiras e/ou embalagens);
- casa de vegetação e casa de sombra.

1.1.5 Ferramentas, máquinas, equipamentos e outros materiais necessários

Variam de acordo com a tecnologia utilizada, local, espécies a serem produzidas, tamanho do viveiro etc. Entretanto, os mais comuns são:

➤ **Ferramentas e utensílios:**

- Pás (quadrada e de concha)
- Machado, enxada, enxadão, foice, facão
- Tesoura de poda e podão
- Ancinho
- Regadores, baldes, mangueira plástica
- Sacho
- Serrote, martelo, alicate, torquês
- Chaves de boca, de fenda, de cano
- Lima
- Peneiras

➤ **Máquinas e equipamentos:**

- Carrinho-de-mão
- Conjunto moto-bomba
- Máquina para encher tubetes
- Máquina para semeadura
- Balança comercial
- Pulverizador costal
- Máquina lavadora de tubetes
- Misturador de substratos

➤ **Outros materiais:**

- Sistemas para irrigação
- Depósito de sementes
- Plásticos e sombrites para cobertura
- Adubo mineral e orgânico
- Agrotóxicos registrados para uso
- Madeira para confecção de caixas
- Grampos, pregos, arames, barbantes

1.1.6 Recipientes usados para a produção de mudas

Com o objetivo de melhorar a qualidade das mudas produzidas (sem defeitos e mais vigorosas) e a produtividade dos viveiros, o sistema de produção de mudas em recipientes está sendo cada vez mais utilizado.

Existem diversos tipos de recipientes disponíveis no mercado ou que podem ser confeccionados com certa facilidade, destacando-se: canudos de bambu ou laminado de madeira, latas e copos descartáveis, sacos e tubetes de plástico. Os tubetes ou potes plásticos rígidos apresentam algumas vantagens em relação aos demais tipos de recipientes, a saber: menor diâmetro (ocupando menor área no viveiro), menor peso, maior possibilidade de mecanização das operações de produção de mudas e redução considerável no custo de transporte e distribuição das mudas. Contudo, os sacos plásticos ainda são os recipientes mais usados em função de seu menor preço, maior disponibilidade no mercado e da grande variedade de dimensões disponíveis, possibilitando a produção de qualquer tipo de muda.

O tamanho do recipiente varia em função da espécie a ser produzida, do tamanho final que a muda deverá atingir e do tempo de permanência das mesmas no viveiro.

1.1.7 Substratos usados para a produção de mudas

A principal função do substrato é sustentar a muda e fornecer-lhe nutrientes para seu adequado crescimento. O substrato a ser utilizado no enchimento dos recipientes deve ser isento de sementes de plantas invasoras, pragas e fungos patogênicos, evitando-se assim a necessidade de desinfestação dos canteiros e reduzindo-se sensivelmente os riscos de competição e doenças. Desse modo, é comum o uso de terra do subsolo, misturada com materiais orgânicos (esterços, casca de arroz carbonizada, composto orgânico) ou minerais (vermiculita, fertilizantes). Um cuidado todo especial deve ser tomado quando se utiliza o esterco de curral, pois este pode conter sementes de ervas daninhas e patógenos, que contaminam o substrato, devendo ser curtido para evitar danos às sementes ou às estacas.

Existem diversos tipos de substratos, dentre os quais cita-se: terra de subsolo, composto orgânico, vermiculita, areia, esterco animal, serragem, casca de

árvores decompostas, moinha de carvão, etc. Atualmente, encontram-se no mercado substratos esterilizados, livres de pragas e doenças, formulados especialmente para a produção de mudas, tais como: composto orgânico, húmus, espuma fenólica (para enraizamento de estacas e cultivo hidropônico), fibra de coco, entre outros.

Recomenda-se que seja feita a mistura de dois ou mais materiais para a formulação do substrato, visando uma boa aeração, drenagem e fornecimento de nutrientes de forma adequada. O tipo de material e a proporção de cada um na composição do substrato variam de acordo com a disponibilidade local, custo e tipo de muda a ser produzida. Abaixo se encontram exemplos de formulação de substratos. Porém, ressalta-se que cada formulação deverá ser testada nas condições específicas de cada local de produção, e devidamente ajustada, caso haja necessidade.

Para mudas de semente em geral:

- 80% de composto orgânico	- 33% de casca de pinus semi-decomposta e moída
- 20% de moinha de carvão (1 a 3 mm)	- 33% de húmus
	- 34% de casca de arroz carbonizada

Para mudas de propagação vegetativa:

- 60 % de terra de subsolo peneirada	- 25 % de casca de pinus sem decomposta e moída
- 40 % de casca de arroz carbonizada	- 25 % de casca de arroz carbonizada
- 60 % de terra vegetal	- 25 % de vermicultura fina
- 40 % de areia média	- 24 % de turfa ou húmus
	- 1 % de solo vermelho

No Quadro 1 são apresentados alguns grupos de substratos, com suas vantagens e desvantagens, possibilitando a tomada de decisão sobre qual substrato usar, de forma isolada e/ou, preferencialmente em misturas. De modo geral, pode-se recomendar que sejam feitas misturas de materiais de grupos diferentes, o que resulta em maiores alterações das características e, ou propriedades do substrato final obtido. O tipo de mistura, bem como a proporção de componentes dos diferentes grupos, deve ser feita objetivando o ajuste das características e, ou propriedades físicas, uma vez que as químicas (fertilidade), normalmente, podem ser facilmente modificadas somente com práticas de adubação e manejo.

Quadro 1 - Classificação em grupos, vantagens e desvantagens de tipos de substratos comumente utilizados na produção de mudas, baseadas em suas características físicas e químicas, origem e forma de produção, compatibilidade e funções nas misturas de substratos.

Grupo	Exemplos	Vantagens	Desvantagens
	Com posto orgânico de: esterco bovino, casca de eucalipto, casca de pinus, bagaço de cana, resíduos sólidos urbanos, outros resíduos	<ul style="list-style-type: none"> - produzido a partir de processos naturais; - boa consistência dentro dos recipientes; - média a alta porosidade e drenagem; - elevada capacidade de retenção de água e nutrientes; - elevada fertilidade (m acro e micronutrientes); - fácil obtenção e processamento; - baixo custo; - permitem boa formação e agregação do sistema radicular das mudas 	<ul style="list-style-type: none"> - baixa porosidade e aeração, quando puros; - necessitam de adubações balanceadas de N e S, principalmente em cobertura; - com posição química variada em função da origem do material; - podem conter semelhanças com plantas indesejáveis, nem atóxicas, pequenos insetos, dependendo da forma de produção e exposição.
A			
B	Turfas	<ul style="list-style-type: none"> - formadas a partir de processos naturais; - elevada capacidade de retenção de água e nutrientes, quando bem decompostas; - médias a altas concentrações de N, P e K; - alta CTC efetiva, equivalente ou superior ao grupo A. 	<ul style="list-style-type: none"> - apresentam características físicas e químicas muito variáveis; - podem sofrer grandes oscilações de volume; - produto não renovável.
C	Casca de arroz carbonizada, Ciza de caieira de bom assa, Bagaço de cana carbonizado	<ul style="list-style-type: none"> - baixa densidade global e alta porosidade; - apresentam boa homogeneidade no tamanho das partículas; - fácil obtenção e processamento; - baixo custo; - praticam entreimentos de inóculos de doenças, plantas indesejáveis e insetos. 	<ul style="list-style-type: none"> - reduzem a capacidade de retenção de água do substrato; - possuem pH muito elevado (> 6,5), podendo provocar deficiências de micronutrientes; - baixas concentrações de N e S; - relação C/N muito alta.
D	Vermeicultura com ental	<ul style="list-style-type: none"> - baixa densidade e partículas grandes, evitando a aeração e drenagem; - elevada porosidade; - bem padronizada quanto às características químicas e físicas; - praticam entreimentos de inóculos de doenças, plantas indesejáveis e insetos; 	<ul style="list-style-type: none"> - quando predomina no substrato, promove a formação do sistema radicular pouco aderido; - contraindica o uso, após vários ciclos de um ediciclo e secagem; - baixas concentrações de N, P, K, Ca, S, Fe, Zn, B; - apresentam deficiências e relações inadequadas entre alguns nutrientes;
E	Terra de subsolo (características muito variáveis em função da sua textura)	<ul style="list-style-type: none"> - média a alta capacidade de retenção de água e nutrientes, quando não muito arenosa; - baixo custo; - fácil obtenção e processamento; - praticam entreimentos de inóculos de doenças, plantas indesejáveis e insetos. 	<ul style="list-style-type: none"> - baixa porosidade e aeração, quando muito argilosas; - baixa capacidade de retenção de água, quando muito arenosas; - baixas concentrações de nutrientes; - produto não renovável; - alta densidade.

Fonte: Wending e Gaud (2002).

As características e, ou propriedades físicas e químicas dos substratos são variáveis em função de sua origem, método de produção/obtenção, proporções de seus componentes, entre outras características. No Quadro 2, é apresentada uma relação das características e, ou propriedades físicas e químicas de alguns substratos para produção de mudas. Caso haja possibilidade, todo substrato utilizado no viveiro deverá ter suas características e/ou propriedades físicas e químicas analisadas, o que embasa melhor a formulação de misturas e adubações.

