
Ecologia

Diego Ken Osoegawa

**HERBÁRIOS PODEM ATUAR COMO
BANCO DE GERMOPLASMA PARA O
CERRADO PAULISTA?**



Rio Claro
2012

Diego Ken Osoegawa

HERBÁRIOS PODEM ATUAR COMO BANCO DE GERMOPLASMA
PARA O CERRADO PAULISTA?

Orientador: Prof. Dr. Vinicius Castro Souza

Supervisor: Prof. Dr. Flavio Henrique Mingante Schlittler

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado
ao Instituto de Biociências da Universidade
Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” -
Câmpus de Rio Claro, para obtenção do grau
de Ecólogo

Rio Claro
2012

582.0467 Osoegawa, Diego Ken
O83h Herbários podem atuar como banco de germoplasma para
o cerrado paulista? / Diego Ken Osoegawa. - Rio Claro :
[s.n.], 2012
112 f. : il., gráfs., tabs., fots.

Trabalho de conclusão de curso (Ecologia) -
Universidade Estadual Paulista, Instituto de Biociências de
Rio Claro

Orientador: Vinicius Castro Souza

1. Sementes. 2. Germinação. 3. Viabilidade de sementes.
4. Exsicata. 5. Dormência. 6. Resistência a dessecação. I.
Título.

Resumo

Diante do fato da existência de inúmeros diásporos preservados em exsicatas nos herbários e da necessidade de se desenvolverem novas práticas conservacionistas esta pesquisa buscou avaliar a capacidade de um herbário de atuar como banco de germoplasma complementar através da propagação de espécies vegetais pela germinação sementes retiradas de exsicatas. O estudo teve como foco espécies típicas do cerrado *lato sensu*, pois estas tiveram uma trajetória evolutiva com pressões de queimadas naturais, o que provavelmente proporciona às sementes destas espécies maior resistência à dessecação provocada pelo processo de herborização. Foram utilizados apenas propágulos que apresentavam maturação completa no momento de coleta. Estes provieram de duplicatas do herbário ESA (sediado na ESALQ - USP - Piracicaba). Os testes de germinação foram realizados em substrato de vermiculita fina peneirada, previamente esterelizada, e conduzidos em câmaras de germinação tipo B.O.D. (*Biochemical Oxygen Demand*) sob fotoperíodo por 24 horas e temperatura constante de 25°C. Estes foram mantido e avaliados 3 vezes por semana durante 60 dias. A pesquisa abrangeu 80 espécies, 25 famílias e um total de 1346 sementes. O N amostral de cada espécie variou de 1 a 30, dependendo da disponibilidade do material. Não foram realizados métodos de quebra de dormência, mas mesmo assim praticamente todas as sementes apresentaram embebição, com exceção de 8 sementes de *Stryphnodendron adstringens*. Sementes de cinco espécies germinaram, o que representa que representam 6,25% (N=80) do total de espécies. Elas pertencem à duas famílias: *Cochlospermum regium* e *Cochlospermum vitifolium* da família Bixaceae e *Bowdichia virgiloides*, *Hymenaea stigonocarpa* e *Stryphnodendron adstringens* da família Fabaceae. A germinação ocorreu entre 10 e 30 dias após a montagem dos testes. Algumas sementes apresentaram má formação ou problemas no desenvolvimento, mas todas as espécies geraram plântulas saudáveis. Todas as espécies que germinaram apresentam dormência tegumentar e baixas porcentagens de água em suas sementes, essas características permitem a manutenção da viabilidade de germinação de algumas espécies mesmo sob as condições adversas do processo de herborização e do logo período de armazenamento. Os herbários não devem substituir os bancos de germoplasma, mas ficou claro que algumas espécies conseguem manter a viabilidade em condições de armazenamento típicos de herbário. Sendo assim a utilização de sementes armazenadas em herbário pode ser considerada em estratégias de conservação, principalmente tratando-se da genética de conservação de pequenas populações de espécies raras ameaçadas pelo processo de degradação ambiental, domesticação de espécies e seleção de cultivares.

Sumário

1	Introdução.....	6
2	Revisão Bibliográfica	11
2.1	Diversidade Genética.....	11
2.2	Estratégias de Conservação da Biodiversidade.....	13
2.3	Herbários.....	15
2.3.1	Funções dos Herbários.....	18
2.4	Banco de Germoplasma.....	20
2.5	Cerrado	21
2.5.1	Biodiversidade do Cerrado	21
2.5.2	Resistência ao Fogo	26
2.6	Semente e Diásporo.....	29
2.7	Germinação.....	35
2.8	Dormência.....	37
2.9	Resistência de Sementes: Evidências que corroboram com a resistência ao processo de herborização e armazenamento em herbário	43
3	Objetivo.....	45
4	Material e Método	46
4.1	Herbário ESA	47
4.2	Lista de Espécies	48
4.3	Número amostral.....	50
4.4	Testes de germinação.....	51
5	Resultados e Discussão	55
6	Considerações finais.....	65
6.1	Dessecação, Dormência e Viabilidade.....	65
6.2	Utilização na Conservação.....	66
6.3	Limitações metodológicas	67
6.4	Perspectivas futuras.....	68
7	Conclusões.....	70
8	Referências.....	71

Anexo A – Revisão das espécies	78
Referências	98
Anexo B – Resultados dos testes de germinação	104

1 Introdução

A diversidade biológica compreende a variabilidade de organismos vivos de todas as origens incluindo os complexos ecológicos em que atuam, dessa forma compreendendo três frentes de diversidade:

Diversidade dentro das espécies, ou **diversidade genética**, seja ela apresentada entre diversas populações geograficamente separadas, ou por indivíduos de uma mesma população. É fundamental para a sobrevivência contínua das espécies, estando relacionada com a manutenção da vitalidade reprodutiva, resistência a doenças e adaptabilidade a mudanças pelas espécies.

Diversidade entre espécies, ou **diversidade específica**, que inclui toda a riqueza de organismos na Terra e está relacionada com uma série de serviços ambientais prestados pela natureza, como polinização, ciclagem de nutrientes, conservação dos solos, controle de pragas e doenças, produção de inúmeros compostos orgânicos fonte para as indústrias químicas, entre outros.

Diversidade entre comunidades/ecossistemas, que expressa toda a diversidade de biomas, incluindo todas as interações e processos ecológicos presentes, representa a resposta coletiva das espécies às diferentes condições ambientais.

(PRIMACK & RODRIGUES, 2001; BENSUSAN, 2008)

Frankham *et al* (2008) resumem bem as justificativas para a conservação da biodiversidade as pautando no valor econômico dos recursos biológicos, nos serviços ambientais prestados, no valor estético e nas razões éticas.

Seja por questões morais de que todos os seres vivos têm direito à vida, ou de que é o nosso dever preservar, já que o sistema de produção e consumo adotado pela humanidade nas últimas décadas é o grande responsável pelo aumento da perda de biodiversidade, ou pelo retorno econômico da extração de

recursos e dos serviços ambientais prestados, a percepção da necessidade de conservação da biodiversidade está ligada à compreensão de que os recursos tem uma taxa de renovação que deve ser considerada (RICKLEFS, 2009). Além disso somos uma espécie que também pode desaparecer e, assim a nossa permanência depende das ações presentes e futuras para que as redes de interações com as outras espécies, ligadas direta ou indiretamente à todos os sistemas produtivos, sejam preservadas (TOLEDO, 2008).

O modelo desenvolvimentista trouxe durante o século XX um aumento no consumo, que multiplicou por 9 o consumo da água, por 14 o da energia, por 40 o produto industrial, mesmo havendo a quadruplicação da população (MCNEIL, 2000 *apud* TOLEDO, 2008). Isso demonstra que o aumento da degradação ambiental ultrapassa o aumento populacional, evidenciando a adoção de um estilo de vida baseado em práticas de consumo de energia e de recursos que ultrapassa em muito as necessidades biológicas. Atualmente a humanidade já se utiliza de 40% da produtividade biológica da biosfera e nesse processo acabamos cometendo um atentado às nossas próprias fontes de abastecimento ao provocarmos a interrupção de processos ecológicos, extinção de espécies, a introdução de espécies exóticas, fragmentação e degradação do habitat, superexploração das espécies para extração e o avanço das fronteiras antrópicas, que são as principais causas da perda de biodiversidade (TOLEDO, 2008; RICKLEFS, 2009; PRIMACK & RODRIGUES, 2001).

Com a introdução dessas ações de perturbação em massa o homem tem alterado paisagens em larga escala, levando espécies e comunidades ao ponto de extinção. As causas de extinção normalmente não estão isoladas de forma que a combinação de danos cíclicos de uma perturbação após a outra resulta em danos irreversíveis (PRIMACK & RODRIGUES, 2001).

Na maioria dos casos, atividades comerciais de larga escala como mineração, pesca, silvicultura, agricultura, fabricação e construção de represas são as principais causas da destruição de habitats. As atividades de larga escala inseridas dentro do sistema capitalista concentram o capital nas mãos de poucos

detentores, colaborando para a desigualdade social, de forma que esses poucos detentores são responsáveis pelos maiores impactos à biodiversidade. Neste contexto Primack (2001) coloca: “Não é o homem enquanto espécie, que altera processos ecológicos que acabam por ameaçar outras espécies. Somente alguns indivíduos de nossa espécie fazem isso.”

A “consciência de espécie” é a percepção de que somos uma espécie passível de ser extinta e, de que apesar das diferenças somos uma espécie como todas outras e fazemos parte do meio ambiente, de forma que as alterações e perturbações sofridas por este afetam diretamente as nossas vidas. Além disso, os modelos produtivos são dependentes da solidez das relações e funções exercidas pelos ecossistemas. Se planejarmos o desenvolvimento a longo prazo esta inter-relação fica ainda mais clara e esta visão vem crescendo conforme os efeitos das alterações na paisagem e da degradação ambiental são sentidos. Esse aumento de consciência não é resultado de ações isoladas e sim uma construção coletiva e gradual da sociedade na forma de perceber sua própria trajetória (TOLEDO, 2008). Com a intensificação dessa identidade, de um coletivo mais preocupado com o modelo de desenvolvimento que está sendo construído na sociedade civil, tem aumentado a cobrança por práticas mais sustentáveis dos responsáveis pelas atividades comerciais de larga escala. E não se resulta apenas em uma cobrança pela redução da degradação, mas também pela implementação de políticas e de práticas conservacionistas em todas as esferas, seja pública, ou privada.

Esta pesquisa, que foi desenvolvida em uma parceria entre duas universidades públicas, sendo elas Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” e Universidade de São Paulo se inserindo nesse contexto em que a pesquisa e o desenvolvimento de práticas conservacionistas são necessários.

Existem basicamente dois tipos de estratégias de conservação, *in situ*, que atua na conservação da biodiversidade nos sítios naturais de ocorrência e *ex situ*, que promove a conservação fora dos locais de ocorrência natural.

A conservação *ex-situ* não pode representar a complexidade das relações entre as populações que ocorrem nos ambientes naturais, não atuando na conservação da diversidade entre comunidades, mas pode atuar na diversidade específica e/ou genética sendo em alguns casos a única alternativa. A compreensão da importância da manutenção da diversidade genética deve estar contemplada em qualquer programa de conservação, independente de seu âmbito, pois é a partir dela que podem se abrir o foco de conservação para a diversidade específica ou ecossistêmica.

Os herbários são instituições que colaboram para conservação *ex-situ*, principalmente por documentar a biodiversidade de determinada região, apresentando assim grande amplitude de coleta que visa armazenar exemplares de todos os táxons do reino vegetal, preferencialmente com caracteres reprodutivos. Desta forma muitas exsicatas apresentam propágulos, mas a viabilidade de germinação destes após o processo de fixação e os longos períodos de armazenamento ainda é desconhecida. Assim essa pesquisa foi proposta como a primeira abordagem para conhecer o potencial dos herbários de atuar como estratégia de conservação *ex situ* da diversidade genética através da propagação de espécies a partir das sementes contidas nas coleções, focando na possibilidade de utilização dessa técnica para a conservação de espécies raras, populações ameaçadas e espécies domesticadas.

O cerrado foi foco do estudo por dois motivos, primeiro pela necessidade da conservação deste bioma, que foi o que mais sofreu desmatamento nas últimas décadas (MACHADO, *et al*, 2004) devido às práticas agronômicas promovidas pela revolução verde, que permitiram o cultivo em largas escalas nas áreas de cerrado, às políticas de financiamento e incentivo fiscal para o desenvolvimento das áreas interiores e à negligência pelas políticas públicas de conservação, apesar deste bioma ter sido considerado como um dos *hotspots* de biodiversidade (MYERS, 2000; KLINK & MACHADO, 2005). Segundo pela história evolutiva deste bioma que coevoluiu com a ocorrência de queimadas naturais como pressão

seletiva das espécies, possivelmente selecionando angiospermas com propágulos mais resistentes às altas temperaturas.

2 Revisão Bibliográfica

2.1 Diversidade Genética

As mudanças ambientais são um processo contínuo e a diversidade genética é necessária para que os organismos evoluam e se adaptem. Perdas de diversidade genética geralmente estão relacionadas com endogamia causada principalmente pela fragmentação de habitat, e perda de qualidade de habitat, mas também pode ser causada pela seleção antrópica de características chave para utilização do ser humano (FRANKHAM *et al*, 2008).

Uma população que apresente baixa diversidade genética tende a apresentar descendentes pouco vigorosos e com baixo potencial de adaptação como resultado da expressão de genes deletérios e da perda de alelos pela deriva genética e da depressão gênica por endogamia (FRANKHAM *et al*, 2008).

A incorporação da diversidade genética ao conceito de diversidade, na década de 80, alterou todo o delineamento das ações de conservação, pois tem por base que todo ser é vivo único e insubstituível na natureza, carregando informações genéticas próprias, que não serão encontradas em outros indivíduos (BENSUSAN, 2008).

Espécies que não apresentam riscos de extinção podem ser foco de conservação se localmente estiverem ameaçadas, pois a extinção de uma de suas populações acarretará na perda de alelos que foram selecionados sob as pressões regionais durante a trajetória evolutiva da espécie e não poderão ser recuperados.

São as populações pequenas que mais sofrem com a perda de diversidade genética, principalmente pelos motivos de :

- I) Deriva Genética
- II) Perda de Heterozigossidade
- III) Depressão Endogâmica

(FRANKHAM *et al*, 2008)

Espera-se que todas as populações percam diversidade genética, mas a taxa de perda é maior em populações pequenas do que em populações grandes. As perdas de heterozigidade devido ao tamanho populacional vão se acumulando com as gerações. É necessário um tamanho efetivo da população de ao menos 500 indivíduos para que haja baixas perdas da diversidade genética (5% de perda da heterozigidade em 50 gerações) e retenção do potencial evolutivo (FRANKHAM *et al*, 2008).

A deriva genética está relacionada com a seleção ao acaso nas populações pequenas, que resulta na mudança aleatória da frequência dos alelos e perda de alelos raros. Nessas populações pequenas a casualidade da transmissão dos genes é muito mais expressiva, é possível compreendê-la se pensarmos em uma moeda, independente do número de vezes que jogarmos a moeda as chances de ocorrerem cara ou coroa são de 50 %, caso a moeda seja jogada 1000 vezes, provavelmente a proporção será próxima disso, mas caso seja jogada apenas duas vezes há grandes chances dessa proporção apresentar grandes desvios provocados pela casualidade. Este processo ocorre para todos os genes em populações pequenas e esta seleção casual de alelos pode sobrepujar a seleção natural, selecionando alelos que apresentem carga genética, diminuindo assim o valor adaptativo das populações (FRANKHAM *et al*, 2008).

Em populações pequenas o acasalamento entre indivíduos aparentados (endogamia) é inevitável. Conforme passam algumas gerações todos os indivíduos tornam-se relacionados, de forma que não é possível fugir à endogamia, o que leva a reduções na heterozigidade, expõe alelos recessivos deletérios e provoca redução no vigor reprodutivo, seja nas taxas de fertilidade ou sobrevivência. Este processo é conhecido como depressão endogâmica (FRANKHAM *et al*, 2008).

Populações exogâmicas naturalmente apresentam alelos deletérios, normalmente sob alguma taxa de recessividade, em frequências baixas no balanço seleção-mutação. A endogamia aumenta os riscos de exposição destes alelos, esta é a principal causa da depressão endogâmica. Para se evitar a

depressão endogâmica a curto prazo a população deve apresentar ao menos uma população efetiva de 50 indivíduos (FRANKHAM *et al*, 2008).

As espécies domesticadas apresentam estreitamento da base genética devido ao plantio sistemático de determinados genótipos, que carregam características para o incremento da produção à curto prazo. Antigos materiais, geneticamente heterogêneos, apesar de apresentarem uma produção menos padronizada possuem maior variabilidade genética, que pode ser utilizada para a geração de novas variedades, mais adaptadas à novas doenças e pragas (WALTER & CAVALCANTI, 2005).

2.2 Estratégias de Conservação da Biodiversidade

Existem basicamente dois tipos de estratégias para a conservação da biodiversidade. A conservação *in situ* propõe a conservação dos genes, das espécies e dos ecossistemas em seus sítios naturais de ocorrência, buscando a manutenção dos processos ecológicos e de populações viáveis, e geralmente estão relacionadas com a criação de áreas protegidas a partir de mecanismos legais e iniciativas privadas (CDB; 2000; PRIMACK & RODRIGUES, 2001). Áreas não protegidas que apresentem manejo sustentável capaz de evitar o isolamento das áreas de proteção devido à maior permeabilidade da matriz também podem ser incorporadas no contexto da conservação *in situ* (BENSUSAN, 2008).

A conservação *ex situ* se refere à conservação da diversidade biológica fora de seus ambientes naturais, se focando na manutenção de bancos de genes como estratégia para complementar a conservação genética, representada principalmente por jardins zoológicos, núcleos de criação de animais, jardins botânicos, herbários e bancos de germoplasma (CDB, 2006; CDB; 2000; PRIMACK & RODRIGUES, 2001).

Em casos em que os habitats naturais que não são capazes de sustentar as populações das espécies atividades de conservação *ex situ* talvez sejam a única alternativa para tentar reestabelecer uma espécie (ex: *Cyanopsitta spixii* - ararinha azul) (BENSUSAN, 2008).

Outro objetivo da utilização desse tipo de estratégia é que ela possibilita o armazenamento de forma organizada e de fácil acesso a materiais biológicos para desenvolvimento de pesquisas científicas (ex: herbários, jardins botânicos e zoológicos), para o desenvolvimento de novos “produtos”, como cultivares e medicamentos (ex: bancos de germoplasma), ou para educação ambiental (Jardins zoológicos e botânicos). Além de serem estratégias extremamente eficazes para enriquecer a variabilidade genética de populações quando incorporadas em políticas de conservação à médio e longo prazo (BENSUSAN, 2008).

Na conservação *ex situ* muitas das espécies conservadas são de produção florestal e agrícola, principalmente quando se trata de bancos de germoplasma, devido à importância econômica que esses ramos dão para a conservação genética, que possibilita a manutenção e o desenvolvimento de novas cultivares (ALBAGLI, 2001). A outra razão deste enviesamento para as espécies comerciais é que a conservação desses materiais resulta em economia imediata com deslocamento para realização de pesquisas com cultivares e retorno financeiro à curto prazo com variedades mais produtivas.

Os Herbários são considerados como instituições que colaboram para conservação *ex-situ* (CDB, 2006), principalmente pelo potencial de documentar a biodiversidade de determinada região, possibilitando pesquisas de genética de populações, filogenia e outras linhas de pesquisa com os materiais fixados, mas até o presente momento não haviam pesquisas a respeito do potencial reprodutivo das sementes e propágulos encontrados nessas instituições. Como a principal função do herbário é documentar a biodiversidade a amplitude coleta dos espécimes não se restringe às espécies comerciais apresentando assim uma grande riqueza de espécies e grandes variações espaciais de coleta, permitindo a

utilização de diásporos oriundos de diversas populações com características distintas.

A possibilidade da utilização desse material diversificado para a propagação de espécimes, a partir de sementes foi um dos fatores que motivou a realização dessa pesquisa, pois representa mais uma estratégia potencial de conservação que não acarreta em acréscimos de custos, pois os processos de coleta e armazenamento de materiais de propagação já são parte da rotina dos herbários.

2.3 Herbários

O registro das espécies botânicas através do processo de herborização iniciou-se, no Brasil, de forma expressiva no século XIX, com a vinda de naturalistas europeus que realizaram diversas coletas, mas não deixaram duplicatas no país, depositando-as em museus europeus. Por este motivo estudos mais complexos em taxonomia que ocorreram no começo do século XX foram dependentes de empréstimo ou visitas de herbários estrangeiros (PEIXOTO, 1999).

Até o final do Séc XIX, apenas cinco herbários haviam sido instalados no Brasil (Herbário do Museu Nacional – RJ, Herbário do Jardim Botânico do Rio de Janeiro – RJ, Herbário Dom Bento Pickel – Instituto Florestal – SP, Herbário do Museu Paraense Emilio Goeldi – PA e Herbário da Escola de Farmácia de Ouro Preto - MG). Até 1950, quando foi criada a Sociedade Botânica do Brasil (SBB) eram apenas 22 herbários no país, sediados por instituições voltadas para as ciências agrárias. A criação da SBB inaugurou uma nova fase, em que pesquisadores da área de sistemática e assuntos correlatos começaram a ter apoio financeiro por parte das agências nacionais de fomento à pesquisa, CNPq e CAPES. A SBB organizava ainda atividades que propiciavam discussões e

intercâmbio de materiais além de incentivar a mobilidade de cientistas para identificação de espécimes de herbários em diversas instituições (PEIXOTO, 1999).

Nos últimos 25 anos do Séc XX, os herbários tiveram grande impulso tanto no número de exsicatas quanto na análise e identificação das espécies das coleções, em função do aumento do número de cientistas na área da botânica, além da expansão dos cursos de pós graduação e fomento das instituições do governo, na forma de projetos. Um exemplo que pode ser citado é o programa Flora (1975-1983) que resultou no aumento das coleções, melhoria das instalações, aquisição de equipamentos e contratação de pessoal técnico para muitos herbários (PEIXOTO, 1999).

Atualmente o Brasil possui aproximadamente 150 herbários, sendo que pelo menos 125 desenvolvem atividade na rotina de intercâmbio de material científico. O número de exemplares nessas coleções botânicas é de aproximadamente 5,1 milhões, os quais, embora não possam representar toda diversidade da flora no país, atesta sua riqueza (BRASIL, 2006). Apenas 14 herbários brasileiros apresentam mais de 100 mil exemplares, sendo que o herbário ligado à instituição ESALQ-USP, o ESA, onde esta pesquisa foi desenvolvida, é um deles.

Atualmente existem cerca de 3.400 herbários no Mundo, com aproximadamente 350.000.000 registros que documentam a vegetação da terra nos últimos 400 anos. (NYBG, 2011). Por manterem essa grande quantidade de dados, os herbários proporcionam aos cientistas de diferentes áreas de formação materiais colhidos na natureza em diversos momentos e dados sobre os locais onde foram coletados (PEIXOTO *et al*, 2009).

Até chegar ao herbário um espécime passa por diferentes formas de tratamento, com a finalidade de permitir sua conservação a longo prazo. Pode se afirmar que, uma vez adequadamente herborizado e conservado, um espécime possui duração indefinida, uma vez que as mais antigas coleções de plantas disponíveis nos herbários, que já contam com mais de 2 séculos, como aquelas

presentes no herbário de Carl Linné, não demonstram qualquer sinal de degradação. O processo de herborização consiste na prensagem de material colhido no campo entre folhas jornal ou papel absorvente e a sua prensagem entre folhas de papelão ou outro material resistente. Idealmente, logo após a prensagem, o material é submetido a um processo de desidratação que pode ocorrer lentamente, ao ar livre, através da substituição das folhas absorventes ou mais rapidamente, em estufas de secagem, geralmente reguladas para temperaturas ao redor 60 °C. Na inexistência de uma estufa de secagem disponível logo após as coletas, os coletores utilizam-se de meios de retardamento da deterioração de material que pode incluir o seu resfriamento em temperaturas que variam de -10 ° a 4 °C ou a sua fixação em álcool 70 °. Uma vez desidratadas, as plantas são incluídas no herbário sem qualquer tratamento prévio ou, em alguns casos, são submetidas a temperaturas abaixo de zero graus celsius, por vezes seguida de nova inclusão em estufa de secagem, e/ou colocadas em contato com substâncias fungicidas ou inseticidas, como a naftalina, paraformol e fungicidas. Mais recentemente os herbários passaram a ter sua temperatura e umidade regulada, os quais geralmente ficam por volta de 20 ° C e abaixo de 50%, respectivamente, para manter as coleções livres de pragas, especialmente insetos e fungos. Quando isso não é suficiente e ocorrem infestações de pragas, as plantas são novamente submetidas a processos de congelamento e desidratação ou, em alguns casos, todo o ambiente do herbário passa por um processo de fumigação com gases inseticidas. Nota-se, assim, que os espécimes disponíveis em um herbário são submetidos a extremos de temperatura e à aplicação dos mais diversos produtos químicos, o que poderia sugerir que a sobrevivência das sementes ou de outras partes da planta é, na melhor das hipóteses, pouco viável. Infelizmente, nenhum herbário mantém um registro preciso das condições a que cada espécime foi submetido, a fim de verificar o quanto cada método pode interferir na sobrevivência das sementes (SOUZA, não publicado)

2.3.1 Funções dos Herbários

Há séculos, botânicos têm mantido coleções de plantas em herbários com o propósito de preservar as características taxonômicas para realização de trabalhos na área sistemática. Após a devida identificação e registro, cada espécime do acervo se torna uma ferramenta para ilustrar as características particulares de uma espécie de planta, possibilitando, por exemplo, identificações por comparação.

Os primeiros métodos para se manter a cor das flores em plantas desidratadas nos remetem ao Séc XIII, sendo retomado no período renascentista pelos herbalistas com a finalidade de preservar as características de plantas medicinais. Ao longo do tempo, os botânicos foram aperfeiçoando o modelo de organização das coleções e dos dados anexados a cada coleta na forma de exsicatas (SILVA *et al*, 2001 *apud* MANIA & ASSIS, 2008). Neste modelo o exemplar é identificado, desidratado e fixado em papel cartão, acompanhado de uma etiqueta contendo dados sobre os exemplares, incluindo nome científico, coloração original, dados sobre os caracteres reprodutivos, estado fenológico, indicação precisa do local de coleta, descrição do ambiente (tipo de solo, formação vegetacional, tipologia do entorno), características ecológicas (síndrome de dispersão, interação com polinizadores) informações etnobotânicas (nome popular, usos), nome do coletor e do identificador.

Após a Conferência das Nações Unidas sobre Meio Ambiente e Desenvolvimento, em 1992, as coleções biológicas sediadas em diferentes instituições, principalmente museus, universidades e jardins botânicos se tornaram mais evidentes. Tanto a sociedade quanto os governos começaram a reconhecer sua importância por serem responsáveis pela guarda de espécimes que documentam a biodiversidade, incluindo registros de variações morfológicas, genéticas, distribuição geográfica passadas e recentes, o que vai de encontro com as diretrizes de Política Nacional da Biodiversidade (2002): conhecimento,

conservação e utilização sustentável de seus componentes (MARINONI & PEIXOTO, 2010).

