

MARÍLIA BARBÉRIO

**Maturação de sementes de *Andira fraxinifolia*
Benth. (Fabaceae) em uma área de restinga**

Dissertação apresentada ao Instituto de Botânica da Secretaria do Meio Ambiente, como parte dos requisitos exigidos para a obtenção do título de MESTRE em BIODIVERSIDADE VEGETAL E MEIO AMBIENTE, na Área de Concentração de Plantas Vasculares em Análises Ambientais.

SÃO PAULO

2013

MARÍLIA BARBÉRIO

**Maturação de sementes de *Andira fraxinifolia*
Benth. (Fabaceae) em uma área de restinga**

Dissertação apresentada ao Instituto de Botânica da Secretaria do Meio Ambiente, como parte dos requisitos exigidos para a obtenção do título de MESTRE em BIODIVERSIDADE VEGETAL E MEIO AMBIENTE, na Área de Concentração de Plantas Vasculares em Análises Ambientais.

ORIENTADOR: DR. JOSÉ MARCOS BARBOSA

Ficha Catalográfica elaborada pelo **NÚCLEO DE BIBLIOTECA E MEMÓRIA**

Barbério, Marília

B234m Maturação de sementes de *Andira fraxinifolia* Benth. (Fabaceae) em uma área de restinga / Marília Barbério -- São Paulo, 2013.

53 p. il.

Dissertação (Mestrado) -- Instituto de Botânica da Secretaria de Estado do Meio Ambiente, 2013

Bibliografia.

1. Germinação. 2. Maturidade fisiológica. 3. Vigor. I. Título

CDU: 581.142

Dedico

À minha família com muito amor

*“Quando a última árvore tiver caído,
...quando o último rio tiver secado,
...quando o último peixe for pescado,
...vocês vão entender que dinheiro não se come.”*

Provérbio Indígena

“A natureza pode suprir todas as necessidades do homem, menos a sua ganância.”

Gandhi

Agradecimentos

Primeiramente ao meu orientador Dr. José Marcos Barbosa, pelo incentivo, orientação e apoio inclusive nas atividades de campo.

Ao CNPQ, pela concessão da bolsa de mestrado.

Ao Instituto de Botânica de São Paulo, pela oportunidade de realização do trabalho.

À pós-graduação Instituto de Botânica de São Paulo.

À secretaria de Pós-graduação do Instituto de Botânica de São Paulo, principalmente à Márcia.

Ao Núcleo de Pesquisas em Sementes, Waldir, Mônica, Lilian, Waldete, Marina, Adriana e Seu Antônio.

Aos pesquisadores Dr. Cláudio J. Barbedo e Dr. Nelson Augusto dos Santos Júnior, pelos ensinamentos e disposição para ajudar sempre que eu precisei.

À professora Dr^a. Sandra Maria Carmello Guerreiro, pelo auxílio na identificação de estruturas nas sementes.

Aos amigos de Núcleo, André, Cibelle, João, Débora, Lamarca, Marcelo, Valéria e Valquíria, pelas dicas e sugestões sempre valiosas e também pelos almoços e risadas. Especialmente à Vera e Ana Clara, pela amizade e companheirismo.

Aos meus tios Joaquim e Tony, pela hospedagem, ensinamentos e carinho. Sem vocês este trabalho jamais teria acontecido.

Ao meu irmão, por me emprestar o carro e sua esposa para me ajudar nas atividades de campo e principalmente à Ana, por sempre estar disposta a me acompanhar.

Ao Alexandre, pela amizade, amor e companheirismo em todos os momentos por mais difíceis que fossem.

A todos que direta ou indiretamente contribuíram para a realização deste trabalho.

E, especialmente, aos meus pais, que sempre me apoiaram, incentivaram em todas as minhas decisões e por sempre acreditarem em mim.

E como diria meu orientador, hoje eu dou mais um passo.....

SUMÁRIO

Resumo.....	i
Abstract.....	ii
1. Introdução.....	1
2. Revisão Bibliográfica.....	3
2.1. Maturação.....	3
2.2. Caracterização da espécie.....	6
3. Objetivos.....	8
4. Metodologia.....	9
4.1. Obtenção do material vegetal.....	9
4.2. Maturação.....	9
4.3. Produção de sementes.....	11
4.4. Delineamento experimental e análises estatísticas.....	11
5. Resultados e Discussões.....	12
6. Conclusão.....	30
7. Referências Bibliográficas.....	31

ÍNDICE DAS FIGURAS

- Figura 1.** Temperatura máxima e mínima (°C) e chuva acumulada (mm) durante a época de coleta (dias após a floração), Estação Meteorológica Pariquera-açu.....9
- Figura 2.** Aspectos dos frutos de *Andira fraxinifolia* Benth. A= 29 dias, B= 44 e 55 dias, C=70 dias, D= 82 a 126 dias, E=137 a 185 dias, F=192 a 199 e G= 222 dias após o florescimento. Escala1cm.....14
- Figura 3.** Aspectos dos embriões de *Andira fraxinifolia* Benth. A=44 e 55 dias, B=70 dias, C= 82 a 126 dias, D=137 a 185 dias, E=192 a 199 e F= 222 dias após o florescimento. Escala1 cm.....14
- Figura 4.** Sementes de *Andira fraxinifolia* Benth. A = semente, B= endocarpo com semente, C e D = embrião com raízes adventícias, E e F= semente poliembriônica. Escala 1cm.....15
- Figura 5.** Distribuição de frequência da biometria de frutos de *Andira fraxinifolia* Benth. Barras cinzas referem-se ao tamanho longitudinal e barras pretas, transversal. A=29, B=44, C=55, D=70, E=82, F=97, G=109, H=126, I=137, J=152, K=165, L=179, M=185, N=192, O=199, P=222 dias após a floração.....18
- Figura 6.** Distribuição de frequência da biometria dos embriões de *Andira fraxinifolia*. Barras cinzas referem-se ao tamanho longitudinal e barras pretas, transversal. A=29, B=44, C=55, D=70, E=82, F=97, G=109, H=126, I=137, J=152, K=165, L=179, M=185, N=192, O=199, P=222 dias após a floração.....19
- Figura 7.** Alterações físicas dos diferentes estádios de *Andira fraxinifolia* Benth. Teor de água dos frutos (A) e embriões (B) e conteúdo de massa seca dos frutos (C) e embriões (D). Colunas representam os valores médios acompanhados do desvio padrão.....22

Figura 8. Alterações fisiológicas dos diferentes estádios de *Andira fraxinifolia* Benth. Germinação (A), desenvolvimento plântulas normais (B), tempo médio da germinação (C) e tempo médio de plântulas normais (D). Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si estatisticamente pelo teste de Tukey, a 5%.....25

Figura 9. Distribuição de frequência da porcentagem de germinação de *Andira fraxinifolia* Benth. G = porcentagem de germinação, PN = porcentagem de plântulas normais. A=82, B=97, C=109, D=126, E=137, F=152, G=165, H=179, I=185, J=192, K=199, L=222 dias após a floração. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si estatisticamente pelo teste de Tukey, a 5%.....27

ÍNDICE DE TABELAS

Tabela 1. Estádios, ciclo de maturação, tamanho (mm), teor de água (%) e massa seca (g.semente⁻¹) de frutos e embriões de *Andira fraxinifolia* Benth.....17

Tabela 2. Valores médios de número de sementes por fruto, número de frutos por planta, massa fresca (g) do embrião e fruto e porcentagem de germinação de *Andira fraxinifolia* Benth.....28

Resumo

(Maturação de sementes de *Andira fraxinifolia* Benth. (Fabaceae) em uma área de restinga). Estudos de ecofisiologia e tecnologia de sementes de espécies florestais vêm ganhando importância, especialmente quanto às pesquisas em restauração ecológica e conservação florestal. Em se tratando de florestas de restinga, pouco tem sido feito, embora este ecossistema venha sendo profundamente alterado pela ação antrópica, restando apenas poucos fragmentos da vegetação original. *Andira fraxinifolia* (Fabaceae) ocorre em abundância em matas de restingas e florestas tropicais na costa atlântica do Brasil, desde o estado de Minas Gerais até o estado de Santa Catarina. Entretanto, são poucas as informações sobre a fisiologia dessa espécie, especialmente sobre a formação das sementes. Sendo assim, o presente trabalho teve por objetivo estudar o processo de maturação e produção das sementes e frutos da espécie. Para isso, foram selecionadas 15 matrizes que estão localizadas no município de Itanhaém/SP (S 24°14'19,5" e W 46°54'37,8"). Imediatamente após a colheita os frutos foram transportados para o Laboratório do Núcleo de Pesquisas em Sementes do Instituto de Botânica de São Paulo, onde foram submetidos a análises físicas (biometria, teor de água, massa seca) e suas sementes a análises fisiológicas (germinação e vigor). Os resultados indicam que a maturidade fisiológica foi encontrada aos 152 dias após a floração, com 40,47 % de teor de água, 3,63 g de massa seca e 97,2 % de germinação, sendo que a colheita pode ser estendida até os 222 dias após a floração sem perda de vigor das sementes.

Palavras-chave: germinação, maturidade fisiológica, restinga, vigor

Abstract

(Maturation of seeds of *Andira fraxinifolia* Benth. (Fabaceae) in a restinga area). Studies related to plant physiology evidencing aspects of the ecophysiology and technology of forest species in recent years have been having a quite high importance given that knowledge can contribute to advance research in ecological restoration, especially those that aim to forest conservation. In the case of forests of restinga little has been done considering further studies on specific species. This ecosystem has been suffering with anthropogenic activities, which have systematically intensified, causing a drastic reduction in forest area, leaving only fragments of the original vegetation. *Andira fraxinifolia* is a species that occurs abundantly in forests of restingas and the Atlantic coast tropical forests of Brazil, which belongs to the family of Fabaceae, spread from the state of Minas Gerais to the state of Santa Catarina. However there is little information about the physiology of this species, particularly about seed formation. Thus the present work aimed to investigate the process of maturation and production of seeds and fruits of the species. To this, we selected 15 trees that are located in the municipality of Itanhaém / SP (S 24 ° 14'19, 5 "W 46 ° 54'37, 8"). The fruits of 15 target trees were transported to the Laboratory of the Seeds Research Center in the Instituto de Botânica de São Paulo, where they were submitted to the following physical analyses (biometrics, moisture content, dry mass) and physiological analyzes of seeds (germination and vigor). According to the results obtained, it was observed that the physiological maturation point of seeds of *A.fraxinifolia* was found 152 days after flowering with 40.47% moisture content, 3.63 g of dry mass and 97.2% germination, and the harvesting period can be extended up to 222 days after flowering without loss of seed vigor.

Key words: germination, physiological maturity, vigor, restinga

1. Introdução

A restinga é um ecossistema com distribuição bastante ampla e de ocorrência ao longo do litoral brasileiro, com uma representação espacial bastante importante no estado de São Paulo (Santos 2007); porém, devido ao seu histórico de ocupação, especulação imobiliária, extrativismo seletivo e desmatamento indiscriminado, está entre os ecossistemas mais degradados e ameaçados do país (Albertoni & Esteves 1999). São poucos os locais que ainda apresentam vegetação primária de floresta de restinga, mesmo sendo área de preservação permanente (APP), protegida por lei (CONAMA 2002). Contudo, ainda são recentes as pesquisas que vêm sendo desenvolvidas com o intuito de buscar informações que contribuam para a conservação e restauração dessa formação florestal.

A vegetação de restinga caracteriza-se por uma planície costeira e arenosa e compõe-se por um imenso mosaico de comunidade florística e estruturalmente diferenciada, principalmente pela diferença no substrato (grau de saturação hídrica no solo, profundidade do lençol freático, teor de matéria orgânica, idade e tempo de exposição, entre outros) e pelo seu posicionamento (proximidade da zona da praia ou manguezais, parte alta dos cordões litorâneos ou depressões inter-cordões e margens de rios), sendo classificadas como edáficas, sob influência marinha e flúvio-marinha (Rizzini 1963, Menezes-Silva 1998).

Caracterizadas por planícies baixas e levemente onduladas, as restingas possuem solo composto por cerca de 95 % de areia, contendo baixa concentração de nutrientes, baixa capacidade de retenção de água e alta salinidade. (Lacerda *et al.* 1984).

Alguns autores (Rodrigues *et al.* 2007) consideram a restinga um ecossistema de difícil restauração em comparação com outros ambientes. Dentre os fatores relatados pelos autores, o solo muito pobre e a falta de conhecimento sobre a ecofisiologia das espécies e suas estratégias de colonização e competição são alguns dos principais problemas para a restauração de áreas degradadas deste ecossistema.

O entendimento sobre a fenologia e as características fisiológicas, especialmente considerando as etapas que conduzem a formação dos frutos de espécies desse ecossistema, é de fundamental importância para obtenção de sementes de qualidade para o uso em programas de restauração ecológica, silviculturais e conservação das espécies (Figliolia & Kageyama 1994), bem como para a tecnologia de produção de sementes e mudas.

Para tanto, Guimarães & Barbosa (2007) enfatizam a necessidade de incrementar os estudos sobre maturação de sementes de espécies desse ecossistema, como por exemplo, a *Andira fraxinifolia*, os quais podem contribuir para a obtenção de sementes de elevada

qualidade fisiológica, atendendo as necessidades de produção e propagação de plantas, bem como a implantação de florestas. Vale ressaltar que sementes de elevada qualidade fisiológica apresentam maior eficiência e poder germinativo em nível de campo, visto que a baixa qualidade das sementes pode ser um fator limitante entre os projetos de restauração de áreas degradadas, que utilizam espécies nativas, principalmente quando se trata de enriquecimento por meio de semeadura direta (Prudente 2005, Santos-Junior 2005).

Andira fraxinifolia é uma espécie que ocorre em abundância em matas de restingas e florestas tropicais na costa atlântica do Brasil (Pennington 1994); pertence à família das Fabaceae, entretanto há pouco conhecimento científico sobre a sua fisiologia. Desta forma, o presente trabalho caracterizou o processo de maturação e a produção de sementes de *Andira fraxinifolia* Benth.