Estudos resultaram em uma escala de valores para interpretação das principais características e/ou propriedades físicas e químicas de substratos para produção de mudas florestais (Quadro 3). De maneira geral, estas recomendações também podem ser adotadas para a produção de mudas de plantas ornamentais.

Recomenda-se a adição de nutrientes no substrato para promover o suprimento dos elementos necessários, economizando-se tempo no processo de produção das mudas. Sua formulação e dosagem são variáveis em função do tipo de substrato utilizado e da espécie a ser produzida; é recomendada a realização de uma análise química do substrato, e caso haja necessidade de se proceder a correção da acidez do substrato ($\text{pH} < 5,0$) e elevar o nível de fertilidade pode-se consultar as tabelas de recomendação de adubação e calagem, elaboradas por institutos de pesquisas, para a planta que se deseja produzir.

Quadro 2. Características e, ou propriedades físicas e químicas de alguns substratos usados para produção de mudas.

Onde: TS = terra de subsolo; CAC = casca de arroz carbonizada; CED = casca de eucalipto decomposta; VF = vermiculita fina; HM = húmus de minhoca; COG = composto orgânico de gado.

Características	Tufofa	TS	CAC	CED	VF ⁽¹⁾	HM ⁽²⁾	80% HM 20% CAC	60% HM 40% CAC	60% HM 20% CAC 20% VF	COG	80% COG 20% CAC	60% COG 20% CAC 20% VF
Fibras												
Densidade global (g cm ⁻³)	-	1,2	0,25	0,4	0,12	0,45	0,40	0,36	0,34	0,50	0,43	0,36
Densidade real (g cm ⁻³)	-	2,5	1,4	1,3	1,2	1,8	1,7	1,6	1,6	1,9	1,8	1,7
Porosidade total (%)	-	52	82	69	90	75	77	79	79	74	76	78
-m acroporosidade (%)	-	10	44	39	44	7	11	22	16	13	13	14
Retenção máxima de água (m.150 cm ³)	-	42	38	30	46	68	66	57	63	61	63	65
Retenção máxima de água (m.150 cm ³)	-	21	19	15	23	34	33	29	32	31	32	32
Retenção máxima de água (m.150 cm ³)	-	0,4	1,6	0,8	3,9	1,6	1,7	1,6	1,9	1,3	1,5	1,8
Quilibras												
Nutrientes orgânicos totais (g kg ⁻³)	773	5	510	552	-	194	257	320	218	205	266	225
N total (g kg ⁻³)	31	0,24	6,5	10	-	8,4	8,0	7,6	6,3	11	10,1	7,9
Relação C total/N total	14	12	44	27	-	13	18	23	19	10	15	16
pH em CaCl ₂ 0,01 M	4	4,2	6,5	6,1	5,9	6,4	6,5	6,6	6,5	6	6,3	6,3
P resíduo (m g dm ⁻³)	-	2	135	120	23	1216	1000	784	761	780	651	500
K trocável (m m o l. dm ⁻³)	15	0,2	28	22	1,8	38	36	34	29	117	99	71
Ca trocável (m m o l. dm ⁻³)	-	10	28	273	37	188	156	124	126	144	121	101
Mg total (m m o l. dm ⁻³)	-	2	10	64	69	183	148	114	126	54	45	60
Mg trocável (m m o l. dm ⁻³)	-	3	3	3	1	14	12	10	9	6	5	4
A l trocável (m m o l. dm ⁻³)	-	15	69	362	109	423	361	291	300	321	234	204

Fonte: Gonçalves e Poggiani (1996).

⁽¹⁾ diâmetro médio entre 0,7 e 2 mm;

⁽²⁾ Produzidos a partir de estercoro de bovino de corte.

Quadro 3. Escala de valores para interpretação de características e/ou propriedades físicas e químicas de substratos usados para produção de mudas florestais.

Características	Níveis			
	Baixo	Médio	Alto	Adequado
Físicas				
Densidade global (g cm ⁻³)	< 0,25	0,25 - 0,50	> 0,50	0,45 - 0,55
Porosidade total (%)	< 55	55 - 75	> 75	75 - 85
- macroporosidade (%)	< 20	20 - 40	> 40	35 - 45
- microporosidade (%)	< 25	25 - 50	> 50	45 - 55
Capacidade máx. de retenção de água (mL 50 cm ⁻³)	< 15	15 - 25	> 25	20 - 30
Químicas				
Relação C total/N total	8 a 12/1	12 a 18/1	> 18/1	8 a 12/1
pH em CaCl ₂ 0,01 M	< 5,0	5,0 - 6,0	> 6,0	5,5 - 6,5
Resina (mg dm ⁻³)	< 200	200 - 400	> 400	400 - 800
K trocável (mmol dm ⁻³)	< 15	15 - 30	> 30	30 - 100
Ca trocável (mmol dm ⁻³)	< 100	100 - 150	> 150	100 - 200
Mg total (mmol dm ⁻³)	< 50	50 - 100	> 100	50 - 100
C.T.C. efetiva (mmol dm ⁻³)	< 100	100 - 200	> 200	> 200

Fonte: Gonçalves e Poggiani (1996).

1.1.8 Adubação de cobertura das mudas

Adubações periódicas em cobertura (após a germinação das sementes ou enraizamento das estacas) quase sempre são necessárias para permitir a produção de mudas de boa qualidade. São realizadas quando o substrato utilizado é de baixa fertilidade ou apresenta baixa concentração de nitrogênio (N) e potássio (K), muitas vezes omitidos na adubação do substrato por apresentarem altos índices salinos, que podem provocar grandes perdas das mudas recém-germinadas. Esta adubação pode ser feita via fertirrigação (água de irrigação) ou pela aplicação individual na base de cada muda.

Existem diversas formulações de adubação; a mais adequada dependerá do tipo de planta, da fertilidade do substrato, do tipo de manejo empregado para a produção das mudas, da fase de produção das mudas etc. Como sugestão para mudas de pinus e eucalipto, pode-se utilizar 25 gramas de sulfato de amônio + 60 gramas de cloreto de potássio em cobertura, diluídos em 10 litros de água, a qual deverá ser ajustada em função do sistema de manejo adotado. Essa solução é suficiente para adubar 3 m² de canteiro (em torno de 300 mudas). Esta adubação também pode ser utilizada na formulação de pó, ou seja, pela aplicação de 0,05 gramas por planta da mistura acima, sem a água.

1.1.9 Parâmetros de qualidade das mudas

A classificação das mudas em termos de qualidade é de fundamental importância em virtude da melhor adaptação e crescimento daquelas com melhor padrão de qualidade no plantio definitivo. Reconhecer uma muda de boa qualidade torna-se também prioritário no caso da compra destas de terceiros. Os principais parâmetros que indicam a boa qualidade de uma muda são:

- uniformidade de altura entre as mudas;
- rigidez da haste principal (diâmetro de colo);
- número de folhas e/ou, tamanho de copa;
- aspecto visual vigoroso (sintomas de deficiência, tonalidade das folhas);
- ausência de estiolamento;
- ausência de pragas e doenças na folha, no caule e nas raízes;
- ausência de ervas daninhas no substrato;
- sistema radicular e parte aérea bem desenvolvida (raiz pivotante não enrolada e fixada no solo, fora do recipiente);
- relação parte aérea/sistema radicular.

1.1.10 Pragas, doenças e ervas daninhas

É interessante realizar tratamentos preventivos como a desinfestação do solo do canteiro ou substrato a ser utilizado no preenchimento dos recipientes, a fim de evitar a ocorrência de pragas, doenças e a competição por ervas daninhas. Para tanto, utiliza-se métodos químicos e/ou, mecânicos. Dentre os métodos químicos, cita-se a aplicação de herbicidas, fungicidas e inseticidas e, para os mecânicos, têm-se a catação manual, o revolvimento do solo, a aplicação de água quente, a exposição ao sol, a inundação, entre outros.

Ressalta-se a grande importância da escolha do local adequado para a instalação do viveiro, o que evita ou diminui problemas relacionados com pragas e doenças. O correto manejo diário do viveiro também é de fundamental importância na redução da ocorrência de problemas, devendo-se evitar excessos de irrigação, adubação e radiação direta logo após a germinação.

Dentre as pragas mais comuns encontram-se a lagarta-rosca, formiga cortadeira, grilos, besouros, cochonilhas, paquinhas, pulgões e formigas. Contudo, no manejo adequado do viveiro, normalmente não se verifica muitos danos; entretanto, se o nível de infestação for elevado, torna-se necessário o combate.

As doenças que mais comumente ocorrem nos viveiros são: tombamento, podridão de raízes, ferrugens e manchas foliares. Quando o nível de danos se mostrar significativo, torna-se necessário o controle pela aplicação de fungicidas, utilizando-se dosagem de acordo com recomendações dos fabricantes.

Tanto em termos de pragas quanto de doenças, recomenda-se consultar um profissional capacitado quando da sua ocorrência, visando o adequado controle, caso haja necessidade.