Além de representar a biodiversidade de uma região os registros armazenados contêm parte da história do local onde foram coletados, amostrando a vegetação natural que ocorria antigamente em regiões que hoje são ocupadas pela ação do homem (PEIXOTO & BARBOSA, 1989 *apud* PEIXOTO *et al*, 2009). Frequentemente, estes registros vêm acompanhados de cadernetas de campo, relatos de expedições, diários de coleta, imagens fotográficas e desenhos vinculados aos espécimes, que dão informações adicionais que contribuem para a posterior identificação (PEIXOTO *et al*, 2009). Coleções com uma ficha de informações completa, com amplitude espacial e temporal proporcionam outros usos para os herbários, fornecendo dados que subsidiam estudos de ecologia, fitogeografia, fenologia, botânica sistemática, mudanças climáticas, fitoquímica, micro e macro evolução. Os herbarios ainda podem ser um ambiente de ensino de técnicas de identificação e/ou de sensibilização ambiental dependendo de seu propósito.

Alguns herbários mantêm coleções anexas, como xilotecas, que são coleções de secções de troncos e carpotecas, que são coleções de sementes e frutos secos para auxiliar a identificação de espécimes. Mesmo que não haja espaços próprios para o armazenamento de propágulos em carpotecas, é sempre possível encontrar muitas coletas com frutos e sementes como caracteres reprodutivos para auxiliar a identificação. O ambiente de armazenamento nos herbários apesar de normalmente ser controlado, não corresponde às condições ótimas de armazenamento de germoplasma, normalmente mantêm a temperatura por volta dos 20° C e baixa umidade do ar. Mesmo assim, considerando-se que muitas sementes podem se manter viáveis mesmo quando sujeitas às condições adversas, é razoável supor que os herbários podem apresentar um potencial de armazenamento de germoplasma que precisa ser conhecido e entendido, devido à grande quantidade e diversidade de diásporos que podem ser encontrados nestas coleções, o que pode inculir espécies raras ou mesmo extintas na natureza.

2.4 Banco de Germoplasma

Um banco de germoplasma é uma unidade que tem como finalidade a conservação do material genético para utilização futura ou imediata, em que não ocorra o descarte de material genético. Normalmente baseiam-se em critérios de seleção de características preferenciais durante a escolha do material a ser preservado (VEIGA, 1999).

Existem dois tipos de banco de germoplasma. Os bancos ativos proporcionam a conservação do pool gênico a curto e médio prazo a partir de plantios frequentes e manutenção de ciclos reprodutivos de intercâmbio de germoplasma voltados ao melhoramento genético de espécies cultivadas comercialmente, normalmente exóticas(VEIGA, 1999).

Os bancos de base, por outro lado, são voltados para conservação da máxima variabilidade genética a longo prazo, e se baseiam no armazenamento de sementes viáveis em baixas temperaturas, variando de -18 a 1º C dependendo do tipo da semente. Quando a viabilidade de sementes atinge níveis críticos, são enviadas para o banco ativo para recompor o banco de sementes do banco de base com diásporos em pleno vigor (VEIGA, 1999).

Materiais provenientes de bancos de germoplasma podem ser utilizados para recuperação de áreas que passaram por um processo de degradação intenso e que sofreram extinção de espécies no âmbito local.

Nesse contexto, as formações vegetacionais do ecossistema do Cerrado foram o enfoque deste trabalho por ser o bioma que mais sofreu desmatamento devido à expansão agrícola nas últimas décadas, apresentando previsão de extinção para 2030, caso a taxa de desmatamento seja mantida (MACHADO, *et al*, 2004). Além disso, considerou-se que as espécies típicas do cerrado, por estarem sujeitas ao fogo em condições naturais poderiam apresentar sementes mais resistentes ao processo de dessecação em altas temperaturas.

2.5 Cerrado

A terminologia do Cerrado vem sendo assunto de discussão há séculos. Mais de 774 expressões já foram utilizadas para sua designação (WALTER, 2006). O Cerrado *lato sensu* apresenta diversas fisionomias, o que dificulta o estabelecimento de uma definição para este bioma.

O Cerrado, como domínio fitogeográfico, compreende diversos tipos vegetacionais, sendo o cerrado *lato sensu* dominante (que inclui as fisionomias de campo limpo, campo sujo, cerrado *stricto sensu* e cerradão), mas incluindo ainda outros como por exemplo floresta ripícola, o campo ripícola, a floresta estacional semidecídua, a floresta estacional decídua, o campo úmido (BATALHA, 2011).

Coutinho (2006) defende que se adotarmos a definição clássica de bioma devemos subdividir o Cerrado em mais de um bioma, mas aponta a aceitação por pesquisadores nacionais e internacionais em considerar o Cerrado como um único bioma pelo amplo domínio das formações savânicas, presença de extrato herbáceo heliófilo e ocorrência de natural defogo.

Sendo assim nesse trabalho serão adotadas as seguintes terminologias:

1. “Cerrado” para o Bioma do cerrado, incluindo todos os tipos vegetacionais de sua área de domínio.
2. “cerrado” para o ecossistema do cerrado, incluindo as formações do cerrado *lato sensu*.

2.5.1 Biodiversidade do Cerrado

O Cerrado ocupa uma área de mais de 2 milhões de Km², o que corresponde a 25% do território nacional (RESENDE & GUIMARÃES, 2007),

distribuindo-se por 12 estados (IBGE, 2004) em uma faixa de altitude que varia de 300 a 1600 m (MMA, 2007). Por ocupar uma posição central, quase todas as áreas circundantes se misturam com os domínios vizinhos, constituindo áreas de contato (IBGE, 2004). Por isso apresenta influência de floresta estacional decidual e semidecidual em regiões onde o solo é mais rico, campo ripícola e floresta ripícola, principalmente ao longo dos cursos d'água, campos úmidos em áreas alagadas, veredas em algumas porções de solos hidromórficos e campos rupestres em neossolos com afloramentos rochosos em altitude (BATALHA, 2011; COSTA-JUNIOR & BERNINI, 2008; MMA, 2007; COUTINHO; 2006 IBGE, 2004). Essas fisionomias perfazem apenas 11% do território do Cerrado, o restante sendo ocupado pelos Cerradões (10%), pelos campos sujo e limpo (12%) e 67% pelo cerrado *stricto sensu* (COUTINHO; 2006).

O cerradão apresenta fisionomia florestal, com dossel normalmente entre 8 e 12 m, composta por espécies arbóreas semidecíduais típicas do cerrado em associação com espécies arbóreas das outras fisionomias regionais. Sua ocorrência normalmente está ligada à presença de latossolos em relevo plano (IBGE, 2004).

O cerrado *stricto sensu*, não possui dossel contínuo, apesar de apresentar extrato arbóreo de porte de 3-10 m, que recobre de 10 a 60 % da área. A vegetação é semidecidual com adaptações xeromórficas à seca e ao fogo, que é um elemento natural da fisionomia (IBGE, 2004; ANDRADE *et al*, 2002).

No campo sujo, predomina densa vegetação rasteira composta por gramíneas e espécies herbáceas associada à presença de árvores e arbustos esparsos. Normalmente ocorre em áreas elevadas com solos rasos, mas também pode ocorrer em solos profundos que tenham baixa fertilidade (COSTA-JUNIOR & BERNINI, 2008).

O campo limpo é a fisionomia em que há ausência de árvores, predominando o extrato herbáceo, principalmente gramíneas, e pode apresentar arbustos esparsos. É comum ser encontrado nas encostas e topos de chapadas (COSTA-JUNIOR & BERNINI, 2008).

O Cerrado foi considerado um dos 25 “hotspots” prioritários para conservação por apresentar a maior biodiversidade dentro dos ecossistemas savânicos com uma alta taxa de endemismo (MYERS, 2000; KLINK & MACHADO, 2005), chegando a 70% para algumas famílias de plantas (FILGUEIRAS 2002 *apud* MACHADO *et al* 2004). Mais de 50% da área natural do Cerrado foi desmatada visando principalmente a produção de soja (RESENDE & GUIMARÃES, 2007). São reduzidas as pesquisas que demonstram como estão distribuídas e organizadas as comunidades do Cerrado (RESENDE & GUIMARÃES, 2007; FELFILI & FELFILI, 2001). Dependendo dessa forma de estruturação, os impactos da taxa de desmatamento podem ser bem mais agravantes. Mesmo considerando que grande quantidade de espécies já pode ter desaparecido com o processo de fragmentação e destruição de habitats promovido pela expansão da fronteira agrícola, a biodiversidade do Cerrado é bastante expressiva, representando entre 20 e 50 % da biodiversidade Brasileira, dependendo do grupo taxonômico considerado (MACHADO *et al*, 2004).

A flora vascular do Cerrado apresenta 11.604 espécies (Lista de Espécies da Flora do Brasil, 2012). As famílias que apresentam maior riqueza são Fabaceae, Asteraceae, Orchidaceae, Poaceae, Rubiaceae, Melastomataceae, Myrtaceae, Euphorbiaceae, Malpighiaceae e Lythraceae (MMA, 2007). A diversidade é elevada em todas as fitofisionomias, com índices comparados aos encontrados nas florestas Amazônica e Atlântica (REZENDE & GUIMARÃES, 2007).

Em contraste com o endemismo da flora, a mastofauna associada ao Cerrado partilha a maioria dos seus elementos com domínios vizinhos, apresentando muitas espécies primariamente associadas a ambiente florestais mais úmidos, graças ao papel desempenhado pelas florestas de galeria, que permitem sua penetração em formações mais abertas. O Cerrado apresenta 195 espécies de mamíferos, sendo 19 endêmicas e 17 ameaçadas de extinção (MMA, 2007), uma riqueza comparável às 250 espécies presentes na mata atlântica (BUENO, 2008).

Do ponto de vista da herpetofauna, o Cerrado é o Ecossistema menos conhecido, mesmo apresentando taxas críticas de destruição de habitat. Neste ramo muitas regiões permanecem ainda inexploradas e a maioria das representações em coleções científicas é pobre. Mesmo com essa deficiência as listas atuais apresentam 113 espécies de anfíbios e 180 espécies de répteis, sendo 10 espécies de quelônios, 5 de jacarés, 15 de anfisbenas, 47 de lagartos e 103 de serpentes (MMA, 2007). Altos índices de endemismo são apresentados pela herpetofauna no Cerrado, podendo chegar a 38% das espécies (COLLI *et al*, 2002 *apud* MACHADO *et al*, 2004).

Listas da ictiofauna exclusivamente do cerrado são difíceis de encontrar, já que os levantamentos se dão por bacias, que não englobam toda a região (levantamentos pontuais) ou que englobam região de outros domínios fitogeográficos. Os resultados são divergentes, MMA (2007), apresenta uma lista de 780 espécies para o Cerrado e Pantanal juntos e Machado *et al* (2004) apresenta dados de que a ictiofauna do cerrado pode chegar à 1200 espécies.

O Cerrado ainda necessita de uma amostragem mais criteriosa da avifauna na maior parte de seu domínio, apesar de apresentar várias localidades estudadas grande parte delas apresenta poucos espécimes em museus ou registros visuais. As áreas prioritárias de estudo são o estado de Tocantins, Sul do Maranhão, Oeste da Bahia e Minas Gerais, Mato Grosso do Sul, Sul de Goiás e Piauí. Silva (1995) apresentou uma lista contendo 837 espécies de aves, sendo que 759 se reproduzem nesta região e o restante é visitante ou migrante. Das espécies que se reproduzem no Cerrado 51,8% são dependentes de ambiente de floresta, 27,4% vivem em áreas abertas e 20,8% se utilizam de ambos. A taxa de endemismo de aves do Cerrado é uma das menores entre os domínios fitogeográficos, sendo de apenas 3,8% (MMA, 2007).

No geral a fauna do Cerrado tem sido caracterizada como generalista, o que pode sugerir que um pequeno número de unidades de conservação sejam suficientes, tendo em vista que muitas das espécies ocorrem em outras regiões, mas as diferenças encontradas de composição e abundância de espécies em

diferentes áreas de cerrado indicam que a área protegida é insignificante para a representação da diversidade de habitats, de espécies, genética e principalmente os processos e interações ecológicas que se desenvolveram ao longo da evolução nesses ambientes diferenciados (MMA, 2007).

A alta diversidade de animais e plantas apresentada pelo cerrado, está associada à diversidade de habitats que é promovida pela heterogeneidade espacial e não pela estratificação vertical, como ocorre nas florestas Amazônica e Atlântica. Outros fatores que contribuíram para a expressiva biodiversidade do Cerrado, principalmente em relação aos endemismos, foram o processo de isolamento biogeográfico que ocorreu em tempos remotos (MACHADO *et al*, 2004) e as fortes pressões seletivas que atuaram na trajetória evolutiva, como a seca, o fogo e a acidez do solo (CASTRO *et al*, 1999).

MMA (2007) Sintetiza em três linhas teóricas a origem dessa diversidade de habitats:

1 - teorias climáticas, pelas quais a vegetação seria o resultado do clima, principalmente em função da limitação sazonal de água no período seco (estacionalidade) (Warming, 1973);

2 - teorias bióticas, nas quais a vegetação seria o resultado de ação antrópica, principalmente pelo uso frequente do fogo; ou ainda resultante da atividade de outros agentes da biota como as formigas (Rawitscher, 1948; Coutinho, 1980, 1992);

3 - teorias pedológicas, em que a vegetação seria dependente de aspectos edáficos e geológicos, como deficiências minerais (oligotrofismo), saturação por elementos como alumínio, diferenças de drenagem e profundidade dos solos (Beard, 1953; Goodland e Ferri, 1979).

Atualmente existe a tendência de considerar que os fatores biota, clima e solo atuaram de forma sinérgica para formar o mosaico de fisionomias do cerrado em escala tanto ecológica, como geológica (sucessional e evolutiva). A condição de pobreza de nutrientes apresentada pelos solos pode ser considerada como consequência do regime climático da região, que foi interperizando o solo e lixiviando os nutrientes para camadas mais profundas (MMA, 2007).

O desconhecimento dos fatores determinantes para a distribuição das espécies do cerrado dificulta o planejamento das políticas públicas de conservação, resultando em unidades de conservação que não são suficientes para proteger o patrimônio genético regional (RESENDE & GUIMARÃES, 2007) e avaliações superficiais de impactos decorrentes de atividades antrópicas (FELFILI & FELFILI, 2001).

2.5.2 Resistência ao Fogo

O fogo natural sempre atuou junto às savanas tropicais como perturbação que selecionou grande parte das características eco-fisiológicas, morfo-anatômicas e físicas e estruturais (COUTINHO, 2006). Nas fisionomias savânicas do Cerrado não é diferente, há registros de fogo no Cerrado desde o final do Pleistoceno, há 32.400 anos (MIRANDA *et al*, 2002 *apud* WALTER, 2006). O fogo, por ser um fator determinante chega a aparecer diversas vezes nas definições de Cerrado, como pode ser observado na tese de Walter (2006) que fez uma síntese terminológica das fisionomias do Cerrado.

A frequência e intensidade de fogo é um dos fatores determinantes na distribuição espacial das diferentes fisionomias do Cerrado, pois é um importante regulador das condições fisiológicas da vegetação atuando como fator de seleção de espécies que desenvolveram mecanismos de adaptação à sua ocorrência (MARSON & FREITAS-JUNIOR, 2009). Sua periodicidade afeta processos fisiológicos e ecológicos como a reprodução sexuada, reprodução vegetativa, estabelecimento de semente, tamanho, crescimento e mortalidade dos indivíduos, atuando dessa forma nas dinâmicas populacionais (HOFFMAN, 1999). O Cerrado apesar de apresentar tolerância ao fogo é mais sensível que as formações savânicas, de forma que queimadas frequentes acabam reduzindo a

densidade de plantas arbóreas abrindo sua fisionomia, transformando-o em uma fisionomia savânica do cerrado. O inverso é válido também, as outras formações do cerrado, se protegidas do fogo, tendem à se transformar em cerradões (COUTINHO, 2002).

Outra importante função ecológica do fogo é que acelera o processo de mineralização dos nutrientes em forma de cinza. Esses nutrientes na superfície do solo são rapidamente absorvidos pelos sistemas radiculares, o que faz com que a lixiviação desses nutrientes não seja intensa. Deve-se observar que esse processo beneficia o extrato herbáceo, pois de certa forma transfere nutrientes do extrato lenhoso a este. Contudo grande parte dos nutrientes é volatilizada para a atmosfera, principalmente o nitrogênio, que retorna como gás a uma taxa de 95% e os outros nutrientes entram em suspensão como micropartículas de cinza, mas estas retornam ao sistema pelo arraste da chuva ou pela gravidade, de forma que estudos demonstram que queimadas cíclicas de 3 em 3 anos não causariam prejuízo ao pool de nutrientes (COUTINHO, 2002).

A elevação das temperaturas do ar e solo são imediatas, de forma que o ar na próxima à chama atinge 800°C. Mas essa elevação brusca de temperatura é momentânea, apenas durante a passagem do fogo. O solo atua como isolante e apresenta aumentos de temperatura bem mais tênues, de forma que no pico de aquecimento atinja temperaturas de 65°C na superfície e 25° C em 5 cm de profundidade. Após 20 minutos da queimada as temperaturas não ultrapassam os 30° C mesmo em superfície (COUTINHO, 2002). O resultado de outros pesquisadores apontam para temperaturas superiores, passam de 100 na superfície e chegam a cerca de 60° C em uma profundidade de 4 a 6 cm no solo (ROTH, 1982). Muitos fatores podem influenciar essa temperatura, como por exemplo a composição do solo, a umidade do solo, quantidade de serapilheira, a comunidade vegetal presente e seu potencial de inflamabilidade.

As espécies da flora do Cerrado desenvolveram diversas adaptações para os eventos de queimada, talvez algumas dessas adaptações proporcionem mecanismos fisiológicos, anatômicos ou estruturais para que as sementes

suportem o aquecimento provocado pelo processo de fixação de material em estufa utilizado pelos herbários.

Dentre as adaptações desenvolvidas pelas plantas do cerrado ao fogo podemos citar a espessa camada de súber que envolve os troncos e galhos no cerrado, atuando como isolante térmico para proteger os tecidos mais internos durante uma queimada. Estes eventos acabam causando a morte das gemas terminais induzindo ao brotamento das gemas laterais, que é um dos mais aceitos para explicar a tortuosidade das árvores do Cerrado (COUTINHO, 2002).

Muitas espécies de arbustos e subarbustos desenvolveram órgão subterrâneo espessado que produzem gemas para resistir ao aquecimento do solo, permitindo a rebrota após eventos de fogo em que a planta perca toda a parte aérea. Normalmente esse mecanismo está associado com o acúmulo de reservas em órgãos subterrâneos para prover nutrientes de rápido acesso nessas ocasiões (CURY, 2008).

Algumas plantas desenvolveram pirogenia, que são características físicas ou químicas que faz com que peguem fogo de uma forma especialmente intensa durante queimadas. Dentre estas características podem apresentar folhas finas de rápida combustão, ramos com óleos voléteis e compostos combustíveis e folhas que resistem à decomposição, permanecendo na superfície do solo, acumulando uma biomassa altamente inflamável. A frequente ocorrência dessas características nas savanas indica que promovem vantagem adaptativa em ecossistemas habituados ao fogo (GAGNON *et al*, 2010).

O Alto potencial de inflamabilidade faz com que o fogo passe rapidamente pelas partes aéreas, fazendo com que o aquecimento no solo seja menor, apesar de ser mais intenso nas porções superiores (GAGNON *et al*, 2010). Essa pirogenicidade é mais um fator que vai de encontro com dados de que a vegetação arbustiva sofre maiores danos com eventos de fogo altamente frequentes, pois este extrato necessita de mais tempo e investimento de energia para recuperar as partes aéreas. Mesmo que o tamanho da população não seja

afetado mudanças no tamanho individual das espécies arbóreas provoca grandes alterações na estruturação física do Cerrado (HOFFMAN, 1999).

As após a passagem do fogo as sementes encontram um solo mais rico em nutrientes para germinação, sem macega (palha seca acumulada sobre o solo) como impedimento para a dispersão das sementes (principalmente anemocóricas) (COUTINHO, 2002).

O fogo pode afetar a germinação de diversas maneiras, aumentando germinação de forma direta ou indireta, normalmente associados à quebra de dormência, devido à queima do envoltório da semente, à criação de microfaturas por causa do choque térmico (ROTH, 1982) ou pela ação de substâncias químicas presentes na fumaça oriundas da biomassa vegetal (GALLAGHER *et al*, 1999 *apud* DIAS-FILHO, 2006). Outros fatores como a mortalidade de predadores e aumento da luminosidade do solo provocado pela queima da parte aérea das plantas foram também apontados para o aumento de viabilidade (SABIITI & WEIN, 1987; MIYANISHI & KELLMAN, 1986). Por outro lado, as altas temperaturas podem diminuir a viabilidade, podendo chegar à zero, devido à queima ou desidratação do embrião.

2.6 Semente e Diásporo

A semente pode ser considerada como o último estágio de desenvolvimento do óvulo ou rudimentar seminal (RS) fecundado e plenamente amadurecido, apesar de haver exceções em que sementes se desenvolvem de óvulos não fecundados. Esta se origina na metamorfose sofrida pela flor após eventos de polinização e fecundação(SOUZA, 2009; FERREIRA & BORGHETTI, 2004).

O termo “diásporo” pode ser designado à unidade de propagação das plantas superiores tanto para casos de espécies que apresentem a definição

clássica de semente como unidade de propagação quanto para espécies em que a unidade de propagação acompanhe estruturas acessórias, como ocorre no caso dos aquênios presentes nas Asterceae (FERREIRA & BORGHETTI, 2004).

A formação dos diásporos inicia com a dupla fecundação dos óvulos que ocorre no saco embrionário. Os óvulos, ou rudimentos seminais apresentam estruturas que com o desenvolvimento pós fecundação dão origem às estruturas presentes na semente. Um detalhamento das estruturas dos rudimentos seminais e de suas correspondentes na semente podem ser visualizados na tabela 1 e Figura 1 (a seguir).

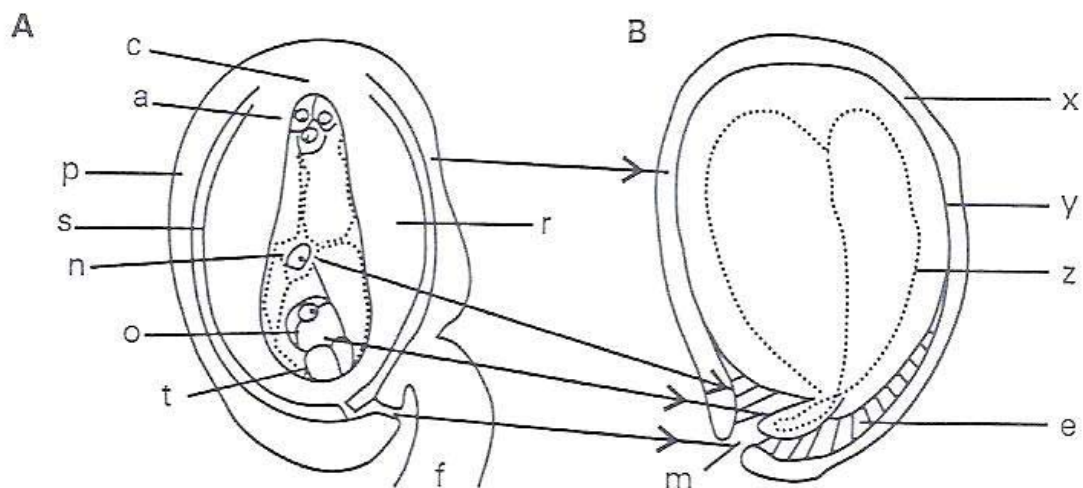


Fig 1. Fonte: AQUILA (1995) *apud* FERREIRA & BORGHETTI (2004). A) Estrutura do RS e B) da semente. P = primina (integumento externo do RS) S = secundina, (integumento interno do RS), c = calaza a=antípodas, n=núcleo secundário, o=ovocélula, t=sinérgides, f=funículo, x=testa (tegumento externo da semente), e = xenófito (endosperma), y = embrião, m = micrópila, r = nucelo, z = nervura dos cotilédones

Estruturas nos rudimentos seminais e suas correspondentes ontogênicas nas sementes

Estrutura nos rudimentos seminais	Função/Origem	Estrutura na semente	Função/Origem
Funículo	Via de vascularização do rudimento seminal	Hilo	Cicatriz deixada na semente pelo funículo, geramente efêmero. Quando persistente pode gerar arilos
Integumentos	Revestimento do nucelo	Tegumento	Proteção do embrião e do xenófito, nutrem a semente em formação conectando à a planta mãe pelos feixes vasculares, participam da dispersão quando possuem modificações estruturais para isso e em alguns casos são responsáveis pela dormência
Nucelo	Tecido meristemático que formam ginósporos e compõe o interior do rudimento seminal. Os ginósporos são estruturas, que originam o ginófito	Perisperma	O nucelo pode ser consumido durante a formação da semente, caso não seja forma o perisperma, que é um tecido de reserva
Ginófito	Também conhecido como saco embrionário, representa a fase sexuada feminina da flor. Origina-se a partir da metamorfose do ginósporo com 3 divisões mitóticas que envolvem apenas os nucleos seguida de uma celularização, o que resulta em 7 células mononucleadas e uma central bi ou polinucleada	Xenófito	Originado da fecundação da célula central bi/polinucleada do ginófito é um tecido de reserva triploide ou poliploide que é consumido no processo da germinação, conhecido também pelo termo mal empregado de endosperma. Todas as semente o possuem, ao menos em fase inicial, podendo ser absorvido pelo embrião antes da semente atingir a maturidade
		Embrião	Originário da fecundação da oosfera, é composto pelo eixo embrionário que é formado por um tecido meristemático e pelos cotilédones, que tem função de reserva ou sientização de nutrientes
haustório	estrutura "estranha" composta por células muito grandes, com núcleos hipertróficos, que fazem parte do xenófito	---	Desaparece com a progressão da celularização do xenófito

Tabela 1. Funções e origem das principais estruturas presentes nos RS e suas correspondentes nas sementes (fonte: FERREIRA & BORGHETTI, 2004)

A fecundação da oosfera gera o embrião e a fecundação da célula central, binucleada ou polinucleada da origem ao xenófito, que é um tecido de reserva. Há casos em que o xenófito é referido também como endosperma. Na fase inicial do desenvolvimento todas as sementes possuem xenófito, mas este é consumido antes ou pós germinação como fonte de nutrientes. O desenvolvimento do xenófito e do embrião ocorrem em sincronia, não necessariamente simultaneamente, é comum o zigoto esporofítico apresentar dormência na fase de desenvolvimento inicial do xenófito(FERREIRA & BORGHETTI, 2004).

O xenófito apresenta estruturas polinucleadas, pois em muitos casos a cariocinese não acompanha a citocinese, de forma que a celularização ocorre em estágios mais avançados do desenvolvimento da semente, começando por um dos polos da semente. Essa dinâmica de compartimentalização do xenófito é considerada um eficiente processo para o armazenamento de carboidratos insolúveis(FERREIRA & BORGHETTI, 2004).