2. Revisão Bibliográfica

2.1. Maturação

A maturação das espécies vem sendo extensivamente estudada e durante muitos anos houve falta de definição para o processo de maturação; um dos primeiros trabalhos sobre o tema foi desenvolvido por Brenchley & Hall (1909), no qual conceituavam a maturação como simplesmente um processo de desidratação das sementes enquanto presas à planta-mãe. Os anos passaram, as pesquisas avançaram e, mesmo assim, ainda há muitas definições para o processo, de acordo com as várias etapas da maturação. Porém, Delouche (1971) e Carvalho & Nakagawa (2012) definem maturação como um conjunto de alterações morfológicas, fisiológicas, físicas e bioquímicas a partir da fecundação até as sementes se desligarem da planta.

Esse conjunto de alterações pode ser dividido em 4 fases: I e II referentes à divisão e expansão celular; III fase relativa ao acúmulo de reservas e aumento de matéria seca; e IV e última fase, transferência de matéria seca e intensificação da desidratação (Dure III 1975, Adams & Rinne 1980).

Esse processo, no qual a semente sofre todas essas alterações, é controlado geneticamente pela planta, podendo variar de acordo com a espécie e condições climáticas.

Ao atingirem o ponto de maturidade fisiológica, que normalmente coincide com o acúmulo total de matéria seca, as sementes desligam-se da planta mãe e encontram-se com o máximo poder germinativo e vigor. Com estas características, as sementes estão aptas para a conservação, geram mudas de alta qualidade, garantindo a qualidade da floresta implantada na restauração ecológica (Delouche & Caldwell 1960, Marcos-Filho 2005, Carvalho & Nakagawa 2012).

Entretanto, quando se trata de sementes recalcitrantes (não tolerantes à dessecação), a maturação não coincide com a desidratação total das sementes, apresentando ainda no final do processo de maturação um alto teor de água, sem redução das atividades metabólicas e já estão prontas para germinar. Já as ortodoxas têm uma queda drástica do teor de água e no final do processo de maturação encontram-se com esse valor baixo, acarretando uma redução nas atividades metabólicas; elas inclusive necessitam dessa redução drástica para se prepararem e ativarem os processos metabólicos que serão necessários para a germinação (Berjak & Pammenter 2000, Marcos-Filho 2005).

Durante o desenvolvimento, a semente adquire algumas habilidades: a primeira refere-se à capacidade de germinar, que pode ocorrer bem antes do acúmulo máximo de matéria seca, porém essas sementes não formam plântulas e nem sobrevivem à dessecação, sendo essa a segunda habilidade que é acompanhada a seguir pelo vigor. Por último, a semente adquire a capacidade de sobreviver em estado seco (tolerância à dessecação), evidenciando o seu potencial para a conservação (Ferreira & Borghetti 2005).

Estudar o desenvolvimento dos frutos e sementes é a melhor forma de se conhecer o comportamento das espécies quanto à sua reprodução, podendo, dessa forma, identificar a melhor época de colheita. (Figliolia & Kageyama 1994).

Devido à ausência de indicadores precisos, muitas sementes são colhidas antes de atingirem a maturidade fisiológica, de forma que as substâncias de reservas ainda não foram completamente formadas, acarretando falta de resistência no armazenamento ou, então, são colhidas tardiamente prejudicando a qualidade das sementes, havendo ainda perda pela queda natural dos frutos (Ragagnin *et al.* 1994).

No decorrer de todo o processo de maturação, muitas mudanças podem ser visualizadas, como a mudança da coloração, o tamanho, a densidade, o teor de água, massa seca, entre outros (Aguiar *et al.* 1988, Figliolia 1995, Fowler & Martins 2001). Vários autores consideram essas mudanças importantes, pois permitem determinar o ponto de maturidade fisiológica para inúmeras espécies (Figliolia & Piña-Rodrigues 1995, Corvello *et al.* 1999, Fowler & Martins 2001). Porém, as mudanças variam entre e dentro da espécie e de acordo com o habitat natural (Aguiar *et al.* 1993).

Segundo a maioria dos autores, a massa seca em análise com o teor de água são os indicadores da maturidade fisiológica mais confiáveis; espera-se, então, no final da maturação, que a massa seca alcance valores máximos enquanto o teor de água encontrar-se com valores mínimos. Esse mesmo comportamento foi verificado para as espécies *Phoenix roebelenii* (Iossi *et al.* 2007), *Lupinus luteus* (Garnczarska *et al.* 2007), *Clitoria laurifolia* (Guimarães 2009), *Sicyos angulatus* (Xiaoxia *et al.* 2010) e *Peltophorum dubium* (Nakagawa *et al.* 2010), porém esses parâmetros se mostraram ineficientes para as espécies *Jatropha curcas* (Dranski *et al.* 2010) e *Copaifera langsdorfii* (Barbosa *et al.* 2007), nas quais tanto o valor de massa seca quanto de teor de água não demonstraram diferença estatística em nenhum dos estágios de maturação.

O tamanho dos frutos e sementes no início do processo de maturação aumenta em decorrência da intensa divisão e expansão celular, atinge valores máximos num período curto e no final do processo tem uma leve redução em função da dessecação (Castro *et al.* 2004).

Tal comportamento foi verificado para as espécies: *Tibouchina granulosa* (Lopes *et al.* 2005), *Bixa orellana* (Mendes *et al.* 2006) e *Eugenia uniflora* (Avila *et al.* 2009). Contudo, para *Clitoria laurifolia* (Guimarães 2009), essa redução do tamanho ocorreu antes e depois do ponto de maturidade fisiológica, não sendo um indicador preciso para essa espécie.

Segundo Barbosa (1990), o tamanho dos frutos e sementes é parâmetro importante na análise da maturação, mas deve ser utilizado conjuntamente com outros indicadores.

Para as espécies *Mimosa caesalpiniiifolia* (Alves *et al.* 2005), *Machaerium brasiliense* (Guimarães & Barbosa 2007), *Caesalpinia echinata* (Borges *et al.* 2005, Aguiar *et al.* 2007), *Clitoria laurifolia* (Guimarães 2009) e *Jatropha curcas* (Dranski *et al.* 2010), a mudança na coloração dos frutos se mostrou um parâmetro eficiente na identificação do ponto de maturidade das sementes. Entretanto, esse parâmetro não deve ser utilizado para todas as espécies, como é o caso da *Miconia cinnamomifolia* (Pereira & Mantovani 2001), onde as sementes provenientes de frutos esverdeados germinam tão bem quanto as de frutos negros.

Piña-Rodrigues & Aguiar (1993) afirmam que os fatores abióticos de cada região, como luz, temperatura, comprimento do dia, condições do solo e suprimento de água, interferem de forma acentuada no processo da maturação. Entre todas essas interferências, a temperatura é a pior delas, ocasionando a retenção ou queda dos frutos (Carvalho *et al.* 1980, Jensen & Eriksen 2001, Qaderi *et al.* 2003).

Qaderi *et al.* (2003) estudaram a germinação de sementes provenientes de indivíduos de plantas de *Onopordum acanthium* cultivadas em casa de vegetação, considerando baixas e altas temperaturas. As sementes oriundas de plantas cultivadas em altas temperaturas exibiram uma germinação mais acelerada, enquanto que aquelas provenientes de baixas temperaturas apresentaram sementes com um tegumento mais liso e grosso, evidenciando certo grau de dormência. Comportamento inverso foi encontrado para *Thlaspi arvense*, no qual as sementes que se desenvolveram em altas temperaturas adquiriram dormência, enquanto que as sementes que se desenvolveram em baixas tiveram uma germinação imediata (Hume 1994).

Por outro lado, sementes de *Caesalpinia echinata*, provenientes do mesmo local e em dois anos consecutivos, tiveram diferenças no tamanho e na quantidade de dias para atingir a maturidade fisiológica em função da maior quantidade de chuva (Borges *et al.* 2005).

De acordo com Barbosa *et al.* (1992) e Piña-Rodrigues & Aguiar (1993), quanto maior a associação entre os diferentes parâmetros de maturação, melhor será a avaliação e determinação da maturidade fisiológica das sementes, principalmente, de espécies florestais.

Sendo assim, o conhecimento do processo de maturação, e conseqüentemente do momento ideal da colheita de sementes, é de fundamental importância para todas as espécies (Iossi *et al.* 2007).

2.2. Caracterização da espécie

Andira fraxinifolia Benth. é abundante nas restingas e florestas tropicais da costa atlântica brasileira, conhecida popularmente por angelin-doce ou angelin-do-mato; pertence à família Fabaceae, que é uma das maiores entre as angiospermas; possui cerca de 650 gêneros e 18.000 espécies (Lewis *et al.* 2005). Dentre os gêneros, *Andira* tem mais de 30 espécies distribuídas pela América Tropical e uma espécie na África, sendo a maioria originária do Brasil. No país foram encontradas 27 espécies, sendo o maior número de espécies encontradas na Amazônia, e nenhuma espécie encontrada no Rio Grande do Sul (Mattos 1979).

Embora o gênero seja considerado monofilético, por causa dos frutos drupáceos e da germinação criptogénea (Pennington 1996), são plantas de difícil estudo em virtude da grande variação da parte vegetativa e ausência de material típico das espécies (Mattos 1979).

Algumas espécies do gênero são também conhecidas popularmente como anti-helmínticas, usadas na Europa desde 1755, mesmo apresentando, em alguns casos, efeitos tóxicos (Mattos 1979, Pio Corrêa 1984). Em estudo realizado para verificar a atividade anti-helmética de *A. flaxinifolia* em espécies *Vampirolepis nana* e *Aspiculuris tetraptera*, os autores concluíram que não houve diferença significativa quando comparado com o grupo controle, não apresentando eficácia (Silva *et al.* 2003).

O gênero possui um sistema subterrâneo bem desenvolvido, constituído por uma parte radicular bastante profunda (Pennington 1996), que foi observado por Handro (1969) e Rizzini (1970) para *Andira humilis*.

A espécie possui porte arbóreo, é perenifólia e higrófita (Pennington 1994). Mede de 6-12 m, com tronco de 30-40 cm de diâmetro, folhas alternadas, compostas e imparipinadas. A madeira é pesada, dura, muito resistente e de grande durabilidade quando em ambientes secos, própria para a construção civil (Pio Corrêa 1984, Lorenzi 2002). Com distribuição geográfica do estado de Minas Gerais até o estado de Santa Catarina.

Possui inflorescências terminais com flores, primeiro róseas depois violáceas, fruto drupáceo ovalado-oblongo, formado externamente pelo exocarpo, na região interna pelo mesocarpo carnoso, porém pouco espesso (Mattos 1979), e pelo endocarpo bastante resistente e fibroso (Handro 1969).

As sementes são grandes com tegumento fino e tênue (Barroso *et al.* 1999), o qual, na fase madura, não se separa do endocarpo, não apresenta diferenciação característica encontrada nas leguminosas, sendo chamada por Corner (1951) de “overgrownseeds”. Em geral, há uma semente por fruto, mas podem ocorrer frutos com duas sementes e mais raramente frutos com três sementes. Os frutos são largamente disseminados por morcegos (Pennington & Lima 1995).

3. Objetivo

Caracterizar a maturação dos frutos e sementes de *Andira fraxinifolia* Benth. e identificar o ponto mais adequado para a colheita;

Avaliar a produção de sementes da espécie *Andira fraxinifolia* Benth.

4. Metodologia

4.1. Obtenção do material vegetal

Frutos foram colhidos manualmente de 15 matrizes, que estão localizadas no município de Itanhaém/SP (24°14'19,5"S e 46°54'37,8"W).

O clima da região é tropical super úmido (Af), segundo a classificação de Köppen (CEPAGRI 2012). Apresenta elevados índices de pluviosidade, com valores médios anuais de chuva de 2030 mm, umidade relativa do ar variando entre 65 % e 97 % e a temperatura apresenta média anual de 24,6° C (CEPAGRI 2012) (Figura 1).

Imediatamente após a colheita, os frutos foram transportados para o Laboratório do Núcleo de Pesquisas em Sementes do Instituto de Botânica de São Paulo, onde foram submetidos a uma série de determinações físicas e fisiológicas.

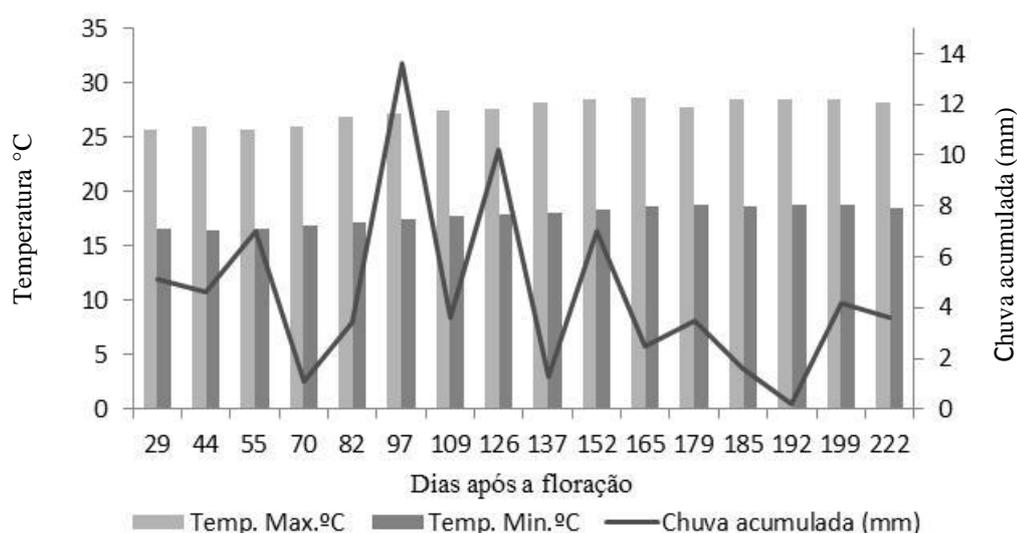


Figura 1. Temperatura máxima e mínima (°C) e chuva acumulada (mm) durante a época de coleta (dias após a floração). Estação Meteorológica Pariquera-açu.

