



CURSO PARA

**COLETA DE SEMENTES  
E PRODUÇÃO DE MUDAS  
DE CERRADO**

Vivian Almeida Assunção  
Alexandra Penedo de Pinho  
Paulo Alexandre Bogiani

Projeto  
**taquari**

Capacitação para o Desenvolvimento Sustentável  
na Bacia Hidrográfica do Rio Taquari







Este curso é realizado em atendimento à Meta nº 03 – Capacitação para Implantação da Rede de Viveiros na Sub-bacia do Rio Taquari”, do Projeto “Capacitação para o Desenvolvimento Sustentável na Bacia do Rio Taquari”. O Projeto é executado por meio do Convênio MMA/SRHU nº 02078/2014 (registrado no Siconv sob o nº 811696/2014), celebrado entre o Ministério do Meio Ambiente, por meio de sua Secretaria de Recursos Hídricos, e o Instituto de Meio Ambiente de Mato Grosso do Sul (Imasul).

A elaboração deste material tem por objetivo servir de ferramenta de apoio ao curso de Coleta e Produção de sementes para execução de projetos de recuperação da Bacia Hidrográfica do Rio Taquari. A finalidade é ensinar técnicas para facilitar a restauração ambiental por meio do plantio de mudas de espécies nativas em áreas de Cerrado.

# Apresentação

# Sumário

Definição de Cerrado, principais fitofisionomias, Bacia do Rio Taquari e seu estado de conservação	1
Coleta, herborização e identificação de material botânico	2
Coleta de sementes	6
Retirada de sementes	7
Tipos de semeadura e Construção da sementeira	9
Transferência das mudas para os recipientes definitivos	14
Cuidados com as mudas no viveiro	15
Tempo de permanência da muda no viveiro	15
Tamanho da muda para ser transferida ao campo	15
Seleção das mudas para plantio no campo	15
Beneficiamento de sementes e quebra de dormência química e mecanizada	16
Exemplos de plantio e manuseio de espécies nativas de Cerrado	19
Referências bibliográficas	23
Anotações	25

## Definição de Cerrado, principais fitofisionomias, Bacia do Rio Taquari e seu estado de conservação

O Cerrado é o segundo maior domínio morfoclimático brasileiro (Rodrigues 2005), predominante na região Centro-Oeste e reconhecido pelo seu alto índice de endemismos (Le Bourlegat 2003). O Cerrado apresenta diferentes fitofisionomias variando de campos abertos (campo limpo, campo sujo, veredas, cerrado *sensu strictu*) a mais florestados (cerradão) que diferem em relação a composição florística, profundidade e teor de nutrientes no solo (Figura 1) (Ribeiro & Walter 1998).

Em Mato Grosso do Sul, 65% do território é coberto pelo domínio fitogeográfico do Cerrado. No estado temos a Bacia do Taquari drenada pelo Rio Paraguai, muito importante dentre as razões por drenar o domínio do Pantanal. Ela divide-se em 3 porções: Bacia do Alto Taquari, do Médio Taquari e do Baixo Taquari. Dentro da Bacia do Taquari temos a sub-bacia que abrange os municípios de: Alcinoópolis, Camapuã, Costa Rica, Coxim, Pedro Gomes, Ribas do Rio Pardo, Rio Verde, São Gabriel d'Oeste e Sonora, localizados em Mato Grosso do Sul (Galdino et al. 2006). Essa sub-bacia remete atenção dentre as razões pela supressão de 62% de sua vegetação natural (Silva et al. 2006) e essa é uma das regiões do estado que apresenta os maiores potenciais erosivos da Bacia do Alto Paraguai (Galdino et al. 2006). Dentre as razões pela movimentação constante do rebanho bovino das encostas para beber água nos cursos d'água, a má adequação de estradas e o desmatamento (Galdino et al. 2006).

Levando em conta esse cenário, faz-se necessário a recuperação dessas áreas, pois a situação atual aponta o desaparecimento de muitas espécies vegetais nativas, além do assoreamento que prejudica o fluxo e a vida natural do Rio. A proposta desta apostila é contribuir para a restauração ambiental dessa sub-bacia e região por meio de coleta e plantio de sementes nativas de Cerrado.

O uso de plantas nativas para a restauração tende a contribuir para o restabelecimento do ecossistema local, pois as espécies que ali habitavam foram selecionadas pelas condições locais de solo, clima e topografia, por exemplo (Ivanauskas 2012). Por conta disso deve-se buscar formações vegetacionais nativas nas proximidades e na literatura, trabalhos que



apresentam listagem de espécies vegetais nativas da região. Importante salientar aqui a diferença entre recuperação e restauração ambiental. Conforme a Lei nº 9.985, de 18 de julho de 2000, em seu artigo 2º, distingue da seguinte maneira: a recuperação como restituição de um ecossistema ou de uma população silvestre degradada a uma condição não degradada, que pode ser diferente de sua condição original. Já restauração: restituição de um ecossistema ou de uma população silvestre degradada o mais próximo possível da sua condição original. Importante salientar que essa diferença facilita saber qual plano uma dada área precisa realizar.