Assim que o xenófito alcança um bom número de células o zigoto esporofítico sai do estado de dormência e inicia o processo de histodiferenciação a medida que se submete a divisões mitóticas extensivas para formar o plano básico do corpo do embrião composto pelo eixo embrionário e os cotilédones(FERREIRA & BORGHETTI, 2004).

Com o desenvolvimento do nucelo e posterior diferenciação em xenófito e embrião há um aumento progressivo do volume na semente em formação causado principalmente pelo aumento no número e alongamento das células. Para acompanhar o crescimento os integumentos tem que estar sempre ajustando-se as tensões tangenciais com divisões que aumentam o seu comprimento (periclinais) e espessura (anticlinais), que é seguido pelo alongamento das células do tegumento externo em sentido anticlinal, formando a camada em paliçada. Nesta fase já se observa a cutícula entre as diferentes camadas dos tegumentos, testa, tégmen, nucelo e xenófito. A cutícula atua como uma barreira à difusão da água e pode ser uma das causas da dormência tegumentar(FERREIRA & BORGHETTI, 2004).

Estes processos anatômicos e fisiológicos de desenvolvimento de sementes podem ser divididos em três fases:

- I) Caracterizada pelo crescimento inicial devido à divisão celular e aumento do peso fresco e no conteúdo de água, que representa a maior parte do peso. Nessa fase que ocorre a histodiferenciação e morfogênese do xenófito e do eixo embrionário e cotilédones.
- II) Marcada pelo aumento de tamanho da semente decorrente da expansão das células e à deposição de reservas, normalmente proteínas junto com lipídios ou carboidratos, nos cotilédones e no xenófito. Conforme estes compostos vão sendo acumulados os vacúolos diminuem de tamanho, a matéria seca vai substituindo a água nas células, o que resulta em um aumento do peso seco e na diminuição da % de água na semente.
- III) Fase de secagem de maturação, ou dessecação. Ocorre o declínio rápido do conteúdo de água e há diminuição no peso seco da semente, resultando em uma redução gradual do metabolismo da semente passando à um estado de metabolismo mínimo ou quiescência. Quando desidratada a semente pode sobreviver à estresses ambientais.

(FERREIRA & BORGHETTI, 2004)

Durante a formação e maturação das sementes a água tem um importante papel nos processos fisiológicos de expansão e divisão celular, e no transporte de nutrientes que farão parte do embrião, do tegumento ou dos tecidos de reserva utilizados nas fases iniciais da germinação, atingindo de 30 a 40% do peso úmido. Ao final da maturação pode-se distinguir em uma divisão maniqueísta dois tipos de comportamentos:

- I) Ortodoxo, que abaixa o teor de água rapidamente por volta de 10%, variando em função da espécie tornando o ambiente da semente

impróprio para germinação pela falta de água e abaixando as taxas metabólicas do embrião. Este comportamento é caracterizado pela formação de banco de sementes

- II) Recalcitrante, o teor de água permanece elevado, e as vezes até aumenta, chegando a 70% dependendo da espécie, fazendo com que o ambiente da própria semente seja propício para germinação, que as vezes ocorre na própria planta mãe (viviparidade). Sementes recalcitrantes não passam pela fase de dessecação da semente. Este comportamento se caracteriza pela formação de banco de plântulas

(BERBEDO & MARCOS-FILHO, 1998).

As sementes ortodoxas geralmente são tolerantes à dessecação e provavelmente dependem disto para redirecionar os processos metabólicos em direção à germinação (BERBEDO & MARCOS-FILHO, 1998).

Diversas características podem contribuir para que tecidos das plantas apresentem resistência à dessecação, dentre elas: Volume vacuolar reduzido, regulação das rotas metabólicas para impedir a geração de compostos prejudiciais durante a desidratação, sistemas antioxidantes para impedir os danos causados por radicais livres e radicais reativos de oxigênio, mecanismos para impedir a fusão das membranas, acumulação de proteínas e solutos protetores, como açúcares e moléculas anfipáticas e proteínas LEA e operação de sistemas de reparo a possíveis danos causados pela desidratação (FERREIRA & BORGHETTI, 2004).

A resistência à dessecação nos ambientes savânicos pode estar relacionada com a resistência ao fogo e à altas temperaturas no solo e é um dos fatores determinantes para sobrevivência ao processo de fixação do material adotado pelos herbários.

2.7 Germinação

A germinação tem início com o processo de embebição, que promove a rehidratação dos tecidos da semente resultando no aumento da taxa metabólica, mobilização e assimilação de reservas, reativação e formação de enzimas, divisão e alongamento celular e desenvolvimento do embrião (SOUZA, 2009).

O processo de embebição das sementes pode ser dividido em três fases:

- I) Fase inicial com as maiores taxas de embebição. Ocorre meramente por propriedades físicas coloidais relacionadas com a composição dos tecidos de reserva e ao potencial hídrico existente entre a semente e o ambiente ao qual está, podendo ocorrer até em sementes mortas ou inviáveis.
- II) Nesta fase o teor de água alcança um patamar estável, levemente ascendente ou nulo, pois foi atingido o equilíbrio osmótico. A água tende sempre a ir para o menor potencial hídrico e nesta fase o potencial hídrico do meio está equilibrado com o da semente.
- III) Na terceira fase a entrada de água é retomada pela diminuição do potencial osmótico decorrente do metabolismo energético da semente pela degradação de reservas, promovendo o aumento de solutos nas células. Enzimas hidrolíticas agem na degradação de paredes celulares fazendo que o potencial de pressão (força de reação criada por barreiras físicas ao entugecimento da célula) fique menor. Nesta fase, juntamente com a expansão das células ocorrem divisões mitóticas que culminam com o alongamento embrionário e protusão da raiz primária, que é quando se considera a plântula germinada.

(SOUZA, 2009)

Na fase II após o início da embebição, quando as sementes apresentam em torno de 20 % de água, ocorre a reativação do metabolismo energético, que é

baixo nesta fase na maioria das sementes (ortodoxas). A quantidade de ATP aumenta rapidamente com a reativação mitocondrial. A respiração aeróbica é a fonte de ATP mais importante antes da protusão da raiz primária, mas em sementes com tegumento impermeável a gases, como consequência da falta de oxigênio temporária ocorre a respiração anaeróbica, que produz também etanol. Enzimas específicas para neutralizar o etanol são encontradas nesses casos (SOUZA, 2009).

Um dos primeiros eventos que ocorre após a embebição é a reparação dos danos ao DNA 1 causado pelo processo de dessecação. Quando a semente apresenta cerca de 50% de água ocorre a síntese de DNA, RNA e proteínas, que inicialmente são formadas a partir de RNAs pré existentes produzidos durante a formação da semente, dando *start* no ciclo celular (SOUZA, 2009), que envolve não somente as sínteses de ácidos nucleicos, mas também a regeneração do citoesqueleto e da funcionalidade dos microtúbulos (FERREIRA & BORGHETTI, 2004).

O alongamento da radícula embrionária dentro da semente ocorre antes da protusão da raiz primária, durante a preparação para a divisão celular, por alongamento ou expansão das células decorrente da replicação dos cromossomos e crescimento celular pré mitótico. Em alguns casos esses processos já promovem a protusão da raiz primária, antes mesmo de se completar a citocinese, em outros pode ocorrer número substancial de divisões e morfogênese antes da protusão e emergência (FERREIRA & BORGHETTI, 2004).

Em muitas sementes os tecidos circunvizinhos ao embrião (xenofito, perisperma, tegumento ou pericarpo) podem restringir mecanicamente a emissão da raiz primária. Para que a germinação ocorra nesses casos deve haver o aumento do potencial de crescimento por parte do embrião (através do incremento na concentração de solutos nas células radiculares, aumentando assim o seu potencial osmótico) ou o enfraquecimento dos tecidos de revestimento, que pode ocorrer através de enzimas hidrolíticas, que degradam a parede celular (FERREIRA & BORGHETTI, 2004).

A figura 2 resume bem os processos decorrentes na formação e germinação de sementes.

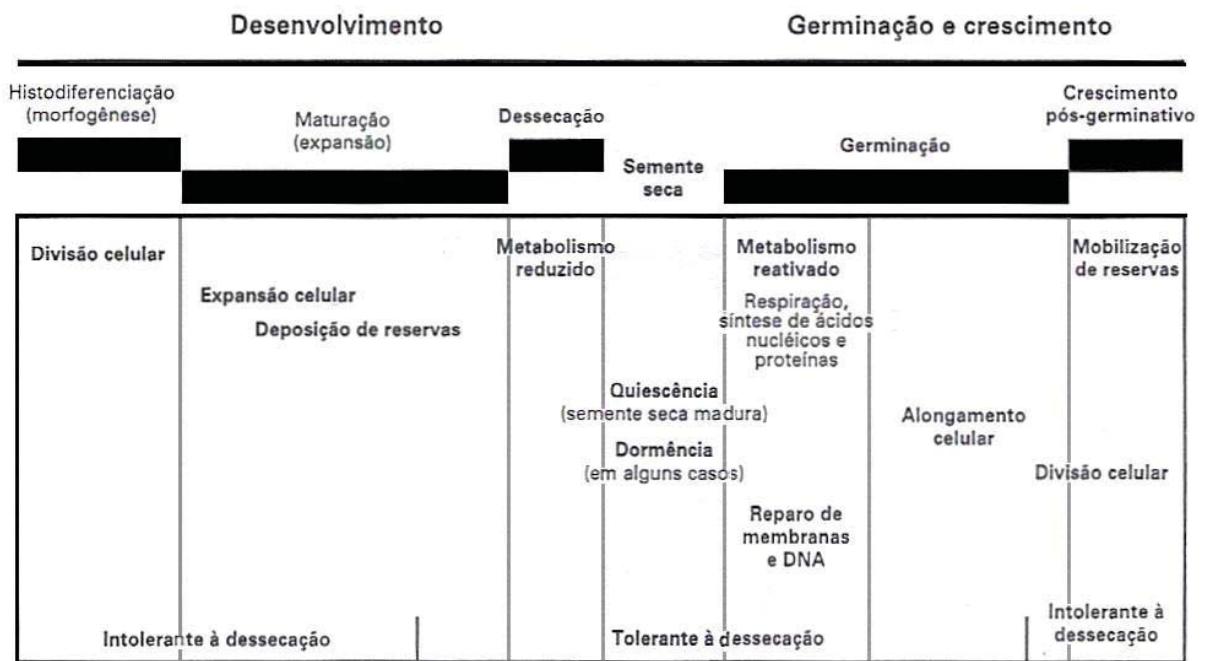


Figura 2. Fonte: FERREIRA & BORGHETTI (2004). Esquema geral de eventos associados ao desenvolvimento, germinação e crescimento pós-germinativo de sementes.

2.8 Dormência

Depois que a semente foi dispersa ela é um organismo autônomo e a continuidade de seu desenvolvimento depende de características internas e ambientais para que o crescimento do embrião seja retomado, sendo necessária a disponibilidade de água, temperatura e concentrações de oxigênio adequadas para que ocorra a germinação. Sementes que germinam ao

encontrarem estas condições favoráveis são consideradas quiescentes (FERREIRA & BORGHETTI, 2004).

Contudo ainda existem algumas sementes, chamadas de dormentes, que desenvolveram mecanismos para espaçar a germinação ao longo do tempo, mesmo se encontrando sob condições ambientais ótimas para germinação. Esses mecanismos ainda não estão bem descritos, mas são restrições internas ou sistêmicas à germinação e representam uma importante estratégia ecológica de sobrevivência, pois dilui os riscos ao longo do tempo (FERREIRA & BORGHETTI, 2004). Por exemplo, uma espécie quiescente dispersa na época seca que passe por um evento de chuvas atípicas pode ter o evento de germinação iniciado, mas que provavelmente resulta em grande mortalidade das plântulas por déficit hídrico, pois germinariam como resultado de um evento de chuvas casual. Caso fosse uma espécie que apresentasse dormência, apenas poucas sementes germinariam e passariam por esta situação de estresse hídrico enquanto o restante ficaria no banco de sementes até que a dormência fosse quebrada e outros eventos tornassem o ambiente favorável para germinação. O mesmo pode ocorrer para casos de predação e pisoteio de plântulas e eventos de fogo, em que nas sementes com dormência apenas pequena porção das plântulas é exposta a perturbações casuais.

A distribuição da germinação ao longo do tempo ocorre pois as sementes de um indivíduo apresentam diferentes graus de dormência e além de representar uma diluição dos riscos faz com que a competição seja menor (SOUZA, 2009).

A dormência foi definida por Souza (2009), como sendo fundamentalmente a incapacidade de germinação do embrião devido às condições inerentes à semente. O tipo de dormência pode ser classificado quanto à origem, sendo primária quando esta se instala durante a fase de desenvolvimento ou maturação da semente, sendo dispersa já em estado dormente, e secundária quando se instala em uma semente quiescente após a dispersão quando esta encontra ambiente desfavorável ou estressante para germinação, normalmente relacionado

com os fatores luz, água, oxigênio, temperatura e presença de substâncias tóxicas(FERREIRA & BORGHETTI, 2004).

A dormência primária e secundária diferem principalmente em relação ao estágio em que se encontra o ciclo celular antes da indução da dormência, enquanto a dormência primária é induzida quando a síntese de DNA está interrompida a secundária é induzida após o início desse processo (CASTRO *et al*, 2001 *apud* FERREIRA & BORGHETTI, 2004).

Existem basicamente dois mecanismos de expressão da dormência:

- I) Exógena, química ou tegumentar, pela impermeabilidade criada por sua composição e estrutura do tegumento ou por compostos químicos inibidores presentes nos tecidos adjacentes ao embrião ou no fruto.
- II) Endógena, fisiológica ou morfológica, pela imaturidade do embrião ou pelo balanço de substâncias inibidoras e estimulantes à germinação.

(SOUZA, 2009; FERREIRA & BORGHETTI, 2004)

Os mecanismos pelos quais se manifestam a dormência fisiológica ainda são obscuros, mas acredita-se que o o ácido abscísico (ABA) seja responsável pela supressão da germinação. Outro hormônio que se relaciona com este tipo de dormência é a giberilina (GA), que tem potencial antagonístico ao ABA, de forma que o balanço destes dois hormônios regula a expressão ou quebra desse tipo de dormência(FERREIRA & BORGHETTI, 2004).

A dormência morfológica se refere às sementes que são dispersas com o embrião imaturo, apresentando ainda indiferenciação dos tecidos ou desenvolvimento incompleto e deve passar por um período de maturação separado da planta mãe para adquirir o estado de quiescência (FERREIRA & BORGHETTI, 2004).

A dormência química é causada pela presença de substâncias inibidoras de crescimento presentes no pericarpo ou ou nos tecidos adjacentes ao embrião.

Difere da dormência fisiológica pois embriões que são postos para germinar isoladamente são capazes de germinar.

A dormência tegumentar se desenvolve devido a impermeabilidade dos tegumentos que se expressam e estabelecem durante a rápida fase de desidratação, com o conteúdo de água na semente variando de 2 a 21%. Sendo assim, espécies que apresentam dormência tegumentar são capazes de embeber e germinar, se coletadas no ponto de maturidade fisiológica, antes do início da fase de dessecação (BASKIN & BASKIN, 1998 *apud* FERREIRA & BORGHETTI, 2004).

A impermeabilidade dos tegumentos pode interferir na absorção da água, no alongamento embrionário, nas trocas gasosas e no impedimento à saída de inibidores e/ou fonte de inibidores da germinação

Nas Fabaceae a impermeabilidade à água é conferida pela testa que apresenta células em paliçada, com paredes secundárias grossas e lignificadas (escleroídes) que são revestidas por cutícula de natureza graxa e camada subcuticular impregnadas com substâncias hidrofóbicas (SOUZA, 2009; FERREIRA & BORGHETTI, 2004).

Há casos em que tegumentos e envoltórios oferecem impermeabilidade a gases decorrente da embebição do tegumento, o que forma uma película contínua de água ao redor do embrião, impedindo a difusão de oxigênio para o interior da semente (SOUZA, 2009; FERREIRA & BORGHETTI, 2004).

O tipo de dormência predominante nas espécies arbóreas dos ambientes de cerrado é a dormência tegumentar, que representa 70% dentre os tipos de dormência, seguida pela dormência fisiológica com 24% e a dormência morfológica ou morfofisiológica com 6%, o que contrasta com os ambientes de floresta tropical úmida que apresentam 52% de dormência fisiológica, 30 % de dormência morfológica ou morfofisiológica e 18% de dormência tegumentar (BASKIN & BASKIN, 1998 *apud* FERREIRA & BORGHETTI, 2004). Essas diferenças são resultado das diferentes pressões de seleção apresentadas por cada fisionomia, que diferem bastante quanto a disponibilidade de água, no que se

refere à distribuição sazonal e intensidade das chuvas, frequência de queimadas e amplitudes térmicas.

Na natureza a dormência é quebrada através de um acúmulo de estímulos, entre eles, exposição ao fogo, ataque de microorganismos, substâncias químicas presentes no solo, determinados comprimentos de luz, passagem pelo trato digestivo dos animais, choques térmicos devido à amplitude de temperatura diária e sazonal, eventos de chuva entre outros. Estes estímulos podem atuar na dormência exógena decompondo, rompendo ou enfraquecendo o tegumento e/ou pericarpo, e na dormência endógena ou dando “start” fisiológico na dormência endógena, seja pela ativação do fitocromo C com determinados comprimentos de onda ou pelo estímulo à produção de hormônios reguladores ou lixiviação de substâncias inibidoras da germinação (SOUZA, 2009; FERREIRA & BORGHETTI, 2004).

A dormência atrapalha a cadeia de produção agrícola e florestal, pois nesses sistemas de produção deseja-se uniformização do processo para que as práticas culturais possam ser empregadas com maior eficácia, já que essas práticas são específicas para cada estágio de desenvolvimento da cultivar, necessitando assim que todas as plantas estejam no mesmo período de desenvolvimento. Para que isso ocorra é necessário que a germinação seja sincrônica, então se desenvolveram métodos artificiais para quebra de dormência (FERREIRA & BORGHETTI, 2004).

Para a dormência tegumentar se utilizam técnicas que promovam abertura no tegumento, então pode ser realizada a escarificação mecânica ou química. Não é necessária a total remoção do tegumento, necessitando-se apenas a abertura de uma entrada de água. A escarificação mecânica pode ser feita a partir de cortes no tegumento com facas, tesouras de poda, estiletes ou a partir da abrasão com limas ou lixas. Nesta técnica deve-se tomar cuidado para não danificar o embrião, então normalmente adota-se o lado oposto à protusão da raiz para escarificação. A escarificação química pode ser realizada com a aplicação de ácido sulfúrico concentrado sobre as sementes por tempo determinado, que varia

de espécie para espécie, seguida de lavagem e imersão em água. Uma alternativa à escarificação é exposição à altas temperaturas em água quente pode ser realizada para remoção das ceras presentes no tegumento, diminuindo a impermeabilidade (FERREIRA & BORGHETTI, 2004). Esta técnica normalmente resulta em uma eficácia inferior à escarificação, mas têm bom rendimento, pode ser feita sem equipamentos específicos e apresenta poucos riscos para quem for aplica-la.

Tratamentos de temperatura são necessários para várias espécies de clima temperado, estas necessitam passar por baixas temperaturas para germinarem, imitando as condições por que passam durante o inverno. Algumas outras espécies requerem altas temperaturas para que se ocorra a quebra de dormência, que na natureza podem se dar através de dias muito quentes ou eventos de queimada. Estes mecanismos de dormência não foram completamente elucidados (FERREIRA & BORGHETTI, 2004).

Para a dormência química pode ser utilizado o processo de lixiviação, que compreende passagem da água pelas sementes com o intuito de carrear substâncias inibidoras de crescimento. Em ambiente natural esse efeito é obtido através de chuvas torrenciais ou frequentes (FERREIRA & BORGHETTI, 2004).

Aplicação de reguladores de crescimento podem ser utilizados para quebra de dormência fisiológica, eles tem a função aumentar níveis endógenos de substâncias que aceleram a germinação ou antagonizar o efeito de inibidores do metabolismo embrionário. As gibberelinas são o grupo de inibidores que tem o mais amplo espectro de quebra de dormência, seguido pelas citocininas e etileno. Em geral aplicações exógenas de reguladores de crescimento são mais eficientes quando combinadas entre si ou com algum fator externo como a luz. Na natureza choques de luz, temperatura e períodos de embebição dos diásporos fazem com que o balanço endógeno dos reguladores flutue, provocando a germinação em situações específicas (FERREIRA & BORGHETTI, 2004).

O mais importante para se definir os métodos de quebra de dormência nas espécies e compreende quais são as possíveis causas de sua ocorrência e

entender por quais processos ecológicos são quebradas no ambiente natural (FERREIRA & BORGHETTI, 2004).

2.9 Resistência de Sementes: Evidências que corroboram com a resistência ao processo de herborização e armazenamento em herbário

Poucos estudos abordam o efeito das perturbações decorrentes do processo de herborização, que são principalmente a exposição à altas temperaturas por períodos prolongados durante a secagem de material na estufa e períodos de armazenamento dos diásporos superiores a décadas, mas foram encontrados na literatura alguns artigos que evidenciam a capacidade de algumas espécies de suportar estas condições.

Estudos de germinação com algumas espécies do cerrado evidenciaram resistência à dessecação, a pesquisa de Nassif (1997) demonstrou a termoresistência do amendoim bravo (*Pterogyne nitens*) a temperaturas de 70° C por durante 72 horas em aquecimento seco (não embebidas em meio aquoso). O estudo de Perez e Moraes (1990) demonstrou estresse térmico em diversas temperaturas de aquecimento a seco nas sementes de *Prosopis juliciflora* chegando a temperaturas de até 75° por 72 horas, o que diminuiu a viabilidade de germinação, contudo não inibindo-a. Esta diminuição da viabilidade se relacionou principalmente com o retardamento do processo de germinação e não com a deterioração da capacidade germinativa.

Alguns estudos evidenciaram a manutenção da viabilidade e capacidade de propagação de frutos e sementes dispersos há milênios. Yashina *et al* (2012) conseguiram realizar a propagação *in vitro* de *Silene stenophylla* a partir de tecidos placentários de frutos imaturos que foram datados com cerca de 32 mil anos por radiocarbono. Estes frutos foram encontrados em tocas de esquilos a 35m de profundidade, em depósitos de gelo do rio Kolyma, na Sibéria e o

processo de propagação resultou em plantas viáveis, férteis que apresentaram padrão morfológico diferente de plantas da mesma espécie encontradas atualmente. Foram tentados outros métodos de propagação, mas o único que resultou em plantas que completaram sua formação e geraram descendentes foi a partir do tecido placentário de frutos imaturos.

Outro exemplo de resistência ao tempo de armazenamento foi a germinação das sementes de tamareira (*Phoenix dactylifera*) encontradas em Israel, nas escavações de Masada, uma fortaleza do rei Heródes. As sementes datavam de cerca de 2000 anos e foram tratadas com ácido giberilínico, com hormônio enraizador hormoril T8 e fertilizantes e germinaram após 8 semanas, gerando plantas com desenvolvimento similar aos exemplares de hoje. Sallon e colaboradores, autores da pesquisa, ressaltam a importância da conservação destes genótipos e da possibilidade de sua utilização para o cultivo moderno de tamareiras a partir da criação de novas cultivares com o material genético desta variedade domesticada a 2000 anos atrás.

Estes exemplos demonstram que as pesquisas relativas à viabilidade de propágulos ainda é insipiente e que estes podem resistir a longos períodos de armazenamento, mesmo sob condições que não são consideradas ideais para a conservação de germoplasma e que podem resistir a perturbações intensas como longos períodos de aquecimento ou congelamento (que provoca a cristalização das moléculas de água).

3 Objetivo

Avaliar a capacidade de um herbário de atuar como banco de germoplasma complementar, através dos frutos e sementes armazenados após o processo de secagem em estufa, com enfoque para espécies que ocorrem no cerrado *lato sensu* do Estado de São Paulo.

O presente trabalho pretende responder as seguintes perguntas:

1. Em que proporção espécimes conservados em herbários possuem potencial germinativo?
2. Quais grupos taxonômicos apresentam maior potencial germinativo após conservação em herbário?

4 Material e Método

Foram coletadas sementes de material herborizado para realização de testes de germinação para avaliar se os herbários podem apresentar potencial para conservação da biodiversidade. Estas sementes foram provenientes de duplicatas de exsicatas do Herbário ESA (herbário ligado à Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz – Universidade de São Paulo – Piracicaba). A confecção de duplicatas é parte dos processos rotineiros dos coletores, pois são utilizadas como material de doação, permuta e empréstimo entre herbários.

As duplicatas com frutos e/ou sementes que foram coletados durante o estado de total maturação foram utilizadas mediante autorização da Curadoria do ESA para serem utilizadas no estudo. Estratégias de seleção foram utilizadas para preservar ao máximo as coleções, como por exemplo dar preferência à retirada de frutos de exsicatas com mais de uma duplicate e, sempre que possível retirar poucos frutos da mesmo espécime. A efetividade dessas estratégias esteve atrelada à disponibilidade de material, assim quanto mais abundante o número de duplicatas passíveis de utilização menor foi a quantidade de frutos retirados de cada duplicata. Por exemplo, se houvesse 30 duplicatas de uma espécie seria necessária a retirada de 1 semente de cada para atingir o número amostral de 30 sementes para esta espécie, dessa forma diluindo o impacto entre as duplicatas ao ponto de não prejudicar a amostra.

Muitas exsicatas apresentam também frutos e sementes soltas, que foram preferencialmente usados. É muito comum a ocorrência de sementes soltas em espécies que apresentem frutos deiscentes, principalmente nas anemocóricas. Estes frutos e sementes que se despreendem normalmente se perdem com o manuseio das exsicatas, principalmente se forem pequenos. E por isso sua retirada causou menor impacto.

4.1 Herbário ESA

O estudo foi realizado utilizando a coleção botânica do herbário da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz (ESALQ-USP), suas dependências e sua infra-estrutura de viveiro. Este situa-se na cidade de Piracicaba, no Estado de São Paulo e possui um acervo de cerca de 120.000 espécimes (Species Link, 2011).

O ESA foi efetivamente implantado em meados da década de 1980 com a união de coleções individuais de professores da ESALQ de plantas de interesse prioritariamente agrônômico a partir de esforços dos professores Professores Luís Eduardo Catharino, Waldir Mantovani e Luís Antônio Rochelle, sendo este último curador do herbário até 1990. Em seguida nos anos de 1991 e 1992 a curadoria foi exercida pelo Prof. Lindolpho Capellari Jr, entre 1993 e 2011 esteve sob responsabilidade do Prof. Vinicius Castro Souza e a partir de 2012 sob responsabilidade do Dr. Gerson Oliveira Romão. A partir de meados dos anos 90 o herbário teve grande desenvolvimento com pesquisas principalmente dos professores Ricardo Ribeiro Rodrigues e Vinicius Castro Souza e com pesquisas de múltiplas instituições, como os projetos “Flora Fanerogâmica do Estado de São Paulo”, “Dinâmica das Formações Florestais do Estado de São Paulo, 40 hectares de Parcelas Permanentes”, “Diversificação e Regionalização das Matrizes de Árvores Nativas do Estado de São Paulo”, “Recuperação e Conservação dos Ecossistemas de Restinga do Litoral Sul” (Species Link, 2011).