4.2. Maturação

Os frutos das 15 matrizes provenientes das colheitas foram agrupados em lotes homogêneos, levando em consideração a coloração e o tamanho dos mesmos no momento da colheita, cada lote representou um estágio e cada estágio correspondeu a um tratamento, utilizando-se o período referente ao pico da floração como parâmetro (em dias) na avaliação

do ponto de maturidade fisiológica. Para cada lote, foram realizadas análises físicas (biometria, teor de água, massa seca) e análises fisiológicas das sementes (germinação e vigor), a cada 15 dias, provenientes da colheita ao longo do processo de maturação dos frutos, e na fase final as colheitas se intensificaram, considerando um período de 7 dias.

Extração e beneficiamento – Em laboratório, os embriões foram extraídos e beneficiados manualmente com auxílio de um bisturi. A partir dos 82 dias após a floração o endocarpo dos frutos tornou-se fibroso, dificultando a extração do embrião. Mesmo assim, foi possível obter a extração em cerca de 50 % do lote. A partir desse momento, os testes de germinação ocorreram por lotes formados pelos embriões expostos e pelas sementes com o endocarpo.

Biometria – Frutos e embriões colhidos por estágio tiveram os tamanhos longitudinal e transversal mensurados com auxílio de um paquímetro digital. (Aguiar & Barciela 1986).

Teor de água e massa seca – Foram determinados pelo método da estufa a $105 \pm 3^\circ \text{C}$, durante 24 horas, para todos os estágios tanto para frutos quanto para os embriões. Sendo os resultados apresentados em porcentagem, em base úmida, para teor de água e em g.semente^{-1} , para massa seca (Brasil 2009).

Germinação – Os testes de germinação, correspondentes a cada tratamento, foram conduzidos em rolo de papel germitest, com duas folhas para base e uma para cobertura (Brasil 2009) e conduzidos em germinadores, com 100 % de umidade relativa do ar, regulados para a temperatura constante de 25°C com luz contínua. O critério adotado para avaliação da germinação foi a protusão da radícula, sendo que essas avaliações ocorreram a cada 3 ou 4 dias. No final de cada teste foram avaliados ainda os valores de plântulas normais (P.N.) e plântulas anormais (P.AN.). Para a avaliação de plântulas normais foram consideradas as que apresentaram parte aérea e sistema radicular sem danos aparentes. Foi também avaliado o tempo médio da germinação e de plântulas normais, mais o índice de velocidade de germinação (IVG), conforme Maguire (1962). Os resultados da germinação e plântulas normais são apresentados em porcentagem (%).

4.3. Produção de Sementes

Foi determinado o número médio de frutos por indivíduos e o número médio de sementes produzidas por frutos, obtendo-se o número médio de sementes produzidas por planta. Esse valor foi comparado com o percentual de germinação para determinar a capacidade reprodutiva (Piliackas *et al.* 1998).

Para a determinação do número de frutos por indivíduos, foram utilizadas as 15 matrizes selecionadas, onde o número de frutos foi estimado com auxílio de um binóculo, setorizando a copa da árvore em quatro quadrantes, já que essa espécie possui um porte arbóreo. (Rodrigues *et al.* 2007)

Para a obtenção do número de sementes por fruto foi realizada a contagem dos embriões dos frutos colhidos durante o estudo da maturação, no momento em que os indivíduos estavam com maior porcentagem de frutos maduros.

4.4. Delineamento experimental e análises estatísticas

O delineamento experimental para todos os experimentos foi inteiramente casualizado, com 5 (cinco) repetições. Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância (teste F), ao nível de 5% de significância e, quando pertinente, as médias foram comparadas entre si pelo teste de Tukey, também a 5% de significância (Santana & Ranal 2004).

5. Resultados e Discussões

Aparência dos frutos e embriões

Durante o desenvolvimento do processo de maturação, foram identificadas mudanças na coloração dos frutos e embriões, conforme visualizadas através das Figuras 2 e 3.

De uma forma geral, observou-se a predominância da coloração verde apresentando pequenas variações na tonalidade, entre os estádios durante o desenvolvimento dos frutos.

Na primeira colheita aos 29 dias após a floração, os frutos encontravam-se com coloração amarelo-esverdeado (Figura 2A) e presença de pelos. No estágio seguinte, a pilosidade diminuiu e aos 55 dias após a floração (DAF) não era mais percebida nos frutos, que passaram a apresentar uma superfície lisa que se manteve até o final. Aos 44 dias após a floração (Figura 2B), os frutos adquiriram uma coloração verde escuro, que permaneceu até os 70 dias após a floração. Após este período (Figura 2C), a coloração passou de verde escuro para verde claro com a base do fruto levemente amarelada, mantendo-se assim até os 199 dias após a floração (Figura 2F). Contudo, aos 137 dias após a floração (Figura 2E), observou-se o aparecimento de manchas marrons distribuídas aleatoriamente nos frutos. No último estágio, 222 dias após a floração (Figura 2G), os frutos estavam verde bem escuro e apresentaram uma superfície rugosa, provavelmente em decorrência da desidratação.

Aos 82 dias após a floração, o endocarpo dos frutos tornou-se fibroso (Figura 4B), dificultando a extração do embrião. Mesmo assim, foi possível obter a extração em cerca de 50 % do lote. Assim, essa característica foi constatada até o último estágio, não ocorrendo aumento na proporção de embriões extraídos. Handro (1969), estudando outra espécie do gênero *Andira* (*A. humilis*), faz referência à presença do endocarpo bastante resistente e fibroso que fica concrescido com o tegumento da semente. Porém, analisando o endocarpo, na região próxima ao eixo embrionário, notou-se uma camada fibrosa e menos espessa.

Como descrito anteriormente, para a espécie, a semente apresenta um tegumento fino e tênue (Figura 4A), que nas fases mais maduras não se separa do endocarpo (Barroso *et al.* 1999). Desta forma, o embrião exposto não mudou de tonalidade, mantendo a coloração branca até os 185 dias após a floração (Figura 3D). A partir dos 192 dias após a floração, verifica-se a mudança para uma tonalidade amarelada, permanecendo assim até os 222 dias após a floração (Figura 3E, F).

As alterações na coloração ocorrem devido à síntese de pigmento como carotenoides e antocianinas ou podem também ser atribuídas às mudanças no PH através de processos oxidativos, e ação da enzima clorofilase no tegumento (Wills *et al.* 1998, Chitarra & Chitarra

2005, Cavalini *et al.* 2006). Normalmente essas modificações acompanham os processos fisiológicos, por isso diversos trabalhos relacionam os aspectos externos com a maturidade fisiológica, como é observado para várias espécies florestais, como: *Tibouchina granulosa* (Lopes *et al.* 2005), *Caesalpinia echinata* (Borges *et al.* 2005), *Machaerium brasiliense* (Guimarães & Barbosa 2007), *Clitoria laurifolia* (Guimarães 2009), *Jatropha curcas* (Dranski *et al.* 2010, Silva *et al.* 2012), *Poincianella pyramidalis* (Lima *et al.* 2012) e *Erythrina speciosa* (Molizane 2012). Desta forma, essas modificações podem ser consideradas como indicadores práticos da maturação, principalmente em campo.

Entretanto, para outras espécies, esse índice visual não é eficiente na determinação da maturidade fisiológica. Por exemplo, para espécie *Cnidoscopus phyllacanthus* (Silva 2002), a coloração dos frutos permaneceu verde durante todo o processo. Já para *Miconia cinnamomifolia* (Pereira & Mantovani 2001), embora os frutos tenham mudado de cor, a germinação variou em função do período da safra e não da coloração.

No caso da *Andira fraxinifolia*, pode-se considerar que a coloração não foi um bom indicador da maturação, pois se constatou mudança somente na tonalidade da cor, de verde claro para verde escuro, de forma bastante sutil.

Uma característica bastante interessante foi observada em *A. fraxinifolia*, independente do estágio da maturação, cerca de 10 % dos embriões por colheita apresentavam raízes adventícias oriundas dos cotilédones (Figura 4C e D). Essas raízes não se desenvolveram como a raiz principal, vinda do eixo embrionário, e também não seguiram nenhum padrão, aparecendo em alguns casos por toda a superfície ou apenas em pontos com a presença de uma raiz e em diferentes direções.

Observou-se também a presença de nove sementes poliembriônicas (Figura 4E e F). Handro (1969) constatou um caso de semente poliembriônica em cerca de 1.500 sementes germinadas de *Andira humilis*. A poliembrionia consiste na presença de mais de um embrião em uma mesma semente (Costa *et al.* 2004). A frequência da poliembrionia pode variar entre indivíduos de uma mesma espécie, entre espécies de um mesmo grupo taxonômico (Mendes-Rodrigues, 2010) e entre frutos de uma mesma planta (Mendes-Rodrigues *et al.* 2005).

Tanto no caso dos embriões com raízes adventícias como para as sementes poliembriônicas, a germinação ocorreu normalmente.

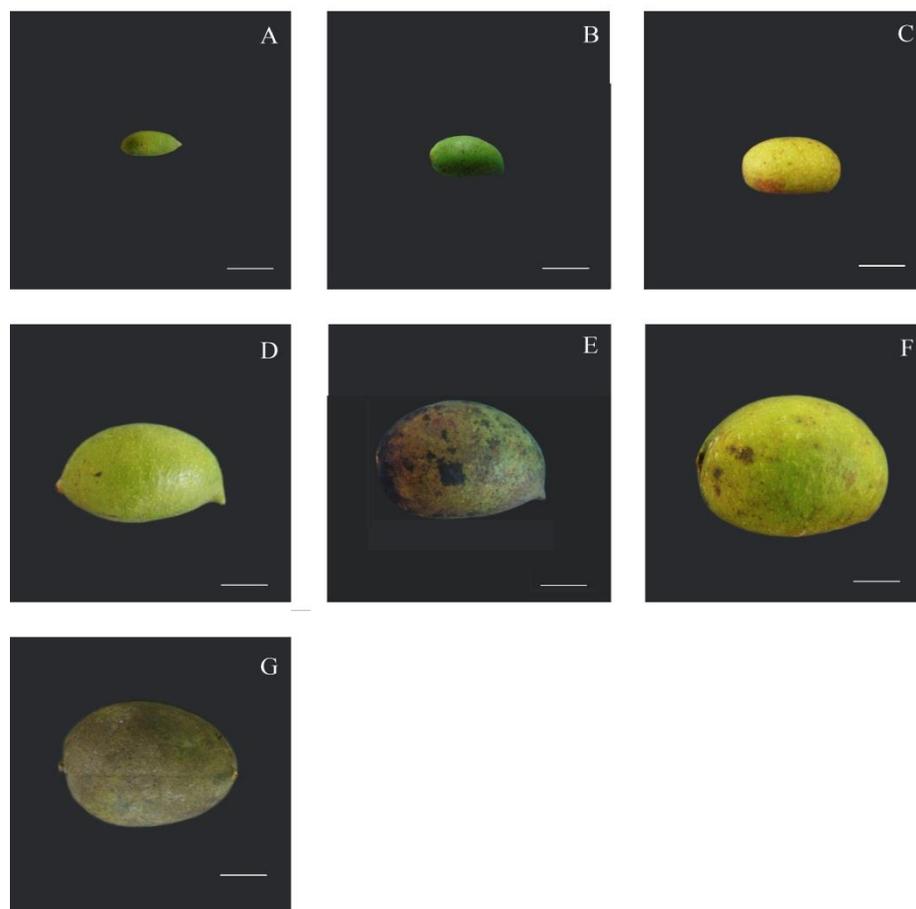


Figura. 2. Aspectos dos frutos de *Andira fraxinifolia* Benth. A= 29 dias, B= 44 e 55 dias, C=70 dias, D= 82 a 126 dias, E=137 a 185 dias, F=192 a 199 e G= 222 dias após o florescimento. Escala 1cm

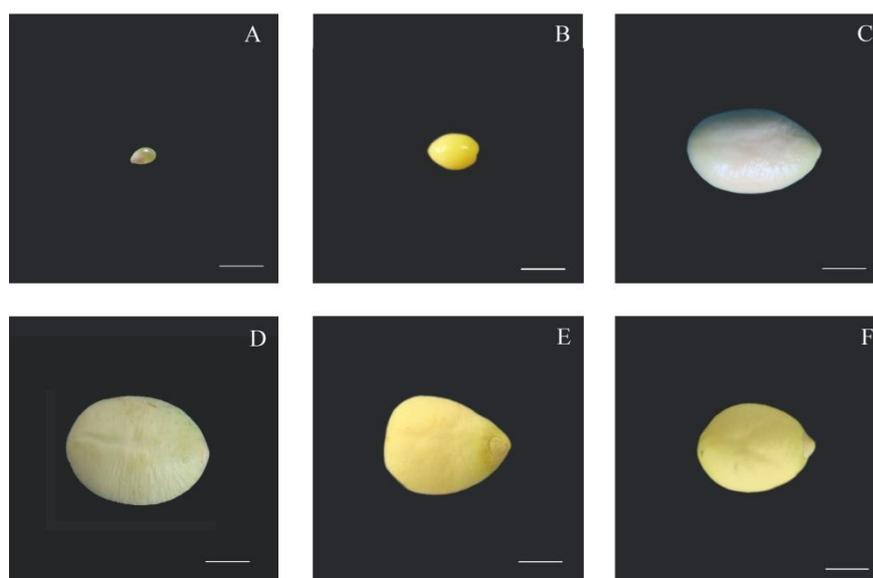


Figura. 3. Aspectos dos embriões de *Andira fraxinifolia* Benth. A= 44 e 55 dias, B=70 dias, C= 82 a 126 dias, D=137 a 185 dias, D=192 a 199 e F =222 dias após o florescimento. Escala 1 cm.