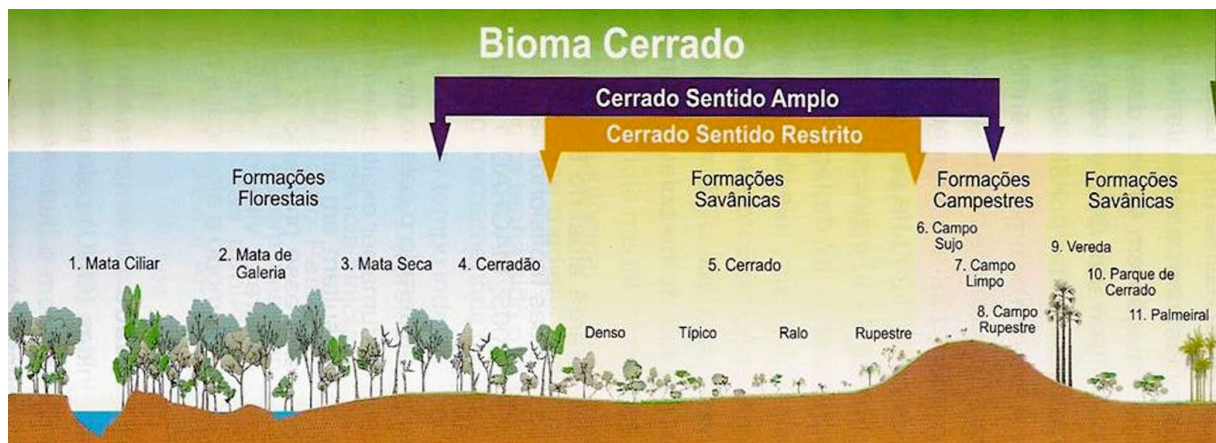


Figura 1. Fitofisionomias do domínio do Cerrado brasileiro. Imagem de José Felipe Ribeiro.

## Coleta, herborização e identificação de material botânico

A coleta e a identificação botânica contribuem bastante para as atividades de recuperação e restauração ambiental, pois é uma ferramenta para o conhecimento das espécies que ocorrem na região. Além disso, é uma garantia que o ecossistema local será recuperado com espécies do ecossistema natural e com isso há maior chance que as plantas se adaptem as condições locais.

Seguem os passos para realizar a coleta de material botânico:

### - Primeiro passo: Coleta botânica

As amostras de plantas coletadas devem apresentar preferencialmente flores e frutos, pois as demais estruturas podem se diferir conforme as condições locais. Além disso, as plantas devem ser marcadas com uma

plaquinha (nas plaquinhas, geralmente de alumínio, constam o número de coleta e informações preenchidas em campo como observado na figura 2), pois as que apresentam boas condições (de tamanho e sem ataque de pragas, por exemplo) poderão servir para a coleta de frutos e sementes.

Ao coletar as plantas deve-se preencher a ficha abaixo (Figura 2) para facilitar a localização da planta e a inclusão dela em acervo específico que chamamos de Herbário. O número de coleta é sequencial, logo não podemos ter duas plantas diferentes com a mesma numeração. Caso a planta apresente apenas flor, o item fruto da ficha de campo deve ficar sem preencher, por exemplo.

Nome Científico:		
Família:		Nome Vulgar:
Coletor:	Nº:	Data:
Determinador e Data:		
Hábito de Crescimento:		Altura:
Cor da Flor:		Cor do Fruto:
Substrato Geral: (Ex. próximo a entulhos, braqueárias)		Relevo:
Ambiente Geral: (Ex. Mata ciliar, cerrado):		
Local de coleta: (Ex. próximo ao rio Paraguai, Fazenda Santana)		
Município:		Coordenadas:
Estado:		País:
Observações (lenticelas, odor, cor de caule, látex, tricomas):		

Figura 2. Modelo de ficha de campo usado para a identificação e inclusão de plantas no Herbário CGMS localizado na UFMS *campus* Campo Grande.

### - Segundo passo: Materiais usados em campo

Deve-se coletar, quando possível, três ramos de cada planta de aproximadamente 30 cm no caso de árvores, arbustos e trepadeiras. As herbáceas devem ser coletadas com a raiz, com auxílio de uma pá de jardinagem (Figura 3). Abaixo alguns instrumentos utilizados para a coleta botânica de árvores, arbustos e trepadeiras (Figura 3):

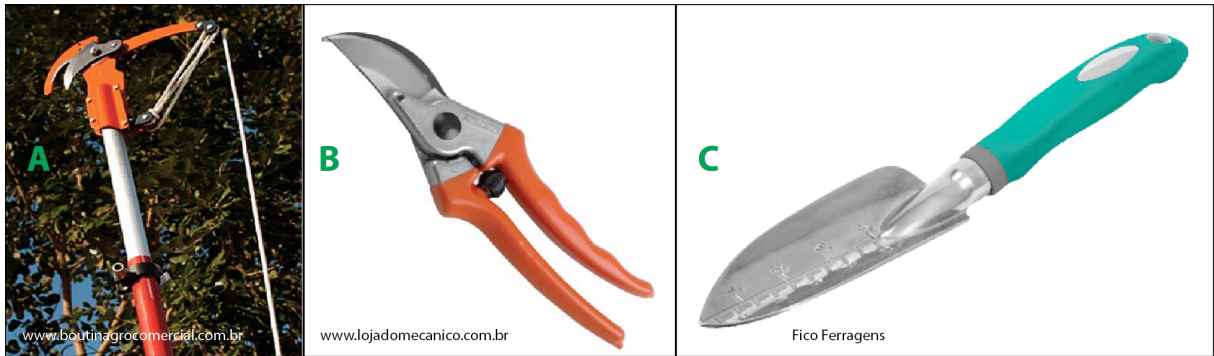


Figura 3. Instrumentos utilizados para a coleta de material botânico. (A) tesoura de poda alta (podão), (B) tesoura de poda e (C) pá de jardinagem.