1.1.10.1 Tombamento ou Damping-off

É a doença mais comum em viveiros, causada por fungos que atacam o colo das mudas originadas de sementes no estágio inicial de germinação. É uma doença que em poucos dias chega a causar a morte de todas as mudas e pode aparecer em qualquer época do ano; sua intensidade depende das características do substrato e das condições climáticas (chuva, insolação).

A infestação e proliferação é favorecida pela grande densidade de mudas nos canteiros, pela utilização de esterco não curtido no substrato, pelo excesso de umidade e pela compactação dos solos. O tombamento também pode ser disseminado de um canteiro para outro, por meio de ferramentas ou pela repicagem das mudas.

A adubação orgânica com esterco deve ser abandonada quando o mesmo não estiver bem curtido. Quando não houver substituto, curtí-lo no mínimo 2 meses antes da semeadura.

O tombamento é mais severo em viveiros que são excessivamente regados. Um lote de mudas saudáveis pode apresentar um severo tombamento após 1 ou 2 dias de chuva. Uma boa medida, quando aparecem os primeiros casos de tombamento, é diminuir a rega.

Como medidas preventivas ao aparecimento do tombamento pode-se recomendar:

- a escolha adequada do local;
- a desinfestação do solo com fungicidas;
- tratamento da semente com produtos registrados para essa finalidade;
- seleção do substrato e material de cobertura.

1.1.10.2 Podridão das raízes

É um problema comum e, além de danificar o sistema radicular, também é responsável pelo tombamento das mudas no seu estágio inicial de crescimento. O ataque ao sistema radicular manifesta-se através de clorose, atrofia e murcha da parte aérea e, por vezes, morte da muda.

1.1.10.3 Ferrugem fusiforme

As folhas apresentam-se com aspecto ferruginoso, provocando um baixo crescimento ou morte das mudas.

O combate pode ser feito por meio de pulverizações com fungicidas encontrados nas lojas especializadas.

1.1.10.4 Amarelecimento ou clorose

São termos utilizados para descrever problemas de crescimento, que resultam no amarelecimento ou embranquecimento das folhagens. Todas as plantas verdes estão sujeitas a clorose, podendo causar redução no crescimento ou mortalidade das mudas. Os agentes mais comuns causadores de clorose são:

- falta ou excesso de nutrientes para as plantas;
- níveis tóxicos de produtos químicos nas folhas ou no solo;
- presença de pragas sugadoras da seiva, deixando a muda clorótica;
- fungos, bactérias e nematóides que causam danos às raízes, provocando clorose na parte aérea;
- a falta ou excesso de umidade; a alta ou a baixa temperatura do solo ou do ar podem causar clorose.

1.1.11 Transporte das mudas para o plantio ou venda

No transporte as mudas devem ser protegidas por lonas ou outro tipo de cobertura, de forma a evitar danos pelo vento, chuva e calor.

Por ocasião do plantio, havendo a necessidade de estocagem das mudas no campo por alguns dias, deve-se ter o cuidado de mantê-las sempre irrigadas, fazer o controle das formigas e outros agentes nocivos.

2. Produção de mudas

A produção de mudas de espécies ornamentais, frutíferas e arbóreas em geral pode ser realizada pelos métodos sexuado e assexuado. O primeiro refere-se à produção de mudas por meio de sementes, e o segundo, por propagação vegetativa (partes da planta), tais como: estaquia, enxertia, mergulhia, encostia, divisão de rizomas, bulbos e touceiras. Atualmente, com o avanço da tecnologia, muitas espécies já podem ser propagadas por meio da micropropagação, que é a propagação vegetativa das plantas, feita em laboratório sob condições controladas.

2.1. Produção de mudas sexuadamente

O principal insumo para o processo sexuado de produção de mudas é a semente. A boa qualidade das mudas depende da aquisição de sementes de produtores idôneos e credenciados junto aos órgãos governamentais competentes (MAPA, Secretarias de Agricultura etc.), para se obter garantia da qualidade das sementes. Com a dificuldade de se encontrar sementes de algumas espécies no mercado, pode-se proceder a coleta dessas em plantas matrizes previamente selecionadas, observando-se certos critérios de interesse para nosso objetivo (crescimento, formato da copa e tronco, produção de sementes, flores e frutos etc.).

Após a obtenção das sementes, estas devem ser armazenadas num lugar adequado, conforme indicação do produtor, o que permitirá manter seu poder germinativo por mais tempo. Sementes que facilmente perdem seu poder germinativo devem ser semeadas logo após a coleta e/ou compra.

2.1.1 Quebra de dormência e testes de germinação

Sementes de algumas plantas apresentam dormência, ou seja, quando semeadas não germinam ou então germinam irregularmente. Nestes casos é preciso quebrar a dormência através de tratamentos pré-germinativos, para que as sementes germinem em maior número e em menor tempo, garantindo uma produção de mudas uniformes e de boa qualidade. Existem vários métodos para quebra de dormência, descritos em publicações especializadas em função de diferentes espécies, sendo os mais comuns:

- a) Escarificação mecânica:** esse tratamento consiste em atritar as sementes contra uma superfície áspera (lixa) ou em quebrar o seu envoltório. É indicado para sementes duras, como por exemplo o pau-ferro, o guapuruvu, o louro, a noqueira, o pessegueiro, o coqueiro, a aroeira, etc.
- b) Embebição em água:** coloca-se as sementes em água à temperatura ambiente até que se encharquem e se tornem com volume maior, o que pode levar de 1 a 4 dias, dependendo da espécie. Ex.: timbaúva, candeia, canela, jacarandá, arará, tipuana, etc.
- c) Imersão em água fervente:** consiste em colocar as sementes em água, com temperatura inicial de 80 °C, deixando-as na mesma por tempo variável em função da espécie. Ex.: flamboyant, chuva de ouro, acácias, angico vermelho, paineira rosa, palmeiras, bracatinga, imbuia, etc.
- d) Estratificação:** consiste em dispor as sementes entre camadas de areia úmida por períodos de até 6 meses. Ex.: fedegoso, pessegueiro, erva-mate, capororoca, capororocão, etc.
- e) Escarificação ácida:** consiste em imergir as sementes em ácido sulfúrico comercial. Ex.: pau-ferro, guapuruvu, chuva de ouro, barbatimão, carne de vaca, flamboyant, corticeira-do-banhado etc.

Para se ter certeza da viabilidade (poder de germinação) das sementes, pode-se realizar testes de germinação rápidos. Esses testes podem ser realizados de diversas maneiras, sendo que a mais comum é a semeadura de um determinado número de sementes em um local próprio, a fim de se determinar o número de sementes viáveis e, conseqüentemente, seu percentual de germinação.

Dependendo das condições climáticas, da disponibilidade de mão-de-obra e da quantidade e qualidade das sementes disponíveis, a produção de mudas através

de sementes pode ser feita em canteiros para posterior repicagem, em canteiros para plantio com raiz nua e em recipientes por meio de semeadura direta.

2.1.2 Semeadura em canteiros

Existem duas variantes do processo de semeadura em canteiros, ou seja, a semeadura em canteiros para plantio de mudas com raiz nua e a semeadura em canteiros para posterior repicagem em embalagens individuais.

A semeadura em canteiros para plantio de mudas com raiz nua é feita diretamente na terra e as mudas permanecem nos canteiros até o plantio definitivo. É de fácil mecanização, pois não são utilizadas embalagens. As mudas assim produzidas poderão ter custo menor, pois serão eliminadas diversas operações que demandam mão-de-obra para enchimento de embalagens, encanteiramento etc.

Na prática, recomenda-se que a profundidade de semeadura não ultrapasse duas vezes o diâmetro da semente. Após o semeio, é recomendada a colocação de uma proteção sobre o canteiro (serragem, capim, sombrite etc.), o que protegerá as sementes. Para o caso de sementes achatadas ou muito pequenas, recomenda-se o peneiramento de uma fina camada de substrato ou vermiculita sobre as sementes. A colocação de um sombrite é recomendada para evitar a exposição das mudas ao excesso de insolação.

Recomenda-se a semeadura em canteiros para posterior repicagem em embalagens individuais quando se desconhece a capacidade de germinação da espécie, as sementes apresentam dormência e não se conhece o método mais adequado para sua quebra, as sementes forem muito pequenas (ex.: quaresmeira) ou muito grandes (ex.: abacate) para o caso de produção em recipientes pequenos, as sementes apresentarem baixo poder germinativo.

2.1.3 Semeadura direta nos recipientes

Este processo é usado, principalmente, para sementes que apresentam germinação rápida e uniforme, ou para espécies que não toleram a repicagem. As vantagens desse método são: eliminação da necessidade de confecção dos

canteiros sombreamento para as mudas recém-repicadas; redução do prazo para produção das mudas; formação de mudas mais vigorosas; diminuição das perdas por doenças e produção de mudas com sistema radicular de melhor qualidade.

Nesse processo também é recomendada a proteção das sementes com cobertura morta (serragem, capim etc.) e sombrite para evitar a exposição das mudas ao excesso de insolação, aos impactos das gotas de chuva, principalmente nos primeiros dias após a germinação.