Figura 4. Sementes de *Andira fraxinifolia* Benth. A = semente, B= endocarpo com semente, C e D = embrião com raízes adventícias, E e F= semente poliembriônico. Escala 1cm.

Quanto à biometria, observou-se que os tamanhos longitudinal e transversal dos frutos e embriões de *Andira fraxinifolia* aumentaram progressivamente durante o processo da maturação (Tabela 1 e Figura 5).

O fruto variou de tamanho longitudinal de 11,86 mm para 39,14 mm e no sentido transversal de 5,55 mm para 29,08 mm (Figuras 5A e G). O maior aumento de tamanho foi da primeira colheita para a segunda (29 e 44 dias após a floração) (Tabela 1). As colheitas seguintes seguiram um aumento progressivo com valores máximos aos 109 dias após a floração, apresentando tamanhos de 39,14 mm longitudinal e 29,08 mm transversal (Tabela 1, Figura 5G). A partir de então, o tamanho decresceu gradativamente até o final da maturação, mantendo-se entre 32,91 mm no sentido longitudinal e 25,54 mm transversalmente, considerando o último estágio (Figura 5P). Nota-se que os valores máximos foram alcançados no meio do desenvolvimento dos frutos.

Resultados semelhantes foram obtidos no estudo com frutos de *Caesalpinia pyramidalis*, que também atingiram valores máximos de tamanho aos 110 dias após a antese, com 81,89 mm para os frutos e com 12,8 mm para as sementes, antes do ponto de maturidade fisiológica (Lima 2011).

No entanto, a caracterização da biometria de frutos e sementes são importantes subsídios para a diferenciação de espécies do mesmo gênero, como é o caso das espécies de

Hymenaea stigonocarpa, *H. courbaril* e *H. intermedia*, podem constituir um resposta adaptativa ao ambiente, assim como a propagação de espécies. (Dranski *et al.* 2010, De-Carvalho *et al.* 2005).

Quanto aos embriões, constatou-se que os valores máximos também foram alcançados aos 109 dias após a floração, apresentando tamanhos de 30,12 mm e 20,42 mm longitudinal e transversal respectivamente (Figura 6G). Verificou-se ainda que o tamanho variou de 7,76 mm para 30,12 mm no sentido longitudinal e de 2,88 mm para 20,42 mm em relação ao transversal, observando uma redução nesses valores até o fim da maturação, com pequenas oscilações (Tabela 1, Figura 6).

O fato das sementes atingirem rapidamente o seu tamanho máximo pode ser provavelmente atribuído à sua necessidade de manter um elevado conteúdo de água até um determinado período de acumulação de fotoassimilados, já que a água é importante no transporte dos mesmos (Lima *et al.* 2012).

O tamanho dos frutos e embriões apresentou um comportamento esperado no decorrer da maturação, pois, durante o desenvolvimento, os mesmos tendem a crescer rapidamente passando por uma fase de estabilização e diminuindo de tamanho em decorrência da perda de água (Carvalho & Nakagawa 2012). Contudo, esse índice visual não pode ser considerado eficaz no auxílio da determinação do ponto de colheita das sementes da espécie em estudo, pois os frutos e embriões atingiram valores máximos antes de alcançarem a maturidade fisiológica assim como outras espécies, como, por exemplo, sementes de *Phoenix roebelenii* (Iossi *et al.* 2007)

Para *Mimosa caesalpinifolia*, os frutos e sementes atingiram valores máximos de tamanho aos 152 dias após antese, sendo que a maturidade só foi alcançada entre 154 e 168 dias após a antese (Alves *et al.* 2005).

Silva (2002), estudando a maturação de *Cnidoscylus phyllacanthus*, verificou que o tamanho do fruto também não foi uma variável capaz de determinar a maturidade fisiológica das sementes, pois o tamanho máximo foi atingido aos 53 dias após o florescimento, enquanto a porcentagem e velocidade de germinação ainda eram inferiores, bem como teor de água e massa seca.

Tabela 1. Estádios, ciclo de maturação, tamanho (mm), teor de água (%) e massa seca (g.semente⁻¹) de frutos e embriões de *Andira fraxinifolia* Benth. * valores perdidos.

Estádio e ciclo de maturação	Tamanho (mm)		Tamanho (mm)		Teor de água (% de base úmida)		Massa seca ⁻¹ (g.semente ⁻¹)	
	Fruto		Embrião		Fruto	Embrião	Fruto	Embrião
	Long.	Transv.	Long.	Transv.				
Estádio I 29/09/2011 – 28/10/2011 = 29 dias	11,86 ± 2	5,55 ± 1,5	0	0	72,59 ± 0,2	0	0,03 ± 0	0
Estádio II 29/09/2011 – 12/11/2011 = 44 dias	20,06 ± 2,2	10,76 ± 0,7	7,76 ± 0,9	2,88 ± 0,7	75,56 ± 0,2	83,93 ± 0,6	0,17 ± 0	0,003 ± 0
Estádio III 29/09/2011 – 23/11/2011 = 55 dias	25,04 ± 1,4	13,90 ± 0,8	12,40 ± 1,6	5,52 ± 1	79,40 ± 1,6	*	0,44 ± 0	*
Estádio IV 29/09/2011 – 8/12/2011 = 70 dias	29,84 ± 2,1	19,27 ± 2,1	17,03 ± 2,3	11,72 ± 2,2	72,27 ± 0,4	90,62 ± 0,1	0,70 ± 0	0,11 ± 0
Estádio V 29/09/2011 – 20/12/2011 = 82 dias	35,89 ± 3,1	25,06 ± 1,8	23,32 ± 2,5	17,07 ± 1,8	55,24 ± 1,0	89,65 ± 0,8	1,93 ± 1,6	0,36 ± 0,1
Estádio VI 29/09/2011 – 4/01/2012 = 97 dias	33,37 ± 1,2	25,96 ± 1,5	23,24 ± 1,5	17,14 ± 2	72,47 ± 3,3	85,58 ± 0,7	1,82 ± 0,4	0,52 ± 0,1
Estádio VII 29/09/2012 – 16/01/2012 = 109 dias	39,14 ± 2	29,08 ± 1,5	30,12 ± 2	20,42 ± 2,4	77,85 ± 7,5	71,81 ± 0,5	2,09 ± 1,0	3,22 ± 1,5
Estádio VIII 29/09/2011 – 2/02/2012 = 126 dias	36,08 ± 3,4	26,76 ± 2,2	26,85 ± 2,5	18,47 ± 2,1	68,07 ± 3,0	61,56 ± 3,5	3,12 ± 0,7	2,16 ± 0
Estádio IX 29/09/2011 – 13/02/2012 = 137 dias	36,29 ± 3,8	26,68 ± 2,4	27,06 ± 2,8	18,67 ± 2,1	67,01 ± 1,8	51,80 ± 4,5	3,45 ± 0,1	2,96 ± 0,4
Estádio X 29/09/2011 – 28/02/2012 = 152 dias	34,76 ± 3,4	26,49 ± 2,3	25,59 ± 2,7	18,51 ± 1,5	66,07 ± 3,3	40,47 ± 5,9	2,72 ± 0	3,62 ± 0,2
Estádio XI 29/09/2011 – 12/03/2012 = 165 dias	34,87 ± 3,3	26,51 ± 2,2	28,56 ± 3,1	20,73 ± 2,6	67,7 ± 1,0	41,21 ± 4,1	1,99 ± 0	2,97 ± 0
Estádio XII 29/09/2011 – 26/03/2012 = 179	34,19 ± 3,8	25,90 ± 2,6	27,87 ± 3	20,64 ± 1,8	69,6 ± 1,5	43,81 ± 7,7	2,36 ± 0	2,6 ± 0
Estádio XIII 29/09/2011 – 2/04/2012 = 185 dias	34,66 ± 5,3	26,80 ± 3,7	28,18 ± 5	20,37 ± 2,4	65,7 ± 4,7	44,32 ± 5,1	3,14 ± 0,5	3,76 ± 0,7
Estádio XIV 29/09/2011 – 8/04/2012 = 192 dias	34,69 ± 5,6	26,41 ± 3,7	27,12 ± 3,7	19,76 ± 2,3	66,8 ± 3,5	41,4 ± 7,3	4,16 ± 0	3,51 ± 0,9
Estádio XV 29/09/2011 – 16/04/2012 = 199 dias	33,86 ± 5,4	25,71 ± 3,9	27,43 ± 4,2	20,30 ± 2,6	69,99 ± 2,9	50,5 ± 11,6	2,72 ± 0,4	2,5 ± 0,1
Estádio XVI 29/09/2011 – 9/05/2012 = 222 dias	32,91 ± 4,6	25,54 ± 3,3	25,33 ± 3,2	19,18 ± 2,3	*	*	*	*

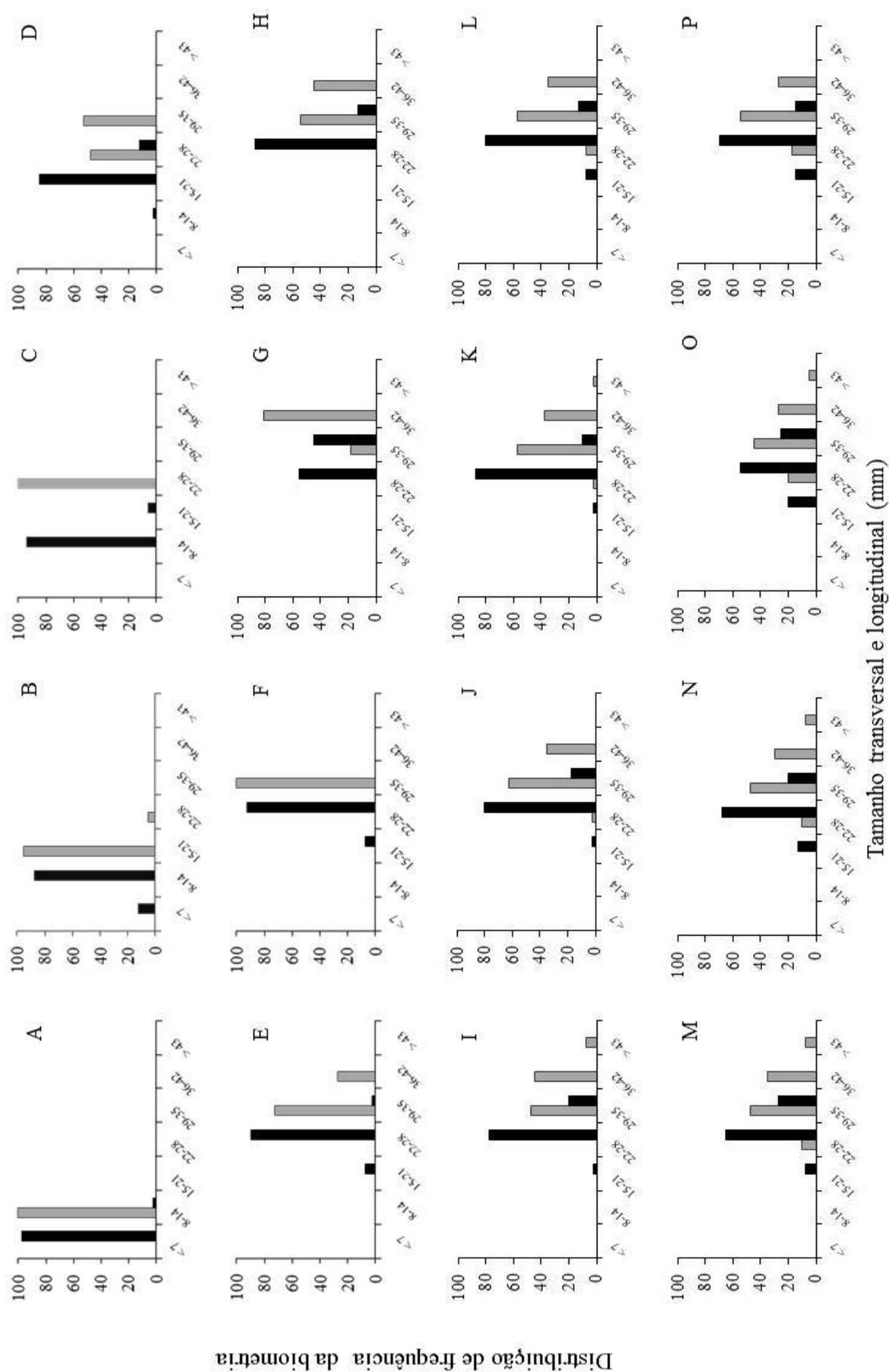


Figura 5. Distribuição de frequência da biometria de frutos de *Andira fraxinifolia* Benth. Barras cinzas referem-se ao tamanho longitudinal e barras pretas transversal. A=29, B=44, C=55, D=70, E=82, F=97, G=109, H=126, I=137, J=152, K=165, L=179, M=185, N=192, O=199, P=222 dias após a floração.