Atualmente cerca de 55 projetos estão em andamento utilizando o acervo do Herbário ESA, a maioria dos quais relacionados a temas de dissertações e teses incluindo 11 diferentes orientadores, coordenadores ou supervisores, provenientes do próprio Departamento de Ciências Biológicas ou de outros Departamentos da ESALQ, como o Departamento de Ciências Florestais ou de outras unidades da USP (Species Link, 2011).

Dentre os projetos finalizados recentemente ou em andamento podemos citar: “Flora de Minas Gerais: Begoniaceae” (FELICIANO, 2009), “Levantamento florístico e distribuição de macrófitas aquáticas na Represa Guarapiranga, São

Paulo, Brasil” (RODRIGUES, 2011), “Dinâmica de Floresta Estacional semidecidual, Gália, Alvilândia, SP. Brasil.” (BARRETO, 2009), “Ecologia de Cerrado da Região de Itararé” (FARACO, em andamento), “Revisão de *Mimosa* sect. *Calothamnos* (Fabaceae-Mimosoideae).” (SAVASSI, 2009), “Revisão Taxonômica das *Sloanea* (Elaeocarpaceae) Neotropicais” (SAMPAIO, 2009), “Revisão de *Gaylussacia* (Ericaceae)” (ROMÃO, 2011), “Revisão de *Mezilaurus*, *Williamodendron* (Lauraceae)” (ALVES, 2011).

4.2 Lista de Espécies

Uma lista preliminar da flora do cerrado foi elaborada pela doutoranda Ana Gabriela Faraco, que compilou listagens de espécies de trabalhos científicos de levantamentos florísticos e fitossociológicos em regiões de Cerrado. Esta lista é parte de sua tese de doutorado “Ecologia do Cerrado da Região de Itararé” (em andamento). Esta lista engloba espécies da região fitogeográfica do Cerrado, incluindo todos os ecossistemas do domínio, pois os levantamentos base são delimitados geograficamente, abrangendo as diferentes formações da região do estudo. Dificilmente se encontram levantamentos que focalizam no ecossistema do cerrado *lato sensu*.

As denominações das listas dos trabalhos selecionados foram atualizadas a partir do portal “Lista de espécies da flora do Brasil”, que pode ser acessado a partir do endereço eletrônico: <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/2010/> (Acessado 01/08/2011). As listas de cada levantamento foram unificadas em uma lista geral para o Cerrado, os sinônimos foram eliminados, bem como as espécies que não foram encontradas no portal. Sabendo-se da riqueza da flora do Cerrado foi adotado um filtro geográfico para restringir o foco do estudo, incluindo-se apenas trabalhos realizados no estado de São Paulo, voltando este estudo especificamente para o Cerrado paulista.

A listagem preliminar apresentou mais de 1000 espécies que ocorriam nos diversos ecossistemas na área de domínio do Cerrado no Estado de São Paulo. Para limitar o número de espécies testadas, o Prof. Dr. Vinicius Castro Souza classificou as espécies em 3 graus de relevância de amostragem priorizando espécies exclusivas (por exemplo *Cayocar brasiliense* e *Styphnodendron adstringens*) ou bastante típicas do cerrado (por exemplo, *Curatella americana*). Esta fitofisionomia foi escolhida pois provavelmente apresenta maior potencial de seleção de características de resistência ao dessecamento devido ao processo evolutivo atrelado ao regime de queimadas.

Sendo assim, as espécies generalistas ou mais típicas de outras fitofisionomias, como *Tapirira guianensis*, por exemplo não foram amostradas. Espécies recomendadas e prioritárias foram incorporadas nos testes de germinação, sendo as espécies prioritárias reconhecidamente abundantes que não são generalistas e/ou espécies endêmicas do cerrado *lato sensu*. Assim, a escolha das espécies amostradas seguiu uma ordem de prioridade que incluiu:

1. Disponibilidade de sementes no herbário ESA
2. Relevância da espécie para o Bioma Cerrado (Espécies mais comuns e mais típicas foram priorizadas)
3. Riqueza taxonômica (a amostragem incluiu o máximo possível de famílias e gêneros).

Da listagem final com 164 espécies, 117 apresentaram exsiccatas com diásporos maduros passíveis de serem retirados e entre essas foram escolhidas 79 espécies/subespécies para realização do estudo.

Uma espécie não representativa para o cerrado *stricto sensu* foi adicionada á lista, *Cochlospermum vitifolium*, que é uma espécie típica da região amazônica e ocorre também em algumas regiões de mata atlântica e caatinga do nordeste. Esta espécie foi incluída com o intuito de se avaliar se havia capacidade germinativa de uma espécie, que fosse típica de outra fitofisionomia. Para isso foi escolhida uma espécie de mesmo gênero e mesmo mecanismo de dormência que

Cochlospermum regium, que já havia apresentado capacidade germinativa no estudo preliminar realizado. As duas espécies apresentam os mesmos mecanismos de dormência associados à presença de tegumento com células em paliçada, presença de cutícula hidrofóbica, e espessamento das paredes celulares.

Contando com *C. vitifolium* o estudo abrangeu 80 espécies/subespécies. O “Anexo A” inclui a lista de espécies que foram selecionadas para os testes de germinação com revisão das informações de nome científico, família, nome popular, porcentagem de água na semente, tolerância à dessecação (por armazenamento sob controle de umidade), tolerância ao frio (por armazenamento sob controle de temperatura), dormência, viabilidade, porcentagem de germinação, tempo médio de emergência após semeadura, hábito, época de floração, época de frutificação e síndrome de dispersão que foram encontradas na literatura.

4.3 Número amostral

O Número amostral variou de 1 a 30 sementes dependendo da disponibilidade do material. Números menores normalmente estão associados a espécies com menor intensidade de coleta, espécies com frutos grandes ou baixo número de duplicatas. Números maiores normalmente estão ligados a espécies que apresentem frutos ou sementes soltas, muitos frutos por ramo, frutos com muitas sementes, grande quantidade de duplicatas e alta intensidade de coleta. O número amostral máximo foi adotado estimando-se o número ideal entre o menor impacto aos espécimes e suficiência amostral. Foi levada em consideração a necessidade de testar uma grande gama de espécies dentro do tempo hábil e da infra-estrutura de germinação do Laboratório de Reprodução e Genética de Espécies Arbóreas (LARGEA) para avaliar o potencial germinativo em situação pós herborização, que representasse diversas famílias, observando a existência

de indicativos de padrões de persistência ao longo do tempo, tendo em vista o caráter exploratório desta pesquisa, já que estudos como este ainda não tinham sido realizados.

4.4 Testes de germinação

Primeiramente os frutos foram beneficiados e as sementes foram removidas do endocarpo manualmente. Frutos secos indeiscentes foram abertos com auxílio de um martelo, os frutos secos deiscentes em muitos casos já se encontravam abertos, ou semi-abertos, sendo facilmente beneficiados. Em algumas espécies com frutos carnosos foi possível a remoção das sementes quebrando manualmente o endocarpo seco, quando isso não foi possível estes foram rehidratados através da imersão em água em temperatura ambiente para facilitar seu beneficiamento. Os frutos em capítulo não tiveram suas sementes removidas e foram utilizados na íntegra pra realização dos testes de germinação, o que auxiliou na visualização das sementes, devido ao seu tamanho reduzido. As sementes de *Andira humilis* foram retiradas com o auxílio de uma tesoura de poda.

Para reduzir as chances de infestação por fungo as sementes aladas tiveram as alas quebradas quando possível e as sementes que apresentaram arilo tiveram esta estrutura removida

Para cada exsicata que teve sementes retiradas foi gerado um teste de germinação, assim sementes de cada espécime não foram misturadas, para que fossem tratadas individualmente as diferentes datas de coleta. Então por exemplo, para a espécie *Piptocarpha rotundifolia* foram gerados 9 testes de germinação com N variável, um para cada exsicata que foi fonte de propágulos, 3 testes com 5 sementes, 4 testes com 3 sementes, 1 teste com 2 sementes e 1 teste com 1

semente, totalizando 30 sementes testadas (numero máximo) oriundas de 9 exsiccatas diferentes.

Os testes de germinação foram conduzidos no Laboratório de Reprodução e Genética de Espécies Arbóreas - LARGEA – ESALQ/USP.

Os testes foram realizados em substrato de vermiculita fina peneirada, previamente esterilizada em estufa a 105°C por 24h. Apesar deste substrato não estar na “Regras para análise de sementes” publicada por Brasil (2009), é um substrato que é consagrado por diversos autores e tem mostrado ótimos desempenhos de germinação para uma grande gama de espécies, sendo tão eficiente ou mais eficiente que o papel filtro ou areia (Martins *et al*, 2011a; Martins *et al*, 2011b; Martins *et al*, 2012; Miranda *et al*, 2012; Gudes *et al*, 2010; Pivetta *et al*, 2008).

Para acondicionamento do substrato foram utilizados 3 tipos de recipientes, que foram escolhidos de acordo com o tamanho e quantidade de sementes disponíveis para teste.

- 1) Caixa acrílica tipo “gerbox” com dimensões de 10X10X3, que foi preenchida com 200 ml de vermiculita e conteve de 1 a 30 sementes
- 2) Copo plástico descartável com volume de 150 ml, que foi preenchido com 70 ml de vermiculita e conteve de 1 a 9 sementes
- 3) Copo plástico descartável com volume de 50 ml, que foi preenchido com 30 ml de vermiculita e conteve de 1 a 4 sementes



Figura 3. Modelos dos testes de germinação montados. À esquerda, *Aspidosperma macrocarpon* montado em “gerbox”, no centro, *Croton glandulosus*, em copo plástico descartável de 150 ml e à direita, *Lessingianthus grandiflorus* mntado em copo plástico descartável de 50 ml.

Antes da montagem dos testes os recipientes foram esterilizados passando-se um algodão embebido com hipoclorito de sódio (NaClO) 10% nas paredes internas dos recipientes para reduzir a contaminação por fungos.

Como os copos plásticos não possuíam tampa foram recobertos com filme de PVC para que se mantivesse a umidade do substrato por mais tempo e se criasse um microclima mais úmido, como nos “gerbox”.



Figura 4. Prateleira do germinador com os testes em copos plástico de 150ml. No canto direito inferior observa-se uma plântula de *Cochlospermum vitifolium*, já sem a cobertura do filme de PVC.

Os testes de germinação foram conduzidos em câmaras de germinação tipo B.O.D. (*Biochemical Oxygen Demand*) sob fotoperíodo por 24 horas e a temperatura constante de 25°C. Realizou-se o monitoramento da germinação e da umidade do substrato 3 vezes por semana, quando se constatava a necessidade de irrigação o substrato era umedecido com água deionizada. Os testes foram mantidos e avaliados por 60 dias, período que contempla o período médio de emergência para todas as espécies amostradas, com exceção de *Lessingianthus bardanoides*. Na bibliografia foi encontrado que *Lessingianthus bardanoides* tem germinação média após 36 a 78 dias dependendo do regime de luz e temperatura, sendo 78 dias em regime de alternância de temperatura (15-35°C) em fotoperíode

de 8h e 36 dias sob temperatura de 25° C (CURY, 2008), portanto foi contemplada pelo período de avaliação adotado para esta pesquisa.



Figura 5. Câmara de germinação contendo testes de germinação de diversas espécies

Foram consideradas germinadas as sementes que apresentaram protusão da raiz primária e/ou desenvolvimento dos cotilédones.

As tampas dos gerbox e os filmes de PVC que recobriam os recipientes foram retirados assim que as plântulas atingiram altura próxima, para que este não impedisse o desenvolvimento das mesmas até que pudessem ser repicadas.

As sementes germinadas que se apresentaram boa formação foram repicadas para tubetes ou vasos contendo 50% de vermiculita e 50% de substrato orgânico comercial (Basaplant) assim que desenvolveram o primeiro par de folhas verdadeiras, com exceção das plântulas de *Hymenaea stigonocarpa*, que foram repicadas assim que houve a emissão dos cotilédones, pois o recipiente já estava

ficando pequeno e já se observava o enovelamento das raízes mesmo poucos dias após a germinação.

5 Resultados e Discussão

Foram realizados 205 testes de germinação, 1 para cada exsicata que foi fonte de sementes, totalizando uma amostragem de 80 espécies/sub-espécies e 25 famílias. Os propágulos de todos os testes totalizaram 1346 sementes. Das espécies estudadas 25 foram testadas com o N máximo proposto de 30 sementes por espécie.

Os resultados dos testes de germinação estão apresentados no ANEXO – B.

As sementes que apresentaram o maior tempo de armazenamento foram sementes de uma exsicata da espécie *Lithrea molleoides*, que foram coletadas em 1939. As sementes que apresentaram menor tempo de armazenamento foram sementes de uma exsicata da espécie *Chamaecrista cathartica*, que foram coletadas em 2009. A maioria das exsicatas que serviram como fonte de sementes para este estudo foram coletadas na década de 90, período em que houve uma intensiva expansão da coleção do ESA e foram realizadas muitas campanhas de coleta. A distribuição da data de coleta das exsicatas utilizadas foi demonstrada no gráfico 1.

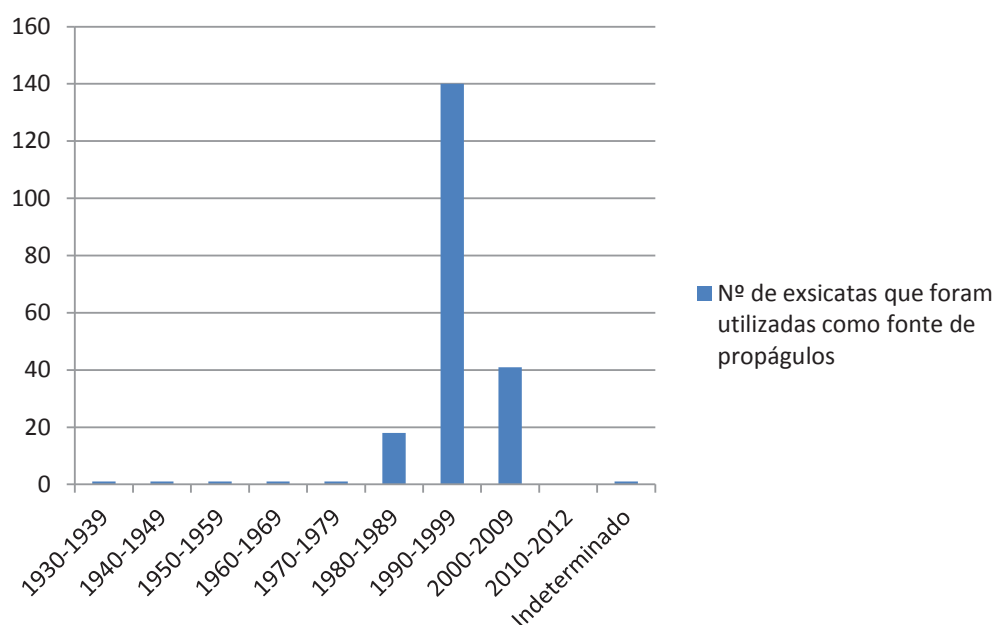


Gráfico 1. Número de exsicatas utilizadas de cada período de coleta

Não foi realizada quebra de dormência em nenhuma espécie, mesmo assim quase todas as sementes mesmo quando inviáveis absorveram água, apresentando amolecimento do tegumento e algumas vezes desenvolvimento de processos fúngicos, que raramente ocorrem em casos em que a dormência tegumentar está ativa, pois a baixa quantidade de água na semente, a cutícula cerosa e a dureza do tegumento tornam as reservas indisponíveis para o ataque de fungos. A quebra de dormência por armazenamento já foi constatada para diversas espécies e em muitos casos é utilizada como método prático de superação de dormência, pois a tendência normal é que esta ocorra gradativamente conforme a semente envelhece (Julho, 2005). É possível que o processo de herborização em estufa provoque fissuras no tegumento, abrindo uma porta para a absorção de água. *Stryphnodendron adstringens* foi a única espécie que apresentou algumas sementes com dormência tegumentar persistente ao processo de herborização e ao tempo de armazenamento, 8 das 30 sementes utilizadas mantiveram-se visualmente inalteradas após os 60 dias do teste.

As sementes de cinco espécies, que representam 6,25% (N=80) do total de espécies germinaram. Elas pertencem à duas famílias: *Cochlospermum regium* e *Cochlospermum vitifolium* da família Bixaceae e *Bowdichia virgilioides*, *Hymenaea stigonocarpa* e *Stryphnodendron adstringens* da família Fabaceae.

A germinação de *C. vitifolium* demonstra que a resistência de diásporos ao de processo de herborização não é uma característica exclusiva para as espécies do cerrado *stricto sensu*, já que se expressou também em *C. vitifolium*, típica da amazônia, ocorrendo também em algumas formações da mata atlântica e caatinga do nordeste.

A germinação de *B. virgilioides* foi constatada entre 10 e 14 dias após a montagem do teste; a de *C. regium* ocorreu entre 13 e 21 dias após a montagem do teste; a de *C. vitifolium* ocorreu entre 13 e 16 dias após a montagem do teste, a de *H. stigonocarpa* foi observada entre 10 e 30 dias após a montagem do teste e a de *S. adstringens* foi constatada entre 10 e 22 dias após a montagem do teste.

Um detalhamento dos testes das espécies germinadas pode ser visualizado na tabela 2

Testes de Germinação das Espécies que Germinaram

Espécie	Família	Nº ESA	Data de Coleta	Tempo de Armazenamento (anos)	Nº de Sementes por Teste	Nº de Sementes Germinadas no Teste	% de Germinação do Teste	Nº de Sementes por Sp	% de Sementes Germinadas por Sp
<i>Cochlospermum regium</i>	Bixaceae	004910	1988	24	7	0	0,00	23	0,17
<i>Cochlospermum regium</i>	Bixaceae	021703	1995	17	6	0	0,00		
<i>Cochlospermum regium</i>	Bixaceae	042092	1997	15	2	1	50,00		
<i>Cochlospermum regium.</i>	Bixaceae	042093	1997	15	3	3	100,00		

Testes de Germinação das Espécies que Germinaram (continuação)

Espécie	Família	Nº ESA	Data de Coleta	Tempo de Armazenamento (anos)	Nº de Sementes por Teste	Nº de Sementes Germinadas no Teste	% de Germinação do Teste	Nº de Sementes por Sp	% de Sementes Germinadas por Sp
<i>Cochlospermum regium</i>	Bixaceae	042101	1997	15	5	0	0,00	23	0,17
<i>Cochlospermum vitifolium</i>	Bixaceae	010595	1993	19	6	2	33,33	6	33,33
<i>Bowdichia virgilioides</i>	Fabaceae	104896	2008	4	9	3	33,33	9	0,33
<i>Hymenaea stigonocarpa</i>	Fabaceae	042608	1997	15	2	0	0,00	9	0,44
<i>Hymenaea stigonocarpa</i>	Fabaceae	042613	1997	15	1	1	100,00		
<i>Hymenaea stigonocarpa</i>	Fabaceae	102581	2007	5	6	3	50,00		
<i>Stryphnodendron adstringens</i>	Fabaceae	070974	1998	14	7	0	0,00	30	0,07
<i>Stryphnodendron adstringens</i>	Fabaceae	070977	1998	14	9	2	22,22		
<i>Stryphnodendron adstringens</i>	Fabaceae	088696	1998	14	14	0	0,00		

Tabela 2. Resultados dos testes de germinação das espécies que germinaram

As sementes mais antigas que germinaram foram retiradas de uma exsicata de *Cochlospermum vitifolium*, datada de 1993, com cerca de 19 anos de armazenamento e as sementes com menor tempo de armazenamento foram de uma exsicata de *Bowdichia virgilioides*, datada de 2008, com cerca de 4 anos de armazenamento. As sementes mais antigas de *Cochlospermum regium* e *Hymenaea stigonocarpa* que germinaram eram datadas de 1997 e assim, ficaram

armazenadas cerca de 15 anos. As sementes de *Stryphnodendron adstringens* que germinaram eram datadas de 1998 e estavam armazenadas a cerca de 14 anos.

Todas as espécies que germinaram apresentam dormência tegumentar e baixas porcentagens de água em suas sementes. Estas características podem ser consideradas como variáveis que potencializam a viabilidade sob as condições adversas do processo de herborização e do longo período de armazenamento. De acordo com informações encontradas na literatura (ANEXO – A) 9 das 80 espécies estudadas apresentaram dormência tegumentar e dessas, 5 germinaram, representando 55,6% das espécies com dormência tegumentar.

Os testes que geraram plântulas apresentaram baixos números amostrais, que variaram de 1 a 9, e altas porcentagens de germinação, sendo o menor deles 22,22% (n=9) para *Stryphnodendron adstringens* (ESA 070977) e os maiores 100% para *Hymenaea stigonocarpa* [ESA 042613 (n=1)] e para *Cochlospermum regium* [ESA 042093 (n=3)]. Altas porcentagens de germinação nos testes com N pequenos podem estar relacionados com a casualidade da germinação, mas testes de germinação como o da exsicata 042093 de *Cochlospermum regium*, que apresentou germinação de 100% (n=3) e da exsicata 102581 de *Hymenaea stigonocarpa*, que apresentou germinação de 50% (n=6), estão provavelmente associados ao potencial germinativo dos propágulos.

Todas as espécies que germinaram produziram plântulas viáveis, que foram repicadas e permaneceram vivas até o final do estudo, mais de 4 meses após a germinação (Setembro-2012), com exceção das plântulas de *Bowdichia virgilioides*, que apresentavam bom desenvolvimento, mas morreram cerca de 1 semana após serem repicadas.

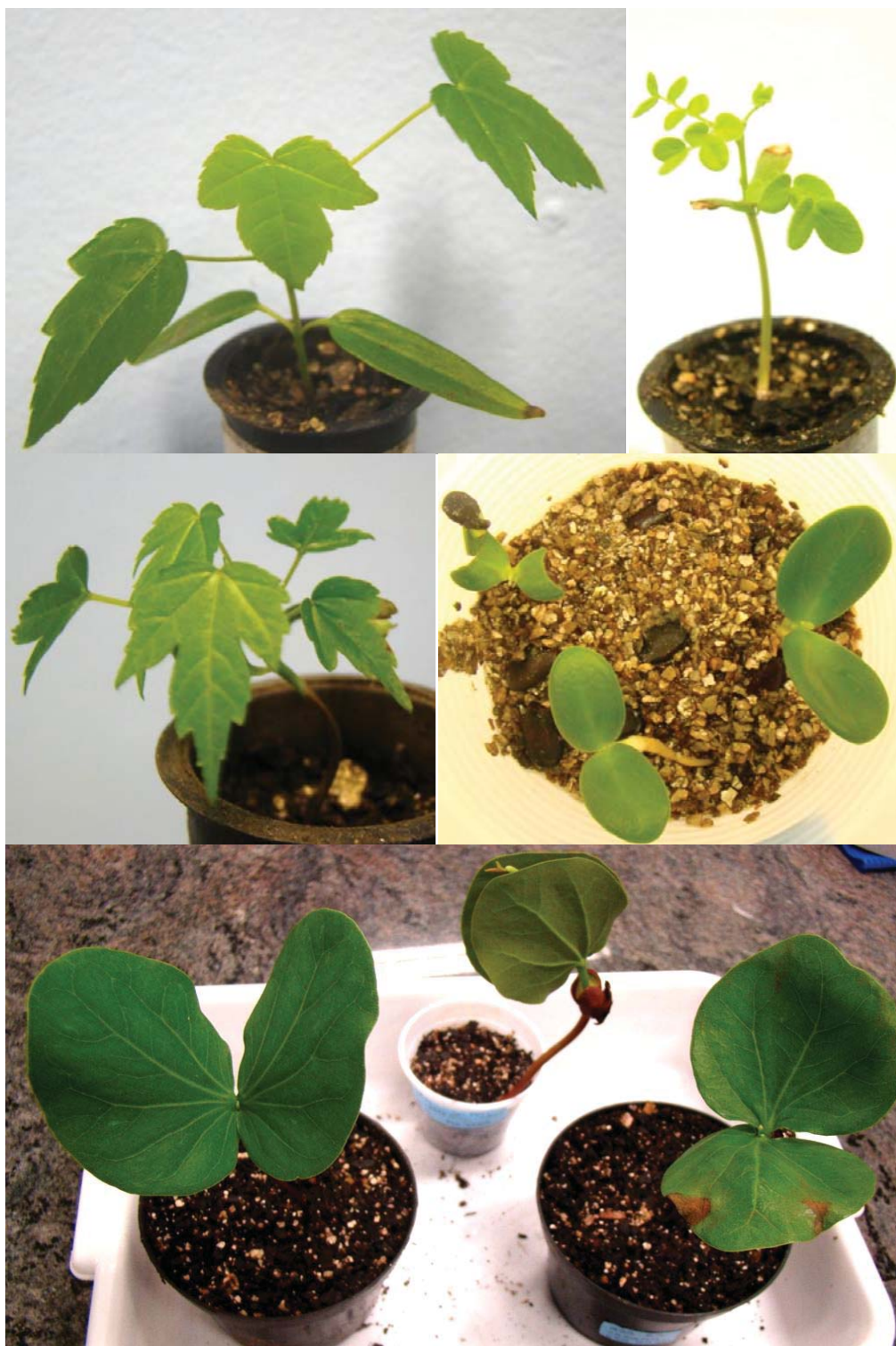


Figura 6. Fotos das plântulas geradas pelas sementes que germinaram, *Cochlospermum regium* (acima esquerda), *Stryphnodendron adstringens* (acima direita), *Cochlospermum vitifolium* (centro esquerda), *Bowdichia virgilioides* (centro direita) e *Hymenaea stigonocarpa* (abaixo).

Na tabela abaixo podem ser visualizados o número de plântulas, germinadas, repicadas e que se mantiveram vivas até o final da pesquisa.

Espécie	Família	Nº ESA	Tempo de Armazenamento (anos)	Nº de Sementes por Teste	Nº de Sementes Germinadas no Teste	Nº de Plântulas Repicadas	Nº de Plântulas Vivas ao final da pesquisa
<i>Cochlospermum regium</i>	Bixaceae	042092	15	2	1	0	0
<i>Cochlospermum regium</i>	Bixaceae	042093	15	3	3	2	1
<i>Cochlospermum vitifolium</i>	Bixaceae	010595	19	6	2	1	1
<i>Bowdichia virgilioides</i>	Fabaceae	104896	4	9	3	3	0
<i>Hymenaea stigonocarpa</i>	Fabaceae	042613	15	1	1	1	1
<i>Hymenaea stigonocarpa</i>	Fabaceae	102581	5	6	3	2	2
<i>Stryphnodendron adstringens</i>	Fabaceae	070977	14	9	2	1	1

Tabela 3. Resultado dos testes que germinaram, o número de plântulas formadas, repicadas e que se mantiveram vivas até o término da pesquisa.

Para todas as espécies, exceto para *B. virgilioides* o filme de pvc que recobria os recipientes teve de ser retirado antes das plântulas atingirem tamanho suficiente para repicagem (emissão do primeiro par de folhas), pois estas não teriam mais espaço para se desenvolver. Se o filme não fosse retirado poderiam ocorrer danos à plântula. No caso da *Bowdichia virgilioides* isso não foi necessário, pois as plântulas dessa espécie apresentaram emissão do primeiro par de folhas antes de encostarem-se ao filme de pvc e foram repicadas assim que este foi retirado. Provavelmente com isso as plântulas de *Bowdichia virgilioides* sofreram maior stress hídrico, pois foram retiradas do microclima úmido criado pelo filme e logo em seguida foram repicadas. Antes da repicagem elas apresentavam desenvolvimento normal.