### - Terceiro passo: Prensagem do material botânico

Usualmente utilizamos uma prensa de madeira (Figura 4) para que o material seque de modo uniforme. Os ramos devem ser coletados no tamanho de um quarto de folha de jornal comum (ca. 21 cm x 14 cm). As plantas dentro do jornal devem ser colocadas entre duas folhas de papelão com dimensão de 42 cm por 29 cm. As plantas devem ser secas ao sol, por exemplo, pelo menos dois dias e não devem ser molhadas neste processo. Vale salientar que o jornal deve ser identificado com o número de coleta e nome do coletor para facilitar o reconhecimento das plantas.



Figura 4. Prensa de plantas que serão secas em estufa ou sob radiação solar.

### - Quarto passo: Armazenar o material coletado

Cada Herbário (coleção de plantas) tem sua maneira de processar e armazenar as plantas depois de secas. Os materiais nessas coleções são mantidos a baixas temperaturas para que os insetos, por exemplo, não comam as plantas. As plantas com sua ficha de campo preenchida, identificada, colada e registrada em um Herbário são denominadas Exsicatas (Figura 5).





Figura 5. Modelo de exsicata utilizada pelo Herbário RB do Jardim Botânico do Rio de Janeiro.

### - Quinto passo: Importância da correta identificação das espécies

O nome popular das plantas pode variar conforme a localidade, por isso é recomendado o uso de nome científico, pois o mesmo é usado no mundo inteiro. Os nomes são em latim, pois trata-se de uma língua que não se modifica mais, seguido do nome dos pesquisadores que geralmente o descrevem e a publicam em uma revista científica.

Atualmente temos algumas referências que contribuem para a identificação. A classificação das plantas, assim como de outros organismos apresentam hierarquia taxonômica. Para identificar em nível de família podemos usar a chave de identificação do Souza & Lorenzi (2012), por exemplo. Em gênero Barroso et al. (1978) e Barroso et al. (1991a,b) e em espécie trabalhos científicos publicados e muitos deles encontram-se disponíveis na internet. Além disso, se possível busque a confirmação com especialistas em identificação de plantas, denominados taxonomistas. Vale ressaltar que a classificação atual envolve estudos moleculares (DNA das plantas) e o mais recente é o The Angiosperm Phylogeny Group (APG IV 2016).

## Coleta das sementes

Primeiramente escolha os indivíduos onde você coletará os frutos e sementes. Após a correta identificação das plantas, deve-se observar no campo e/ou buscar na literatura citada acima (no 5º passo), as informações referentes ao período de floração e frutificação das plantas, assim como coloração dos mesmos. Ao olhar o fruto, verificar se ele é seco (geralmente frutos secos tem a consistência dura quando maduro) ou carnoso (geralmente aqueles frutos que servem de alimento para os animais, tem a consistência mais carnosa). Na Figura 6 ilustramos alguns exemplos.

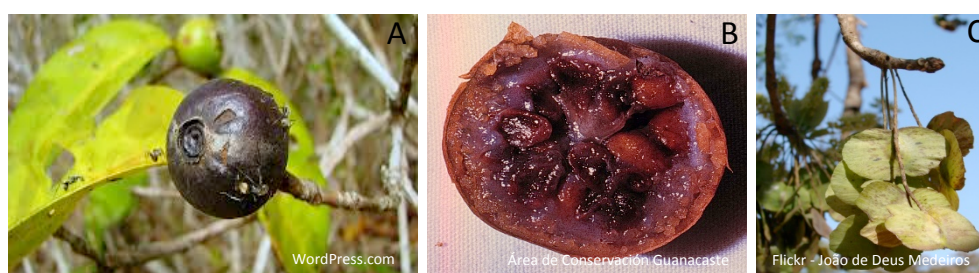


Figura 6. *Alibertia edulis* (Rich.) A.Rich. ex DC. exemplo de planta com fruto carnoso inteiro (A) e cortado (B) e *Terminalia argentea* Mart. de fruto seco (C).

Conhecer qual é o mecanismo de propagação de sementes (dispersão) de cada planta pode nos ajudar a selecionar os materiais que deverão ser utilizados em campo e laboratório, dinamizando o tempo e a produção (CESP 2000). Dentre os principais agentes dispersores temos o vento, os animais e a própria planta (gravidade), por exemplo (Pijl 1982).

Para uma coleta mais eficiente de sementes, sugere-se que busquem estas em pelo menos 12 indivíduos diferentes da mesma espécie (Battilani et al. 2006). Os indivíduos da mesma espécie devem estar preferencialmente distantes entre si, pois assim facilita a maior variação genética na população, ou seja, aumenta a chance de coletar sementes de indivíduos diferentes em uma mesma espécie.

A equipe da Companhia Energética de São Paulo, uma empresa com bastante experiência na área, elaborou um manual de restauração (CESP 2000), em que recomenda alguns cuidados na coleta:

- A retirada dos frutos e sementes das árvores matrizes deve ser realizada com o bom senso da pessoa que irá coletar, evitando uma remoção

de sementes exagerada que venha a prejudicar a alimentação da fauna e, em consequência, os mecanismos de regeneração natural da própria espécie;

- Da mesma forma, o coletor deve evitar podas drásticas nos ramos que venham a prejudicar o desenvolvimento das árvores, suas frutificações futuras, ou ainda, sua arquitetura original;

- Deve ser providenciado o encaminhamento do projeto global, do qual faz parte a atividade de coleta de sementes, para os órgãos fiscalizadores e institutos de pesquisas afins, de forma a obter a anuência necessária, bem como consolidar possíveis parcerias regionais.

Ou seja, cabe salientar aqui a importância do cuidado na escolha das plantas, de suas coletas, de realizar uma poda correta que varia de espécie para espécie e também o contato com órgãos fiscalizadores para que suas mudas possam ser comercializadas, por exemplo.