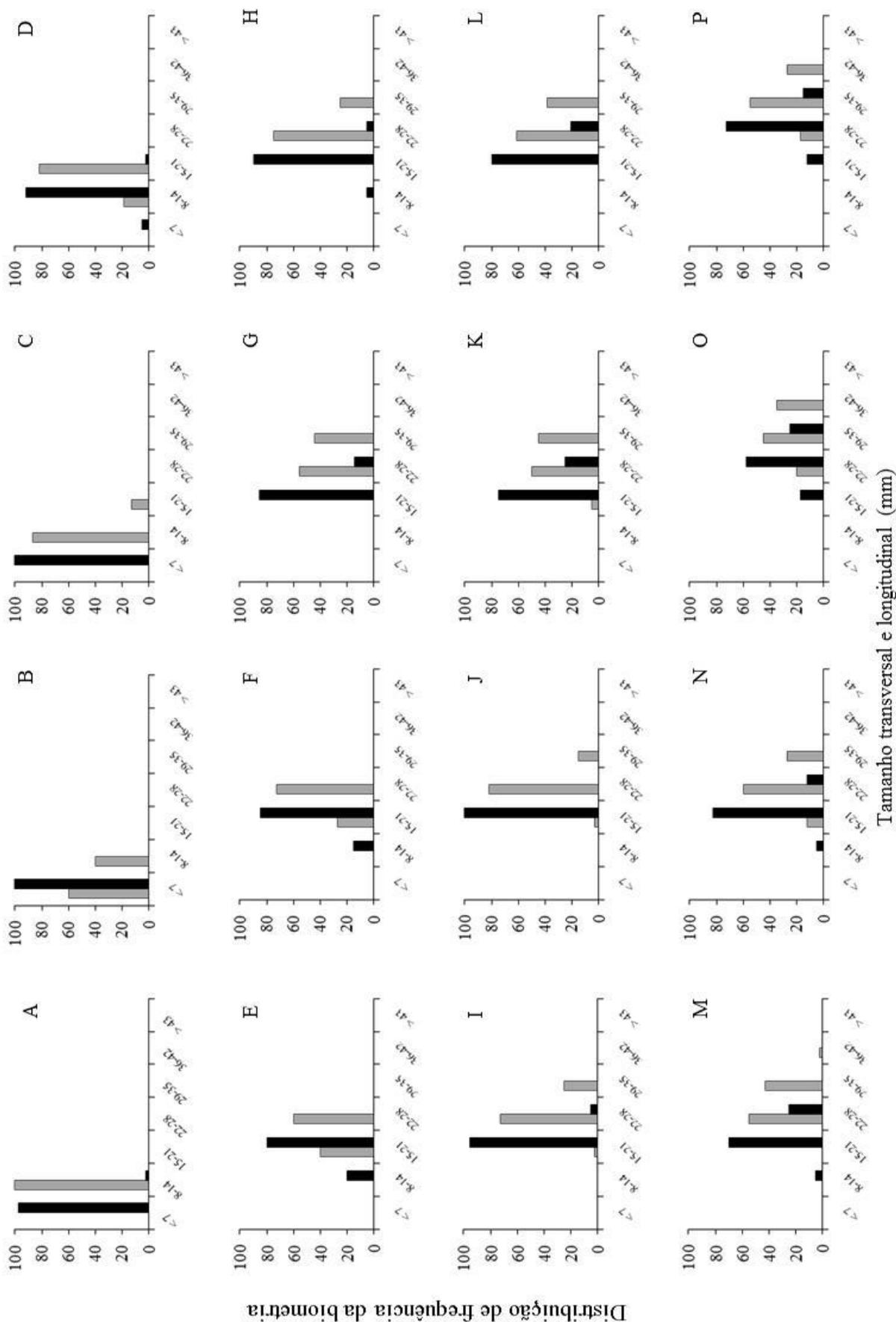


Figura 6. Distribuição de frequência da biometria dos embriões de *Andira fraxinifolia* Benth. Barras cinzas referem-se ao tamanho longitudinal e barras pretas transversal. A=29, B=44, C=55, D=70, E=82, F=97, G=109, H=126, I=137, J=152, K=165, L=179, M=185, N=192, O=199, P=222 dias após a floração.

Distribuição de frequência da biometria

Teor de água e Conteúdo da massa seca

O teor de água dos frutos na fase inicial é alto, em torno dos 72 % (Tabela 1, Figura 7A), aumenta um pouco nas duas colheitas seguintes, alcançando 79,4 %, e após esse período observou-se uma redução pequena e lenta, assumindo valores de 69 % nos últimos estádios.

Este comportamento é corroborado por Carvalho & Nakagawa (2012), que relatam que o teor na água logo após a formação dos frutos e sementes é alto, oscilando entre 70 % e 80 % e em seguida esses valores podem ainda ser elevados em mais 5 %, para depois iniciar o processo de desidratação, oscilando no final com a umidade relativa do ar do ambiente.

Da mesma maneira, neste estudo foi constatado que os embriões no início do desenvolvimento apresentaram elevados teores de água, com 83,9 %, atingindo valores máximos de 90 % (Tabela 1, Figura 7B). Contudo após os 97 dias após a floração verificou-se uma redução gradativa, porém mantendo-se ainda elevado, chegando a 50 % no último estágio de maturação (Figura 7B).

Esse teor de água, elevado no início e sua queda subsequente, pode ser relacionado com a importância da água no processo de transporte dos fotossintatos que são acumulados durante o processo de maturação da semente. Nesta fase, enquanto estão acumulando os fotossintatos, a desidratação é lenta, mas caso contrário, torna-se acelerada. Desta forma, o grau de dessecação pode definir o comportamento das sementes, principalmente da germinação (Marcos-Filho 2005).

O teor de água alto no final da maturação, tanto das sementes como dos frutos, é encontrado em sementes recalcitrantes, que neste momento já estão formadas e podem iniciar o processo germinativo. Esse comportamento é um mecanismo de adaptação em concordância com as condições ambientais em que a planta se desenvolveu, permitindo assegurar a perpetuação e sobrevivência da espécie. Estudos recentes demonstram que o número de espécies com sementes recalcitrantes em ecossistemas tropicais é alto (Barbedo & Marcos Filho 1998). Normalmente essas sementes mantêm o teor de água acima dos 40 %, o que as tornam intolerantes à dessecação, dificultando a conservação.

No caso da palmeira *Archontophoenix alexandrae*, que é notoriamente recalcitrante, apresenta no momento da dispersão teor de água de 46,38 % (Andrade *et al.* 2005). Já a *Euterpe espirosantensis*, quando madura, possui teor de água 45,9 % (Martins *et al.* 2007).

Carvalho *et al.* (2006), trabalhando com espécies florestais, classificou as seguintes espécies em sementes recalcitrantes: *Calophyllum brasiliense* (55,3 %), *Calyptanthus lucida* (56,6 %), *Cupania vernalis* (46,8 %), *Eugenia handroana* (47,1 %). Os valores entre

parênteses referem-se aos teores de água que as mesmas apresentavam quando maduras e no momento da colheita.

Embora não se tenha realizado nenhum teste de armazenamento para as sementes de *Andira fraxinifolia*, os valores de teores de água no final do processo de maturação levam a suspeitar de que essa espécie possa ser classificada como recalcitrante, ou pelos menos como intermediária.

Na análise dos valores visualizados através da tabela 1, referente à massa seca, nota-se que foi proporcionalmente inverso aos observados para o teor de água, apresentando valores baixos inicialmente e ao final alcançando valores máximos. Desta maneira, os frutos e embriões iniciaram o desenvolvimento com valores de 0,03 g e 0,003 g de massa seca respectivamente e foram aumentando gradativamente até o final do processo da maturação com algumas oscilações, evidenciando valores máximos aos 192 dias após a floração com 4,16 g para os frutos e 3,76 g para os embriões aos 185 dias após a floração (Figura 7C e D).

A translocação de assimilados da planta para os frutos é interrompida na maturidade fisiológica, porém quando o teor de água dos frutos e sementes encontra-se alto, é normal que haja perda de matéria seca por certo período em função do metabolismo (Mendes *et al.* 2006). Tal fato pode explicar as oscilações observadas nos valores de massa seca dos embriões e frutos. Contudo, segundo Carvalho & Nakagawa (2012), essas oscilações também podem ser em decorrência da respiração, que é intensificada nesta fase.

Resultados similares foram encontrados para *Bixa ollerana*, na qual ocorreu lentamente um acúmulo de massa seca no início do desenvolvimento, passando para uma fase de rápido aumento e em seguida apresentando pequenas oscilações nos valores no final do processo (Mendes *et al.* 2006).

Assim, no presente estudo, pode-se considerar que a maturidade fisiológica dos frutos e embriões de *A. fraxinifolia* foi obtida a partir dos 152 dias após a floração, quando os embriões mostraram certa estabilização e menores valores teores de água ao redor de 40 %, com elevado conteúdo de massa seca (3,62 g) e alta porcentagem de germinação (97,2 %). Considerando, ainda, que esses valores oscilam até o último estágio de maturação, com pequenas variações e quase nenhuma diferença estatística, conclui-se, então, que a colheita pode se estender até os 222 dias após a floração sem perda de vigor (Tabela 1 e 2).

Iossi *et al.* (2007) encontraram resultados parecidos para a palmeira *Phoenix roebelenii*, em que a maturidade fisiológica ocorreu aos 138 dias após a antese, sendo o período de colheita estendido até os 196 dias após a antese sem perda de vigor, havendo uma coincidência entre os valores máximos de massa seca, vigor e germinação.

A coincidência entre parâmetros máximos de massa seca, vigor e germinação também foi constatada por Molizane (2012) para *Erythrina speciosa* e por Lazarotto *et al.* (2011) para *Erythrina crista-galli*.

Lopes *et al.* (2008) constatou que a espécie *Pseudobombax grandiflorum* também atingiu a maturidade fisiológica com alto teor de água (45 %) e massa seca com 45 mg, resultado semelhante ao da *A. fraxinifolia*.

Para *Lupinus luteus*, a maturidade fisiológica foi aferida por meio do peso máximo da matéria seca e menor teor de água com 55 %, que ocorreu aos 40 dias após a floração (Garczarska 2007). Da mesma forma, para *Cuphea viscosissima*, o conteúdo da matéria seca foi o responsável pela determinação da maturidade fisiológica com 3,61 mg, obtido após 38 dias após a antese (Berti *et al.* 2007). Para *Tabebuia serratifolia*, a maturidade fisiológica foi encontrada aos 53 dias após a antese, utilizando-se, principalmente, os valores máximos de massa seca e germinação (Carvalho *et al.* 2008).

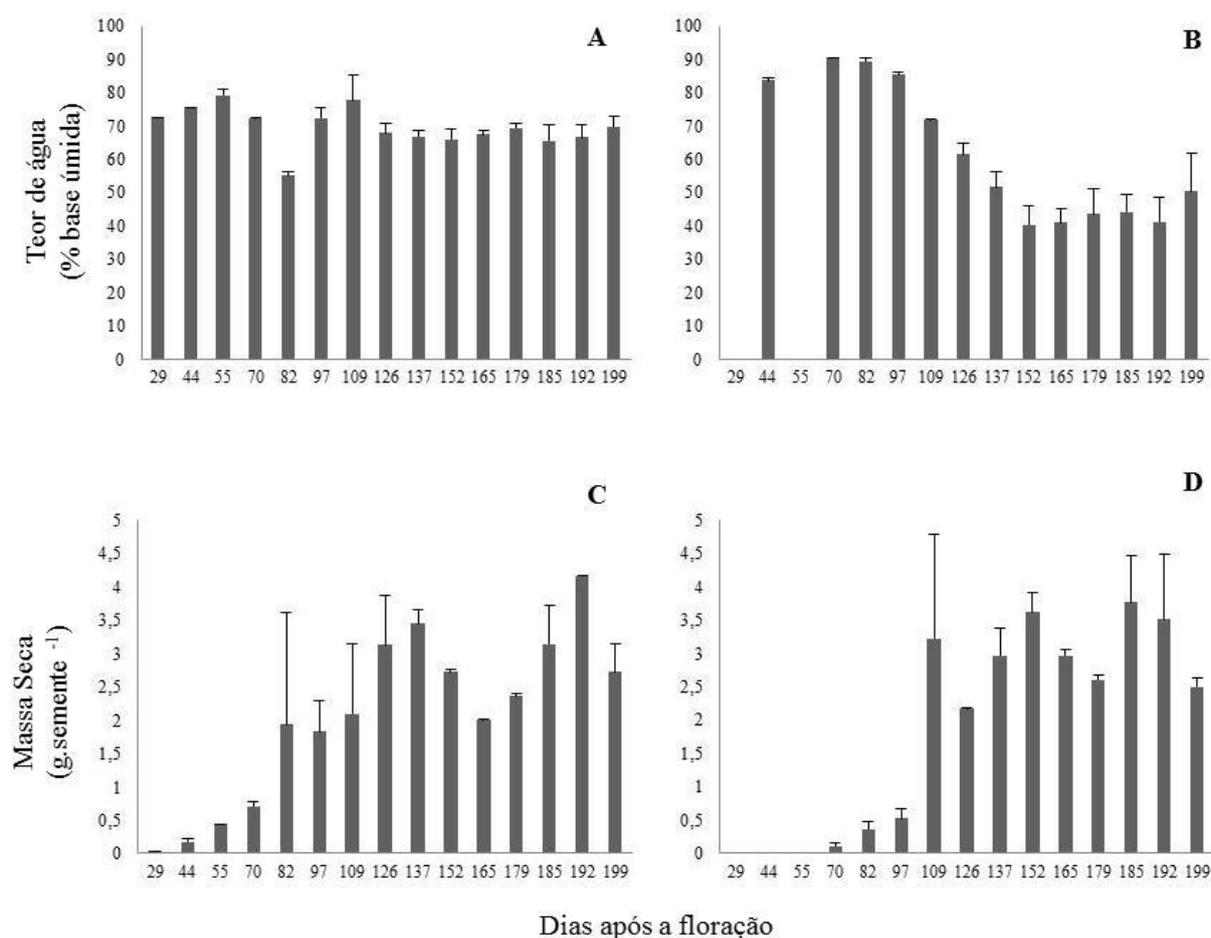


Figura 7. Alterações físicas dos diferentes estádios de *Andira fraxinifolia* Benth. Teor de água dos frutos (A) e embriões (B) e conteúdo de massa seca dos frutos (C) e embriões (D). Colunas representam os valores médios acompanhados do desvio padrão.

Entretanto, para *Piptadenia viridiflora*, o maior conteúdo de massa seca ocorreu antes da máxima germinação e do menor teor de água, não sendo um bom indicador da maturidade (Pessoa *et al.* 2010). Para sementes de *Jatropha curcas*, o conteúdo de matéria seca também não foi considerado bom indicador da maturidade fisiológica porque não foi observada nenhuma diferença estatisticamente entre os diferentes estádios (Dranski *et al.* 2010, Silva *et al.* 2012).