Figura 7. *Bowdichia virgilioides* demonstrando sinais de déficit hídrico cerca de três dias após a repicagem

Recomenda-se neste caso que as estruturas que recobrem as plântulas, sejam filmes de pvc ou as tampas dos “gerbox”, sejam retiradas alguns dias antes da repicagem, enquanto as plântulas ainda estão na câmara de germinação, para que estas se ambientem à um microclima mais seco.

Uma das sementes germinadas de *C.vitifolium* (ESA 010595) apresentou queima da raiz primária e não chegaram a desenvolver os cotilédones.



Figura 8. *Stryphnodendron adstringens* (esquerda) e *Cochlospermum regium* (direita) apresentando exposição da raiz primária devido à germinação em nível superficial. Esta situação pode provocar sua queima e levar à mortalidade.

Uma das sementes germinadas de *C. regium* (ESA 042092) apresentou má formação, iniciando o desenvolvimento, mas não apresentou vigor para terminar a emissão dos cotilédones.

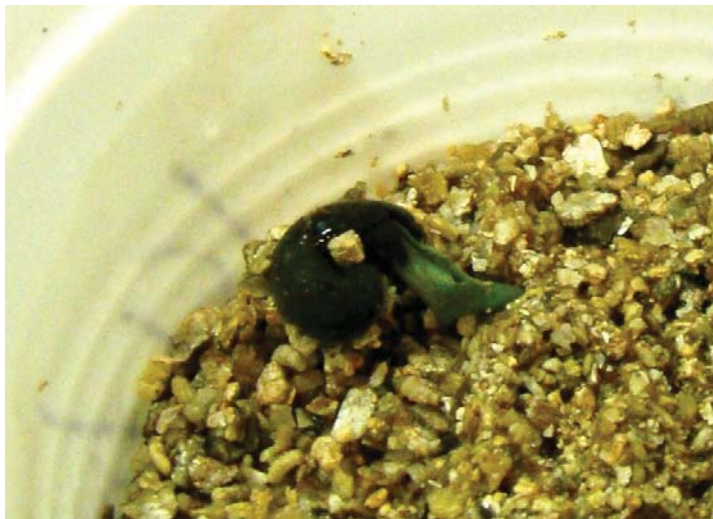


Figura 9. Plântula de *Cochlospermum regium* que apresentou má formação.

Uma das plântulas de *C. regium* (ESA 042093) e uma de *S. adstringens* (ESA 070977) emitiram raízes e cotilédones, mas iniciou-se o processo de amarelamento dos cotilédones e morreram antes de emitir o primeiro par de folhas.



Figura 10. Plântula de *Cochlospermum regium* que apresentou amarelamento dos cotilédones e não chegou a desenvolver o primeiro par de folhas

Uma das plântulas de *H. stigonocarpa* (ESA 102581) apresentou desenvolvimento da raiz primária, e leve alongamento do hipocótilo e foi transplantada para um vaso de 400 ml contendo 50% de vermiculita e 50 % de substrato, pois já iniciava enovelar as raízes. Apesar de ao primeiro momento parecer normal não apresentou desenvolvimento do cotilédone e se manteve viva por mais de 45 dias consumindo as reservas da semente até estas chegarem ao fim.

Uma das plântulas de *C. regium* (ESA 042093) que foi repicada morreu na casa de vegetação, sob sombrite 50% onde primeiramente estava acondicionadas as plântulas repicadas. A provável causa foi a alta frequência de irrigação, de 4 vezes ao dia que é realizada neste local, somada com as grandes quantidades de vermiculita utilizadas para o preparo do substrato e a baixa evapotranspiração das plântulas em estágio inicial. Então decidiu-se alocar as plântulas sobre a bancada do laboratório, onde poderiam ser acompanhadas mais frequentemente.

Somando as sementes das espécies da *B. virgilioides*, *C. regium*, *C.vitifolium*, *H. stigonocarpa* e *S. adstringens*, foram semeadas 77 sementes, das quais 15 germinaram, que geraram 6 plântulas que se mantiveram vivas e apresentavam o desenvolvimento normal até o término da pesquisa.

6 Considerações finais

6.1 Dessecação, Dormência e Viabilidade

As adaptações à dessecação, que ocorrem na fase III da maturação das sementes, provavelmente foram determinantes para a manutenção da capacidade germinativa dos diásporos, considerando que todas as espécies que germinaram apresentam no momento de dispersão baixas porcentagens de água nas sementes e mecanismos endógenos para suporta-los e repara-los. Mas ainda assim muitas espécies que apresentam baixas quantidades de água na semente não germinaram (ex: *Magonia pubescens*, *Leptolobium dasycarpum*, *Bauhinia holophylla*, *Davilla elliptica*, *Kielmeyera variabilis*, *Terminalia argentea*, *Cybistax antisiphilitica*, *Anacardium humile*) de forma que a presença isolada dessa característica não pode ser associada à manutenção da capacidade germinativa, porém em muitas espécies em que esta apareceu concomitantemente com presença de dormência tegumentar observou-se germinação.

A dormência tegumentar confere impermeabilização do tegumento, impedindo, ou diminuído consideravelmente tanto a entrada como as perdas de água da semente. Dessa forma atuando como mais uma barreira à desidratação. As fabáceas e cochlospermáceas apresentaram os mesmos mecanismos anatômicos para conferir impermeabilidade e resitência ao tegumento, que é composto por múltiplas camadas de células justapostas com espessas paredes celulares, apresentando células em paliçada na testa, que são recobertas com uma cutícula hidrofóbica. (SOUZA, 2009; CAMILO, 2008; FERREIRA & BORGHETTI, 2004; BASKIN *et al*, 2000), de forma que estes mecanismos também geram em algumas espécies a capacidade de preservação do germoplasma nos herbários .

Em *Cochlospermum regium* também foi relatada a presença de numerosas gotículas de óleo de diversos tamanhos e granulos proteicos no endosperma,

composição que confere resistência a dessecação e pode ser encontrado mesmo após longos períodos de armazenamento (CAMILO, 2008).

6.2 Utilização na Conservação

As exsiccatas podem representar tanto a biodiversidade presente como remontar a biodiversidade histórica dos locais onde foram coletadas, amostrando não apenas a diversidade específica mas também a diversidade genética presente. Diásporos armazenados em herbários que mantêm a viabilidade de germinação podem ser utilizados em estratégias de conservação de enriquecimento destes tipos de diversidade.

Dessa forma os propágulos de herbário podem ser utilizados como rota de re-introdução de espécies que sofreram redução em grande escala de suas populações ou que foram extintas localmente em regiões de intenso processo de degradação. É importante que o material re-introduzido tenha origem regional para que este expresse *pool* gênico selecionado sob pressões locais. A introdução de alelos de outras origens pode causar a introdução de carga genética nas populações locais, pois características que foram selecionadas sob outras pressões podem representar perda de valor adaptativo sob condições regionais. Um exemplo que pode ser citado é o padrão fenológico que é muito variável e são determinados por estímulos ambientais, principalmente climatológicos, e por características genéticas selecionadas para que as fases reprodutivas ocorram sincronicamente com o período ótimo de dispersão, que varia de acordo com as pressões ambientais de região para região. Assim indivíduos trazidos de outras regiões podem apresentar assincronia das fases fenológicas, que pode resultar em aumento dos processos endogâmicos, menores chances de ocorrência da polinização cruzada, dispersão em períodos inoportunos.

Processos de depressão endogâmica, deriva genética e perda de heterozigiosidade, representam grandes riscos à conservação em populações pequenas e a longo prazo podem provocar sua extinção. A interrupção ou atenuação desses processos em populações de algumas espécies que apresentem dormência tegumentar pode ser realizada através do enriquecimento da diversidade genética a partir da propagação por diásporos coletados em exsicatas.

As perdas de diversidade genética também podem ser decorrentes do processo de domesticação de espécies. Cada vez mais o mercado exige produtos agrícolas e florestais com maiores apelos estéticos e com processos produtivos mais uniformes, para facilitar a implementação de máquinas. Assim o mercado tem sido restringido para poucas variedades de cultivo, todas com estreita base genética, o que têm resultado na desvalorização de cultivares crioulas e perda da diversidade genética. É possível recuperar alelos de espécies de utilização comercial que foram perdidos com o processo de domesticação para criação de variedades mais produtivas a partir de diásporos de herbário.

6.3 Limitações metodológicas

Não se pode afirmar que as espécies que não germinaram, não mantêm potencial germinativo após o processo de herborização e período de armazenamento em herbário, pois é possível que as espécies que apresentem baixas porcentagens de sementes viáveis não tenham sido amostradas pelos N amostrais disponíveis. Estudos que incorporem espécimes de outros herbários podem ser feitos para aumentar o N amostral de forma que seja possível aumentar a sensibilidade do método.

Mesmo assim, pode-se inferir que espécies que não resistam à longos períodos de armazenamento, como as sementes recalcitrantes e algumas

espécies de sementes aladas (bignoniáceas entre outras), não se manteriam viáveis após os processos que ocorrem no herbários, pois mesmo em ambientes controlados não consegue-se manter a viabilidade por muito tempo. As espécies que germinaram apresentaram viabilidade de armazenamento de vários anos de acordo com a bibliografia consultada (anexo A).

Estudos feitos em Asteraceae demonstraram que apesar da produção de grandes quantidades de sementes muitas delas não possuem embrião, o que resulta em baixas taxas de germinação mesmo quando recém coletadas, chegando a casos como o de *Chresta sphaerocephala*, que apresenta 85% das sementes sem embrião e taxa de germinação de 4,8% (CURY, 2008; CURY, 2010). A família das Asteraceae, foi bem estudada nesta pesquisa, com 16 espécies, sendo 8 delas com o N máximo proposto de 30 sementes por espécie, mas por naturalmente apresentar baixas porcentagens de germinação, somado com deterioração decorrente do tempo de armazenamento recomenda-se que sejam testadas com N maiores.

6.4 Perspectivas futuras

A constatação de que há vida nos diásporos de herbário abre um novo leque de pesquisas a serem exploradas, que engloba muitas frentes de trabalho. Considero que os próximos passos nessa área devam buscar responder as seguintes questões:

- Por quanto tempo as sementes são capazes de se manter viáveis nos herbários?
- Quais os mecanismos morfológicos e fisiológicos que permitem a resistência desses materiais?
- Pesquisas com N maiores podem expressar germinação de espécies sem dormência tegumentar?

- A utilização de técnicas de micropropagação, como foi feita para *Silene stenophylla* por Yashina e colaboradores, pode aumentar a gama de espécies capazes de serem propagadas?

7 Conclusões

Sementes armazenadas em ambiente típico de herbários podem manter a viabilidade, mas os herbários não devem substituir os bancos de germoplasma, pois estes estabelecem estratégias muito mais eficazes de conservação da viabilidade de sementes. Devemos considerar que os acervos dos bancos de germoplasma possuem gama de coleta enviesada para espécies de uso econômico, de forma que os herbários podem servir como fonte de material de propagação de espécimes raros para algumas espécies com dormência tegumentar. Esta se mostrou como uma característica chave para a manutenção da viabilidade das sementes que passam pelo processo de herborização. Além disso, recomenda-se que seja incentivada a coleta “extra” de propágulos por parte dos coletores, especificamente para intensificar pesquisas desse cunho.

Para as espécies que não apresentam dormência tegumentar devem ser realizadas pesquisas com números amostrais maiores.

A possibilidade de utilização de propágulos de exsiccatas para propagação de plantas a partir da germinação em ambiente controlado não se restringiu às espécies típicas do cerrado *stricto sensu*.

Devem ser desenvolvidas técnicas capazes de reduzir a viabilidade de propagação dos materiais de herbário a zero sem que haja dano às exsiccatas para que o intercâmbio recorrente de materiais entre diversos países não represente mais uma rota de entrada de espécies exógenas, caso exista a preocupação em relação à biopirataria e à redução dos riscos de invasão biológica.

Os a utilização de sementes armazenadas em herbário pode ser considerada em estratégias de conservação, principalmente tratando-se da genética de conservação de pequenas populações de espécies raras ameaçadas pelo processo de degradação ambiental. Além da utilização do germoplasma dos herbários ser uma estratégia de incremento à conservação, ela implica em custos mínimos, já que os processos de coleta, herborização, identificação e classificação do material são processos rotineiros e que já são realizados pelos herbários.

8 Referências

- Albagli, S. Amazônia: Fronteira geopolítica da biodiversidade. Biodiversidade, pesquisa e desenvolvimento na Amazônia - **Parcerias estratégicas**, Brasília, N° 12, p. 5-19, set. 2001
- Alves, F. M. **Revisão de *Mezilaurus*, *Williamodendron* (Lauraceae)**. Dissertação (Doutorado em Ciências Biológicas), Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2011.
- Andrade, L. A. Z.; Felfili, J. M.; Violatti, L. Fitossociologia de uma área de cerrado denso na RECOR-IBGE, Brasília-DF. **Acta bot. Bras**, São Paulo, v. 16(2): p. 225-240, abr. 2002.
- Aqüila, M. E. A. **Galactomanos e outros açúcares relacionados ao crescimento e morfo-anatomia durante o desenvolvimento do fruto e da semente de *Senna macranthera* (Colladon) var. *nervosa* (Vogel) Irwin e Barneby (Leguminosae)**. Dissertação (Doutorado) – Universidade de São Paulo, 1995
- Barreto, T. E. **Dinâmica de Floresta Estacional Semidecidual, Gália, Alvilândia, SP. Brasil**. Dissertação (Mestrado) Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2009
- Baskin, C. C.; Baskin, J. M.; **Seeds: ecology, biogeography and evolution of dormancy and germination**. Academic Press, San Diego. 1998
- Baskin, J. M.; Baskin, C. C.; Li, X. Taxonomy, anatomy and evolution of physical dormancy in seeds. **Plant species biology**, 15, pp139-152. 2000
- Batalha, M. A. O cerrado não é um bioma. **Biota Neotrop.**, vol. 11, no. 1, p 1-4. 2011
- Brasil – Ministério da Ciência e Tecnologia. **Diretrizes e estratégias para a modernização de coleções biológicas brasileiras e a consolidação de sistemas integrados de informação sobre biodiversidade**. Centro de Gestão e Estudos Estratégicos: Ministério da Ciência e Tecnologia, 324p, Brasília. 2006.
- Brasil, Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Regras para análise de sementes**. Secretaria de Defesa Agropecuária. – Mapa/ACS, 399p, Brasília. 2009
- Beard, J. S. The savanna vegetation of northern tropical america. **Ecological Monographs**,v.23, p.149-215. 1953.

Bensusan, N. **Seria melhor mandar ladrilhar? – Biodiversidade: Como, para que e por que?** 2ª Ed. São Paulo: Peirópolis; Brasília, DF: Editora Universidade de Brasília, 428p. 2008

Berbedo, C. J.; Marcos-Filho, J. Tolerância à dessecação em sementes. **Acta bot. Bras.** 12(2): p145-164. 1998.

Bueno, A.A. **Pequenos mamíferos da Mata Atlântica, do Planalto Atlântico paulista: Uma avaliação da ameaça de extinção e da resposta a alterações no contexto e tamanho dos remanescentes.** Dissertação (Doutorado em Zoologia), Departamento de Zoologia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2008.

Camillo, J. **Germinação e Conservação de Germoplasma de Algodão-do-Campo [*Cochlospermum regium* (Mart. ex Schrank) Pilger] – Cochlospermaceae.** Dissertação (Mestrado em Ciências Agrárias) Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária – Universidade de Brasília, Brasília, 2008.

Castro, A. A. T. F.; Martins, F. R.; Tamashiro, J. Y.; Shepherd, G. J. How rich is the flora of Brazilian Cerrados. **Ann. Missouri Bot. Gard.** 86: p192-224. 1999.

Castro, R. D.; Bino, R. J.; Jing, H.; Kieft, H.; Hillhost, H. W. M. Depth of dormancy in tomato (*Lycopersicon esculentum*) seed is related to the progression of the cell cycle prior to the introduction of dormancy. **Seed Science Research**, v.11, p.45-54. 2001

CDB – Convenção sobre Diversidade Biológica. **Declaração dos Ministros de Meio Ambiente sobre Estratégia de Biodiversidade do Mercosul.** Curitiba, 2006. EM : <http://www.cdb.gov.br/estrategia-de-biodiversidade-do-mercosul/declaracao.pdf> Acessado em: 02/09/2012

CDB – Convenção sobre Diversidade Biológica. **Sosteniendo la vida en la Tierra.** Centro de Comercio Mundial, Montreal. 2000. EM: <http://www.cbd.int/doc/publications/cbd-sustain-es.pdf> Acessado em: 02/09/2012

Coutinho, L. M. As queimadas e seu papel ecológico. **Brasil Florestal**, v.10, n.44. 1980

Coutinho, L. M. O Bioma do Cerrado. In: Klein, A. L. **Eugen Warming e o Cerrado brasileiro: Um século depois.** Editora Unesp, São Paulo. 2002

Coutinho, L.M. O conceito de bioma. **Acta Bot. Bras.** 20(1): p1-11. 2006

Colli, G.R.; Bastos, R. P.; Araújo, A. F. B. The character and dynamics of the Cerrado Herpetofauna. In: Oliveira, P. S.; Marquis, R. J. **The Cerrados of Brazil: Ecology and Natural History of a Neotropical Savanna.** Columbia University Press, New York, EUA. 2002

Costa-Junior, D. P.; Bernini, F. S. **Cerrado – Beleza Oculta.** Editor: Claudio José Nascimento Oliveira, 178p. 2008.

- Cury, G. **Sistemas subterrâneos de Asteraceae do Cerrado paulista: Abordagens anatômica, ecológica e reprodutiva**. Dissertação (Doutorado em Ciências) Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2008.
- Cury, G.; Novembre, A. D. L. C.; Glória, B. A. Seed Germination of *Chresta sphaerocephala* DC. And *Lessingianthus bardanoides* (Less.) H. Rob. (Asteraceae) from Cerrado. **Brazilian Archives of Biology and Tchnology**. Vol.53, n. 6: pp.1299-1308. 2010
- Dias-Filho, M. B. **Competição e sucessão vegetal em pastagens**. Embrapa Amazônia Oriental – Documentos 240, 38p, Belém – PA. 2006.
- Durigan, G.; Baitello, J. B.; Franco, G. A. D. C.; Siqueira, M. F. **Plantas do Cerrado Paulista – Imagens de uma paisagem ameaçada**. Páginas & Letras Editora e Gráfica, 475p, São Paulo. 2004.
- Eiren, G. **Duas travessias na vegetação do Maranhão**. Universidade de Brasília, 76p, Brasília. 1994
- Faraco, A. G. **Ecologia de Cerrado da Região de Itararé**. Dissertação (Doutorado) Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, em andamento.
- Felfili, M. C.; Felfili, J. M. Diversidade alfa e beta no cerrado *sensu stricto* da Chapada Pratinha, Brasil. **Acta bot. bras.** 15(2): p243-254. 2001
- Feliciano, C. D. **Flora de Minas Gerais: Begoniaceae**. Dissertação (Mestrado em Ciências) Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2009
- Ferreira, A. G.; Borghetti, F. **Germinação – Do básico ao aplicado**. 323pp, Artmed, Porto Alegre, 2004
- Filgueiras, T.S. 2002. Herbaceous plant communities. In: Oliveira, P. S.; Marquis, R. J. **The Cerrados of Brazil: Ecology and Natural History of a Neotropical Savanna**. Columbia University Press, New York, EUA.
- Frankham, R.; Ballou, J. D.; Briscoe, D. A. **Fundamentos de Genética da Conservação**. 280pp, Sociedade Brasileira de Genética, Ribeirão Preto. 2008
- Gagnon, P. R.; Passmore, H. A.; Platt, W. J.; Myers, J. A.; Paine, C. E. T.; Harms, K. E. Does pyrogenicity protect burning plants? **Ecology**, 91(12), p. 3481–3486. 2010.
- Gallagher, R. S.; Fernandes, E. C. M.; McAllie, E. L. Weed management through short-term improved fallows in tropical agrosystems. **Agroforestry systems**, v. 147, p 197-221. 1999

Goodland, R.A.; Ferri, M.G. **Ecologia do Cerrado**. Ed Itatiaia 193p, Belo Horizonte. 1979

Guedes, R. S.; Alves, E. U.; Gonçalves, E. P. Braga-Júnior, J. M.; Viana, J. S.; Colares, P. N. Q. Substratos e temperaturas para testes de germinação e vigor de sementes de *Amburana cearensis* (Allemão) A.C. Smith. **R. Árvore**, v.34, n.1, p.57-64. 2010

Hoffman, H.; Urmi, E.; Bisang, I.; Müller, N. Kuchler, M.; Schnyder, N.; Schubiger, C. Retrospective assessment of frequency changes in Swissbryophytes over the last two centuries. **Lindbergia** 32: 18–32. 2007.

Hoffman, W. A. Fire and population dynamics of woody plants in a neotropical savanna: Matrix model projections. **Ecology**, 80(4), p.1354–1369. 1999

IBGE. **Mapas de Biomas do Brasil**. 2004.

Julho, M. F.; **Fisiologia de sementes de plantas cultivadas**. FEALQ, Piracicaba. 2005

Klink, C. A.; Machado, R. B. A Conservação do Cerrado. **Megadiversidade**, Volume 1, Nº 1. 2005.

Machado, R.B., M.B. Ramos Neto, P.G.P. Pereira, E. Caldas, D.A. Gonçalves, N.S. Santos, K. Tabor e M. Steininger. 2004. **Estimativas de perda da área do Cerrado brasileiro**. Relatório técnico não publicado. Conservação Internacional, Brasília, DF.

Mania, L. F.; Assis, M. A. Processo de informatização do herbário rioclarense (HRCB) da Universidade Estadual Paulista (UNESP), campus de Rio Claro, SP, e sua inclusão num sistema de rede. **Rev. Ciênc. Ext.** v.4, n.1. 2008.

Marinoni, L.; Peixoto A. L. As coleções biológicas como fonte dinâmica e permanente de conhecimento sobre a biodiversidade. **Cienc. Cult.** vol.62 nº.3 - São Paulo. 2010.

Marson, A. A.; Freitas-Junior, G. Os cerrados: biogeografia e fatores geoecológicos condicionantes. In: **Anais II Seminário de Recursos Hídricos da Bacia Hidrográfica do Paraíba do Sul: Recuperação de Áreas Degradadas, Serviços Ambientais e Sustentabilidade**. Taubaté, Brasil. 2009.

Martins, C. C.; Machado, C. G.; Caldas, I. G. R.; Vieira, I. G. Vermiculita como substrato para o teste de germinação de sementes de barbatimão. **Ciência Florestal** v. 21, n. 3, p. 421-427. 2011a.

Martins, C. C.; Caldas, I. G. R.; Machado, C. G.; Dourado, W. S. Tipos de substratos para germinação de sementes de Palmeira-real-australiana (*Archontophoenix alexandrae* H. Wendl. & Drude). **Revista Árvore**, v.35, n.6, p.1189-1196. 2011b

- Martins, C. C.; Machado, C. G.; Santana, D. G.; Zucareli, C. Vermiculita como substrato para o teste de germinação de sementes de ipê-amarelo. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 33, n. 2, p. 533-540. 2012
- Miranda, C. C.; Souza, D. M. S.; Manhone, P. R.; Oliveira, P. C.; Breier, T. B. Germinação de Sementes de *Anadenanthera peregrina* (L.) Speg. com Diferentes Substratos em Condições Laboratoriais. **Floresta e Ambiente** 19(1):26-31. 2012
- Miranda, H. S.; Bustamante, M. M. C.; Miranda, A. C. The fire factor. In: Oliveira, P. S.; Marquis, R. J. **The Cerrados of Brazil: Ecology and natural history of neotropical savanna**. Columbia University Press, Nova York. 2002.
- Miyanishi, K.; Kellman, M. The role of fire on recruitment of two neotropical savanna shrubs, *Miconia albicans* and *Clidemia sericea*. **Biotropica** 18 (3) p 224-230. 1986.
- MMA – Ministério do Meio Ambiente. **Biodiversidade do Cerrado e Pantanal: Áreas e ações prioritárias para conservação**. MMA, Série Biodiversidade 17, 540p, Brasília, 2007.
- Nassif, S. M. L. Estudos referentes ao comportamento germinativo sob influência da disponibilidade hídrica, salinidade, luz, profundidade de plantio, substrato, temperatura e tratamentos para quebra de dormência. **Acta bot. bras.** 11 (2). 1997.
- NYBG. New York Botanical Garden.Org: Index Herbariorum. Em: <http://sciweb.nybg.org/science2/IndexHerbariorum.asp> Acessado em 28/06/2011
- Peixoto, A. L.; Barbosa, M. R. V. Os herbários brasileiros e a flora nacional: Desafios para o século 21. Sistema de Informação sobre biodiversidade/Biotecnologia, 1989. www.bdt.org.br/bdt.oeproij/ Acesso em: 10 de Jul. 2009.
- Peixoto, A. L. Brazilian botany on the threshold of the 21th century: Looking through the scientific collections. **Cienc. Cult.** Vol. 51, no. 5-6, pp. 349-362, São Paulo. 1999.
- Peixoto, A. L.; Filgueiras, T. S. Maria Graham: Anotações sobre a flora do Brasil. **Acta bot. bras.** 22(4): 992-998. 2008.
- Peixoto, A. L.; Barbosa, M. R. V.; Canhos, D. A. L.; Maia, L. C. Coleções Botânicas: Objetos e dados para ciência. In: Granato, M. & Rangel, M. F. **Cultura Material e Patrimônio da Ciência e Tecnologia**. Museu de Astronomia e Ciências Afins – MAST, 374p, Rio de Janeiro. 2009.
- Perez, S. C. J. C. A.; Moraes, J. A. P. V. Influências da temperatura, da interação temperatura-giberelina e do estresse térmico na germinação de *Prosopis juliflora* (Sw) D.C. **Rev. Bras. Fisiol. Vegetal** 2(1), p41-53. 1990

Phillipson, J. D. Chemical investigations of herbarium material for alkaloids. **Phytochemistry** 21, p2441-2456. 1982.

Pivetta, K. F. L.; Sarzi, I.; Estellita, M.; Cavalcante, M. K. B.; Oliveira, C. A. V. M.; Takane, R. J. Efeito do substrato e temperatura na germinação de sementes de *Archontophoenix cunninghamii* (Arecaceae). **VI encontro nacional sobre substratos para plantas materiais regionais como substrato**. Fortaleza, 2008. Acessado em http://www.cnpq.br/embrapa.br/viensub/Trab_PDF/sub_9.pdf

Primack, R. B.; Rodrigues, E. **Biologia da Conservação**. Gráfica e Editora Midiograf, 328p, Londrina. 2001

Rawitscher, F. K. The water economy of the vegetation of the campos cerrados in southern Brazil. **Journal of Ecology**, v.26, p.237-268. 1948

Rezende, M.L.F.; Guimarães, L. L. **Inventários da Biodiversidade do Bioma Cerrado: Biogeografia de Plantas**. IBGE, 14p, Rio de Janeiro. 2007

Ricklefs R. E.; **A Economia da Natureza**. 5ª Ed, 503pp, Guanabara Koogan, Rio de Janeiro. 2009

Rodrigues, M. E. F. **Levantamento florístico e distribuição de macrófitas aquáticas na Represa Guarapiranga, São Paulo, Brasil**. Dissertação (Mestrado em Botânica) Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2011.