## Retirada das sementes

A maturação do fruto e da semente pode variar independentemente de sua cor, por isso vale ressaltar a necessidade de se conhecer as espécies (Nogueira 2007). As sementes devem ser preferencialmente retiradas diretamente da planta e se possível com o uso de lonas ou manualmente, pois as sementes dispersas no solo estão mais susceptíveis ao ataque de insetos e roedores, assim como a contaminação por fungos do solo (Nogueira 2007) e por isso provavelmente terão menos viabilidade.

Conforme CESP (2000), o processamento dos frutos carnosos e secos devem seguir o protocolo abaixo:

Para frutos carnosos (Figura 6a,b): assim que os frutos chegam do campo, devem ser mantidos imersos em água de 12 a 24 horas, para facilitar a separação das sementes, que é feita em água corrente, procedendo a retirada final da polpa, macerando-a numa peneira com o auxílio de um balde, sendo que todo material da polpa do fruto deve ser retirado, a fim de evitar pragas e doenças.

Para frutos secos (Figura 6c): assim que os frutos chegam do campo, devem ser colocados para secagem a pleno sol por um período de 2 a 4 dias,



protegidos em sacos feitos de sombrite (caso de frutos deiscentes – aqueles que abrem quando maduros), sendo, em seguida, realizada a separação manual em peneiras. Para frutos indeiscentes (que não se abrem espontaneamente), a secagem obedece ao mesmo procedimento; porém a retirada das sementes é feita mecanicamente com o auxílio de moedores e/ou trituradores, facas, tesouras ou martelo.

Após a colheita, o armazenamento do mesmo variará também conforme o tipo de semente. As ortodoxas não perdem água tão intensamente, logo essas podem ficar mais tempo armazenadas quando comparadas às recalcitrantes que precisam de muita umidade para manutenção de sua viabilidade (Battilani et al. 2006). Com base nisso, o teor de umidade, assim como a temperatura diferem entre os tipos de sementes.

Segundo Battilani et al. (2006) as sementes ortodoxas:

- suportam secagem e redução da umidade entre 2 a 8%, sendo variável para as diferentes espécies;
- podem ser armazenadas por períodos mais longos;
- como exemplo citamos os angicos (*Anadenanthera* spp. e *Albizia* spp.), a copaíba (*Copaifera langsdorfii*), o cedro (*Cedrela fissilis*) e o jatobá (*Hymenaea courbaril*).

Já as sementes recalcitrantes:

- muito sensíveis à secagem, apresentam altos teores de umidade (entre 30 a 70%);
- perdem rapidamente a viabilidade quando submetidas à secagem e umidade abaixo de 12 a 31%, dependendo da espécie;
- podem ser armazenadas por períodos curtos que variam de um a seis meses;
- exemplos: as sementes de ingás (*Inga* spp.), das gabiobas (*Campomanesia* sp., *Myrcianthes pungens*), da mangaba (*Hancornia speciosa*), do alecrim-de-campinas (*Holocalyx balansae*), da pitomba (*Talisia esculenta*) e das canelas (*Ocotea* sp. e *Nectandra* sp.). ”

As sementes ortodoxas com tegumento permeável e de baixa resistência podem ser mantidas em geladeira à 7°C. Já as recalcitrantes nessas condições são viáveis por até 30 dias, quando ambas são colocadas em sacos plásticos (CESP 2000).

Deve-se ter cuidado durante o transporte, pois se a semente for danificada pode prejudicar o desenvolvimento da mesma, seja por quebra do tegumento, por exemplo que facilita a contaminação por fungos e insetos (Nogueira 2007).

## Tipos de sementeira e construção da sementeira

Os utensílios mais comuns para a realização das sementeiras são:

### **OS TUBETES**

Os tubetes geralmente são mais utilizados em plantas com crescimento rápido (Figura 7). Para essas, os com formato cônico com capacidade de 50cm<sup>3</sup> são indicados. No entanto, para as com crescimento mais lento os tubetes devem ter capacidade de 100cm<sup>3</sup> devido o maior tempo necessário ao desenvolvimento. Para facilitar a irrigação e manuseio sugere-se que sejam colocados em bandejas a 0,80m de altura (Macedo 1993).

### **SACOS PLÁSTICOS**

O tamanho recomendado para os sacos plásticos depende da espécie. Para os eucaliptos, pinos e pioneiras nativas, são utilizados os de 9 x 14cm ou de 8 x 15cm, com 0,07mm de espessura. Para espécies que permaneçam mais tempo no viveiro (não pioneiras nativas) podem ser utilizados sacos de até 11 x 25cm, com espessura de 0,15mm (Macedo 1993). No que se refere aos substratos, o mais usado é terra de subsolo (70%) no caso de se usar sacos plásticos, mais composto orgânico ou esterco curtido (30%) (Macedo 1993). Algumas embalagens plásticas podem ser reaproveitadas no plantio de sementes e mudas como os de leite, arroz, feijão e açúcar de 1kg (Figura 7). Além disso, Jornais velhos no interior de recipientes (Figura 7).

Os substratos recomendados para as sementeiras segundo Macedo (1993) são:

1. vermiculita (30%), terra de subsolo (10%) e matéria orgânica (60%);

2. terra de subsolo (40%), areia (40%), esterco curtido (20%);
3. vermiculita (40%), terra de subsolo (20%), casca de arroz calcinado (40%).

No primeiro caso, a matéria orgânica utilizada pode ser bagaço de cana, casca de eucalipto e pinos decompostos. Deve-se evitar o uso de terra argilosa (Macedo 1993).



Figura 7. Exemplo de embalagens que podem ser utilizadas para o plantio de sementes e mudas. (A) tubetes. (B) Saquinhos plásticos. (C) Reaproveitamento de saquinhos de leite. (D) Jornais velhos.