Germinação e Vigor

Observa-se, através da Figura 8A, que até os 55 dias após a floração as sementes ainda não estavam formadas, apresentando alto teor de água no interior, não permitindo dar início aos testes de germinação, que só foi possível a partir dos 82 dias após a floração. Neste estágio, obteve-se 23,5 % de germinação, porém com nenhuma formação de plântulas normais, provavelmente devido à sua imaturidade fisiológica. Lopes *et al.* (2005), estudando a maturação de quaresmeira, constatou que as sementes também não tinham capacidade de germinação nas nove primeiras colheitas. O mesmo foi verificado por Lima (2011) com sementes de *Caesalpinia pyramidalis*, que só iniciaram a germinação aos 90 dias após a antese, também com taxa germinação de 27 %.

Continuando a análise referente à porcentagem de germinação, nota-se que a partir deste estágio (82 dias após a floração), houve um aumento considerável da germinação para 73,8 %, aos 97 dias após a floração. Entretanto, nesta ocasião, a porcentagem de plântulas normais obtidas foi extremamente baixa (1,31 %) (Figura 8A e B). O baixo vigor, neste momento, pode estar relacionado aos valores de teor de água que nesse estágio ainda se apresentavam muito altos (85,58 %) e com pouco incremento de massa seca de 0,52 g (Tabela 1). Nota-se que no estágio seguinte, aos 109 dias após a floração, ocorreu um aumento significativo do acúmulo de massa seca, passando para 3,22 g, sugerindo a elevação acentuada observada na porcentagem de germinação (Figuras 8A e B).

Constatou-se que, para *C. echinata*, as sementes também adquiriram a capacidade de germinar cedo, porém a formação de plântulas normais aconteceu bem depois, um pouco antes da maturidade fisiológica (Borges *et al.* 2005). Assim, a formação de plântulas normais está mais relacionada à deposição de reservas, por isso não é encontrada nos estágios iniciais, mesmo que já esteja ocorrendo a germinação (Kermode 1990).

Para a espécie em estudo a porcentagem de germinação aumentou novamente aos 109 dias após a floração para 96,4 %, não diferindo estatisticamente até os 152 dias após a floração. Neste período, pode-se assegurar que as sementes alcançam a maturidade

fisiológica, que coincide com queda e estabilização do teor de água e valores altos de massa seca (Tabela 1 e Figura 7A e B). Dos 165 dias após a floração em diante, houve uma tendência à redução da germinação para em torno dos 87 %, não diferindo estatisticamente até o último estágio, que apresentou 93,3 % da germinação (Figura 8A). Júnior (2009) observou ao estudar a mamona que os valores percentuais de germinação também ficaram oscilando entre 86 e 91%, chegando ao valor máximo de 91,2 aos 56 dias após a antese.

É importante ressaltar também outra característica da espécie, na qual, a partir dos 222 dias após a floração, as matrizes já se apresentavam desprovidas de frutos para colheita. Desta forma, pode-se sugerir que o ciclo de produção de sementes, considerando as condições climáticas referentes ao período de avaliação e realização desse estudo, é de aproximadamente 222 dias após o florescimento.

Outra característica da espécie refere-se ao tempo médio da germinação, que variou pouco estatisticamente durante todos os estádios levando em média cerca de 50 dias para germinação total, com exceção dos estádios 152 e 165 dias após a floração, que apresentaram um tempo médio de 25 dias (Figura 8C). Este comportamento, em se tratando de espécies florestais, é normal, principalmente considerando as características ecofisiológicas e condições climáticas. *Couratari stellata* levou uma média de 45,4 dias para germinação total (Cruz & Carvalho, 2002).

Lopes & Soares (2006), trabalhando com *Miconia cinnamomifolia*, constataram que o tempo médio da germinação diminuiu conforme a porcentagem da germinação aumentava; desta forma, as sementes levaram 67 dias para atingir a germinação total (62 %).

O índice de velocidade de germinação (IVG) foi baixo durante todos os estádios e com muitas oscilações, evidenciando valores maiores entre os 152 e 165 dias após a floração, em torno de 0,87, não sendo um bom indicador na avaliação da maturidade fisiológica. Embora, para *Clitoria laurifolia* os valores de IVG sejam semelhantes aos de *A. fraxinifolia*, neste caso, esse parâmetro junto com a germinação auxiliou a determinação da maturidade fisiológica para a espécie, contestando o resultado do presente trabalho (Guimarães 2009); o mesmo foi verificado por Barbosa *et al.* (2007) para *Copaifera langsdorfii* e por Matheus *et al.* (2011) para *Erythrina variegata*.

O vigor, que neste trabalho é avaliado através da porcentagem de plântulas normais, foi aumentando conforme o desenvolvimento dos embriões considerando os diferentes estádios (Figura 8B). O aumento mais significativo ocorreu aos 109 dias após a floração com 19 %, passando para 58,6 % com 126 dias após a floração, atingindo valores máximos aos

192 dias após a floração com 91,4 %. Percebe-se que neste momento o teor de água tem uma redução mais acentuada e a massa seca, um aumento mais significativo.

Os valores altos de porcentagens de plântulas normais durante todo o período de maturidade fisiológica da *A. fraxinifolia* proporciona na prática facilidades para o manejo da espécie, disponibilizando um período mais extenso para colheita das sementes.

A capacidade de produzir plântulas normais para a espécie *Phaseolus vulgaris* também só ocorreu quando as sementes estavam prestes a alcançar os valores máximos da matéria seca (Sanhewe & Ellis, 1996).

O tempo médio de formação de plântulas normais foi elevado até os 137 dias após a floração, caindo gradativamente até o último estágio, que apresentou o menor tempo com 72,5 dias (Figura 8D).

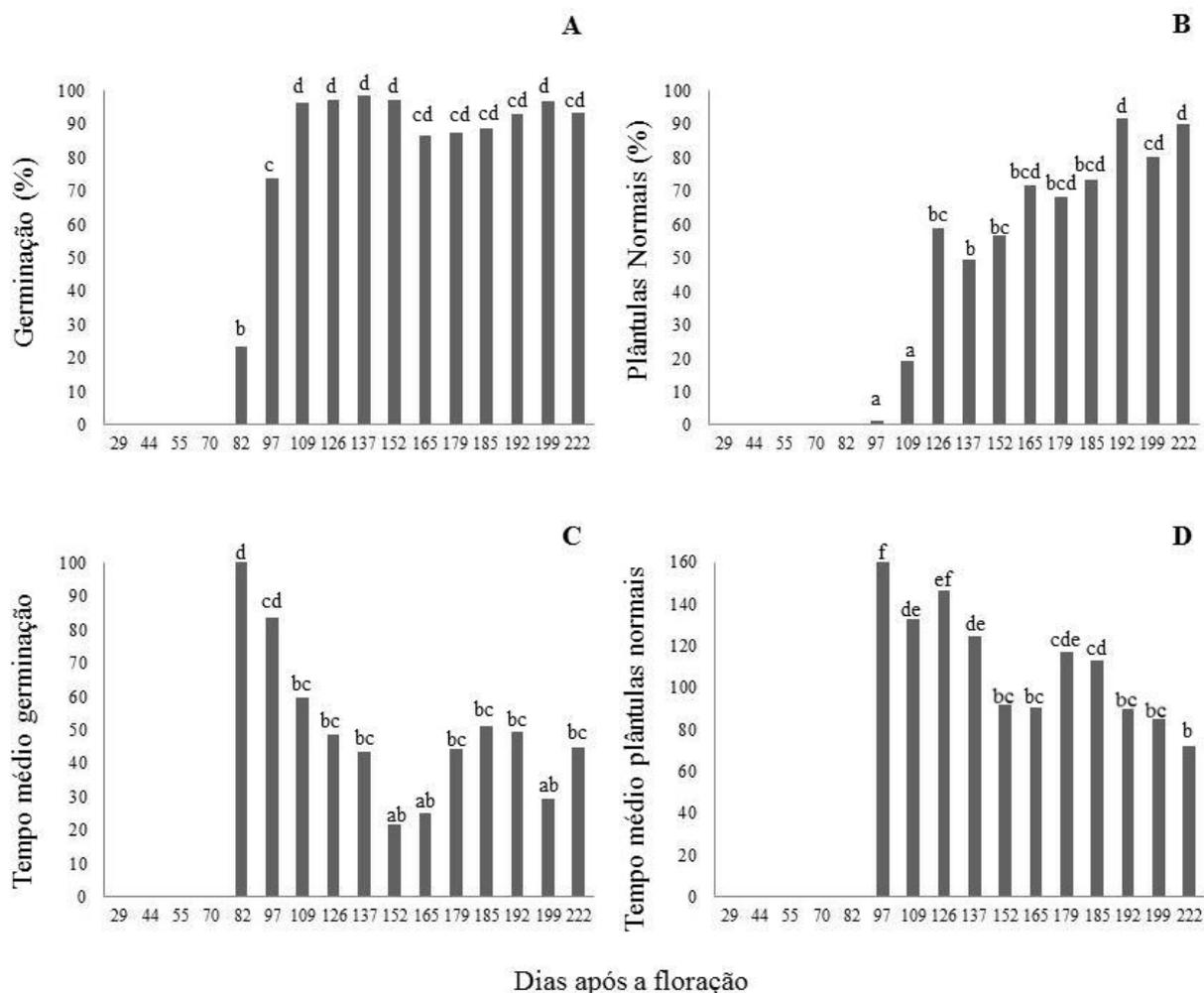


Figura 8. Alterações fisiológicas dos diferentes estádios de *Andira fraxinifolia* Benth. Germinação (A), desenvolvimento plântulas normais (B), tempo médio da germinação (C) e tempo médio de plântulas normais (D). Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si estatisticamente pelo teste de Tukey, a 5%.

Observa-se que, através da distribuição de frequência da porcentagem de germinação que até os 137 dias após a floração, a germinação foi espalhada ao longo do tempo, considerando até os 146 dias (Figura 9A, B, C, D e E). A seguir os 152 dias após a floração (Figura 9F), verifica-se um pico do percentual de germinação, em torno de 30% nos 26 primeiros dias, passando a ser espalhada ao longo do tempo até em torno dos 200 dias. Nos estádios 192 e 199 dias após a floração, esse pico chegou a atingir os 50% de sementes geminadas (Figuras 9J e K).

Os embriões que levaram mais tempo para germinar foram justamente aqueles em que não foi possível a separação do endocarpo, sugerindo que o endocarpo apresenta uma resistência à germinação por um determinado tempo, enquanto o embrião tem uma germinação rápida, dentro dos 25 primeiros dias.

Handro (1969) avaliou a germinação de *Andira humilis*, considerando a realização de dois experimentos: o primeiro foi desenvolvido em condições semi-naturais, no qual os frutos intactos foram enterrados em canteiro, assim que colhidos; e o outro realizado em condições de laboratório com temperatura controlada, em placa petri com embriões isolados, endocarpo escarificado e endocarpo intacto. Verificou-se que no primeiro ensaio (condições semi-naturais) o percentual de germinação atingiu cerca de 40 % num tempo de 7 a 10 meses. E nos ensaios em laboratório, os embriões isolados alcançaram 90 % de germinação em 10 dias, enquanto que frutos com endocarpo escarificado tiveram baixa germinação (20 %) em 55 dias. No endocarpo intacto, após seis meses, os embriões estavam em decomposição.

Rizzini (1970), também estudando *Andira humilis*, constatou o mesmo padrão de germinação, no qual os embriões têm uma germinação imediata e uniforme quando comparada com a germinação dos endocarpos que é baixa e lenta.

No presente estudo, embora os ensaios de germinação tenham ocorrido com ambas as situações juntas (embrião exposto e embrião + endocarpo), foi possível observar que o endocarpo também apresentou uma alta capacidade germinativa, porém com um tempo médio mais alto, discordando de Handro (1969) e Rizzini (1970); contudo, os embriões expostos realmente apresentaram uma germinação mais rápida.

Cetnarski & Nogueira (2005), analisando a germinação de sementes de *Ocotea odorifera*, observaram que a germinação e o IVG aumentaram com a retirada do endocarpo e do tegumento, da mesma forma com *Cryptocarya aschersoniana*, em que não houve germinação com diásporos inteiros, apenas com aqueles escarificados (Almeida, 2001).