Romão, G. O. **Revisão de Gaylussacia (Ericaceae)**. Dissertação (Doutorado em Biologia Vegetal) Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 2011.

Roth, P. S. O Efeito do fogo sobre a quebra de dormência da Bracaatinga (*Mimosa bracaatinga* Hoehne). IPEF - Circular técnica nº143. Disponível em: <http://www.ipef.br/publicacoes/ctecnica/nr143.pdf> Acessado em 30/07/2011

Sabiiti, E. N.; Wein, R. W. Fire and *Acacia* seeds: A hypothesis of colonization success. **Journal of Ecology** 74, p 937-946. 1987.

Sampaio, D. **Revisão Taxonômica das *Sloanea* (Elaeocarpaceae) Neotropicais**. Dissertação (Doutorado em Biologia Vegetal) Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 2009.

Savassi, A. P. G. **Revisão de *Mimosa* sect. *Calothamnus* (Fabaceae-Mimosoideae)**. Dissertação (Doutorado em Biologia Vegetal) Universidade de São Paulo, São Paulo, 2009

Silva, J. Birds of the Cerrado Region, South America. **Steenstrupia** 21: 69-92. 1995.

Silva, N. M. F.; Carvalho, L. D. F.; Baumgratz, J. F. A. **O Herbário do Jardim Botânico do Rio de Janeiro**: um expoente na história da flora brasileira. Rio de Janeiro: Instituto de Pesquisas Jardim Botânico, 139 p. 2001.

Souza, L. A. **Sementes e Plântulas – Germinação, estrutura e adaptação**. 279pp, Todapalavra, Pontagrossa. 2009.

Species Link. Em: <http://splink.cria.org.br/> Acessado em 30/11/2011

Toledo, V. M. Contra nós mesmos? A consciência da espécie e o surgimento de uma nova filosofia política. IN: Monjeau, A. **Ecofilosofia**. 518pp, Fundação o Boticário de Proteção à Natureza, Curitiba. 2008

Veiga, R. F. A. Bancos de germoplasma. EM: BIOTA/FAPESP. Editores: Brito, M.C.W.; Joly, C. A. **Série Biodiversidade do estado de São Paulo – Volume 7: Infra estrutura de Conservação *in situ* e *ex situ***. 1999. Versão digital disponível em: <http://www.biota.org.br/publi/> Acessado em: 14/07/2011

Walte, B. M. T.; Cavalcanti, T. B. **Fundamentos para a coleta de germoplasma vegetal**. 778pp, Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília. 2005

Walter, B. M. T. **Fitofisionomias do Bioma Cerrado: síntese terminológica e relações florísticas**. Dissertação (Doutorado em Ecologia), Departamento de Ecologia, Universidade de Brasília, Brasília. 2006

Warming, E. **Lagoa Santa**. UDUSP, 284p, São Paulo. 1973

Yashina, S.; Gubin, S.; Maksimovich, S.; Yashina, A.; Gakhova, E.; Gilichinsky, D. Regeneration of whole fertile plants from 30,000-y-old fruit tissu

ANEXO A - Revisão das espécies testadas

Espécie	<i>Ruellia geminiflora</i> Kunth	<i>Froelichia procera</i> (Seub.) Pedersen	<i>Gomphrena graminea</i> Moq.	<i>Gomphrena macrocephala</i> A. St.-Hil.
Família	Acanthaceae	Amaranthaceae	Amaranthaceae	Amaranthaceae
Nome Popular				
% de água na semente				
Tolerância à dessecação				
Tolerância ao frio				
Dormência				
Viabilidade				
% de Germinação				
Emergência (dias)				
Hábito	Subarbusto	Erva	Herbáceo-subarbusivo	Herbáceo-subarbusivo
Época de Floração		Jan-Mai, Ago-Out	Out-Jan	Out-Mai
Época de Frutificação		Jan-Mai	Out-Dez	Nov-Abr
Síndrome de Dispersão	Autocórica	Anemocórica	Anemocórica	Anemocórica
Referências	FLORA DO BRASIL, 2012; BATALHA, 1997	FLORA DO BRASIL, 2012; TANNUS <i>et al.</i> , 2006	TANNUS <i>et al.</i> , 2006	TANNUS <i>et al.</i> , 2006

ANEXO A - Revisão das espécies testadas (continuação)

Espécie	<i>Gomphrena virgata</i> Mart.	<i>Pfaffia jubata</i> Mart.	<i>Anacardium humile</i> A.St.-Hil.	<i>Lithrea molleoides</i> (Vell.) Engl.
Família	Amaranthaceae	Amaranthaceae	Anacardiaceae	Anacardiaceae
Nome Popular		Paratudo	Cajuzinho-do-cerrado	Aroeira-branca
% de água na semente			11	32
Tolerância à dessecação			Tolera	
Tolerância ao frio			Tolera	
Dormência			Ausente	Ausente
Viabilidade			Em 1 mês já apresenta redução do potencial germinativo	1 a 2 anos; 5 meses em condição ambiente
% de Germinação			100; 70-76 (25°C)	30-70; 87; >80%
Emergência (dias)			16 a 20	8 a 12
Hábito	Erva	Subarbusto	Subarbusto	Árvore
Época de Floração	Jul-Set	Out	Ago-Set	Jul-Set
Época de Frutificação	Jul-Set	Out	Set-Nov	Out-Fev; Nov-Jan
Síndrome de Disperção	Autocórica/Anemocórica	Autocórica/Anemocórica	Zoocórica	Zoocórica
Referências	SANTOS, 2010.; BATALHA, 1997	CARVALHO, 2007; MUNHOZ, 2003; BATALHA, 1997	SALOMÃO, 2003; CARVALHO <i>et al</i> , 2005;ALMEIDA <i>et al</i> , 1998 <i>apud</i> CARVALHO, 2011; TANNUS <i>et al</i> , 2006	SALOMÃO,2003; LORENZI, 2000; PIRANI & CORTOPASSI-LAURINO, 1993

ANEXO A - Revisão das espécies testadas (continuação)

Espécie	<i>Annona coriacea</i> Mart.	<i>Xylopia aromatica</i> (Lam.) Mart.	<i>Aspidosperma macrocarpon</i> Mart.	<i>Aspidosperma tomentosum</i> Mart.
Família	Annonaceae	Annonaceae	Apocynaceae	Apocynaceae
Nome Popular	Araticum; Marôlo	Embireira-cheirosa; Pimenta-de-macaco	Peroba-mico	Pereira; Guatambu
% de água na semente		14	6 a 10	
Tolerância à dessecação		Tolera		
Tolerância ao frio		Tolera		
Dormência	Mista; Escarificação mecânica, seguida de imersão em ácido giberélico (GA3 - 0,5g/l) durante 24h	Fisiológica	Ausente	Ausente
Viabilidade		Até 2 meses em câmara fria		
% de Germinação	30-40 (T não controlada)	0 (25 ° C em 30 dias)	82 (25°C)	100 (20°C)
Emergência (dias)	30 a 60; 25 a 50		7 a 14	5,1
Hábito	Árvore	Árvore	Árvore	Arbustivo-arbóreo
Época de Floração	Nov			Set-Nov
Época de Frutificação	Nov-Dez; Fev-Abr	Abr-Jul	Ago-Set	Jul-Out
Síndrome de Disperção	Zoocórica	Zoocórica	Anemocórica	Anemocórica
Referências	LORENZI, 2000; TANNUS <i>et al</i> , 2006; OLIVEIRA <i>et al</i> , 2005	SALOMÃO, 2003	BATALHA, 1997; BATALHA & MARTINS, 2004	BATALHA, 1997; TANNUS <i>et al</i> , 2006; OLIVEIRA <i>et al</i> , 2011, BRITO, 2008

ANEXO A - Revisão das espécies testadas (continuação)

Espécie	<i>Mandevilla virescens</i> (A.St.-Hil.) Pichon	<i>Aspilia montevidensis</i> (Spreng.) Kuntze	<i>Aspilia reflexa</i> (Sch.Bip. ex Baker) Baker	<i>Bidens gardneri</i> Baker
Família	Apocynaceae	Asteraceae	Asteraceae	Asteraceae
Nome Popular		Mal-me-que; Mal-me-quer-amarelo		
% de água na semente				
Tolerância à dessecação				
Tolerância ao frio				Tolera
Dormência				Fisiológica. Sementes recém coletadas são fotoblasticas positivas e necessitam da luz para germinar. Após 3 meses de armazenamento em solo perdem esta característica e germinam mesmo sem luz. O armazenamento em camaras frias também aumenta a germinação no escuro
Viabilidade				algumas sementes mantiveram viabilidade após 8 anos e 4 meses de armazenamento a 4° C em recipientes de vidro. Armazenamento de até 1 ano não apresenta reução na viabilidade
% de Germinação				>80
Emergência (dias)				5 a 25
Hábito	Herbáceo-subarbusivo	Erva	Herbáceo-subarbusivo	Herbáceo-subarbusivo
Época de Floração	Set-Out		Nov	Jan-Dez
Época de Frutificação			Nov-Jan	Dez-Ago
Síndrome de Disperção	Anemocórica	Autocórica	Autocórica/Anemocórica	Zoocórica
Referências	TANNUS <i>et al.</i> , 2006	MANTOVANI & MARTINS, 1993	BATALHA, 1997; TANNUS <i>et al.</i> , 2006	BATALHA, 1997; TANNUS <i>et al.</i> , 2006; SASSAKI <i>et al.</i> , 1999A, SASSAKI <i>et al.</i> , 1999B

ANEXO A - Revisão das espécies testadas (continuação)

Espécie	<i>Calea cuneifolia</i> DC.	<i>Calea mediterranea</i> (Vell.) Pruski	<i>Calea serrata</i> Less.	<i>Chresta sphaerocephala</i> DC.
Família	Asteraceae	Asteraceae	Asteraceae	Asteraceae
Nome Popular				
% de água na semente				
Tolerância à dessecação				
Tolerância ao frio				
Dormência				Ausente
Viabilidade				2 meses ou mais em câmara fria
% de Germinação				4,8 (20° C)
Emergência (dias)				19 a 41
Hábito	Herbáceo-subarbustivo	Erva/Subarbusto	Liana	Arbusto
Época de Floração	Out-Fev	Out-Dez		Jul
Época de Frutificação	Fev	Dez-Fev		Jul
Síndrome de Disperção	Anemocórica	Anemocórica	Anemocórica	Anemocórica
Referências	TANNUS et al, 2006	MUNHOZ et al, 2007; CERVI et al, 2007; MUNHOZ & FELFIL, 2005	VENTURI, 2000	CURY et al, 2010; MARTINS, 2006; TANNUS et al, 2006

ANEXO A - Revisão das espécies testadas (continuação)

Espécie	<i>Chrysolaena cognata</i> (Less.) Dematt.	<i>Chrysolaena platensis</i> (Spreng.) H. Rob.	<i>Gochnatia barrosoae</i> Cabrera	<i>Gochnatia pulchra</i> Cabrera
Família	Asteraceae	Asteraceae	Asteraceae	Asteraceae
Nome Popular				
% de água na semente				
Tolerância à dessecação				
Tolerância ao frio				
Dormência				
Viabilidade				
% de Germinação				
Emergência (dias)				
Hábito	Herbáceo-subarbusivo	Erva	Erva	Arbusto
Época de Floração	Dez-Fev			Abr-Set
Época de Frutificação	Dez-Fev		Set-Out	Jun-Nov
Síndrome de Disperção	Anemocórica	Anemocórica	Anemocórica	Anemocórica
Referências	TANNUS <i>et al.</i> , 2006	WERPACHOWSKI <i>et al.</i> , 2004	BATALHA, 1997; BATALHA & MARTINS, 2004; MENDONÇA <i>et al.</i> , 2008	BATALHA, 1997; TANNUS <i>et al.</i> , 2006;

ANEXO A - Revisão das espécies testadas (continuação)

Espécie	<i>Lessingianthus bardanooides</i> (Less.) H. Rob.	<i>Piptocarpha rotundifolia</i> (Less.) Baker	<i>Symphycarpus compressus</i> (Gardner) B.L. Rob.	<i>Symphycarpus cuneatus</i> (DC.) Sch. Bip. ex Baker
Família	Asteraceae	Asteraceae	Asteraceae	Asteraceae
Nome Popular		Cambará-do-campo	Vassora-rosa	Eupatóreo
% de água na semente				
Tolerância à dessecação				
Tolerância ao frio				
Dormência	Ausente			
Viabilidade				
% de Germinação	27,2 a 30,4 (20-25°C)	0		
Energência (dias)	36 a 78			
Hábito	Arbusto	Arbustivo-arbóreo	Arbusto	Arbusto
Época de Floração	Fev-Abr	Fev-Abr	Dez-Fev	
Época de Frutificação	Fev-Out	Jun-Ago; Fev-Abr		
Síndrome de Dispersão	Anemocórica	Anemocórica	Anemocórica	Anemocórica
Referências	CURY <i>et al.</i> , 2010; BATALHA, 1997; MARTINS, 2006	SALOMÃO, 2003; TANNUS <i>et al.</i> , 2006	ARZOLLA <i>et al.</i> , 2010; PIRANI & CORTOPASSI-LAURINO, 1993	CIELO-FILHO <i>et al.</i> , 2012

ANEXO A - Revisão das espécies testadas (continuação)

Espécie	<i>Viguiera discolor</i> Baker	<i>Anemopaegma arvense</i> (Vell.) Stellfeld ex de Souza	<i>Cyrtostachya antisyphilitica</i> (Mart.) Mart.	<i>Jacaranda caroba</i> (Vell.) DC.
Família	Asteraceae	Bignoniaceae	Bignoniaceae	Bignoniaceae
Nome Popular			Caroba-de-flor-verde	Caroba-do-campo
% de água na semente			10	
Tolerância à dessecação			Tolera	
Tolerância ao frio			Tolera	
Dormência			Ausente	Ausente
Viabilidade			Viabilidade curta; inferior a 4 meses	
% de Germinação			47 (25°C)	74 (25°C)
Emergência (dias)			7 a 26	7 a 30
Hábito	Erva	Sub-arbusto	Árvore	Árvore; Arbusto
Época de Floração			Dez-Mar	Mai-Out
Época de Frutificação	Fev-Mai	Out	Mai-Out	Jul-Jan
Síndrome de Disperção	Autocórica	Anemocórica	Anemocórica	Anemocórica
Referências	BATALHA, 1997; ITAYA <i>et al.</i> , 2005	BATALHA, 1997; MARTINS, 2006	SALOMÃO <i>et al.</i> , 1997; WETZEL, 1997; <i>apud</i> SALOMÃO, 2003; LORENZI, 2002	BATALHA, 1997; MARTINS, 2006; SANTOS, 2010; TANNUS <i>et al.</i> , 2006; ROSSATO & KOLB, 2009

ANEXO A - Revisão das espécies testadas (continuação)

Espécie	<i>Jacaranda decurrens</i> Cham.	<i>Tabebuia aurea</i> (Silva Manso) Benth. & Hook.f. ex S.Moore	<i>Zeyheria montana</i> Mart.	<i>Cochlospermum regium</i> (Mart. ex Schrank) Pilg.
Família	Bignoniaceae	Bignoniaceae	Bignoniaceae	Bixaceae
Nome Popular	Carobinha	Ipê-caraíba	Bolsa-de-pastor	Algodão-bravo; Algodãozinho-do-campo
% de água na semente		14		10
Tolerância à dessecação		Tolera		Tolera
Tolerância ao frio		Tolera		Tolera
Dormência	Ausente	Ausente	Fisiológica com origem tegumentar (inibidores no tegumento). Recomenda-se a remoção parcial do tegumento externo, seguido de 6 horas de lavagem	Tegumentar [Escarificação química (ácido sulfúrico, 2h) Escarificação mecânica, choque térmico (imersão em água a 85°C durante 40 s)]
Viabilidade		Após 1 mês de armazenamento apresenta redução da viabilidade. Sementes viáveis por 3 meses ou mais	maior que 6 meses	3 anos ou mais, com perda do potencial germinativo (T ambiente)
% de Germinação	48 a 53 (T não controlada)	100 (25°C)	92-100	63% (27°C); 71 a 88; 43
Emergência (dias)	35	5 a 20	<30	<40
Hábito	Sub-arbusto	Árvore	Arbusto	Sub-arbusto
Época de Floração	Ago-Nov			Jun
Época de Frutificação	Ago-Fev	Set-Out	Set-Nov	Set-Out
Síndrome de Disperção	Anemocórica	Anemocórica	Anemocórica	Anemocórica
Referências	BATALHA, 1997; TANNUS <i>et al</i> , 2006, TANNUS <i>et al</i> , 2006, KISSMAN <i>et al</i> , 2011	LORENZI, 2002 ; OLIVEIRA <i>et al</i> , 2006; LUZ, 2009	BATALHA, 1997; DOUSSEAU <i>et al</i> , 2007; TAKAHASHI <i>et al</i> , 2006	SALOMÃO, 2003; INÁCIO <i>et al</i> , 2010, CAMILLO, 2008; TANNUS <i>et al</i> , 2006

ANEXO A - Revisão das espécies testadas (continuação)

Espécie	<i>Cochlospermum vitifolium</i> (Willd.) Spreng.	<i>Acanthostachys strobilacea</i> (Schult. & Schult.f.) Klotzsch	<i>Ananas ananassoides</i> (Baker) L.B.Sm.	<i>Plenckia populnea</i> Reissek
Família	Bixaceae	Bromeliaceae	Bromeliaceae	Celastraceae
Nome Popular	Algodão-silvestre			Marmelo-do-cerrado
% de água na semente			35	
Tolerância à dessecação	Tolera		Tolera	
Tolerância ao frio				
Dormência	Tegumentar, se recomenda a queima das vilosidades que recobrem a semente em fogo baixo, seguida de embebição em água destilada por 24h		Ausente	
Viabilidade	Mais de 9 anos		mais de 4 meses a 19°C e U. R. 35%	
% de Germinação	50		76-99 (25°C)	
Emergência (dias)			18 a 27	
Hábito	Árvore	Bromélia (Terrestre/Epífita)	Bromélia	Árvore
Época de Floração	Dez-Mai			Out
Época de Frutificação	Jan-Jun			Fev-Mai
Síndrome de Disperção	Anemocórica	Autocórica	Zoocórica	Anemocórica
Referências	CONABIO, 2012, VELAZQUEZ <i>et al.</i> , 2009; ROMERO, 2007	TAMAKI <i>et al.</i> , 2011; MANTOVANI & MARTINS, 1993	ANASTÁCIO & SANTANA, 2010; MANTOVANI & MARTINS, 1993	BATALHA, 1997; MARTINS, 2006; PINHEIRO, 2008; TANNUS <i>et al.</i> , 2006

ANEXO A - Revisão das espécies testadas (continuação)

Espécie	<i>Salacia crassifolia</i> (Mart. ex Schult.) G. Don	<i>Kielmeyera rubriflora</i> Cambess.	<i>Kielmeyera variabilis</i> Mart. & Zucc.	<i>Terminalia argentea</i> Mart.
Família	Celastraceae	Clusiaceae	Clusiaceae	Combretaceae
Nome Popular	Bacupari-do-cerrado	Rosa-do-cerrado	Pau-de-São-José	Capitão-do-mato
% de água na semente			5	10
Tolerância à dessecação	Não Tolera		Tolera	Tolera
Tolerância ao frio	Não Tolera		Tolera	Tolera
Dormência	Ausente		Ausente	Ausente
Viabilidade				2 meses, a 6° C; 8 meses em ambiente seco e fresco
% de Germinação	93 (25° C)		70	10-12 (25° C)
Emergência (dias)		2 a 3 meses		13 a 70
Hábito	Árvore	Árvore	Sub-arbusto	Árvore
Época de Floração		Fev-Abr		
Época de Frutificação	Nov-Jan	Ago-Set	Jul-Nov; Mai-Nov	Jul-Set
Síndrome de Disperção		Anemocórica	Anemocórica	Anemocórica
Referências	SALOMÃO, 2003	LORENZI, 2000	SALOMÃO, 2003; BATALHA, 1997	SALOMÃO, 2003; LORENZI, 2002; LUZ <i>et al</i> , 2009; RODRIGUES <i>et al</i> , 2007

ANEXO A - Revisão das espécies testadas (continuação)

Espécie	<i>Terminalia glabrescens</i> Mart.	<i>Connarus suberosus</i> Planch.	<i>Rourea incluta</i> Planch.	<i>Cayaponia espinosa</i> (Silva Manso) Cogn.
Família	Combretaceae	Connaraceae	Connaraceae	Cucurbitaceae
Nome Popular	Capitão-do-campo	Galinha-choca	Botica-inteira	
% de água na semente		39	52	
Tolerância à dessecação				
Tolerância ao frio				
Dormência		ausente		
Viabilidade	menor que 3 meses			
% de Germinação		78	35	
Energência (dias)	20 a 40			
Hábito	Árvore	Árvore	Árvore	Herbáceo-subarbusivo
Época de Floração	Ago-Set			
Época de Frutificação	Set-Out	Nov-Fev	Set-Dez; Nov-Abr	Set-Mar
Síndrome de Disperção	Anemocórica	Zoocórica	Zoocórica	Zoocórica
Referências	BATALHA, 1997; LORENZI, 2000	SALOMÃO 2003; LORENZI, 2002; MARTINS, 2006	SALOMÃO 2003; BATALHA, 1997	BATALHA, 1997; TANNUS <i>et al</i> , 2006

ANEXO A - Revisão das espécies testadas (continuação)

Espécie	<i>Curatella americana</i> L.	<i>Davilla elliptica</i> A.St.-Hil.	<i>Croton glandulosus</i> L.	<i>Croton lundianus</i> (Didr.) Müll.Arg.
Família	Dilleniaceae	Dilleniaceae	Euphorbiaceae	Euphorbiaceae
Nome Popular	Lixeira; lixa	Lixeirinha	Velaminho; Gervão-branco; Malva-vermelha	
% de água na semente	9 a 12	7		
Tolerância à dessecação				
Tolerância ao frio				
Dormência	Ausente.; Escarificação mecânica e térmica (imersão em água à 70°C até baixar para 50°C)	Presente		
Viabilidade	4 meses			
% de Germinação	46 (25°C); 25 (T não controlada)	0		
Emergência (dias)	10 a 20; 5-75			
Hábito	Árvore ou Arbusto	Arbusto	Sub-arbusto	Erva
Época de Floração	Jun-Out		Ago, Nov, Fev	
Época de Frutificação	Out-Nov	Nov, Jun-Jan	Mar, Ago	
Síndrome de Dispersão	Zoocórica	Autocórica	Autocórica/Zoocórica	
Referências	LORENZI, 2000; LUIZ, 2010; DUARTE <i>et al</i> , 2011	SALOMÃO, 2003; MARTINS, 2006	BATALHA, 1997; MARTINS, 2006; TANNUS <i>et al</i> , 2006	MÔNICO, 2012

ANEXO A - Revisão das espécies testadas (continuação)

Espécie	<i>Mabea fistulifera</i> Mart.	<i>Anadenanthera peregrina</i> (L.) Speng.	<i>Anadenanthera peregrina</i> var. <i>falcata</i> (Benth.) Altschul	<i>Andira humilis</i> Mart. ex Benth.
Família	Euphorbiaceae	Fabaceae	Fabaceae	Fabaceae
Nome Popular	Canudo-de-pito	Angico-do-cortume	Angico-do-cerrado	Amargoso
% de água na semente				62
Tolerância à dessecação		Tolera	Tolera	
Tolerância ao frio		Tolera	Tolera	
Dormência	Ausente	Ausente	Ausente	
Viabilidade	Período curto	1 a 2 anos	1 a 2 anos; 2 meses, a 6°C; 6 meses à temperatura ambiente	
% de Germinação	77 a 84 (25°C)	>70; 77 a 96	30-70; 95; 85	39
Emergência (dias)	5 a 15	5 a 8	5	33
Hábito	Árvore	Árvore	Árvore	Sub-arbusto, Arbusto
Época de Floração	Mar-Jun			Ago-Out
Época de Frutificação		Ago-Out	Ago-Set; Set-Nov	Out-Fev
Síndrome de Disperção	Autocórico/Zoocórica	Anemocórica	Anemocórica	Zoocórica
Referências	LEAL-FILHO & BORGES, 1992; PETERNELLI <i>et al.</i> , 2004; OLMOS & BULHOSA, 2000	SALOMÃO, 2003; MANTOVANI & MARTINS, 1993; MIRANDA <i>et al.</i> , 2012	SALOMÃO, 2003; LORENZI, 2002; RODRIGUES <i>et al.</i> , 2007; MANTOVANI & MARTINS, 1993; OLIVEIRA ET AL, 2005	SALOMÃO, 2003; MARTINS, 2006; TANNUS <i>et al.</i> , 2006

ANEXO A - Revisão das espécies testadas (continuação)

	<i>Bauhinia holophylla</i> (Bong.) Steud.	<i>Bauhinia rufa</i> (Bong.) Steud.	<i>Bowdichia virgilioides</i> Kunth	<i>Chamaecrista cathartica</i> (Mart.) H.S.Irwin & Barneby
Espécie	<i>Bauhinia holophylla</i> (Bong.) Steud.	<i>Bauhinia rufa</i> (Bong.) Steud.	<i>Bowdichia virgilioides</i> Kunth	<i>Chamaecrista cathartica</i> (Mart.) H.S.Irwin & Barneby
Família	Fabaceae	Fabaceae	Fabaceae	Fabaceae
Nome Popular	Pata-de-vaca	Pata-de-vaca	Sucupira-preta	
% de água na semente	10 a 15		9;10; 11	
Tolerância à dessecação			Tolera	
Tolerância ao frio			Tolera	
Dormência	Ausente		Dormência tegumentar (Escarificação mecânica; escarificação química; ácido sulfúrico, 4 a 12 min; Choque térmico, água a 80°C por 10 min)	
Viabilidade	1 mês (sementes coletadas no solo)		4 meses; 1 ano; 5 anos ou mais	
% de Germinação	80-99 (25°C)		27; 33; 79 a 90	
Emergência (dias)	2 a 11		14 a 60; 8-24	
Hábito	Sub-arbusto, Arbusto	Arbusto, Árvore	Árvore	Erva
Época de Floração	Nov-Dez			
Época de Frutificação	Jan-Ago	Jan-Dez	Jan-Set; Ago-Out	Jan-Abr
Síndrome de Disperção	Autocórica	Autocórica	Anemocórica	Autocórica
Referências	MARTINS, 2006; LUZ et al, 2009; RONDON, 2006	BATALHA, 1997; MARTINS, 2006	SALOMÃO, 2003; EMBRAPA, 2000; BATALHA, 1997; MARTINS, 2006; FOWLER & MARTINS, 2001; SILVA et al, 2001; SMIDERLE & SOUZA, 2003; ALBUQUERQUE et al, 2007.; CARVALHO, 2007	BATALHA, 1997

ANEXO A - Revisão das espécies testadas (continuação)