## **SEMEADURA DIRETA**

Esse tipo de semeadura é realizado quando a planta é plantada diretamente no tubete ou saco plástico, por exemplo (CESP 2000). As sementes que germinam em 20 dias de modo homogêneo (com ou sem tratamento para facilitar a germinação, conhecido como quebra de dormência) recomenda-se essa semeadura, assim como a germinação epígea (tipo de germinação onde os cotilédones, estrutura onde está armazenado os nutrientes para o desenvolvimento das sementes, fica visível para nós como no feijão) que não carrega o substrato junto aos cotilédones (CESP 2000).



Segundo a CESP (2000): A semeadura direta objetiva a redução de custos de produção através da melhoria dos rendimentos operacionais e, também, do desenvolvimento e qualidade das mudas, considerando:

- Menor manuseio e transporte da semente a plântula;
- Menor exposição da plântula a riscos de ataques de patógenos e estresse;
- Maior velocidade de desenvolvimento inicial;
- Melhor formação do sistema radicular.

Processo de semeadura:

a) Irrigar levemente os tubetes (a quantidade de água dependerá das sementes plantadas);

b) Abrir buracos (não muito profundo com ferramenta apropriada ou gabarito de semeadura, cujas dimensões devem atender à diversidade de formas e tamanhos das sementes, sendo que a profundidade não deve ser superior a 1,5cm);

c) Colocar três sementes no centro de cada tubete, observando o direcionamento da emissão das raízes secundárias para a parte inferior; tal procedimento visa garantir que, em cada tubete ao menos uma semente germine (considerando o poder germinativo médio de 30% para espécies nativas);

d) Cobrir as sementes com o mesmo composto utilizado no envasamento;

e) Irrigar os tubetes semeados;

f) Cobrir alguns canteiros com sombrite (50%);

g) A identificação e controle devem apresentar as seguintes informações, em planilha específica e plaquetas plásticas:

- nome vulgar;
- número de lote;
- data de semeadura;

- uso (reflorestamento, recuperação de áreas degradadas, arborização urbana, outros);

- data de germinação.

h) Irrigação: Após a sementeira, as superfícies dos tubetes devem ficar permanentemente úmidas para favorecer o processo germinativo (varia de espécie para espécie), o que propicia a homogeneidade do lote. Porém, deve-se observar, atentamente, possíveis excessos, o que dificulta a aeração (prejudicando a eficiência do sistema radicular), possibilita a formação de algas, ou ainda o surgimento de doenças, dentre elas, o “damping-off”, doença causada por fungo.

O regime de regas deve ser dimensionado, dependendo das condições específicas de cada viveiro, pois são inúmeras as variáveis (incidência solar, chuva, temperatura e período do ano), o que impossibilita a recomendação de padrões.

### **SEMEADURA INDIRETA**

A CESP (2000) recomenda a sementeira indireta para:

- Sementes com baixo poder germinativo, quando semeadas em substrato não arenoso;

- Germinação irregular (tempo);

- Ausência de procedimentos recomendados para tratamentos de quebra de dormência;

- Espécies que apresentem sementes grandes em relação ao diâmetro de abertura do tubete;

- Sementes que apresentem boa germinação, porém, somente após 20 dias da sementeira;

- Sementes com poder germinativo desconhecido em razão do tempo de armazenamento.

A sementeira indireta tem como propósito possibilitar o aumento da diversidade de espécies trabalhadas, uma vez que é, ainda, o único meio de produção de algumas delas. Além disso, evita o desperdício de materiais e mão-de-obra, pois oferece melhores condições de manejo posterior do lote de

mudas no viveiro, ou seja, garante a homogeneidade do plantel, facilitando operações subsequentes como, adubações, seleções, etc.

### **SISTEMA DE SEMEADURA**

Devido à grande heterogeneidade de espécies e suas características reprodutivas, recomenda-se agrupá-las em três tipos de sistemas de semeadura nos canteiros, tais como:

a) Para sementes grandes e duras: depois de colocadas sobre o substrato da sementeira, devem ser fixadas através de leves batidas com a régua de madeira (gabarito) a fim de evitar que ocorram sobreposições: Após, devem ser cobertas por fina camada de areia média (1mm a 5mm) peneirada.

b) Sementes pequenas (minúsculas): 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 que 2 mm de cobertura de areia média peneirada.

c) Sementes aladas ou plumosas (Figura 6c): são sementes que devem ser semeadas no período de menor intensidade dos ventos, sendo que, antes da semeadura a lanço (sementes colocadas sob a superfície do solo), a superfície do canteiro deve receber irrigação (varia conforme a semente) a fim de melhorar a fixação na superfície do substrato: Como cobertura não devem receber mais que 2 mm de areia média peneirada.

A irrigação pode variar conforme as espécies plantadas, assim como o sombreamento (CESP 2000). Deve-se identificar todas as plantas para facilitar o manuseio

### **CUIDADOS PARA EVITAR A CONTAMINAÇÃO** (por fungos e bactérias)

Os tubetes sujos devem ser lavados e deixados de molho em solução de hipoclorito de sódio (diluído a 4% em 1L de água) para a desinfecção. O local onde ficam os tubetes e sementeiras devem ser limpos periodicamente (CESP 2000).

A contaminação do substrato pode ocorrer, por este conter sementes de espécies invasoras (geralmente gramíneas) provindas do esterco de bovinos, húmus ou terra vegetal, por exemplo. Essas sementes germinarão também, por

isso, recomenda-se o acompanhamento para que possam ser retiradas manualmente.