2.1.4. Desbaste, repicagem, irrigação e dança

Em torno de 30 a 50 dias após a emergência (variável em função da espécie, da época do ano e condições de manejo), quando as mudas atingirem em torno de 5 a 10 cm de altura realiza-se um desbaste, por meio do arrancamento ou corte, deixando-se somente uma muda por recipiente. No caso de semeadura em canteiros, um espaçamento adequado entre as mudas deve ser mantido, distribuindo-as de forma uniforme pelo canteiro.

A repicagem é o processo de seleção e transferência das mudas da embalagem ou sementeira para os sacos plásticos, tubetes ou canteiros. Deve ser feita preferencialmente em dias nublados ou chuvosos, evitando-se realizá-la nas horas mais quentes dos dias ensolarados, devido a fragilidade das mudas à temperaturas elevadas. Previamente à repicagem deve-se tomar o cuidado de molhar bem o substrato das mudas a serem transplantadas. As mudas repicadas devem ter sua área foliar e o sistema radicular reduzido, como também deverão ser protegidas do excesso de insolação com sombrite de 50% por, pelo menos, sete dias ou até o seu pegamento.

A irrigação é um dos fatores de maior importância do viveiro. O excesso e a falta d'água podem comprometer qualquer uma das fases de formação das mudas. Normalmente, duas vezes ao dia (no início da manhã e no final da tarde), podendo esse número ser maior em dias mais quentes e ensolarados. A irrigação em excesso pode lixiviar os nutrientes solúveis (especialmente o N e K), reduzir a aeração, favorecer a ocorrência de doenças, dificultar o desenvolvimento das raízes, tornar as mudas suculentas e pouco resistentes à seca e, finalmente, resulta no gasto desnecessário de água.

A escolha do equipamento adequado associa-se ao manejo do sistema como um todo, onde devem ser considerados, dentre outros fatores, o tipo de substrato e recipientes utilizados pelo produtor, a espécie escolhida para a produção de mudas, a fase em que a muda se encontra (germinação, incluindo repicagem, crescimento ou rustificação), a época do ano em que se está produzindo e a região onde está instalado o viveiro (temperatura e regime de chuvas). Assim, em regiões de calor intenso, normalmente, a exigência das mudas por água em qualquer fase de desenvolvimento é maior que em regiões de clima mais frio. Por outro lado, alguns tipos de substratos, por terem menor capacidade de retenção de água, exigem que se aplique mais água a cada irrigação, ou que se aumente a frequência da mesma.

É importante ressaltar que para cada etapa de formação das mudas, e para diferentes tipos de recipientes, existem diferentes sistemas de irrigação, com bicos de diferentes vazões, pressão de trabalho e área de recobrimento. Existem no mercado empresas especializadas que prestam assessoria e ajudam o produtor a determinar o melhor equipamento para o seu sistema de produção.

A dança das mudas consiste na mudança de lugar para evitar que as raízes penetrem no solo, no caso de mudas produzidas em recipientes em contato com o solo.

2.1.5 Rustificação, seleção e podas de formação

Antes de serem plantadas no local definitivo, as mudas devem sofrer um processo de rustificação que consiste em induzir uma maior resistência das mudas aos fatores ambientais adversos do campo, tais como: secas, elevada insolação, baixa fertilidade do solo, etc. Pode ser realizado de diversas maneiras, entre as quais a mais recomendada é a diminuição na irrigação, a colocação das mudas em pleno sol e a redução ou mesmo suspensão da adubação.

Antes de serem encaminhadas para o plantio definitivo, deve haver um processo de seleção. Os principais critérios adotados para esta seleção no viveiro ou mesmo na compra de mudas de terceiros variam de acordo com a espécie utilizada e a finalidade a que se destina a muda (arborização urbana, plantio de pomar, jardim, floresta etc.). Características como um sistema

radicular bem desenvolvido e agregado ao substrato, rigidez da haste, número de pares de folhas, aspecto nutricional (sem sintomas de deficiência) e boa sanidade (ausência de pragas e doenças) são essenciais para todas as espécies.

As podas de formação são necessárias para mudas destinadas a formação de pomares frutíferos, arborização, reflorestamentos etc. Nas mudas frutíferas, a poda deve seguir os padrões de cada espécie, definidos em normas técnicas para condução da cultura; para o caso de mudas destinadas à arborização urbana, necessita-se realizar podas de condução que visem a formação de uma muda retilínea com a copa de, pelo menos 1,8 m acima do solo.

2.2 Tratamentos com fitoreguladores de enraizamento (“hormônios”)

O tratamento com hormônios é um método eficiente para obtenção de raízes em estacas, principalmente em plantas de difícil enraizamento, aumentando a velocidade de formação de raízes, o número e a qualidade das raízes formadas, bem como a uniformidade de enraizamento.

Dentre os hormônios mais comumente usados no processo de enraizamento de estacas está o ácido indolbutírico (AIB). A concentração utilizada varia de acordo com a espécie, com variações de 20 a 10.000 mg L⁻¹ (miligramas por litro, antigo ppm - partes por milhão), sendo as maiores concentrações utilizadas para estacas mais lenhosas, de enraizamento mais difícil. A aplicação do hormônio pode ser feita na forma de pó, misturado com talco ou na forma líquida, dissolvido em álcool etílico a 95%, acrescentando-se ainda água para completar a concentração desejada.

Para a preparação de um litro de hormônio pronto na concentração de 100 mg L⁻¹, tomam-se 100 miligramas (mg) do hormônio e se dissolve em 10 mililitros (ml) de álcool etílico a 95% e, em seguida, junta-se água até completar 1 litro.

Para a aplicação da solução de hormônio deve-se mergulhar cerca de 2,5 cm da base das estacas na solução, por um período que varia de alguns segundos (estacas herbáceas) a alguns minutos (estacas lenhosas), possibilitando a

penetração do hormônio.

Existem no mercado hormônios enraizadores prontos para o uso, em concentrações pré-definidas, na forma de ácidos ou sais em pó, como: Hormex[®], Rootone[®], Hormodin[®], Seradix[®] etc.

Assim que as estacas estiverem preparadas, devem ser tratadas com hormônios e, logo em seguida, colocadas nos recipientes ou canteiros de enraizamento.

2.3 Propagação vegetativa

A propagação vegetativa, assexuada, ou clonagem, consiste na produção de mudas ou novas plantas a partir de partes ou órgãos vegetativos da planta (ramos, gemas, estacas, folhas, raízes e outros), sendo denominada de reprodução assexuada. É uma antiga técnica, capaz de reproduzir as plantas selecionadas, usada na floricultura, horticultura, fruticultura e na silvicultura. A razão principal para se empregar essa técnica é que permite obter indivíduos com as mesmas características da planta-mãe (florescimento, crescimento, forma, produção etc.). Seu uso é indicado no caso de plantas com dificuldades ou impossibilidade de produção de sementes, sementes com altos índices de predação (pragas e/ou doenças), sementes com baixo poder germinativo, plantas com alto valor genético e para redução do porte e tempo para a produção de sementes em matrizes de espécies arbóreas.

Existem vários métodos para a propagação vegetativa de plantas, dentre os quais cita-se a estaquia, a microestaquia, a miniestaquia, a mergulhia, a enxertia, a separação por bulbos, a divisão de touceiras, rizomas e a propagação por meio de cultura de tecidos. A definição do método varia de acordo com os objetivos da técnica, da espécie envolvida, da época do ano, da habilidade do executor, do tipo e quantidade de material disponível e das condições ambientais entre outros fatores.

2.3.1 Estaquia

A estaquia é o processo de propagação no qual porções das hastes (caules, ramos), folhas ou raízes são colocadas sob condições propícias ao enraizamento (leitos de enraizamento), dando origem a uma nova planta.

O tipo de estaca a ser usado varia de espécie para espécie e, às vezes, em função da época. Diversas plantas apresentam folhas com capacidade de originarem plantas completas, tais como: begônia, gloxínia, língua-de-sogra, violeta africana, peperômia, sedum, camélia, ficus, etc.

As estacas de raízes são um tipo pouco comum, sendo as raízes seccionadas após a colheita, em pedaços de 5 a 15 cm de comprimento e enterradas no substrato a uma profundidade de 2,5 a 5 cm. A dificuldade do processo está na coleta das raízes e nos danos causados à planta-mãe. A propagação vegetativa por estaca radicular pode ser feita em cerejeira, pessegueiro, goiabeira, caqui, ipê, manacá, quiri, etc.

As estacas caulinares podem ser herbáceas, lenhosas ou semi-lenhosas, o que varia em função do local de coleta e do tipo de planta. Dentre os tipos de caule, o que possui maior capacidade de enraizamento é o herbáceo, e quanto mais herbácea e nova for a estaca maior será sua capacidade de enraizamento.

Em alguns casos, a época do ano em que se procede a coleta das estacas é de grande importância sobre o enraizamento. Para as espécies de difícil enraizamento, a época indicada para a coleta das estacas é aquela que coincide com o repouso vegetativo ou com a estação de crescimento (dependendo da espécie) já para as espécies de fácil enraizamento, as estacas podem ser colhidas em qualquer época do ano.