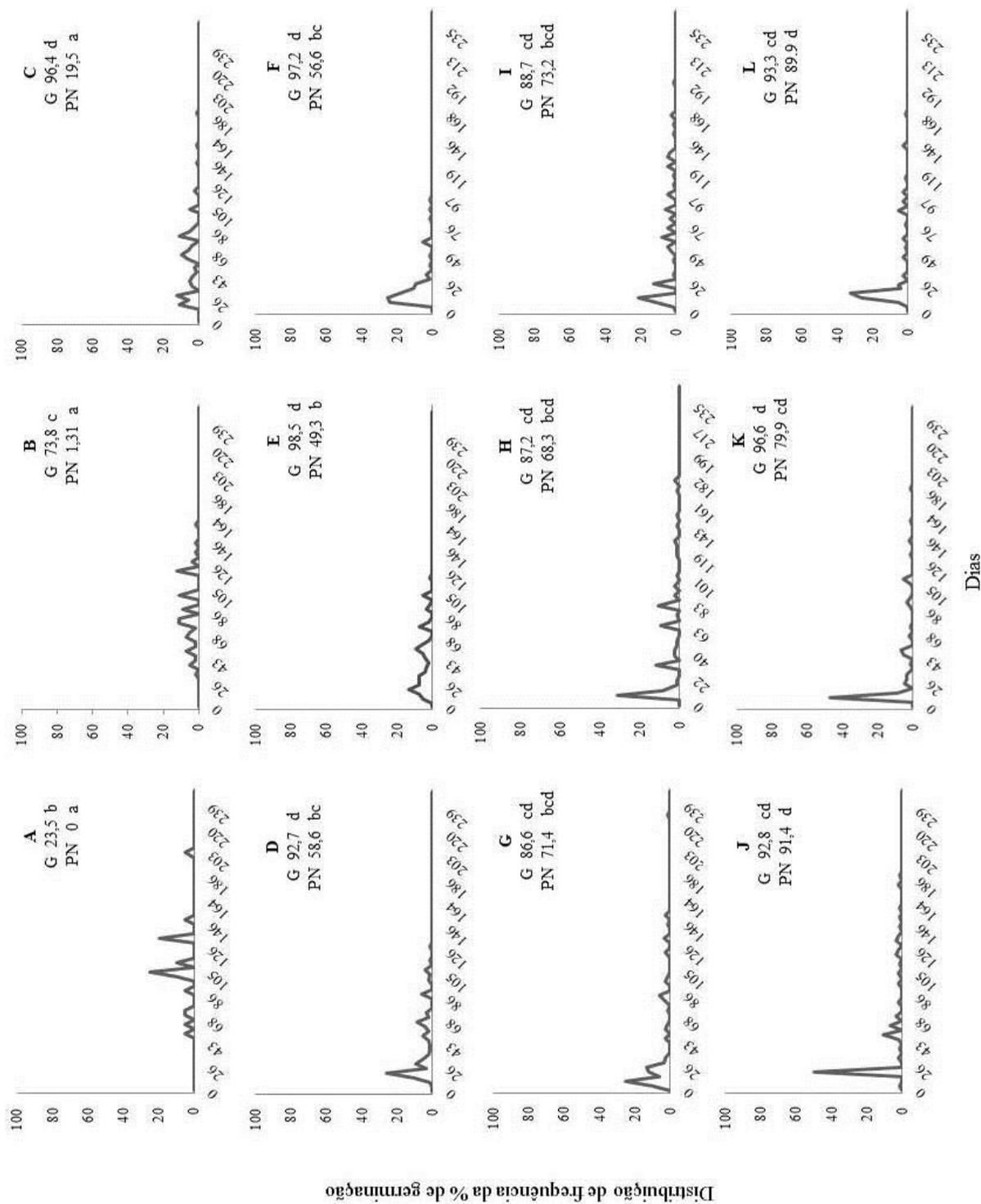


Figura 9. Distribuição de frequência da porcentagem de germinação de *Andira fraxinifolia* Benth. G = porcentagem de germinação, PN = porcentagem de plântulas normais. A=82, B=97, C=109, D=126, E=137, F=152, G=165, H=179, I=185, J=192, K=199, L=222 dias após a floração. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si estatisticamente pelo teste de Tukey, a 5%

Para Handro (1969), o endocarpo deve causar um impedimento mecânico e as trocas gasosas, e que, na natureza, a decomposição ou a desorganização rápida do endocarpo deve propiciar condições à germinação.

Rizzini (1970), em experimento para constatar a embebição dos endocarpos, averiguou que os mesmos absorvem água regularmente, de forma que o endocarpo assume o papel do tegumento, levando sim a uma resistência, porém apenas as trocas gasosas (O₂).

Produção de sementes

Considerando que o ambiente é fator que tem grande influência sobre a quantidade de frutos a ser produzidos pelas plantas, é evidente a importância de estudos de produção de sementes, que enfoquem o comportamento das espécies e assim sua dinâmica dentro do ecossistema (Babosa *et al.* 2009). Ressalta-se, ainda, a sua importância dentro da área de tecnologia de produção de mudas, principalmente na escolha da espécie para a restauração de áreas degradadas, sendo a capacidade reprodutiva por intermédio das sementes uma característica importante a ser agregada na escolha das espécies.

Analisando a tabela 2, é possível verificar uma produção de 474,4 frutos por planta; considerando que ocorre em média uma semente/fruto, pode-se estimar a mesma produção por planta matriz. Porém, notou-se na avaliação laboratorial que cerca de 4 % do total de cada colheita, nos diferentes estádios, apresentavam frutos com duas ou três sementes, não refletindo significativamente sobre o incremento da produção. Observou-se ainda que no ano de 2012 não ocorreu floração para esta espécie e portanto não houve formação de frutos.

Tabela 2. Valores médios de número de sementes por fruto, número de frutos por planta, massa fresca (g) do embrião e fruto e porcentagem de germinação *Andira fraxinifolia* Benth.

Parâmetros	
Nº sementes/fruto	1
Nº frutos/planta	474,4
Massa fresca embrião (g)	13,2
Massa fresca fruto (g)	31,1
% Germinação	97,2

Corvello *et al.* (1999), ao estudar *Cedrela fissilis*, verificou uma produção anual superior a 5.000 frutos com, em média, 32 sementes férteis por fruto, produzindo, assim, 160.000 sementes por ano.

Rodrigues *et al.* (2007), estudando a dispersão de *Tibouchina pulchra*, constataram uma produção de 2.024 sementes/fruto com cerca de 2.500 frutos/planta. Desse total, quando foi considerada as características da germinação, obteve-se mais de 2.000.000 de sementes viáveis. Prudente (2005) também confirmou uma alta produção de sementes para *Tibouchina clavata*, com aproximadamente 85.330 sementes/planta.

Entretanto, *Clitoria laurifolia* apresentou em torno de 4 frutos/planta com 6,87 sementes/fruto; avaliando esses valores com a germinação das 28 sementes produzidas apenas 8 germinam, evidenciando assim uma baixa produção (Rodrigues *et al.* 2007). Lopes *et al.* (2010) também encontraram uma baixa produção para *Platypodium elegans*, obtendo em média 227 sementes/matriz, sendo que apenas 17% foram consideradas viáveis.

Desta forma, em comparação com outras espécies florestais, pode-se considerar que a *Andira fraxinifolia* possui baixa capacidade produtiva. Contudo, é importante ressaltar que os frutos permanecem na planta matriz por um período bastante razoável (222 dias), correspondendo ao ciclo de desenvolvimento e maturação das sementes. Entretanto, a colheita das sementes passa a ser recomendada a partir dos 152 dias após a floração, ocasião em que as mesmas apresentam-se com um teor de água ao redor de 40% e com coloração verde escura. Esta baixa capacidade de produção de sementes pode estar interferindo na dispersão da espécie. No entanto, outros fatores, como as características fisiológicas das sementes e síndrome de dispersão zoocórica, podem contribuir para a presença marcante da espécie, em especial em floresta de restinga.

Assim, a estimativa da capacidade reprodutiva de *Andira fraxinifolia* é de aproximadamente 461 plântulas por indivíduo, se considerarmos os valores de semente por planta associados à porcentagem de germinação obtida.

Embora a produção de sementes não seja tão alta, praticamente toda semente produzida é capaz de gerar uma plântula, o que demonstra a grande capacidade que a espécie possui na ocupação no ambiente, podendo até ser utilizada em projetos de restauração ecológica, já que a maioria das espécies nativas florestais apresentam baixa disponibilidade de sementes devido à irregularidade de frutificação entre anos e indivíduos (Pinã-Rodrigues & Piratelli 1993). Porém, para uma melhor confirmação sobre sua plasticidade, mais estudos devem ser realizados, considerando diferentes aspectos da ecofisiologia interagindo com desenvolvimento e produção dos frutos.

6. Conclusões

1. A maturidade fisiológica das sementes é atingida a partir dos 152 dias após o florescimento, quando estabilizam o teor de água por volta dos 40 %, com média de 3 g de massa seca. Logo, a colheita pode ser estendida até o final do ciclo com 222 dias após a floração sem perda de vigor.
2. A coloração e a biometria não foram consideradas eficientes na determinação do ponto de maturidade fisiológica.
3. Os endocarpos também podem ser usados para germinação, desde que seja seguido o período acima descrito como o ponto de maturidade fisiológica para a espécie.
4. A produção de sementes, apesar de não ser expressiva quando comparada com outras espécies florestais, as características de germinação, produção de plântulas normais e período de maturidade fisiológica mais longo proporciona na prática facilidades para o manejo da espécie, disponibilizando um período mais extenso para a colheita das sementes, podendo ser indicada para a restauração de áreas degradadas.

7. Referências Bibliográficas

Adams, C.A. & Rinne, R.W. 1980. Moisture content as controlling factor in seed development and germination. *International Review of Cytology* 68: 1-8.

Aguiar, F.F.A. Pinto, M.M; Tavares, A.R. & Kanashiro, S. 2007. Maturação de frutos de *Caesalpinia echinata* Lam., Pau-Brasil. *Revista Árvore* 31(1): 1-6.

Aguiar, I.B. & Barciela, F.J.P. 1986. Maturação de sementes de cabreúva. *Revista Brasileira de Sementes* 8(3): 63-71.

Aguiar, I.B.; Perecin, D. & Kageyama, P.Y. 1988. Maturação fisiológica de sementes de *Eucalyptus grandis* Hill ex Maiden. *IPEF* 37:5-11.

Aguiar, I.B.; Piña-Rodrigues, F.C.M. & Figliolia, M.B. 1993. Sementes florestais tropicais. Brasília: ABRATES, 350p.

Albertoni, E. F. & Esteves, F. A. 1999. Jurubatiba, uma Restinga Peculiar. *Ciência Hoje* 25(148): 61 – 63.

Almeida, L. P. 2001. Germinação, crescimento inicial e anatomia foliar de plantas jovens de *Cryptocarya aschersoniana* Mez. sob diferentes níveis de radiação. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal de Lavras, Lavras.

Alves, E.U., Sader, R.& Bruno, R.L.A. 2005. Maturação fisiológica de sementes de sabiá. *Revista Brasileira de Sementes* 27(1): 01-08.

Andrade, R.R.; Schorn, L.A. & Nogueira, A.C. 2005. Tolerância à dessecação em sementes de *Archontophoenix alexandrae* Wendl. Drude (palmeira real australiana). *Ambiência* 1(2): 279-288.

Avila, L.A.; Argenta, S.M.; Muniz, B.F.M.; Poletto, I. & Blume, E. 2009. Maturação fisiológica e coleta de sementes de *Eugenia uniflora* L. (Pitanga). *Revista Ciência Florestal* 19(1): 61-68.

Barbedo, C.J. & Marcos Filho, J. 1998. Tolerância à dessecação em sementes. *Acta Botânica Brasílica* 12(2): 145-164.

Barbosa, J.M. 1990. Maturação de sementes de *Copaifera langsdorffii* Desf. 1990. Tese de Doutorado, Universidade Estadual “Júlio de Mesquita Filho”- UNESP, Jaboticabal.

Barbosa, J.M.; Santos, S.R.G; Barbosa, L.M.; Silva, T.S; Pisciotano, W.A. & Asperti, L.M. 1992. Desenvolvimento floral e maturação de sementes de *Tebebuia avellanadae* Lorentz ex Griseb. *Ecosistema*, 17: 5-11.

Barbosa, J.M., Rodrigues, M.A; Piliackas, J.M.; Aguiar, I.B. & Santos-Junior, N.A. 2007. Índice de Maturação de Sementes de *Copaifera langsdorffii* Desf. *Revista Brasileira de Biociências* 15(2): 786-788.

Barbosa, J.M.; Eisenlohr, P.V. ; Rodrigues, M.A.; Barbosa, K.C . 2009. Ecologia da Dispersão de Sementes em Florestas Tropicais. *In: Sebatião Venâncio Martins. (Org.). Ecologia de Florestas Tropicais do Brasil. Viçosa - MG: Editora UFV, p. 52-68.*

Barroso, G.M.; Morim, M.P.; Peixoto, A.L. & Ichaso, C.L.F. 1999. Frutos e sementes: morfologia aplicada à sistemática de dicotiledôneas. Viçosa: UFV, p.172.

Berjak, P. & Pammenter, N. 2000. What ultrastructure has told us about recalcitrant seeds. *Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal* 12: 22-55.

Berti,M.T.; Johnson, B.L. & Manthey, L.K. 2007. Seed physiological maturity in *Cuphea*. *Industrial Crops and Products* 25(2): 190–201.

Brasil, 2009. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. Regras para Análise de Sementes. Brasília, SNAD, DNDV, CLAV, 365p.

Brenchley, W.E. & Hall, A.D. 1909. The development of the grain wheat. *The Journal of Agricultural Science* 3: 195-217.

Borges, I.F., Giudice Neto, J.D., Bilia, D.A.C., Figueiredo-Ribeiro, R.C.L. & Barbedo, C.J. 2005. Maturation of Seeds of *Caesalpinia echinata* Lam. Brazilwood), an Endangered Leguminous Tree from the Brazilian Atlantic Forest. Brazilian Archives of Biology and Technology 48(6): 851-861.

Carvalho, L.R.; Souza-Filho, J.F.; Graziano, T.T. & Aguiar.I.B. 1980. Maturação fisiológica de sementes de Amendoim do Campo. Revista Brasileira de Sementes 2(2): 23-28.

Carvalho, L.R.; Silva, A.A. & Davide, A.C. 2005. Classificação de sementes florestais quanto ao comportamento no armazenamento. Revista Brasileira de Sementes 28(2): 15-25.

Carvalho, M.L.M.; Hilhorst, H.W.M.; Nery, M.C. & Guimarães, R.M. 2008. Morphophysiological development of *Tabeluia serratifolia* Vahl Nich. seeds. Scientia Agricola, 65(6): 643-651.

Carvalho, N.M. & Nakagawa, J. 2012. Sementes: ciência, tecnologia e produção. Jaboticabal: FUNEP, 590p.

Castro, R.D.; Bradford, K.J. & Hilhorst, H.W.M. 2004. Embebição e reativação do metabolismo. In Germinação: do básico ao aplicado (Ferreira & Borghetti, orgs.). Porto Alegre, Artmed, 149-162.

Cavalini, F.C.; Jacomino, A.P.; Lochoski, M.A.; Kluge, R.A. & Ortega, E.M.M. 2006. Maturity indexes for 'Kumagai' and 'Paluma' guavas. Revista Brasileira de Fruticultura 28(2): 176-179.