Espécie	<i>Copaifera langsdorffii</i> Desf.	<i>Dalbergia miscolobium</i> Benth.	<i>Hymenaea stigonocarpa</i> Mart. ex Hayne	<i>Leptolobium dasycarpum</i> Vogel
Família	Fabaceae	Fabaceae	Fabaceae	Fabaceae
Nome Popular	Copaíba-vermelha	Caviúna-do-cerrado; Anileira	Jatobá-do-cerrado	Chapadinha
% de água na semente	10	12	10; 5,47	12
Tolerância à dessecação	Tolera	Tolera	Tolera	Tolera
Tolerância ao frio	Tolera	Tolera	Tolera	Tolera
Dormência	Dormência múltipla (escarificação mecânica, seguida de aplicação de giberlina(GA3)); Imersão em água, 96h; imersão em éter por 20 min; ácido sulfúrico, 5 a 15 min.	Ausente	Dormência tegumentar (escarificação mecânica); Imersão em água à temperatura ambiente, por 2 dias.	Dormência tegumentar (escarificação mecânica ou química)
Viabilidade	2 meses a 6° C; 3 meses; 4 anos (10°C, U.R. 30%)	1 a 2 anos		
% de Germinação	80-95 (25 a 30°C); 50 (T não controlada)	84; 98 (25°C)	70	90
Emergência (dias)	7 a 14; 6 a 66; 15 a 30	7 a 14		90
Hábito	Árvore	Árvore	Árvore	Árvore
Época de Floração	Out-Jul			
Época de Frutificação	Jun-Out	Mai-Out	Fev, Set-Out	Mai
Síndrome de Disperção	Zoocórica	Anemocórica	Zoocórica	Anemocórica
Referências	SALOMÃO, 2003; PEREIRA, 2011; FOWLER & MARTINS, 2001; CARVALHO, 2008; OLIVEIRA <i>et al</i> , 2005	SALOMÃO, 2003; BATALHA, 1997; MARTINS, 2006	SALOMÃO, 2003; FOWLER & MARTINS, 2001; BATALHA, 1997; AZEVEDO, 2008; TANNUS <i>et al</i> , 2006	SALOMÃO, 2003; MARTINS, 2006; LUZ <i>et al</i> , 2009

ANEXO A - Revisão das espécies testadas (continuação)

Espécie	<i>Senna rugosa</i> (G.Don) H.S.Irwin & Barneby	<i>Stryphnodendron adstringens</i> (Mart.) Coville	<i>Stryphnodendron polyphyllum</i> Mart.	<i>Eriope crassipes</i> Benth.
Família	Fabaceae	Fabaceae	Fabaceae	Lamiaceae
Nome Popular		Barbatimão-verdadeiro	Barbatimão; Barbatimão-da-mata	
% de água na semente		10		
Tolerância à dessecação		Tolera		
Tolerância ao frio		Tolera		
Dormência		Dormência tegumentar (escarificação mecânica ou química); Imersão em H ₂ SO ₄ por 5 minutos, seguida de lavagem em água corrente e permanência em água, por 24 horas; Imersão em H ₂ SO ₄ por 75 minutos.	Dormência tegumentar (escarificação mecânica ou escarificação química, H ₂ SO ₄ , 45 min	
Viabilidade				
% de Germinação		30-70; >80; >77 a 90; >70 (T não controlada)	70-90	
Emergência (dias)		7 a 14; 10 a 20	10 a 15	
Hábito	Arbusto	Árvore	Árvore	Erva
Época de Floração	Set, Fev-Mai	Set-Nov	Nov-Dez	Jun-Out
Época de Frutificação	Fev-Nov	Fev, Jul-Ago	Jul-Set	Mar, Jul-Out
Síndrome de Dispersão	Autocórica	Zoocórica	Zoocórica	Anemocórica
Referências	BATALHA, 1997; SANTOS, 2010; TANNUS <i>et al.</i> , 2006	SALOMÃO, 2003; FOWLER & MARTINS, 2001; MARTINS, 2006; LUZ <i>et al.</i> , 2009; MARTINS <i>et al.</i> , 2008; TANNUS <i>et al.</i> , 2006; OLIVEIRA, 2005	LEMOS-FILHO <i>et al.</i> , 1997; MARTINS <i>et al.</i> , 2008.; TANNUS <i>et al.</i> , 2006	MARTINS, 2006; TANNUS <i>et al.</i> , 2006

ANEXO A - Revisão das espécies testadas (continuação)

Espécie	<i>Hypernia macrantha</i> (A.St.-Hil. ex Benth.) Harley	<i>Ocotea tristis</i> (Nees & Mart.) Mez	<i>Eriotheca gracilipes</i> (K.Schum.) A.Robyns	<i>Ouratea spectabilis</i> (Mart.) Engl.
Família	Lamiaceae	Lauraceae	Malvaceae	Ochnaceae
Nome Popular		Caneinha-de-folha-miúda	Paineira-do-campo	
% de água na semente				
Tolerância à dessecação				
Tolerância ao frio				
Dormência				
Viabilidade				
% de Germinação				
Emergência (dias)			14-21	
Hábito	Sub-arbusto	Arbusto	Arbustivo-arbóreo	Herbáceo-subarbusivo
Época de Floração		Jan-Ago	Abr-Ago; Jul-Ago	Jul-Out
Época de Frutificação		Mai-Jan	Ago; Set-Out	Out-Jan
Síndrome de Dispersão		Zoocórica	Anemocórica	Zoocórica
Referências	MARTINS, 2006	MARQUE & OLIVEIRA, 2005; SANTOS, 2010; BROTTTO, 2010	FELFILI et al, 2000; TANNIUS et al, 2006; LORENZI, 2000	BATALHA, 1997; TANNIUS et al, 2006

ANEXO A - Revisão das espécies testadas (continuação)

Espécie	<i>Roupala montana</i> Aubl.	<i>Roupala montana</i> var. <i>brasiljensis</i> (Klotzsch) K.S.Edwards	<i>Alibertia edulis</i> (Rich.) A.Rich.	<i>Coussarea hydrangeifolia</i> (Benth.) Müll.Arg.
Família	Proteaceae	Proteaceae	Rubiaceae	Rubiaceae
Nome Popular	Carvalho-do-cerrado		Marmelada-de-bezerro	Bugre-branco
% de água na semente			29	
Tolerância à dessecação				
Tolerância ao frio				
Dormência	Ausente	Ausente	Ausente	Ausente
Viabilidade	1 ano em câmara fria	1 ano em câmara fria		
% de Germinação	até 70	até 70	63; 60	
Energência (dias)	25 a 60	25 a 60	30	
Hábito	Árvore	Árvore	Árvore; Arbusto	Árvore; Arbusto
Época de Floração	Mai-Out	Out-Fev	Out	Out-Fev
Época de Frutificação	Out-Mai	Abr-Jul	Dez-Jan	Dez-Out
Síndrome de Disperção	Anemocórica/Autocórica	Anemocórica	Zoocórica	Zoocórica
Referências	BATALHA, 1997, MARTINS, 2006; CARVALHO, 2009	BATALHA, 1997, MARTINS, 2006; CARVALHO, 2008	SALOMÃO, 2003; PEREIRA, 1984; FELFILI <i>et al</i> , 2000	PEREIRA, 1984; CONSOLARO, 2008; FELFILI <i>et al</i> , 2000

ANEXO A - Revisão das espécies testadas (continuação)

Espécie	<i>Declieuxia fruticosa</i> (Willd. ex Roem. & Schult.) Kuntze	<i>Magonia pubescens</i> A. St.-Hil.	<i>Serjania erecta</i> Radlk.	<i>Smilax campestris</i> Griseb.
Família	Rubiaceae	Sapindaceae	Sapindaceae	Smilacaceae
Nome Popular		Tingui		
% de água na semente		6		14
Tolerância à dessecação		Tolera		
Tolerância ao frio		Tolera		
Dormência		Ausente		Ausente
Viabilidade				
% de Germinação		96		83 (25 °C), 91 (35°C)
Emergência (dias)		7 a 14		
Hábito	Subarbusto/Arbusto	Árvore	Liana	Liana
Época de Floração	Out-Jul			
Época de Frutificação	Dez-Jul	Ago-Out	Nov-Fev	
Síndrome de Disperção	Zoocórica	Anemocórica	Anemocórica	Zoocórica
Referências	BATALHA, 1997; TANNUS <i>et al</i> , 2006	SALOMÃO, 2003; BATALHA, 1997	BATALHA, 1997; MARTINS, 2006	VENTURI, 2000; ROSA & FERREIRA, 1999

Referências

- Albuquerque, K. S.; Guimarães, R. M.; Almeida, I. F.; Clemente, A. C. S. MÉTODOS PARA A SUPERAÇÃO DA DORMÊNCIA EM SEMENTES DE SUCUPIRA-PRETA (*Bowdichia virgilioides* KUNTH.). **Ciênc. agrotec.**, Lavras, v. 31, n. 6, p. 1716-1721. 2007.
- Almeida, S. P.; Proença, C. E. B.; Sano, S. M.; Ribeiro, J. F. **Cerrado: Espécies Vegetais Úteis**. Embrapa-Cpac, Planaltina. 1998
- Anastácio, M. R.; Santana, D. G. Características germinativas de sementes de *Ananas ananassoides* (Baker) L. B. Sm. (Bromeliaceae). **Acta Scientiarum. Biological Sciences** v. 32, n. 2, p. 195-200, Maringá. 2010.
- Arzolla, F. A. R. D. P.; Vilela, F. E. S. P.; Paula, G. C. R.; Shepherd, G. J. Regeneração natural em clareiras de origem antrópica na Serra da Cantareira, SP. **Rev. Inst. Flor.** v. 22 n. 1 p. 155-169. 2010.
- Azevedo, M. I. R.; **Estrutura e Restauração de Cerradão em Palmas - TO e Germinação de Sementes de *Buchenavia tomentosa* Eichler, *Hymenaea stigonocarpa* Mart. ex Hayne, *Guazuma ulmifolia* Lam. e *Enterolobium gummiferum* (Mart.) J.F.Macbr.** Dissertação (*Doctor Scientiae* em Ciência Florestal), Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2008.
- Bariani, J. M.; **Análise da variabilidade genética em populações de *Gochnatia pulchra* (Asteraceae).** Dissertação (Mestrado em Genética e Biologia Molecular), Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 2007.
- Batalha, M. A. **Análise da vegetação da ARIE Cerrado-Pé-de-Gigante (Santa Rita do Passa Quatro, SP).** Dissertação (Mestrado em Ecologia), Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo. 1997.
- Batalha, M. A.; Martins, F. R. Reproductive phenology of the cerrado plant community in Emas National Park (Central Brazil). **Australian Journal of Botany**, v. 52, p.149-161. 2004
- Brito, M. N. G. **Aspectos fenológicos de doze populações de espécies arbustivo-arbóreas em uma área de cerrado típico no Parque do Bacaba, Nova Xavantina-MT.** Dissertação (Graduação em Ciências Biológicas) Departamento de Ciências Biológicas, Universidade Estadual do Mato Grosso, Nova Xavantina, 2008
- Brotto, M. L. **Estudo taxonômico do gênero *Ocotea* aubl. (Lauraceae) na floresta ombrófila densa no estado do Paraná, Brasil.** Dissertação (Mestrado em Botânica), Setor de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2010.

Camillo, J. **Germinação e Conservação de Germoplasma de Algodão-do-Campo [*Cochlospermum regium* (Mart. ex Schrank) Pilger] – Cochlospermaceae**. Dissertação de Mestrado, Universidade de Brasília, Brasília, 2008.

Carvalho, J. D. V. **Dossiê Técnico - Cultivo de Flores do Cerrado**. Centro de Apoio ao Desenvolvimento Tecnológico da Universidade de Brasília - CDT/UNB. 2007

Carvalho, M. P.; Santana, D. G.; Ranal, M. A. Emergência de plântulas de *Anacardium humile* A. St.-Hil. (Anacardiaceae) avaliada por meio de amostras pequenas. **Revista Brasil. Bot.**, V.28, n.3, p.627-633, 2005."

Carvalho, P. E. R. **Carvalho-do-cerrado - Roupala montana - Comunicado Técnico 233**. Colombo: Embrapa 2009.

CARVALHO, P. E. R. **Espécies arbóreas brasileiras**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2008.

Carvalho, R. S. **Estudos de Acessos de *Anacardium humile* A.St.-Hil. por Meio da Caracterização Morfológica e de Marcadores RAPD**. Dissertação (Mestrado em Agronomia), Universidade Federal de Goiás, Jataí, 2011.

Cervi, A. C.; Linsingen, L. V.; Hatschbach, G.; Ribas, O. S. A Vegetação do Parque Estadual de Vila Velha, Município de Ponta Grossa, Paraná, Brasil. **Bol. Mus. Bot. Mun.**, Curitiba v. 69, p. 01-52, 2007.

Cielo-Filho, R.; Aguiar, O. T.; Baitello, J. B.; Pastore, J. A.; Toniato, M. T. Z.; Souza, S. C. P. M.; Lima, C. R.; Almeida, R. S. e Costa, N. O. Aspectos florísticos da Estação Ecológica de Itapeva, SP: uma unidade de conservação no limite meridional do bioma Cerrado. **Biota Neotrop.** vol. 12, no. 2. 2012.

CONABIO. **Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad - Especies nativas valiosas para la reforestación**. Disponível em:http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/info_especies/arboles/doctos/indic_e_especies.html Acessado em 22/08/2012

Consolaro, H. N. **A Distilia em Espécies de Ruciaceae do Bioma Cerrado**. Dissertação (Doutorado em Ecologia) Universidade de Brasília, Brasília, 2008.

Cury, G; Novembre, A. D. L. C.; Glória, B. A. Seed Germination of *Chresta sphaerocephala* DC. And *Lessingianthus bardanoides* (Less.) H. Rob. (Asteraceae) from Cerrado. Brazilian **Archives of Biology and Technology**. Vol.53, n. 6, p.1299-1308, 2010.

"Dousseau, S.; Alvarenga, A. A.; Castro E. M.; Arantes, L. O.; Nery, F. C. Superação de dormência em sementes de *Zeyheria montana* Mart. **Ciênc. agrotec.** vol.31, no.6, 2007."

Duarte, D. A.; Prado, J. S.; Nogueira, A. C.; Medeiros, A. C. S.; Aguiar, I. B.; Abreu, D. C. A. Germinação de sementes de lixeira (*Curatella americana* L.) com diferentes colorações no tegumento. IN: **Anais do IX Seminário de Iniciação Científica, VI Jornada de Pesquisa e Pós-Graduação e Semana Nacional de Ciência e Tecnologia - Universidade Estadual de Goiás**. 2011. Disponível em: http://www.prp.ueg.br/sic2011/apresentacao/trabalhos/pdf/ciencias_agrarias/sic/ca_sic_germinacao_sementes_lixeira.pdf Acessado em 03/10/2012.

Felfili, J. M.; Ribeiro, J. F.; Fagg, C. W.; Machado, J. W. G. Cerrado: **Manual para Recuperação de Matas de Galeria**. Planaltina:Embrapa Cerrados, 2000.

FOWLER, J.A.P.; MARTINS, E.G. **Manejo de sementes de espécies florestais**. Colombo: EMBRAPA Florestas. 2001.

Inácio, M. C.; Bertoni, B. W.; França, S. C.; Pereira, A. M. S. Germinação de sementes *in vitro* e desenvolvimento de plantas *ex vitro* de algodãozinho-do-campo. **Cienc. Rural** vol. 40 n. 11. 2010.

Itaya, N. M.; Vaz, A. P. A. Kerbauy, G. B.; Ribeiro-Figueiredo, R. C. L. Produção de frutanos em calos e plântulas clonadas *in vitro* de *Viguiera discolor* Baker (Asteraceae). **Acta bot. bras.** v. 19(3), p. 579-586, 2005

KISSMANN, C.; SCALON, S. P. Q.; SCALON-FILHO, H.; VIEIRA, M. C. Biorregulador e pré-condicionamento osmótico na germinação de sementes e no crescimento inicial da muda de carobinha (*Jacaranda decurrens* subsp. *symmetrifoliolata* Farias & Proença) - Bignoniaceae. **Rev. Bras. Pl. Med.**, Botucatu, v.13, n.1, p.58-67, 2011.

Leal-Filho, N. L.; Borges, E. E. L. influência da temperatura e da luz na germinação de sementes de Canudo de Pito (*Mabea fistulifera* MART.). **Revista Brasileira de Sementes**, vol. 14, no 1, p. 57-60, 1992.

Lemos-Filho, J. P.; Guerra, S. T. M.; Lovato, M. B. Scotti, M. R. M. M. L. Germinação de sementes de *Senna macranthera*, *Senna multijuga* e *Stryphnodendron polyphyllum*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.32, n.4, p.357-361, 1997.

Luiz, L. A. **Germinação e crescimento inicial de espécies arbóreas em função do tamanho do diásporo e tratamentos pré-germinativos**. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas), Universidade Estadual de Montes Claros, Montes Claros, 2010.

Luz, G. R.; Menino, G. C. O.; Mota, G. S.; Nunes, Y. R. F. Síndromes de Dispersão de Espécies Arbustivo-arbóreas em Diferentes Fitofisionomias no Norte de Minas Gerais. IN: Faleiro, F. G.; Neto, A. L. F. **IX Simpósio Nacional**

Cerrado/II Simpósio Internacional Savanas Tropicais - Menções Honrosas. Planaltina: Embrapa Cerrados. 2009.

Mantovani, W.; Martins, F. R. Florístico cerrado na reserva biológica de Moji Guaçu, SP. **Acta boto bras.** V.7 (1). 1993

Marques, M. C. M. Oliveira, P. E. A. M. Características reprodutivas das espécies vegetais da planície litorânea. IN: Marques, M. C. M. & Britez, R. M. (orgs.). **História Natural e Conservação da Ilha do Mel.** Curitiba: Editora da Universidade Federal do Paraná. 266p. 2005

Martins, C. C.; Camara, A. T. R.; Machado, C. G.; Nakagawa, J. Métodos de superação de dormência de sementes de barbatimão. **Acta Sci. Agron.** v. 30, n. 3, p. 381-385, 2008.

Martins, C. R. **Caracterização e Manejo da Gramínea *Mellis minutiflora* P. Beauv. (Capim-gordura): Uma espécie invasora do Cerrado.** Dissertação (Doutorado em Ecologia), Universidade de Brasília, Brasília. 2006.

Miranda, C. C.; Souza, D. M. S.; Manhone, P. R.; Oliveira, P. C.; Breier, T. B. Germinação de Sementes de *Anadenanthera peregrina* (L.) Speg. com Diferentes Substratos em Condições Laboratoriais. **Floresta e Ambiente** v. 19(1) p. 26-31, 2012.

Mônico, A. C. **Transferência de bancos de sementes superficiais como estratégia de enriquecimento de uma floresta em processo de restauração.** Dissertação (Mestrado em Ciências) Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2012.

Munhoz, C. B. R. **Padrões de Distribuição Sazonal e Espacial das Espécies do Estrato Herbáceo-Subarbustivo em Comunidades de Campo Limpo e Campo Sujo.** Dissertação (Doutorado) Universidade de Brasília, Brasília, 2003.

Munhoz, C. B. R.; Felfili, J. M. Fenologia do estrato herbáceo-subarbustivo de uma comunidade de campo sujo na Fazenda Água Limpa no Distrito Federal, Brasil. **Acta bot. bras.** v. 19(4) p. 979-988, 2005.

Munhoz, R.; Batriz, C.; Felfili, J. M. Florística do estrato herbáceo-subarbustivo de um campo limpo úmido em Brasília, Brasil. **Biota Neotropica**, v. 7, n. 3. 2007.

Oliveira, A. K. M.; Ribeiro, J. W. F.; Pereira, K. C. L.; Silva, C. A. A. Germinação de sementes de *Aspidosperma tomentosum* Mart. (Apocynaceae) em diferentes temperaturas. **R. Bras. de Bioci.**, Porto Alegre, v. 9, n. 3, p. 392-397, jul./set. 2011.

Oliveira, A. K. M.; Schleder, E. D.; Favero, S. Caracterização morfológica, viabilidade e vigor de sementes de *Tabebuia aurea* (Silva Manso) Benth. & Hook. f. ex. S. Moore. **R. Árvore**, v.30, n.1, p.25-32, Viçosa. 2006

Oliveira, M. C. Pereira, D. J. S.; Ribeiro, J. F. **Viveiro e produção de mudas de algumas espécies arbóreas nativas do cerrado**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2005.

Olmos, F.; Bulhosa, R. L. P. A Meeting of opportunists: birds and other visitors to *Mabea fistulifera* (Euphorbiaceae) inflorescens. **Ararajuba** v.8 (2): p. 93-98. 2000.

Pereira, B. A. S. Rubiáceas Ornamentais do Distrito Federal. **Rodriguésia**, v. 36(59) pp73-78, Rio de Janeiro, 1984.

Peternelli, E. F. O.; Lucia, T. M. C. D.; Martins, S. V. Espécies de formigas que interagem com as sementes de *Mabea fistulifera* Mart. (Euphorbiaceae). **R. Árvore**, Viçosa-MG, v.28, n.5, p.733-738, 2004.

Pinheiro, C. Q.; **Avaliação da Recuperação da Cascalheira do Aeroporto Internacional de Brasília - Juscelino Kubitschek: Aspectos Edáficos, Florísticos e Ecológicos**. Dissertação (Mestrado) Universidade de Brasília, Brasília, 2008.

Pirani, J. R.; Cortopassi-Laurino, M. **Flores e Abelhas em São Paulo**. São Paulo: Edusp/Fapesp, 1993

Rodrigues, R. R.; Gandolfi, S.; Nave, A.; Brancalion, P. **Informações sobre coleta, armazenamento e quebra de dormência de espécies florestais nativas**. Material fornecido durante capacitação para viveiros fornecedores do projeto Click Árvore - SOS Mata Atlântica.

Romero, J. M. Caracterización Morfológica Y Germinación De Cinco Especies Forestales De Bosque Seco de la provincia de Loja con fines de Conservación. Em:**XXXI Jornadas Nacionales de Biología 2007**. 2007

Rondon, J. N. **Autoecologia de *Bauhinia holophylla* Steud. (Leguminosae-Caesalpinioideae), na Reserva Biológica e Estação Experimental de Moji Guaçu, SP**. Dissertação (Doutorado) Universidade de Campinas, Campinas, 2006.

Rosa, S. G. T.; Ferreira, A. G. Germination of medicinal plant: *Smilax campestris* Griseb (Salsaparrilha). **Acta Horticulturae** v. 502, p. 105-111. 1999.

Rossato, D. R. Kolb, R. M. Germinação de *Pyrostegia venusta* (Bignoniaceae), viabilidade de sementes e desenvolvimento pós-seminal. **Revista Brasil. Bot.**, V.33, n.1, p.51-60, 2010.

Salomão, A. N. **Germinação de Sementes e Produção de Mudanças de Plantas do Cerrado**. Brasília: Rede de Sementes do Cerrado. 2003

Santos, L. M. **Restauração de Campos Ferruginosos Mediante de flora, e uso de topsoil no quadrilátero ferrífero** (Minas Gerais). Dissertação (Doutorado em Biologia Vegetal) Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2010.

Sasaki R.M.; Rondon J.N.; Zaidan L.B.P.; Felipe G. M. Germination of seeds from herbaceous plants artificially stored in cerrado soil. **Rev. Bras. Biol.** 59, p271-279, 1999a.

Sasaki R. M.; Zaidan L. B. P.; Felipe G.M. Effect of storage of achenes of *Bidens gardneri* Baker on light sensitivity during germination. **Rev. Bras. Bot.** 22, p75-81, 1999b.

"Silva, L. M. M.; Aguiar, I. B.; Rodrigues, T. J. D.; Seed germination of *Bowdichia virgilioides* Kunth, under water stress. R. Bras. **Eng. Agríc. Ambiental** v.5, n.1, p.115-118, 2001.

Smiderle, O. J.; Souza, R. C. P. Dormência em sementes de paricarana (*Bowdichia virgilioides* Kunth - Fabaceae - Papilionidae). **Rev. bras. sementes** v.25 n.1, 2003.

Takahashi, L. S. A.; Rocha, J. N.; Souza, J. R. P. Revisão sobre produção e tecnologia de sementes de espécies medicinais. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.8, n. 4, p.198-209, 2006.

Tamaki, V; Paula, S. M.; Nievola, C. C.; Kanashiro, S. Soluções nutritivas alternativas para o cultivo de bromélias ornamentais. **O Mundo da Saúde**, 35(1):91-97, 2011.

Tannus, J. L. S.; Assis, M. A.; Morellato, L. P. C. Fenologia reprodutiva em campo sujo e campo úmido numa área de cerrado no sudeste do Brasil, Itirapina – SP. **Biota Neotropica**, v6 (n3). 2006

Velazques, J. R. Colin, P. S.; García, G. J. **Frutos y semillas de arboles tropicales de Mexico**. Cidade do México: INE/SEMARNAT. 2009

Venturi, S. **Florística e fitossociologia do componente apoiante-escandente em uma floresta costeira subtropical**. Dissertação (Mestrado em Botânica), Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2000.

Werpachowski, J. S.; Verassin, I. G.; Goldenberg, R. Ocorrência de apomixia e partenocarpia em algumas espécies subtropicais de Asteraceae. **Revista Brasil. Bot.**, v.27, n.3, p.607-613, 2004.