As estacas lenhosas são, normalmente, coletadas após a queda das folhas, ou no início da nova brotação, que compreende o período de menor atividade metabólica da planta. Existem porém plantas lenhosas que são facilmente propagadas por estaquia em qualquer época do ano, como por exemplo, o cróton, o hibisco e o ficus.

Para realizar a estaquia, corta-se um ramo novo, de 7 a 15 cm de comprimento, retirando-se as folhas da metade inferior e cortando-se o restante das folhas pela metade. No caso de estacas lenhosas coletadas no período de repouso, todas as folhas são removidas. O corte da base deverá ser feito em forma de bisel (cunha), para facilitar o enraizamento. Após a preparação da estaca, promove-se a estaquia em recipiente ou canteiro em local adequado.

2.3.2 *Miniestaquia*

A técnica da miniestaquia é uma variação da estaquia convencional. Consiste na utilização de brotações de plantas propagadas pelo método de estaquia convencional como fontes de propágulos vegetativos. Numa seqüência esquemática desta técnica, inicialmente, faz-se a poda do ápice da brotação da estaca enraizada, e em intervalos variáveis em função da época do ano, do clone/espécie, das condições nutricionais, entre outras, há emissão de novas brotações, que são coletadas e colocadas para enraizar.

A coleta de miniestacas nas mudas podadas é realizada de forma seletiva, em períodos a serem definidos conforme o vigor das brotações, colhendo-se todas aquelas que se enquadram nos padrões de miniestaca, ou seja, de 3 a 5 cm de comprimento, contendo de um a três pares de folhas, recortadas pela metade. Após serem coletadas, as miniestacas são acondicionadas em recipientes com água, para que possam chegar ao local de enraizamento em perfeitas condições de turgor.

As miniestacas são colocadas para enraizamento em casa de vegetação com umidade relativa acima de 80 %, seguindo posteriormente para a casa de sombra, para uma pré-adaptação às condições de menor umidade relativa e, finalmente transferidas para pleno sol para rustificação e posterior plantio. Os períodos de permanência das miniestacas em casa de vegetação dependem da época do ano, do clone/espécie envolvido e do seu estado nutricional.

2.3.2.1 *Medidas para aumentar o enraizamento em plantas*

Existem muitas variações quanto à capacidade de enraizamento e posterior formação de mudas entre as espécies de plantas. No geral, as plantas herbáceas e arbustivas são mais fáceis de enraizar do que as lenhosas (árvores frutíferas, florestais e algumas ornamentais), embora existam exceções.

Para plantas de difícil enraizamento, de forma geral, pode-se lançar mão de alguns tratamentos para aumentar os índices de enraizamento, ou seja:

- escolha da época adequada: geralmente as plantas lenhosas apresentam maiores índices de enraizamento na saída do inverno, ou seja, antes de lançarem brotações novas;

- tratamentos na planta-mãe que vai fornecer as estacas a serem enraizadas. Ex.: adubações e irrigações adequadas, sombreamento, anelamento, torção etc.;
- coleta de estacas mais próximas à base e ao tronco da planta quanto possível;
- melhoria das condições de enraizamento: usar substrato poroso, manter a umidade relativa do ar acima de 80%, promover sombreamento, manter a temperatura entre 20 e 30 °C;
- aplicação de fitoreguladores para enraizamento;
- deixar de 1 a 3 pares de folhas recortadas ao meio nas estacas;
- diminuir ao máximo o tempo entre a coleta das estacas e sua colocação no substrato, bem como realizar seu transporte em caixas de isopor, panos ou embalagens umedecidas;
- enterrar, pelo menos, um entrenó (espaço entre 2 nós consecutivos) no substrato;
- não usar estacas muito velhas e duras;
- fazer subcultivos (estaquia e enxertia consecutiva).

Se após estes tratamentos e cuidados os resultados forem insatisfatórios, deve-se utilizar outros métodos de propagação.

2.3.3 Mergulhia

A mergulhia é um processo de propagação vegetativa no qual um ramo é posto a enraizar quando ainda faz parte da planta-mãe, sendo destacado desta somente após o enraizamento. Por ser um processo rápido de propagação e por fornecer mudas enfolhadas, é utilizado com bons resultados na obtenção de plantas. Por ser um processo de baixo rendimento e necessitar de muita mão-de-obra, é recomendado para a propagação de plantas de alto valor ou interesse, difíceis de propagar por outros métodos.

Como regra geral, recomenda-se a utilização de ramos com menos de um ano para fazer a mergulhia. A época indicada para a sua realização é o princípio da primavera.

Na mergulhia aérea ou alporquia, com o objetivo de facilitar o enraizamento, são feitas incisões, anelamentos, estrangulamentos ou torções no ramo a ser propagado. O ponto lesionado é coberto com um substrato umedecido, que pode ser musgo, substrato orgânico ou qualquer outro formado pela mistura de materiais que proporcionem uma boa aeração, umidade e temperatura moderada, envolto por tecidos ou plásticos.

É recomendada a realização da mergulhia aérea em ramos de até um ano, no qual eliminam-se as brotações laterais em cerca de 15-30 cm antes da gema terminal. A mergulhia deve ser feita na época em que as plantas estejam em plena atividade de crescimento.

No ponto lesionado pode-se aplicar fitoregulador de enraizamento. Cuidado especial deve ser tomado para manter uma boa umidade do substrato envolto no galho, por meio de irrigações.

O tempo necessário para realizar a separação da planta-mãe do ramo que sofreu mergulhia depende da espécie, sendo de aproximadamente dois a três meses. A melhor forma de determinar a época de remoção do ramo que sofreu mergulhia é observar a formação de raízes através do plástico transparente utilizado para envolver o substrato.

2.3.4 Enxertia

A enxertia é obtida por meio da união entre duas plantas (enxerto ou cavaleiro e porta-enxerto ou cavalo). O enxerto é sempre representado por uma parte da planta que se pretende multiplicar, ao passo que o porta-enxerto é que recebe o enxerto e geralmente é uma planta jovem, com boa taxa de crescimento, proveniente de sementes ou de estacas, bastante rústica e resistente a pragas e doenças.

A enxertia é um método muito empregado na propagação de plantas; no entanto, para se ter êxito, torna-se necessário respeitar alguns princípios básicos, tais como: utilização de plantas da mesma família ou gênero; observar a época ideal de enxertia, variável em função da espécie e tipo de enxerto empregado; promover um contato íntimo entre as cascas vivas; utilizar fitilho para promover o contato entre enxerto e porta-enxerto; o tipo de enxertia (variável em função da planta envolvida), a experiência e cuidados do operador.

Para fazer a ligadura da parte enxertada é recomendável usar uma fita de polietileno de 1,2 cm de largura, denominada fitilho, que é de fácil aquisição e praticidade de uso, além de possuir as características de elasticidade e evitar o ressecamento da parte enxertada.

Durante a enxertia deve-se cuidar para que os enxertos não ressequem, deixando-os em água limpa ou panos úmidos. As operações devem ser efetuadas rapidamente, realizando-se um único corte, evitando o acúmulo de resíduos na lâmina. A amarração deve ser realizada ao longo de todo o comprimento de união, certificando-se de que não haja deslocamento das partes envolvidas. Em torno de 20 - 40 dias após a enxertia, dependendo das condições locais e da espécie, retira-se o fitilho. Deverá-se efetuar a poda dos ramos do porta-enxerto para promover a dominância apical no enxerto, deixando-se somente o broto do enxerto crescer.

Vários são os processos de enxertia, os quais podem ser agrupados em três grupos ou categorias distintas: borbulhia, garfagem e encostia.

2.3.4.1 Borbulhia ou enxerto de gema

É o processo que consiste na justaposição de uma única gema sobre um porta-enxerto enraizado. As borbulhas podem ser destacadas com um pouco de lenho, tornando-as mais resistentes e a extração mais simples.

Recomenda-se que a enxertia por borbulhia seja realizada a uma altura de 5 a 20 cm do nível do colo do cavalo, de acordo com a espécie, podendo ser realizada também em qualquer ponto da planta. Uma condição essencial para se efetuar a borbulhia é que o porta-enxerto esteja despreendendo a casca.

Normalmente, a borbulhia é realizada em plantas jovens ou em ramos mais finos de plantas maiores (de 0,5 a 2,5 cm de diâmetro, geralmente o diâmetro de um lápis). Existem diversas modalidades de enxertia por borbulhia, sendo a borbulhia em T normal e em T invertido as principais.

Na borbulhia em T normal corta-se o cavalo com o canivete bem afiado e esterilizado (álcool) no sentido transversal; depois no sentido perpendicular de modo a formar um T. O escudo ou gema é retirado segurando-se o ramo em posição invertida. Segura-se o escudo pelo pecíolo, levanta-se a casca com o

dorso da lâmina e introduz-se a borbulha, cortando-se o excesso e, posteriormente, procede-se a amarração.

No T invertido procede-se de modo semelhante ao anterior, diferindo-se, principalmente, apenas na forma de colocação da borbulha, que é invertida (Figura 1).