## Transferência das mudas para os recipientes definitivos

As plântulas devem ser transferidas quando apresentarem sistema radicular com no mínimo 5 cm, e geralmente quando desenvolve o segundo par de folhas (CESP 2000) (Figura 8).

Recomenda-se alguns cuidados no momento da transferência:

- A mudança ser em dias e horários com temperatura amena;
- No lote pelo menos 50% das plântulas estejam com o sistema radicular com 5 cm de comprimento e quando possível o segundo par de folhas desenvolvidos;
- Irrigar as plantas antes da transferência;
- Recomenda-se o uso de instrumentos específicos, como agulha de crochê, para que não cause danos às raízes (CESP 2000).



Figura 8. Exemplo de muda em condições de troca de recipiente.



## Cuidados com as mudas no viveiro

O local onde as mudas permanecem devem estar sempre higienizado para evitar a contaminação por fungos, por exemplo. Além disso, as plantas invasoras devem ser retiradas manualmente, para evitar competição das mesmas pelos recursos disponibilizados às mudas.

Os viveiros podem ser um lugar propício para abrigar animais peçonhentos, por conta da umidade e temperatura amena. Por isso recomenda-se muito cuidado no manuseio.

No caso de ataque de pragas recomenda-se auxílio de especialistas, pois os produtos não devem prejudicar as mudas, os cultivadores e o ambiente.

## Tempo de permanência da muda no viveiro

O tempo necessário de permanência da muda no viveiro pode variar conforme as espécies e as condições climática (Maciel 1993). As espécies nativas de crescimento rápido desenvolvem-se de 60 a 90 dias, já as de crescimento lento varia de 150 a 180 dias (Maciel 1993).

## Tamanho da muda para ser transferida ao campo

Para a transferência das mudas ao campo, recomenda-se que estas tenham de 30 a 40 cm (Maciel 1993), no entanto as de crescimento mais rápido podem ter 50 cm (CESP 2000). No caso de plantas de arborização urbana e paisagismo sugere-se mudas de até 1,2m de altura. Nesta transferência é importante que as plantas passem pelo processo de adaptação, que inclui mais exposição ao sol e menos irrigação especialmente para as espécies pioneiras (Maciel 1993). Vale salientar que as plantas devem estar identificadas.

## Seleção das mudas para plantio no campo

A seleção das mudas antes da transferência é uma operação indispensável. Devem ser descartadas aquelas que apresentarem quaisquer danos, sintomas de deficiências ou incidência de pragas e doenças, anomalias

de formação (curvamento de ponteiro ou caule), sistema radicular atrofiado ou insuficiente (avaliado por amostragem mínima a ser realizada no momento da seleção) ou rebrota dominante além das plantas raquíticas (Maciel 1993, CESP 2000).

No caso de restauração em ambientes onde há muita braquiária é importante a inclusão de espécies que tenham uma copa ampla para sombrear e assim diminuir o crescimento das gramíneas.

Tabela 1 – Lista de algumas espécies utilizadas para a restauração vegetal em Cerrado.

Nome popular	Espécie	Família	Sucessão
Saboneteira	<i>Sapindus saponaria</i>	Sapindaceae	Pioneira
Amendoin-do-cerrado	<i>Pterogyne</i> sp.	Fabaceae	Pioneira
Angico preto	<i>Anadenanthera</i> sp.	Fabaceae	Pioneira
Aroeira Pimenteira	<i>Schinus terebithifolius</i>	Anacardiaceae	Pioneira
Aroeira	<i>Myracrodruon urundeuva</i>	Anacardiaceae	Pioneira
Cecropia	<i>Cecropia pachystachya</i>	Urticaceae	Pioneira
Tarumã	<i>Vitex megapotamica</i>	Lamiaceae	Secundária

## Beneficiamento de sementes e quebra de dormência química e mecanizada

A dificuldade da germinação é comum a cerca de dois terços das plantas. Trata-se de um mecanismo evolutivo que procura resguardar a perpetuação da espécie, pois faz com que as sementes possam sobreviver por longos períodos de tempo, favorecendo que as sementes sejam levadas para longe da planta mãe e germinem em condições propícias (Piña-Rodrigues & Martins 2012).

Muitas árvores da família Leguminosae, atual Fabaceae, apresentam esse tipo de dormência, permitindo que as sementes germinem em diferentes pontos, momentos e locais e aumentando as chances de sobrevivência de alguns indivíduos e do estabelecimento da espécie como um todo (Piña-Rodrigues & Martins 2012).

Em climas áridos, muitas espécies apresentam dormência, pois devem ser capazes de se manter viáveis até a chegada do período das águas para iniciar o desenvolvimento. Outras requerem a lavagem pela chuva de substâncias que inibem a germinação, e por isso permanecem dormentes no solo até o período mais úmido.

Seguem abaixo algumas técnicas de quebra de dormência e exemplo de espécies as quais se recomendam as técnicas, segundo Scremin- Dias et al. (2006):

### **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-do-mato (*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.

### **MÉTODO QUÍMICO**

Tratamento por ácidos. Um dos métodos comuns para se obter a quebra de dormência é o tratamento de imersão em ácido sulfúrico diluído. 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:

misturar todas as sementes formando um único lote;

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;

após definir o tempo ideal para a espécie, cobrir todas as sementes do lote com ácido e deixá-las pelo tempo necessário;

após o término do tempo, lavar as sementes com água corrente por cinco a dez minutos para eliminar todo o ácido; e

secar totalmente as sementes antes de utilizá-las.

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.

## **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 (tegumento) 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.