ANEXO B - Resultados dos Testes de Germinação

Espécie	Família	Nº ESA*	Data de Coleta	Tempo de Armazenamento (anos)	Nº de Sementes por Teste	Nº de Sementes Germinadas no Teste	% de Germinação do Teste	Nº de Sementes por Sp	% de Sementes Germinadas por Sp
<i>Ruellia geminiflora</i> Kunth	Acanthaceae	046671	1997	15	4	0	0,00	6	0,00
<i>Ruellia geminiflora</i> Kunth	Acanthaceae	046669	1997	15	2	0	0,00		
<i>Froelichia procera</i> (Seub.) Pedersen	Amaranthaceae	083768	2002	10	30	0	0,00	30	0,00
<i>Gomphrena graminea</i> Moq.	Amaranthaceae	040819	1987	25	26	0	0,00	26	0,00
<i>Gomphrena macrocephala</i> A.St.-Hil.	Amaranthaceae	025660	1993	19	2	0	0,00	2	0,00
<i>Gomphrena virgata</i> Mart.	Amaranthaceae	025245	1995	17	9	0	0,00	9	0,00
<i>Pfiafia jubata</i> Mart.	Amaranthaceae	043604	2006	6	20	0	0,00	20	0,00
<i>Anacardium humile</i> A.St.-Hil.	Anacardiaceae	048174	1997	15	3	0	0,00	3	0,00
<i>Lithrea molleoides</i> (Vell.) Engl.	Anacardiaceae	002439	1939	73	3	0	0,00		
<i>Lithrea molleoides</i> (Vell.) Engl.	Anacardiaceae	015991	1994	18	3	0	0,00		
<i>Lithrea molleoides</i> (Vell.) Engl.	Anacardiaceae	020793	1994	18	4	0	0,00		
<i>Lithrea molleoides</i> (Vell.) Engl.	Anacardiaceae	021206	1994	18	3	0	0,00		
<i>Lithrea molleoides</i> (Vell.) Engl.	Anacardiaceae	021380	1995	17	4	0	0,00	30	0,00
<i>Lithrea molleoides</i> (Vell.) Engl.	Anacardiaceae	025677	1995	17	3	0	0,00		
<i>Lithrea molleoides</i> (Vell.) Engl.	Anacardiaceae	040650	1997	15	2	0	0,00		
<i>Lithrea molleoides</i> (Vell.) Engl.	Anacardiaceae	082047	2002	10	7	0	0,00		
<i>Lithrea molleoides</i> (Vell.) Engl.	Anacardiaceae	100365	2005	7	1	0	0,00		
<i>Annona coriacea</i> Mart.	Annonaceae	026105	1996	16	1	0	0,00	1	0,00
<i>Xylopia aromatica</i> (Lam.) Mart.	Annonaceae	004052	1989	23	5	0	0,00		
<i>Xylopia aromatica</i> (Lam.) Mart.	Annonaceae	049314	1997	15	8	0	0,00		
<i>Xylopia aromatica</i> (Lam.) Mart.	Annonaceae	049315	1997	15	6	0	0,00	30	0,00
<i>Xylopia aromatica</i> (Lam.) Mart.	Annonaceae	076316	1997	15	7	0	0,00		
<i>Xylopia aromatica</i> (Lam.) Mart.	Annonaceae	096119	2006	6	4	0	0,00		
<i>Aspidosperma macrocarpon</i> Mart.	Apocynaceae	070970	1998	14	5	0	0,00	5	0,00
<i>Aspidosperma tomentosum</i> Mart.	Apocynaceae	008974	1989	23	2	0	0,00		
<i>Aspidosperma tomentosum</i> Mart.	Apocynaceae	096123	2005	7	3	0	0,00	5	0,00

Espécie	Família	Nº ESA*	Data de Coleta	Tempo de Armazenamento (anos)	Nº de Sementes por Teste	Nº de Sementes Germinadas no Teste	% de Germinação do Teste	Nº de Sementes por Sp	% de Sementes Germinadas por Sp
<i>Mandevilla virescens</i> (A. St.-Hil.) Pichon	Apocynaceae	009010	1994	18	2	0	0,00	2	0,00
<i>Aspilia montevidensis</i> (Spreng.) Kuntze	Asteraceae	021204	1994	18	5	0	0,00	6	0,00
<i>Aspilia montevidensis</i> (Spreng.) Kuntze	Asteraceae	040457	1997	15	1	0	0,00	6	0,00
<i>Aspilia reflexa</i> (Sch.Bip. ex Baker) Baker	Asteraceae	022057	1994	18	6	0	0,00	6	0,00
<i>Bidens gardneri</i> Baker	Asteraceae	018472	1994	18	11	0	0,00		
<i>Bidens gardneri</i> Baker	Asteraceae	032859	1996	16	2	0	0,00	20	0,00
<i>Bidens gardneri</i> Baker	Asteraceae	032860	1996	16	3	0	0,00		
<i>Bidens gardneri</i> Baker	Asteraceae	080504	2002	10	4	0	0,00		
<i>Calea cuneifolia</i> DC.	Asteraceae	069410	1999	13	10	0	0,00	30	0,00
<i>Calea cuneifolia</i> DC.	Asteraceae	069412	1999	13	20	0	0,00		
<i>Calea mediterranea</i> (Vell.) Pruski	Asteraceae	000406	1940	72	30	0	0,00	30	0,00
<i>Calea serrata</i> Less.	Asteraceae	020012	1988	24	8	0	0,00		
<i>Calea serrata</i> Less.	Asteraceae	022171	1988	24	1	0	0,00	30	0,00
<i>Calea serrata</i> Less.	Asteraceae	101228	2006	6	21	0	0,00		
<i>Chresta sphaerocephala</i> DC.	Asteraceae	104574	1971	41	8	0	0,00		
<i>Chresta sphaerocephala</i> DC.	Asteraceae	063347	1993	19	2	0	0,00	17	0,00
<i>Chresta sphaerocephala</i> DC.	Asteraceae	048897	1998	14	2	0	0,00		
<i>Chresta sphaerocephala</i> DC.	Asteraceae	061063	1999	13	5	0	0,00		
<i>Chrysolaena cognata</i> (Less.) Dematt.	Asteraceae	050111	1993	19	12	0	0,00	30	0,00
<i>Chrysolaena cognata</i> (Less.) Dematt.	Asteraceae	096105	2004	8	18	0	0,00		
<i>Chrysolaena platensis</i> (Spreng.) H. Rob.	Asteraceae	019117	1995	17	7	0	0,00		
<i>Chrysolaena platensis</i> (Spreng.) H. Rob.	Asteraceae	077508	1996	16	4	0	0,00	30	0,00
<i>Chrysolaena platensis</i> (Spreng.) H. Rob.	Asteraceae	081069	1999	13	13	0	0,00		
<i>Chrysolaena platensis</i> (Spreng.) H. Rob.	Asteraceae	094147	2006	6	6	0	0,00		
<i>Gochnatia barrosoae</i> Cabrera	Asteraceae	101628	1999	13	20	0	0,00	30	0,00
<i>Gochnatia barrosoae</i> Cabrera	Asteraceae	086586	2002	10	10	0	0,00		

Espécie	Família	Nº ESA*	Data de Coleta	Tempo de Armazenamento (anos)	Nº de Sementes por Teste	Nº de Sementes Germinadas no Teste	% de Germinação do Teste	Nº de Sementes por Sp	% de Sementes Germinadas por Sp
<i>Gochnatia pulchra</i> Cabrera	Asteraceae	018391	1994	18	10	0	0,00		
<i>Gochnatia pulchra</i> Cabrera	Asteraceae	027939	1996	16	10	0	0,00	30	0,00
<i>Gochnatia pulchra</i> Cabrera	Asteraceae	079572	1998	14	6	0	0,00		
<i>Gochnatia pulchra</i> Cabrera	Asteraceae	096210	2006	6	4	0	0,00		
<i>Lessingianthus bardanoides</i> (Less.) H.Rob.	Asteraceae	072608	1955	57	2	0	0,00		
<i>Lessingianthus bardanoides</i> (Less.) H.Rob.	Asteraceae	089602	2005	7	2	0	0,00		
<i>Lessingianthus bardanoides</i> (Less.) H.Rob.	Asteraceae	094147	2006	6	12	0	0,00	17	0,00
<i>Lessingianthus bardanoides</i> (Less.) H.Rob.	Asteraceae	104355	Sem Reg.	Indet	1	0	0,00		
<i>Lessingianthus grandiflorus</i> (Less.) H.Rob.	Asteraceae	028284	1994	18	5	0	0,00	5	0,00
<i>Piptocarpha rotundifolia</i> (Less.) Baker	Asteraceae	023316	1993	19	3	0	0,00		
<i>Piptocarpha rotundifolia</i> (Less.) Baker	Asteraceae	015983	1994	18	5	0	0,00		
<i>Piptocarpha rotundifolia</i> (Less.) Baker	Asteraceae	034751	1997	15	3	0	0,00		
<i>Piptocarpha rotundifolia</i> (Less.) Baker	Asteraceae	038742	1997	15	3	0	0,00		
<i>Piptocarpha rotundifolia</i> (Less.) Baker	Asteraceae	038743	1997	15	2	0	0,00	30	0,00
<i>Piptocarpha rotundifolia</i> (Less.) Baker	Asteraceae	038745	1997	15	3	0	0,00		
<i>Piptocarpha rotundifolia</i> (Less.) Baker	Asteraceae	071021	1998	14	5	0	0,00		
<i>Piptocarpha rotundifolia</i> (Less.) Baker	Asteraceae	099766	2007	5	1	0	0,00		
<i>Piptocarpha rotundifolia</i> (Less.) Baker	Asteraceae	108606	2008	4	5	0	0,00		
<i>Symphopappus compressus</i> (Gardner) B.L.Rob.	Asteraceae	050035	1993	19	2	0	0,00	2	0,00
<i>Symphopappus cuneatus</i> (DC.) Sch.Bip. ex Baker	Asteraceae	107371	2006	6	1	0	0,00	1	0,00
<i>Viguiera discolor</i> Baker	Asteraceae	041609	1997	15	10	0	0,00	11	0,00
<i>Viguiera discolor</i> Baker	Asteraceae	041686	1997	15	1	0	0,00		
<i>Anemopaegma arvense</i> (Vell.) Stelfeld ex de Souza	Bignoniaceae	033004	1996	16	5	0	0,00	5	0,00
<i>Cybistax antisiphilitica</i> (Mart.) Mart.	Bignoniaceae	022065	1994	18	5	0	0,00		
<i>Cybistax antisiphilitica</i> (Mart.) Mart.	Bignoniaceae	060917	1999	13	5	0	0,00	30	0,00
<i>Cybistax antisiphilitica</i> (Mart.) Mart.	Bignoniaceae	094801	2002	10	19	0	0,00		
<i>Cybistax antisiphilitica</i> (Mart.) Mart.	Bignoniaceae	085343	2003	9	1	0	0,00		

Espécie	Família	Nº ESA*	Data de Coleta	Tempo de Armazenamento (anos)	Nº de Sementes por Teste	Nº de Sementes Germinadas no Teste	% de Germinação do Teste	Nº de Sementes por Sp	% de Sementes Germinadas por Sp
<i>Jacaranda caroba</i> (Vell.) DC.	Bignoniaceae	073182	1999	13	5	0	0,00	30	0,00
<i>Jacaranda caroba</i> (Vell.) DC.	Bignoniaceae	073183	1999	13	25	0	0,00		
<i>Jacaranda decurrens</i> Cham.	Bignoniaceae	015875	1994	18	7	0	0,00	15	0,00
<i>Jacaranda decurrens</i> Cham.	Bignoniaceae	075018	2001	11	8	0	0,00		
<i>Tabebuia aurea</i> (Silva Manso) Benth. & Hook.f. ex S.Moore	Bignoniaceae	041070	1997	15	5	0	0,00	21	0,00
<i>Tabebuia aurea</i> (Silva Manso) Benth. & Hook.f. ex S.Moore	Bignoniaceae	076634	1997	15	16	0	0,00		
<i>Zeyheria montana</i> Mart.	Bignoniaceae	033687	1996	16	7	0	0,00		
<i>Zeyheria montana</i> Mart.	Bignoniaceae	071021	1998	14	2	0	0,00		
<i>Zeyheria montana</i> Mart.	Bignoniaceae	0760175	1999	13	4	0	0,00		
<i>Zeyheria montana</i> Mart.	Bignoniaceae	066418	2000	12	6	0	0,00	30	0,00
<i>Zeyheria montana</i> Mart.	Bignoniaceae	076264	2001	11	5	0	0,00		
<i>Zeyheria montana</i> Mart.	Bignoniaceae	081128	2001	11	5	0	0,00		
<i>Zeyheria montana</i> Mart.	Bignoniaceae	051401	2005	7	1	0	0,00		
<i>Cochlospermum regium</i> (Mart. ex Schrank) Pilg.	Bixaceae	004910	1988	24	7	0	0,00		
<i>Cochlospermum regium</i> (Mart. ex Schrank) Pilg.	Bixaceae	021703	1995	17	6	0	0,00		
<i>Cochlospermum regium</i> (Mart. ex Schrank) Pilg.	Bixaceae	042092	1997	15	2	1	50,00	23	0,17
<i>Cochlospermum regium</i> (Mart. ex Schrank) Pilg.	Bixaceae	042093	1997	15	3	3	100,00		
<i>Cochlospermum regium</i> (Mart. ex Schrank) Pilg.	Bixaceae	042101	1997	15	5	0	0,00		
<i>Cochlospermum vitifolium</i> (Willd.) Spreng.	Bixaceae	010595	1993	19	6	2	33,33	6	33,33
<i>Acanthostachys strobilacea</i> (Schult. & Schult.f.) Klotzsch	Bromeliaceae	014963	1993	19	30	0	0,00	30	0,00
<i>Ananas ananassoides</i> (Baker) L.B.Sm.	Bromeliaceae	004101	1989	23	15	0	0,00	15	0,00
<i>Ananas ananassoides</i> (Baker) L.B.Sm.	Bromeliaceae	024551	1994	18	15	0	0,00		
<i>Plenckia populnea</i> Reissek	Celastraceae	013272	1985	27	1	0	0,00		
<i>Plenckia populnea</i> Reissek	Celastraceae	071839	1998	14	4	0	0,00	25	0,00
<i>Plenckia populnea</i> Reissek	Celastraceae	102837	2008	4	20	0	0,00		
<i>Salacia crassifolia</i> (Mart. ex Schult.) G.Don	Celastraceae	103765	2008	4	3	0	0,00	3	0,00

Espécie	Família	Nº ESA*	Data de Coleta	Tempo de Armazenamento (anos)	Nº de Sementes por Teste	Nº de Sementes Germinadas no Teste	% de Germinação do Teste	Nº de Sementes por Sp	% de Sementes Germinadas por Sp
<i>Kiellmeyera rubriflora</i> Cambess.	Clusiaceae	042958	1997	15	1	0	0,00	1	0,00
<i>Kiellmeyera variabilis</i> Mart. & Zucc.	Clusiaceae	040551	1998	14	10	0	0,00	10	0,00
<i>Terminalia argentea</i> Mart.	Combretaceae	019622	1994	18	7	0	0,00		
<i>Terminalia argentea</i> Mart.	Combretaceae	043068	1997	15	10	0	0,00	20	0,00
<i>Terminalia argentea</i> Mart.	Combretaceae	070879	1998	14	1	0	0,00		
<i>Terminalia argentea</i> Mart.	Combretaceae	102482	2002	10	2	0	0,00		
<i>Terminalia glabrescens</i> Mart.	Combretaceae	104215	2007	5	30	0	0,00	30	0,00
<i>Connarus suberosus</i> Planch.	Connaraceae	043092	1997	15	2	0	0,00	5	0,00
<i>Connarus suberosus</i> Planch.	Connaraceae	070873	1998	14	3	0	0,00		
<i>Rourea induta</i> Planch.	Connaraceae	084314	2004	8	5	0	0,00	5	0,00
<i>Cayaponia espelina</i> (Silva Manso) Cogn.	Cucurbitaceae	009553	1993	19	1	0	0,00	2	0,00
<i>Cayaponia espelina</i> (Silva Manso) Cogn.	Cucurbitaceae	020215	1995	17	1	0	0,00		
<i>Curatella americana</i> L.	Dilleniaceae	067889	1995	17	5	0	0,00		
<i>Curatella americana</i> L.	Dilleniaceae	037931	1997	15	1	0	0,00	13	0,00
<i>Curatella americana</i> L.	Dilleniaceae	037935	1997	15	7	0	0,00		
<i>Davilla elliptica</i> A. St. - Hil.	Dilleniaceae	031020	1996	16	7	0	0,00		
<i>Davilla elliptica</i> A. St. - Hil.	Dilleniaceae	079569	1998	14	5	0	0,00	23	0,00
<i>Davilla elliptica</i> A. St. - Hil.	Dilleniaceae	103491	1999	13	1	0	0,00		
<i>Davilla elliptica</i> A. St. - Hil.	Dilleniaceae	067129	2000	12	10	0	0,00		
<i>Croton glandulosus</i> L.	Euphorbiaceae	043379	1997	15	2	0	0,00	11	0,00
<i>Croton glandulosus</i> L.	Euphorbiaceae	074850	2001	11	9	0	0,00		
<i>Croton lundianus</i> (Didr.) Müll. Arg.	Euphorbiaceae	098835	1964	48	2	0	0,00	2	0,00
<i>Mabea fistulifera</i> Mart.	Euphorbiaceae	005104	1989	23	3	0	0,00		
<i>Mabea fistulifera</i> Mart.	Euphorbiaceae	038070	1997	15	6	0	0,00		
<i>Mabea fistulifera</i> Mart.	Euphorbiaceae	038071	1997	15	1	0	0,00	30	0,00
<i>Mabea fistulifera</i> Mart.	Euphorbiaceae	038072	1997	15	4	0	0,00		
<i>Mabea fistulifera</i> Mart.	Euphorbiaceae	038076	1997	15	4	0	0,00		
<i>Mabea fistulifera</i> Mart.	Euphorbiaceae	038081	1997	15	4	0	0,00		

Espécie	Família	Nº ESA*	Data de Coleta	Tempo de Armazenamento (anos)	Nº de Sementes por Teste	Nº de Sementes Germinadas no Teste	% de Germinação do Teste	Nº de Sementes por Sp	% de Sementes Germinadas por Sp
<i>Mabea fistulifera</i> Mart.	Euphorbiaceae	038083	1997	15	6	0	0,00	30	0,00
<i>Mabea fistulifera</i> Mart.	Euphorbiaceae	072168	1999	13	2	0	0,00		
<i>Anadenanthera peregrina</i> (L.) Speg.	Fabaceae	012872	1993	19	7	0	0,00	7	0,00
<i>Anadenanthera peregrina</i> var. <i>falcata</i> (Benth.) Altschul	Fabaceae	044137	1997	15	16	0	0,00		
<i>Anadenanthera peregrina</i> var. <i>falcata</i> (Benth.) Altschul	Fabaceae	006269	1989	23	11	0	0,00	30	0,00
<i>Anadenanthera peregrina</i> var. <i>falcata</i> (Benth.) Altschul	Fabaceae	019718	1995	17	3	0	0,00		
<i>Andira humilis</i> Mart. ex Benth.	Fabaceae	094457	1996	16	2	0	0,00	2	0,00
<i>Bauhinia holophylla</i> (Bong.) Steud.	Fabaceae	018258	1994	18	1	0	0,00		
<i>Bauhinia holophylla</i> (Bong.) Steud.	Fabaceae	042354	1997	15	1	0	0,00	4	0,00
<i>Bauhinia holophylla</i> (Bong.) Steud.	Fabaceae	042357	1997	15	2	0	0,00		
<i>Bauhinia rufa</i> (Bong.) Steud.	Fabaceae	035456	1995	17	1	0	0,00		
<i>Bauhinia rufa</i> (Bong.) Steud.	Fabaceae	049504	1997	15	10	0	0,00	27	0,00
<i>Bauhinia rufa</i> (Bong.) Steud.	Fabaceae	070748	1998	14	11	0	0,00		
<i>Bauhinia rufa</i> (Bong.) Steud.	Fabaceae	072192	1998	14	5	0	0,00		
<i>Bowdichia virgilioides</i> Kunth	Fabaceae	104896	2008	4	9	3	33,33	9	0,33
<i>Chamaecrista cathartica</i> (Mart.) H.S.Irwin & Barneby	Fabaceae	066131	1986	26	1	0	0,00		
<i>Chamaecrista cathartica</i> (Mart.) H.S.Irwin & Barneby	Fabaceae	066137	1986	26	1	0	0,00		
<i>Chamaecrista cathartica</i> (Mart.) H.S.Irwin & Barneby	Fabaceae	035395	1996	16	9	0	0,00	17	0,00
<i>Chamaecrista cathartica</i> (Mart.) H.S.Irwin & Barneby	Fabaceae	060344	1999	13	1	0	0,00		
<i>Chamaecrista cathartica</i> (Mart.) H.S.Irwin & Barneby	Fabaceae	103810	2006	6	1	0	0,00		
<i>Chamaecrista cathartica</i> (Mart.) H.S.Irwin & Barneby	Fabaceae	112740	2009	3	4	0	0,00		
<i>Copaifera langsdorffii</i> Desf.	Fabaceae	102542	1980	32	1	0	0,00		
<i>Copaifera langsdorffii</i> Desf.	Fabaceae	005594	1986	26	2	0	0,00	23	0,00
<i>Copaifera langsdorffii</i> Desf.	Fabaceae	006259	1989	23	4	0	0,00		
<i>Copaifera langsdorffii</i> Desf.	Fabaceae	033497	1994	18	12	0	0,00		

Espécie	Família	Nº ESA*	Data de Coleta	Tempo de Armazenamento (anos)	Nº de Sementes por Teste	Nº de Sementes Germinadas no Teste	% de Germinação do Teste	Nº de Sementes por Sp	% de Sementes Germinadas por Sp
<i>Copaifera langsdorffii</i> Desf.	Fabaceae	074411	1994	18	2	0	0,00		
<i>Copaifera langsdorffii</i> Desf.	Fabaceae	033960	1995	17	2	0	0,00		
<i>Dalbergia miscolobium</i> Benth.	Fabaceae	009335	1993	19	3	0	0,00		
<i>Dalbergia miscolobium</i> Benth.	Fabaceae	025675	1995	17	8	0	0,00		
<i>Dalbergia miscolobium</i> Benth.	Fabaceae	032553	1996	16	4	0	0,00	24	0,00
<i>Dalbergia miscolobium</i> Benth.	Fabaceae	034345	1996	16	5	0	0,00		
<i>Dalbergia miscolobium</i> Benth.	Fabaceae	073595	2001	11	4	0	0,00		
<i>Hymenaea stigonocarpa</i> Mart. ex Hayne	Fabaceae	042608	1997	15	2	0	0,00		
<i>Hymenaea stigonocarpa</i> Mart. ex Hayne	Fabaceae	042613	1997	15	1	1	100,00	9	0,44
<i>Hymenaea stigonocarpa</i> Mart. ex Hayne	Fabaceae	102581	2007	5	6	3	50,00		
<i>Leptolobium dasycarpum</i> Vogel	Fabaceae	041052	1998	14	6	0	0,00	6	0,00
<i>Senna rugosa</i> (G.Don) H.S.Irwin & Barneby	Fabaceae	015982	1994	18	1	0	0,00		
<i>Senna rugosa</i> (G.Don) H.S.Irwin & Barneby	Fabaceae	071607	1998	14	1	0	0,00	13	0,00
<i>Senna rugosa</i> (G.Don) H.S.Irwin & Barneby	Fabaceae	066682	2000	12	11	0	0,00		
<i>Stryphnodendron adstringens</i> (Mart.) Coville	Fabaceae	070974	1998	14	7	0	0,00		
<i>Stryphnodendron adstringens</i> (Mart.) Coville	Fabaceae	070977	1998	14	9	2	22,22	30	0,07
<i>Stryphnodendron adstringens</i> (Mart.) Coville	Fabaceae	088696	1998	14	14	0	0,00		
<i>Stryphnodendron polyphyllum</i> Mart.	Fabaceae	088691	2004	8	15	0	0,00	15	0,00
<i>Eriope crassipes</i> Benth.	Lamiaceae	025396	1994	18	20	0	0,00	30	0,00
<i>Eriope crassipes</i> Benth.	Lamiaceae	043624	1997	15	10	0	0,00		
<i>Hypernia macrantha</i> (A.St.-Hil. ex Benth.) Harley	Lamiaceae	022648	1994	18	18	0	0,00		
<i>Hypernia macrantha</i> (A.St.-Hil. ex Benth.) Harley	Lamiaceae	043627	1997	15	10	0	0,00	30	0,00
<i>Hypernia macrantha</i> (A.St.-Hil. ex Benth.) Harley	Lamiaceae	043630	1997	15	2	0	0,00		
<i>Ocotea tristic</i> (Nees & Mart.) Mez	Lauraceae	017038	1993	19	16	0	0,00	26	0,00
<i>Ocotea tristic</i> (Nees & Mart.) Mez	Lauraceae	023524	1995	17	10	0	0,00		
<i>Eriotheca gracilipes</i> (K.Schum.) A.Robyns	Malvaceae	026766	1995	17	2	0	0,00		
<i>Eriotheca gracilipes</i> (K.Schum.) A.Robyns	Malvaceae	072827	1997	15	5	0	0,00	14	0,00
<i>Eriotheca gracilipes</i> (K.Schum.) A.Robyns	Malvaceae	079471	2000	12	7	0	0,00		

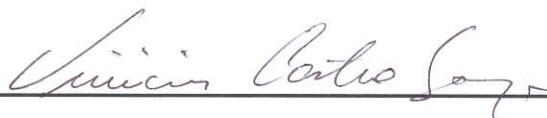
Espécie	Família	Nº ESA*	Data de Coleta	Tempo de Armazenamento (anos)	Nº de Sementes por Teste	Nº de Sementes Germinadas no Teste	% de Germinação do Teste	Nº de Sementes por Sp	% de Sementes Germinadas por Sp
<i>Ouratea spectabilis</i> (Mart.) Engl.	Ochnaceae	010830	1992	20	6	0	0,00	7	0,00
<i>Ouratea spectabilis</i> (Mart.) Engl.	Ochnaceae	100194	2001	11	1	0	0,00		
<i>Roupala montana</i> Aubl.	Proteaceae	005205	1989	23	30	0	0,00	30	0,00
<i>Roupala montana</i> var. <i>brasiliensis</i> (Klotzsch) K.S.Edwards	Proteaceae	071908	1998	14	1	0	0,00	2	0,00
<i>Roupala montana</i> var. <i>brasiliensis</i> (Klotzsch) K.S.Edwards	Proteaceae	078768	1998	14	1	0	0,00		
<i>Alibertia edulis</i> (Rich.) A.Rich.	Rubiaceae	068621	1999	13	30	0	0,00	30	0,00
<i>Coussarea hydrangeifolia</i> (Benth.) Müll.Arg.	Rubiaceae	035472	1995	17	8	0	0,00		
<i>Coussarea hydrangeifolia</i> (Benth.) Müll.Arg.	Rubiaceae	045974	1997	15	11	0	0,00	30	0,00
<i>Coussarea hydrangeifolia</i> (Benth.) Müll.Arg.	Rubiaceae	S/ Número	1997	15	11	0	0,00		
<i>Declieuxia fruticosa</i> (Willd. ex Roem. & Schult.) Kuntze	Rubiaceae	031069	1996	16	10	0	0,00		
<i>Declieuxia fruticosa</i> (Willd. ex Roem. & Schult.) Kuntze	Rubiaceae	047115	1997	15	5	0	0,00	30	0,00
<i>Declieuxia fruticosa</i> (Willd. ex Roem. & Schult.) Kuntze	Rubiaceae	094573	1997	15	5	0	0,00		
<i>Declieuxia fruticosa</i> (Willd. ex Roem. & Schult.) Kuntze	Rubiaceae	099743	2008	4	10	0	0,00		
<i>Magonia pubescens</i> A.St.-Hil.	Sapindaceae	046149	1997	15	1	0	0,00	3	0,00
<i>Magonia pubescens</i> A.St.-Hil.	Sapindaceae	047318	1997	15	2	0	0,00		
<i>Serjania erecta</i> Radlk.	Sapindaceae	008968	1989	23	4	0	0,00	13	0,00
<i>Serjania erecta</i> Radlk.	Sapindaceae	047354	1997	15	9	0	0,00		
<i>Smilax campestris</i> Griseb.	Smilacaceae	070010	1988	24	1	0	0,00	6	0,00
<i>Smilax campestris</i> Griseb.	Smilacaceae	036291	1995	17	5	0	0,00		

*N° ESA é o número de registro da exsicata no Herbário da Escola Superior de Agricultura Luíz de Queiróz que serviu como fonte de propágulos. Através deste número de registro diversas outras informações referentes à coleta, ao indivíduo, à espécie e ao ambiente de entorno podem ser rastreadas.

Trabalho de Conclusão de Curso: HERBÁRIOS PODEM ATUAR COMO BANCO
DE GERMOPLASMA PARA O CERRADO PAULISTA?



Diego Ken Osoegawa (Aluno)



Prof. Dr. Vinicius Castro Souza (Orientador)



Prof. Dr. Flavio Henrique Mingante Schlittler (Supervisor)