2.3.4.2 *Garfagem*

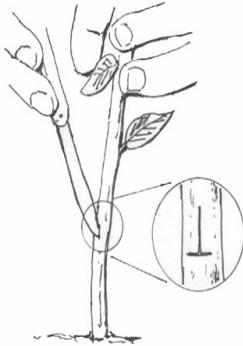
É o processo que consiste em se soldar um pedaço de ramo destacado (enxerto ou garfo) sobre outro vegetal (porta-enxerto) de maneira a permitir a união dos tecidos e o seu desenvolvimento. O garfo difere da borbulha por possuir normalmente mais de uma gema.

A época normal da garfagem para as plantas de folhas caducas se dá no período de repouso vegetativo (inverno) e nas folhas persistentes, dependendo da espécie, na primavera, verão e outono.

Principalmente para espécies lenhosas, é recomendada a colocação de um saco plástico amarrado com barbante na base do porta-enxerto, o que permite maior umidade relativa do ar e temperatura até o pegamento do enxerto.

Como na borbulhia, também existem diversos tipos de garfagem, sendo a garfagem em fenda cheia a mais comumente empregada. Essa consiste em decepar o porta-enxerto a uma altura determinada do colo (em torno de 10 a 20 cm) e, com um canivete, faz-se uma fenda de 2 a 4 cm, perpendicular ao sentido do diâmetro, justapondo o enxerto (com forma de cunha) com o cavalo, de forma que haja coincidência dos diâmetros ou que pelo menos um dos lados sejam coincidentes. Por fim, amarra-se com fitilho (Figura 2).

A minigarfagem é realizada com material mais jovem (enxerto e porta-enxerto). A proteção no ponto de união do enxerto com o porta-enxerto é realizada com o uso de pequenos pedaços de canundinho de diferentes diâmetros, sendo o restante das atividades de manutenção similares a enxertia comum. As principais vantagens da minigarfagem em relação a enxertia convencional referem-se ao ganho de tempo no pegamento dos minienxertos, na menor área ocupada, principalmente se os mesmos forem realizados sobre porta-enxertos de mudas obtidas em tubetes.



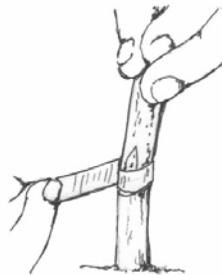
Faz-se um corte no cavab em forma de "T"



Retira-se a gema da espécie que se quer propagar (enxerto)



Acomoda-se a gema, com cuidado, no corte em "T" do cavab ...



... e amarram-se bem os dois com a ajuda de um fitilho de plástico, apertando bem a gema...



...ficando assim a amarração.



15 - 30 dias após, curva-se a ponta do cavab ou corta-se acima do local enxertado, para que o enxerto cresça reto. Mantém-se apenas o enxerto no cavab

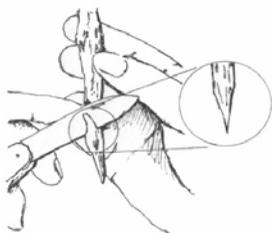
Figura 1. Enxertia por borbulhia.



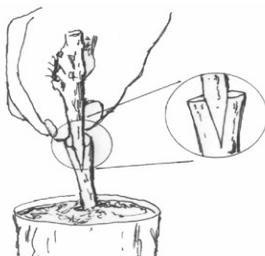
Corta-se o ramo do caval em 10 a 20 cm de altura



Abre-se uma fenda de 2 a 4 cm no caval



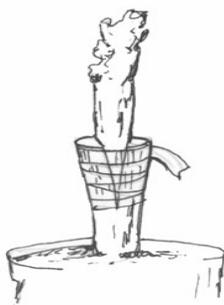
Com uma lâmina bem afiada, corta-se o ramo a ser enxertado em bisel, resultando no enxerto



Encaixa-se o enxerto no caval, de modo a coincidir as cascas



Com um fitiço de plástico ...



... fixa-se as duas partes, de modo que fiquem bem unidas



Envolve-se o enxerto e o caval com um saco de plástico transparente.



O saco é retirado quando o enxerto com eçar a brotar.

Figura 2. Enxertia por garfagem.

2.3.5 Micropropagação

A micropropagação de espécimes vegetais consiste na multiplicação em grande escala, e em pequeno espaço de tempo, de tecidos e/ou órgãos vegetais em condições assépticas e controladas, e pode ser dividida nas seguintes fases: Fase 0 – Preparo da planta matriz; Fase 1- Introdução; Fase 2 – Multiplicação; Fase 3 – Alongamento; Fase 4 – Enraizamento.

Sua aplicabilidade, como a da estaquia, está baseada na teoria da totipotência, a qual estabelece que qualquer parte do vegetal, por menor que seja, tem capacidade de regenerar a parte que lhe falta, desde que sejam fornecidas as condições adequadas para tal.

Com base nesta teoria, portanto, pode-se inferir que qualquer espécie vegetal tem a capacidade de ser micropropagada a partir de qualquer parte da planta. Contudo, na prática muitas espécies são difíceis de se micropropagar e são chamadas de recalcitrantes.

As respostas das plantas às técnicas de micropropagação são variáveis em função da espécie, variedade e/ou cultivar, época de coleta, tipo de explante utilizado e condições de cultivo. Portanto, cabe ao técnico descobrir qual a época mais adequada para coleta dos explantes e as condições que devem ser oferecidas para que venham a expressar seu potencial de regeneração de novas plantas.

A tarefa exige experimentação intensa, até que se possa obter resultados satisfatórios. Porém, uma vez estabelecida, permite o desenvolvimento de protocolos que tem por objetivo tornar a operação prática e rotineira para um dado material.

Portanto, um protocolo nada mais é do que uma seqüência de etapas pré-determinadas que indicarão, passo a passo, quais os procedimentos mais adequados a serem aplicados para que de uma determinada espécie e/ou cultivar obtenha-se um máximo aproveitamento do material vegetal disponível.

Dentre as diferentes técnicas de cultivo *in vitro*, a micropropagação a partir de parte de segmentos de órgãos ou tecidos meristemáticos, com indução direta de gemas (organogênese direta) e ou estímulo de gemas pré-existentes pela

quebra da dominância apical é, até hoje, a mais indicada comercialmente, pelo fato de permitir menor ocorrência de variações genéticas em relação ao explante original.

A indução da multiplicação de explantes cultivados *in vitro* se dá através da interação entre o potencial inerente do explante utilizado e os fitorreguladores.

Quando nesta multiplicação ocorre a formação direta de uma ou mais gemas esta é chamada de organogênese direta. E quando antes da formação de uma nova gema ocorre a formação de calo esta é chamada de organogênese indireta.

Num sistema comercial de micropropagação o objetivo é a multiplicação o mais fiel possível do material original (clonagem), a fim de que sejam mantidas as características comerciais deste material. Assim, para a manutenção desta fidelidade é importante que se evite a organogênese indireta, pois a formação de calo pode dar origem a instabilidades genéticas indesejáveis que virão a se multiplicar durante o processo de micropropagação, vindo a produzir indivíduos com características diferentes do original (off types). Fato comum, principalmente, em indivíduos com nível de ploidia elevada como no caso dos cultivares de banana.

Portanto, a partir desta rápida e genérica introdução sobre o tema, será abordada a micropropagação com ênfase nos métodos de organogênese direta, por sua maior aplicabilidade prática.

2.3.5.1 Etapas da Micropropagação

a) Preparo das matrizes para coleta de explantes - Fase 0

Nesta etapa, considerada a Fase 0 na micropropagação de plantas, o preparo adequado das matrizes determinará, em grande parte, o sucesso da aplicação da técnica.

As matrizes que irão doar os explantes devem ser mantidas nas melhores condições de limpeza e fertilidade possível. Para tal, recomenda-se que sejam cultivadas em condições controladas, onde possam receber tratamento fitossanitário, irrigação e nutrição mineral adequada. A parte aérea deve também, dentro do possível, ser mantida seca para dominar os problemas de contaminação exógena por microorganismos fitopatogênicos ou não.

Os tratamentos fitossanitários a serem adotados têm por objetivo manter os agentes microbianos externos, fitopatogênicos ou não, nos níveis mais baixos possíveis, enquanto os internos (endofíticos) devem ser totalmente eliminados. Para tal, são utilizados agentes antimicrobianos de contato e sistêmicos, respectivamente.

Uma vez reduzida a carga exógena, e eliminada a carga endógena de agentes microbianos, as chances de estabelecimento dos explantes introduzidos no meio de cultivo *in vitro* após a desinfestação no laboratório, aumentam bastante.

No caso de plantas de grande porte, onde seu cultivo direto sob condições controladas é difícil, podem ser adotados métodos intermediários de propagação vegetativa antes da introdução do material *in vitro*. Estas técnicas têm por objetivo reduzir o porte do material a ser micropropagado para que este possa vir a receber o devido tratamento nutricional e fitossanitário.

Para as espécies arbóreas, a prática normalmente adotada consiste em induzir a produção de brotos rejuvenescidos através de podas drásticas da copa, os quais serão posteriormente enraizados ou através do resgate e rejuvenescimento pela enxertia seriada. A primeira pode ser aplicada para espécies que apresentam boa capacidade de brotação, e a segunda para aquelas que não apresentam esta característica.