## Exemplos de plantio e manuseio de espécies nativas de Cerrado

Procedimentos sugeridos por Mori et al. (2012) para o plantio de sementes de espécies do Cerrado. Vale ressaltar que a referência de cada planta citada se encontra nas bibliografias de Mori (2012):

### ***Annona coriacea* Mart. (Araticum, araticum-bóia)**

Família: Annonaceae

Dispersa: por animais

Classe sucessional: não-pioneira

Tipo de dormência: física

Natureza da semente: Ortodoxa

Germinação: 30%

Tratamento: Imersão das sementes em água e temperatura ambiente por 24 horas.

### ***Apeiba tibourbou* Aubl. (Pente-de-macaco)**

Malvaceae

Dispersa: por animais

Classe sucessional: Pioneira

Tipo de dormência: Física

Natureza da semente: Ortodoxa

Germinação: 5%

Tratamento: Imersão em água quente a 90°C, fora do aquecimento, por 10 minutos. Recomenda-se a semeadura em canteiros ou recipientes sombreados ou cobertos com sombrite.

***Buchenavia tomentosa* Eichler (Pau-pilão)**

Família: Combretaceae  
Dispersa: por animais  
Classe sucessional: Não-pioneira  
Tipo de dormência: Física  
Natureza da semente: Ortodoxa  
Germinação: 60%  
Tratamento: Escarificação mecânica.

***Caryocar brasiliense* A.St.-Hil. (Pequi)**

Família: Caryocaraceae  
Dispersa: por animais  
Classe sucessional: Não-pioneira  
Tipo de dormência: Mecânica e física  
Natureza da semente: Ortodoxa  
Germinação: 50%

Tratamento: Imersão em água quente a 50°C, fora do aquecimento, por 2 minutos. Em seguida, colocar em água a temperatura ambiente, mantendo assim por 48 horas.

***Dimorphandra mollis* Benth. (Casca-d'anta)**

Família: Fabaceae  
Dispersa: por animais  
Classe sucessional: não-pioneira  
Tipo de dormência: Física  
Natureza da semente: Ortodoxa  
Germinação: 40%  
Tratamento: Escarificação mecânica.

***Dipteryx alata* Vogel (Baru, Cumbaru)**

Família: Fabaceae

Dispersa: por animais  
Classe sucessional: Pioneira  
Tipo de dormência: Física  
Natureza da semente: Ortodoxa  
Germinação: 30% - 70%

Tratamento: Imersão em água quente a 100°C, fora do aquecimento, por 15 a 30 minutos.

***Guazuma ulmifolia* Lam. (Mutambo, Cabeça-de-negro)**

Família: Malvaceae  
Dispersa: por animais  
Classe sucessional: Pioneira  
Tipo de dormência: Física  
Natureza da semente: Ortodoxa  
Germinação: 20%

Tratamento: Imersão em água quente a 90°C, fora do aquecimento, por 1 minuto.

***Hymenaea stigonocarpa* Hayne (Jatobá do Cerrado)**

Família: Fabaceae  
Dispersa: por animais  
Classe sucessional: Não-pioneira  
Tipo de dormência: Física  
Natureza da semente: Ortodoxa  
Germinação: 80%

Tratamento: Imersão em água a temperatura ambiente por 2 dias.

***Plathymenia reticulata* Benth. (Vinhático)**

Família: Fabaceae  
Dispersa: pelo vento  
Classe sucessional: Não-pioneira  
Tipo de dormência: Física  
Natureza da semente: Ortodoxa  
Germinação: 20%

Tratamento: Escarificação mecânica ou imersão em água a 70°C, fora do aquecimento por 1 a 3 minutos.

***Terminalia argentea* Mart (Capitão-do-mato)**

Família: Combretaceae

Dispersa: pelo vento

Classe sucessional: Pioneira

Tipo de dormência: Física

Natureza da semente: Ortodoxa

Germinação: 70%

Tratamento: Escarificação mecânica (corte na região basal).

Em Barroso et al. (1999), Oliveira et al. (2016) e Lorenzi (1992, 1998, 2011) também é possível encontrar mais espécies nativas de Cerrado para a produção de mudas e detalhes sobre a sua biologia.