No caso de musáceas de grande porte, como as bananeiras por exemplo, pode ser utilizado a divisão de rizomas e seu plantio em vasos de grande volume, permitindo assim seu cultivo sob condições controladas.

Quanto à nutrição das matrizes, deve-se procurar formulações que venham a favorecer o crescimento e vigor vegetativo, mantendo-se adequadas as relações NPK de acordo com as características de cultivo de cada espécie e/ou cultivar. Uma planta adequadamente nutrida apresentará um melhor desempenho durante as etapas da micropropagação, em função de um melhor balanço hormonal endógeno.

b) Desinfestação e introdução dos explantes *in vitro* - Fase 1

A desinfestação dos explantes deve levar em consideração as características

dos tecidos que os compõem, a fim de adequar o tipo e a concentração do agente desinfestante a ser utilizado e o tempo mais adequado em que o explante deverá permanecer sob tratamento. A escolha do método normalmente se baseia em experiências prévias divulgadas através de literatura ou outros veículos de comunicação especializados. Contudo, os ajustes finais devem ser feitos de forma empírica para cada material e técnica a ser adotada.

O processo de desinfestação superficial no laboratório tem por objetivo eliminar apenas a carga exógena de contaminantes, não tendo portanto efeito algum sobre contaminantes endófitos. Os agentes desinfestantes mais comumente utilizados são o hipoclorito de sódio ou cálcio, álcool etílico e o bicloreto de mercúrio. No entanto, este último deve ser utilizado somente quando os demais não forem eficientes, em função de seu alto grau de toxicidade e problemas de descarte.

Como mencionado anteriormente, os ajustes quanto à concentração desses agentes desinfestantes podem variar em função do tipo de explante e de seu grau de contaminação. Em geral, as soluções mais comumente utilizadas trabalham com concentrações variando de 1 a 5 % de Cl ativo, que é o elemento desinfestante no caso do hipoclorito, com álcool 70 %, e com soluções de até 500 mg L⁻¹ no caso do bicloreto de mercúrio.

Quanto maior a concentração do agente desinfestante, menor é o tempo necessário para que ocorra a desinfestação. Em geral, varia de 10 a 20 minutos no caso do hipoclorito e bicloreto de mercúrio e de apenas alguns minutos no caso do álcool 70%, em função de seu dano aos tecidos. Na prática, muitas vezes são utilizadas combinações desses agentes desinfestantes.

Finalizado o processo de desinfestação, os explantes devem ser lavados, em abundância, com água destilada autoclavada, a fim de remover o excesso do agente desinfestante que poderia vir a prejudicar seu desenvolvimento. Esta etapa é realizada dentro da câmara de fluxo laminar.

Após a lavagem, os explantes são transferidos para o meio de cultura de indução, onde permanecerão até que se inicie a emissão de novas gemas, o que pode se dar no escuro no caso de plantas com problemas de oxidação dos tecidos. Neste estágio, normalmente só se utilizam fontes de citocininas em concentrações moderadas (0,1 a 1 mg L⁻¹, conforme a cultura), para estímulo

do desenvolvimento das gemas pré-formadas ou para indução de novas gemas. Em alguns casos, pode ser necessária a aplicação de uma fonte de auxina, porém em concentrações bem inferiores (0,01 a 0,1 mg/L). Normalmente, são necessários de 2 a 3 subcultivos neste meio de cultura até que o material entre em estágio de multiplicação estável. A intensidade luminosa varia de acordo com as características do material, de 1000 a 3000 lux.

c) Multiplicação e subcultivo - Fase 2

Decorrido o estabelecimento da cultura, de três a quatro meses, o material entra numa fase estável, onde é possível prever sua taxa de multiplicação. Nesta fase, as concentrações utilizadas de citocinina podem ser mais elevadas (de 0,5 a 3 mg L⁻¹, conforme a cultura) e o material é subcultivado a intervalos que podem variar de 28 a 40 dias. Para algumas plantas, como as bananas, por exemplo, o número de subcultivos em meio de cultura contendo citocinina deve ser limitado, a fim de reduzir o risco de ocorrência de variação somaclonal. Neste caso, o número de subcultivos não deve exceder a seis.

d) Alongamento - Fase 3

Esta fase nem sempre é necessária no processo da micropropagação. Em geral, para as espécies herbáceas, concomitante com a multiplicação ocorre o alongamento das gemas. Contudo, no caso de espécies lenhosas, normalmente é necessário que os explantes sejam transferidos para um meio de cultura que estimule o alongamento das gemas produzidas na fase da multiplicação, para que seja possível na fase posterior a indução de raízes.

No meio de cultura normalmente utilizado na fase de alongamento a simples remoção da fonte de citocinina é suficiente ou em alguns casos, substituída por uma fonte de giberilina. Geralmente a mais eficiente é o GA3, e as concentrações mais adequadas devem ser estabelecidas de acordo com as características de cada material.

Em geral, apenas uma passagem no meio de cultura para alongamento é suficiente para se obter o efeito desejado. Contudo, em determinados casos, devido ao efeito de "memória" das citocininas, pode ser necessária mais de uma passagem.

e) Enraizamento - Fase 4

Inicialmente, a fase de enraizamento dos explantes era conduzida também *in vitro*. Contudo, com o avanço do manejo das condições ambientais em casa de vegetação, é mais prático e econômico que este seja conduzido nestas condições.

Para espécies que necessitam de fitoreguladores para o enraizamento *ex vitro*, o mais utilizado é o AIB, em concentrações que variam de 500 a 6000 ppm. *In vitro*, esta concentração é bem inferior.

No enraizamento *ex vitro*, é primordial que a umidade relativa seja mantida em níveis acima de 85% para que não ocorra dessecação dos explantes. Para isso é necessário que a casa de vegetação seja dotada de sistema de nebulização.

2.3.5.2 Preparo do meio de cultura

O meio de cultura tem por objetivo fornecer ao explante todos os nutrientes minerais necessários ao desenvolvimento de um vegetal normal, acrescido de sacarose, que é a fonte de energia e esqueleto carbônico para o crescimento das novas brotações, diferentes fontes de vitaminas, para permitir um adequado equilíbrio metabólico, e fitorreguladores (Auxinas e Citocininas), que irão direcionar os explantes a produzir gemas, raízes ou embriões somáticos.

Para seu preparo, são utilizados sais minerais com alto grau de pureza (PA), encontrados facilmente no mercado nacional, assim como a fonte de sacarose. Entretanto, é recomendável que as fontes de auxinas, citocininas e de vitaminas sejam adquiridas de empresas idôneas, em função da melhor qualidade e confiabilidade destes produtos.

Além das fontes de nutrientes necessárias ao desenvolvimento dos explantes, na micropropagação comercial é necessário um substrato para seu suporte, a fim de que o explante não fique imerso na solução nutritiva, o que causaria sua morte por falta de oxigênio para as atividades metabólicas. Para tal, utiliza-se, misturado ao meio de cultura, uma fonte de agente geleificante, que pode ser o Agar-Agar, extraído de algas marinhas, ou o Fitagel, sintetizado a partir de metabólitos bacterianos.

O Fitigel é um produto importado e de custo mais elevado do que o Agar-Agar. Contudo, a quantidade necessária para geleificação é bem menor, e a transparência obtida no meio de cultura maior. Em geral, a partir de fontes comerciais de agar-agar, são necessários de 6 a 8 g L⁻¹ de meio de cultura, enquanto que para o Fitigel, apenas 2 g L⁻¹.

Embora para a maior parte das culturas comercialmente micropropagadas seja necessário a utilização de um agente geleificante, outras como o abacaxi podem ser cultivadas em meio líquido sem agitação. Mas, para a grande maioria, o cultivo em meio líquido exige a utilização de mecanismos que permitam sua aeração.

2.3.5.3 Equipamentos e materiais

Com relação aos equipamentos utilizados na micropropagação, todos eles podem ser encontrados no mercado nacional. Para um laboratório comercial são necessários os seguintes equipamentos:

1. Uma balança de precisão ou analítica (pelo menos três casas após a vírgula): utilizada para a pesagem dos reagentes orgânicos e micronutrientes.
2. Uma balança digital comum (duas casas após a vírgula): para pesagem grosseira e de maior massa.
3. Um destilador com capacidade mínima de 5 litros/hora.
4. Um deionizador: para remoção do excesso de íons da água destilada.
5. Dois agitadores/aquecedores magnéticos: para dissolução dos reagentes e preparo de soluções estoque.
6. Uma chapa aquecedora ou fogareiro para cozimento e dissolução do ágar.
7. Um potenciômetro (pHmetro): para ajuste do pH do meio de cultura.
8. Uma geladeira com freezer: para armazenamento dos reagentes orgânicos e das soluções do estoque.
9. Um autoclave: para esterilização do meio de cultura e de outros materiais normalmente utilizados.
10. Dois barriletes de PVC de 30 L cada: para armazenamento da água destilada e da água deionizada.

11. Uma estufa: para esterilização do material que não pode ou não necessita ser autoclavado.
12. Um recipiente grande (aprox. 10 L), preferencialmente de inox: para mistura e preparo do meio de cultura.
13. Um microscópio estereoscópio (aumento mínimo final de 40 x): para o caso de isolamento de meristemas (orquídeas, por exemplo).
14. Filtros estéreis ou esterilizáveis: para filtragem de compostos termodegradáveis.
15. Bomba de vácuo: para acoplamento aos filtros estéreis.
16. Uma câmara de fluxo laminar horizontal: para manipulação asséptica do material.

Além dos equipamentos, um laboratório comercial de micropropagação necessita de provetas de 10, 100, 250, 500, 1000 e 2000 mL e Beckers de 50, 100, 500, 1000, 2000 e 4000 mL. Tanto um como outro, recomenda-se que sejam de plástico para evitar acidentes e prejuízo financeiro. Além destes, são necessários balões volumétricos de 100, 500 e 1000 mL para preparo das soluções estoque.

Para a introdução do material *in vitro*, podem ser utilizados tubos de ensaio de 150 x 25 mm ou placas de petri. A quantidade necessária deve levar em conta o cronograma de produção a ser estabelecido, considerando para tal o tempo de permanência do material nesta fase. Os tubos podem ser tampados com tampas plásticas autoclaváveis, tipo “Belco”, ou com “bonecas” de gase e algodão.

Para as demais etapas da micropropagação, recomenda-se a utilização de frascos de 250 mL, do tipo comida de bebê (baby food jar) ou vidros de maionese, ambos reutilizáveis. Diferentes tipos de tampa podem ser utilizadas para estes recipientes, sendo recomendada aquela conhecida no mercado como “tipo bioplanta”, em função da praticidade de manejo, transparência e melhor capacidade de troca de ar com o meio externo.

2.3.5.4 Estrutura Física

Com relação à estrutura física, o laboratório deve ser dividido em três áreas básicas:

1 – Sala de Preparo do meio de cultura e dos explantes

Esta sala é denominada de “área suja do laboratório”. Nela, são dispostos todos os equipamentos e reagentes necessários ao preparo do meio de cultura e ao preparo e desinfestação dos explantes.

2 – Sala de Transferência

É o local onde são dispostas as câmaras de fluxo laminar para realização da inoculação e subcultivo do material já desinfestado. É uma área que deve ser mantida em excelentes condições de limpeza. Em muitos laboratórios comerciais o próprio ar ambiente é insuflado através de filtros tipo Hepa, para reduzir ao máximo os níveis de contaminação.

3 – Sala de Crescimento

É um local com luz e temperatura controladas. O fotoperíodo é mantido normalmente em 16 horas de luz e 8 de escuro, e a iluminação é fornecida através de lâmpadas fluorescentes de 40 ou 110 W, do tipo “luz do dia” ou branca fria”, em quantidade suficiente para fornecer de 1000 a 3000 lux, conforme a necessidade da cultura. A temperatura é mantida ao redor de $25^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ com auxílio de pelo menos 2 condicionadores de ar, controlados através de termostato.

3. Referências Bibliográficas

ALVARENGA, L. R.; CARVALHO, V. D. Uso de substâncias promotoras de enraizamento de estacas frutíferas. **Informe Agropecuário**, v. 9, n. 101, p. 47-55, 1983.

BROWSE, P. M. **A propagação das plantas**. Lisboa: Europa-América, 1979. 229p.

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

CÉSAR., H. P. **Manual prático do enxertador e criador de mudas de árvores frutíferas e dos arbustos ornamentais**. 7. ed. São Paulo: Nobel, 1975. 158 p.

DAVIDE, A. C. **Propagação de espécies florestais**. Belo Horizonte: CEMIG, 1995. 40 p.

GONÇALVES, J. L. M.; POGGIANI, F. Substratos para produção de mudas florestais. In: CONGRESSO LATINO AMERICANO DE CIÊNCIA DO SOLO, 13., 1996, Águas de Lindóia. [**Anais...**]. São Paulo: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo: Sociedade Latino Americana de Ciência do Solo, 1996. 1 CD Rom.

HARTMANN, H. T.; KESTER, D. E.; DAVIES JUNIOR, F. T.; GENEVE, R. L. **Plant propagation: principles and practices**. 6. ed. New Jersey: Prentice-Hall, 1997. 770 p.

HILL, L. **Segredos da propagação de plantas**. São Paulo: New Barkeville, 1996. 234 p.

LOPES, L. C.; BARBOSA, J. G. **Propagação de plantas ornamentais**. Viçosa: UFV, 1988. 30 p. (UFV. Boletim, 267).

LORENZI, H.; SOUZA, M. **Plantas ornamentais no Brasil**. Nova Odessa: Plantarum, 1995. 720 p.

PÁDUA, T. Propagação de árvores frutíferas. **Informe Agropecuário**, v. 9, n. 101, p. 11-19, 1983.

PAIVA, H. N.; GOMES, J. M. **Propagação vegetativa de espécies florestais**. Viçosa: UFV, 1995. 40 p. (UFV. Boletim, 322).

PRADO, N. J. S.; FARIA, J. M. R.; DAVIDE, A. C.; FONSECA, E. M. B.; ROLIM, A. B. **Viveiro florestal: implantação e técnicas de produção de mudas**. Belo Horizonte: CEMIG, 1996. 24 p.

RIBEIRO, W. L.; IRINEU, B. P. **Jardim e jardinagem**. Brasília: Embrapa. Serviço de Produção de Informação; Emater-DF, 1994. 56 p.

SILVA, I. C. Propagação vegetativa: aspectos morfo-fisiológicos. **Boletim Técnico CEPLAC**, n. 4, p. 1-26, 1985.

SIMÃO, S. **Manual de fruticultura**. São Paulo: Agronômica CERES, 1971. 530 p.

VAZ., R. L. Cultura de tecidos: potencial e aplicação. In: SIMPÓSIO NACIONAL DE CULTURA DE TECIDOS VEGETAIS, 1., 1985, Brasília. **Anais...** Brasília: Embrapa-DDT, 1986. p. 9-10. (Embrapa-CNP. Documentos, 1).

WENDLING, I.; GATTO, A.; PAIVA, H. N.; GONCALVES, W. **Planejamento e instalação de viveiros**. Viçosa: Aprenda Fácil, 2001. 120 p. (Coleção Jardinagem e Paisagismo, 1; Série Produção de Mudas Ornamentais).

WENDLING, I.; GATTO, A. **Substratos, adubação e irrigação na produção de mudas**. Viçosa: Aprenda Fácil, 2002. 166 p. (Coleção Jardinagem e Paisagismo, 2; Série Produção de Mudas Ornamentais).

Anexo I - Glossário de termos técnicos

Auxinas – indutores de raiz (AIA - ácido indolil-acético, AIB - Ácido Indol butírico, NA - Ácido naftaleno acético, 2, 4 - D (diclorofenoxiacético); Picloram, Dicamba, etc.

Calo – massa amorfa (sem forma) de células não diferenciadas

Citocininas – indutores de gemas (BAP-Benzil amino purina ou BA- Benzil adenina, Cinetina, Zeatina, 2IP – 2 isopentil adenina, TDZ – Thiadzuron)

Ex vitro – fora do vidro

Explante – segmento vegetal utilizado para início da micropropagação

Fitorreguladores – Reguladores de crescimento vegetal

Giberilinas - promovem o alongamento das gemas (GA3 – ácido giberélico)

In vitro – dentro do vidro

Organogênese – geração de órgãos

Ploidia – tamanho do genoma

Recalcitrantes – que apresentam alguma dificuldade inerente

Subcultivo – Processo de transferência dos explantes de um meio de cultura velho para um novo.

Anexo II - Resultados de análise nutricional de substratos do Viveiro da Embrapa Florestas

Análise de material vegetal

Material	g kg ⁻¹				
	N	Ca	K	P	Mg
Acúleos de pinus	68,30	5,06	0,95	0,35	1,55
Senzagem decomposta	3,79	0,96	1,20	0,23	0,40
Casca de pinus	3,46	1,22	3,82	0,18	0,96
Substrato com excélice pinus	5,46	17,80	7,31	2,37	21,80
Substrato com excélice eucalipto	5,35	16,77	6,72	2,05	22,40

Análise de substrato

Material	pH		cm ³ O ₂ /cm ³					%		
	CaCl ₂	H ₂ O	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺	Ca ²⁺ + Mg ²⁺	A ¹⁺	H ²⁺ + A ¹⁺	M O	P
Acúleos de pinus	5,40	6,20	0,10	5,47	2,41	7,88	1,40	4,20	28,90	10,30
Senzagem decomposta	5,20	5,90	0,14	0,74	0,86	1,60	0,73	3,52	12,93	19,40
Casca de pinus	5,00	5,30	0,80	2,33	2,32	4,65	3,81	5,01	28,43	10,10
Substrato com excélice pinus	6,10	7,20	1,15	30,77	3,26	34,03	0,71	1,90	8,57	64,30
Substrato com excélice eucalipto	5,30	6,10	0,32	25,92	6,24	32,16	0,88	2,26	13,50	17,20

Onde:

cmol_c cm⁻³ = meq/100mL

mg dm⁻³ = ppm

Ca : Mg : K à 3 : 2 : 1