## Referências Bibliográficas

- BARROSO, G. M.; GUIMARÃES, E. F.; ICHASO, C. L. F.; COSTA, C. G.; PEIXOTO, A. L. *Sistemática de Angiospermas do Brasil*. Vol 1. Viçosa: Ed. Universidade de Viçosa, 1978. 255p.
- BARROSO, G. M.; GUIMARÃES, E. F.; ICHASO, C. L. F.; COSTA, C. G.; PEIXOTO, A. L.; LIMA, H. C. *Sistemática de Angiospermas do Brasil*. Vol. 2. Viçosa: Ed. Universidade Federal de Viçosa, 1991a. 377p.
- BARROSO, G. M.; GUIMARÃES, E. F.; ICHASO, C. L. F.; COSTA, C. G.; PEIXOTO, A. L.; LIMA, H. C. *Sistemática de Angiospermas do Brasil*. Vol. 3. Viçosa: Ed. Universidade Federal de Viçosa, 1991b. 326p.
- BARROSO, G. M.; MORIM, M. P.; PEIXOTO, A. L.; ICHASO, C. L. F. 1999. Frutos e Sementes: morfologia aplicada à sistemática de dicotiledôneas. Viçosa: Editora da Universidade Federal de Viçosa. 443p.
- BATTILANI, J.L.; SOUZA, A.L.T. DE; PEREIRA, S.R.; KALIFE, C.; SOUZA, P.R. DE; JELLER, H. 2006. SCREMIN-DIAS, E. (org.). Produção de sementes de espécies florestais nativas. Campo Grande, MS: Ed. UFMS, 2006. 43 p.
- CESP 2000. Manual de produção de mudas de essências florestais nativas./ CESP. – São Paulo, 55p. – (Série Divulgação e Informação, 244).
- GALDINO, S. & VIEIRA, L.M. 2006. A Bacia do Rio Taquari e seus problemas ambientais e socioeconômicos. In: GALDINO, S.; VIEIRA, L.M. & PELLEGRIN, L.A. Impactos Ambientais e Socioeconômicos na Bacia do Rio Taquari – Pantanal. EMBRAPA Pantanal: Cuiabá.
- IBGE Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. 2012. Manual técnico da vegetação brasileira: sistema fitogeográfico, inventário das formações florestais e campestres, técnicas e manejo de coleções botânicas, procedimentos para mapeamentos. 2<sup>rd</sup> ed. IBGE, Rio de Janeiro, BR.
- IVANAUSKAS, N.M. 2012. A importância da flora regional para o sucesso da restauração florestal. In: Mori, E.S.; Piña-Rodrigues, F.C.M.; Freitas, N.P. de. Sementes florestais Guia para germinação de 100 espécies nativas. 1<sup>o</sup> edição. Instituto Floresta: São Paulo, SP.
- LE BOULERGAT, C. A. 2003. A fragmentação da vegetação natural e o paradigma do desenvolvimento rural. In: COSTA, R.B. DA (org.). *Fragmentação florestal e alternativas de desenvolvimento rural na Região do Centro-Oeste*. 1<sup>a</sup> ed. Campo Grande-MS : Editora da UCDB e Midiograf, v.01, p. 01-24.
- LEI Nº 9.985, DE 18 DE JULHO DE 2000. Disponível em: <[http://www.planalto.gov.br/ccivil\\_03/leis/L9985.htm](http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/leis/L9985.htm)>. Visitado em 11 de setembro de 2017.
- LORENZI, H. 1992. Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. Nova Odessa: Plantarum, 352 p. Volume 1. 1<sup>a</sup> edição.
- LORENZI, H. 1998. Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. Nova Odessa: Plantarum, 384 p. Volume 2. 1<sup>a</sup> edição.
- LORENZI, H. 2011. Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. Nova Odessa: Plantarum, 384 p. Volume 3. 1<sup>a</sup> edição.

- MACEDO, A.C. 1993. Produção de Mudanças em viveiros florestais: espécies nativas / revisado e ampliado por Paulo Y. Kageyama, Luiz G. S. da Costa. - São Paulo: Fundação Florestal.
- MORI, E.S.; PIÑA-RODRIGUES, F.C.M.; FREITAS, N.P. DE 2012. Sementes florestais. Guia para germinação de 100 espécies nativas. Martins, R.B. (org.). 1ª edição. São Paulo: Instituto Floresta.
- NOGUEIRA, A.C. 2007. Coleta de sementes florestais nativas. Circular Técnico 144 da Embrapa. ISSN 1517-5278.
- OLIVEIRA et al. 2016. Manual de Viveiro e Produção de Mudanças Espécies Arbóreas Nativas do Cerrado. EMBRAPA Cerrado: Brasília.
- PILJ, L. VAN DER. Principles of dispersal in higher plants. New York: Springer-Verlag, 1982, 215p.
- PIÑA-RODRIGUES, F.C.M.; MARTINS, R.B.M. 2012. Dormência: conceito, tipos e formas de superação. Mori, E.S.; Piña-Rodrigues, F.C.M.; Freitas, N.P. de. Sementes florestais: Guia para germinação de 100 espécies nativas. 1º edição. Instituto Floresta: São Paulo, SP.
- RIBEIRO, J. F.; WALTER, B. M. T. Fitofisionomias do bioma cerrado. In: SANO, S. M.; ALMEIDA, S. P. (Eds). Cerrado: ambiente e flora. EMBRAPA-CPAC, Planaltina, 1998. p. 89-166.
- RODRIGUES, M.T. 2005. A biodiversidade dos cerrados: conhecimento atual e perspectivas, com uma hipótese sobre o papel das matas de galerias na troca faunística durante ciclos climáticos. In: Scariot, A., Sousa-Silva, J. C., Felfili, J. M. (Eds), Cerrado: Ecologia, Biodiversidade e Conservação. Brasília, MMA, pp. 235-246.
- SCREMIN-DIAS, E.; KALIFE, C.; MENEGUCCI, Z. DOS R.H.; SOUZA, P.R. DE. 2006. Produção de mudas de espécies florestais nativas. Manual da Série Rede de Sementes do Pantanal 2. Editora UFMS: Campo Grande, MS.
- SILVA, J. DOS S.V. DA; ABDON, M. DE M.; GALDINO, S. 2006. Desmatamento na Bacia do Alto Taquari no período de 1976 a 2000. In: GALDINO, S.; VIEIRA, L.M. & PELLEGRIN, L.A. Impactos Ambientais e Socioeconômicos na Bacia do Rio Taquari – Pantanal. EMBRAPA Pantanal: Cuiabá.
- SOUZA, V.C.; LORENZI H. 2012. Botânica Sistemática: Guia ilustrado para identificação das famílias de Fanerógamas nativas e exóticas, baseado em APG III - Nova Odessa: Instituto Plantarum.
- THE ANGIOSPERM PHYLOGENY GROUP. 2016. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG IV. Botanical Journal of the Linnean Society.













Projeto

# taquari

Capacitação para o Desenvolvimento Sustentável  
na Bacia Hidrográfica do Rio Taquari

projeto gráfico por Deborah Nazareth

Execução



**SEMAGRO**  
Secretaria de Estado de Meio Ambiente,  
Desenvolvimento Econômico,  
Produção e Agricultura Familiar



Apoio

MINISTÉRIO DO  
MEIO AMBIENTE