Cepagri. 2012. (Centro de Pesquisas Meteorológicas e Climáticas Aplicadas a Agricultura) http://www.cpa.unicamp.br/outras-informacoes/clima_muni_572.html (acesso em 04.02.2012).

Cetnarski, R. F. & Nogueira, A. C. 2005. Influência da temperatura na germinação de diásporos de *Ocoteaodorifera* (Vellozo) Rohwer (Canela-sassafrás). Ciência Florestal 15(2):191-198.

Chitarra, M. I. F. & Chitarra, A. B. 2005. Pós-colheita de frutos e hortaliças: fisiologia e manuseio. Lavras: UFLA, 785p

Conama. 2002. Resolução CONAMA nº 303. Disponível em: <<http://www.mma.conama.gov.br/conama>> Acesso em 20/02/2009.

Corner, E.J.H. 1951. The leguminous seed. *Phytomorphology* 1: 17-150.

Corvello, W.B.V.; Villela, F.A.; Nedel, J.L. & Peske, S.T. 1999. Maturação fisiológica de sementes de cedro (*Cedrela fissilis* Vell.). *Revista Brasileira de Sementes* 21(2): .23-27.

Costa, M. E.; Sampaio, D. S.; Paoli, A. A. S. & Leite, S. C. A. L. 2004. Poliembrião e aspectos da embriogênese em *Tabebuia ocracea* (Chamisso) Standley (Bignoniaceae). *Revista Brasileira Botânica* 2: 395-406.

Cruz, E.D. & Carvalho, J.E.U. 2002. Biometria de frutos e germinação de sementes de *Couratari stellata* A. C. Smith (Lecythidaceae). *Acta Amazônica*, 33(3): 381-388.

Delouche, J.C. 1971. Seed maturation. In: HANDBOOK of seed technology. Mississippi: Mississippi State University. p.17-21.

Delouche, J.C. & Caldwell, W.P. 1960 Seed vigor and vigor tests. *Proceedings of the Association of Official Seed Analysts* 50: 124-129.

De-Carvalho, P.S.; Miranda, S.C.; Santos, M.L. 2005. Germinação e dados biométricos de *Hymenaea stigonocarpa* Mart. Ex Hayne (Leguminosae-Caesalpinoideae) – Jatobá-do-Cerrado. *Revista Anhanguera, Goiânia* 6(1): 101-121.

Dranski, J.A.L.; Júnior, A.S.P.; Steiner, F. Zoz, T. Malavasi, U.C.; Malavasi, M.M. & Guimarães, V.F. 2010. Physiological maturity of seeds and colorimetry of fruits of *Jatropha curcas* L. *Revista Brasileira de Sementes* 32(4): 158 – 165.

Dure, L. S., III. 1975. Seed formation. *Annual Review Plant Physiology* 26: 259-278.

Ferreira, A.G. & Borghetti, F. 2005. Germinação: do básico ao aplicado. Porto Alegre: Artmed, 323p.

Figliolia, M.B. & Kageyama, P.Y. 1994. Maturação de sementes de *Inga uruguensis* Hook et Am em floresta ripária do rio Moji Guaçu, município de Moji Guaçu, SP. Revista do Instituto Florestal 6: 13-52.

Figliolia, M. B. 1995. Colheita de semente. In: Silva, A.; Piña-Rodrigues, F.C.M.; Figliolia, M.B. Manual técnico de sementes florestais, Instituto Florestal 14: 1-12.

Figliolia, M.B. & Piña-Rodrigues, F.C.M. 1995. Considerações práticas sobre o teste de germinação. In: Silva, A.; Piña-Rodrigues, F.C.M.; Figliolia, M.B. Manual técnico de sementes florestais. Instituto Florestal 14: 45-59.

Fowler, J.A.P. & Martins, E.G. 2001. Coleta de sementes. In: Manejo de sementes de espécies florestais. EMBRAPA Florestas 58: 9-13.

Garnczarska, M.; Zalewski, T. & Kempka, M. 2007. Water uptake and distribution in germinating lupine seeds studied by magnetic resonance imaging and NMR spectroscopy. *Physiologia Plantarum* 130: 23-32.

Guimarães, D.M. 2009. Biologia de *Clitoria laurifolia* Poir. (Fabaceae) numa área de restinga degradada pela mineração. Dissertação de Mestrado Instituto de Botânica, São Paulo.

Guimarães, D.M. & Barbosa, J. M. 2007. Coloração dos Frutos como Índice de Maturação para Sementes de *Machaerium brasiliense* Vogel (Leguminosae – Fabaceae). Revista Brasileira de Biociências 5(2): 567-569.

Handro, W. 1969. Contribuição ao estudo da unidade de dispersão e da plântula da *Andira humilis* Mart. Ex Benth. (Leguminosae-Lotoideae). Academia Brasileira de Ciências 41(2): 189p.

Hume L. 1994. Maternal environment effects on plant growth and germination of two strains of *Thlaspi arvense* L. *International Journal of Plant Sciences* 155: 180–186.

Iossi, E.; Sader, R.; Moro, F.V. & Barbosa, J.C. 2007. Maturação fisiológica de sementes de *Phoenix roebelenii* O'Brien. Revista Brasileira de Sementes 29: 147-154.

Jensen, M. & Eriksen, E.N., 2001. Development of primary dormancy in seeds of *Prunus avium* during maturation. Seed Science and Technology 29(2): 307–320.

Júnior, J.M.B. Maturação, qualidade fisiológica e testes de vigor em sementes de mamona. 2009. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal da Paraíba, Areia.

Kermode, A. R. 1990. Regulatory mechanisms involved in the transition from seed development to germination. Critical Reviews in Plant Sciences 9: 155-195.

Lacerda, L.D.; Araújo, D.S.D.; Cerqueira, R. & Turcq.B. 1984. Restingas: origem, estrutura, processos. Niterói: CEUFF, Universidade Federal Fluminense, 477p.

Lazarotto, M.; Beltrame, R.; Muniz, M.F.B. & Blume, E. 2011. Physiological maturation of *Erythrina crista-galli* L. Ciência Florestal 21(1):9-16.

Lewis, G.P.; Schrire, B.; Mackinder, B. & Block, M. 2005. Legumes of the world. Royal Botanic Gardens, Kew.

Lima, C.F. 2011. Avaliações Ecofisiológicas em sementes de *Caesalpinia pyramidalis* Tul. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal da Paraíba, Areia.

Lima, C.R.; Bruno, R.L.A.; Silva, K.R.G.; Pacheco, V.M.; Alves, E.U. & Andrade, A.P. 2012. Physiological maturity of fruits and seeds of *Poincianella pyramidalis* (Tul.) L.P. Queiroz. Revista Brasileira de Sementes 34(2): 231-240.

Lopes, J.C.; Dias, P.C. & Pereira, M.C. 2005. Maturação fisiológica de sementes de quaresmeira. Pesquisa Agropecuária Brasileira 40(8): 811-816.

Lopes, J. C. & Soares, A. S. 2006. Estudo da maturação de sementes de carvalho vermelho (*Miconia cinnamomifolia* (DC) Nauad). Ciência e Agrotecnologia 30(4): 623-628.

Lopes, J. C.; Matheus, M.L.; Corrêa, N.B. & Silva, D.C. 2008. Germinação de sementes de embiruçu (*Pseudobombax grandiflorum* (Cav.) A. Robyns) em diferentes estádios de maturação e substratos. *Floresta* 38(2): 331-337.

Lopes, S.F.; Oliveira, A.P.; Neves, S.B.; & Schiavini, I. 2010. Dispersão de sementes de uruvalheira (*Platypodium elegans* Vog.) (Fabaceae) em um cerradão, Uberlândia-MG. *Revista Árvore* 34(5): 807-813.

Lorenzi, H. 2002. Árvores Brasileiras: Manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas do Brasil, v.1, 4.ed. Nova Odessa, SP: Instituto Plantarum.

Maguire, J.B. 1962. Speed of germination-aid in selection and evaluation for seedling emergence vigor. *Crop Science* 2(2): 176-177.

Marcos-Filho, J. 2005. Fisiologia de sementes de plantas cultivadas. Piracicaba, SP: Fealq, 495p.

Martins, C.C.; La Bovi, M. & Nakagawa, J. 2007. Qualidade fisiológica de sementes de palmitero-vermelho em função da desidratação e do armazenamento. *Horticultura Brasileira* 25(2): 188-192.

Matheus, M.T.; Lopes, J.C. & Corrêa, N.B. 2011. Maturação fisiológica de sementes de *Erythrina variegata* L. *Ciência Florestal* 21(4): 619-627.

Mattos, N. F. 1979. O Gênero *Andira* Lam. (Leguminosae: Papilionoideae) no Brasil. *Acta Amazônica* 9(241): 66.

Mendes, A. M.; Figueiredo, A. F. & Silva, J.F. 2006. Crescimento e maturação de frutos e sementes de urucum. *Revista Brasileira de Sementes* 28(1): 133-141.

Mendes-Rodrigues, D.O.; Carmo-Oliveira, R.; Talavera, S.; Arista, M.; Ortiz, P. L. & Oliveira, P. E. 2005. Polyembryony and apomixis in *Eriotheca pubescens* (Malvaceae – Bombacoideae). *Plant Biology* 7: 533-540.

Mendes-Rodrigues, C. 2010. Ecologia de espécies poliembriônicas com ênfase no Bioma Cerrado. Tese de Doutorado. Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia.

Menezes-Silva, S.M. 1998. As formações vegetais da planície litorânea da Ilha do Mel, Paraná, Brasil: Composição florística e principais características estruturais. Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas.

Molizane, D.M. 2012. Estabelecimento e superação de dormência em sementes de *Erythrina speciosa* Andrews. Dissertação de Mestrado. Universidade Estadual Paulista, Botucatu.

Nakagawa, J.; Mori, E.S.; Pinto, C.S.; Fernandes, K.H.P.; Seki, M.S. & Meneghetti, R.A. 2010. Maturação e secagem de sementes de *Peltophorum dubium* (Spreng.) Taubert (Canafístula). Revista Árvore 34(1): 49-56.

Pessoa, R. C.; Matsumoto, S. N. Moraes, O. M. Vale, S. R. & Lima, J.M. 2010. Germinação e maturidade fisiológica de sementes de *Piptadenia viridiflora* (Kunth.) Benth relacionadas a estádios de frutificação e conservação pós-colheita. Revista Árvore 34(4): 617-625.

Pennington, R.T & Lima, C. 1995. Two new species of *Andira* from Brazil and the influence of dispersal in determining their distributions. Kew Bulletin 50(3): 557-566.

Pennington, R.T. 1994. The Taxonomy and molecular systematics of *Andira*. D.Phil. Thesis, Oxford University, Oxford, England.

Pennington, R.T. 1996. Molecular and morphological data provide phylogenetic resolution at different hierarchical levels in *Andira*. Systematic Biology 45(4): 496-515.

Pereira, T.S. & Mantovani, W. 2001. Maturação e dispersão de *Miconia cinnamomifolia* (DC.) Naud. na reserva biológica de poço das antas, município de Silva Jardim, RJ, Brasil. Acta Botânica Brasileira 15(3): 335-348.

Piliackas, J.M.; Barbosa, J. M.; Silva Jr, J. L. & Piliackas, V. D. D. 1998. Produção e Germinação de sementes, potencial biótico e dominância de *Drosera Montana*, em área de campo rupestre na região de Adamantina –MG. *Ecossistema* 23(1): 26-30.

Piña-Rodrigues, F.C.M. & Aguiar, I.B. 1993. Maturação e dispersão de sementes. In: Aguiar, I.B.; Piña-Rodrigues, F.C.M.; Figliolia, M.B. (Coords). *Sementes florestais tropicais*, Brasília: ABRATES, p. 215-274.

Piña-Rodrigues, F. C. M. & Piratelli, A. J. 1993. Aspectos ecológicos da produção de sementes. In: Aguiar, I. B.; Piña-Rodrigues, F. C. M.; Figliolia, M.B. (coord.) *Sementes Florestais Tropicais*. Brasília: ABRATES. p. 47 – 81.

Pio Corrêa, M. 1984. *Dicionário de Plantas Úteis do Brasil e das Exóticas Cultivadas*, v.1. Ministério da Agricultura-IBDF, Imprensa Nacional, Rio de Janeiro.

Prudente, C. M. 2005. Produção e germinação de sementes, morfologia de plântulas e regeneração natural de *Tibouchina clavata* (Pers.) Wurdack. (Melastomataceae) em área de restinga degradada pela mineração. 2005. Dissertação de Mestrado. Universidade Estadual “Júlio de Mesquita Filho”- Unesp, Jaboticabal.

Qaderi, M.M.; Cavers, P.B. & Bernards, M.A. 2003. Pre-and post-dispersal factors regulate germination patterns and structural characteristics of Scotch thistle (*Onopordum acanthium*) cypselas. *New Phytologist* 159: 263-278.

Ragagnin, L.; Costa, E.C. & Hoppe, J.M. 1994. Maturação fisiológica de sementes de *Podocarpus lambertii* Klotzsch. *Ciência Florestal* 4(1): 23-41.

Rizzini, C.T. 1963. Nota prévia sobre a divisão fitogeográfica do Brasil. *Revista Brasileira de Geografia* 25(1): 1-64.

Rizzini, C.T. 1970. Inibidores de germinação e crescimento em *Andira humilis* Benth. *Academia Brasileira Ciências* 42: 329-367.

Rodrigues, M. A; Paoli, A.A.S.; Barbosa, J.M.; Barbosa, L.M. & Santos-Junior, N.A. 2007. Caracterização de aspectos do potencial biótico (Capacidade reprodutiva) de espécies importantes para a recuperação de áreas degradadas de restinga. *Revista Brasileira de Biociências* 5(1): 633-635.

Sanhewe; A.J. & Ellis, R.H. 1996. Seed development and maturation in *Phaseolus vulgaris* I. Ability to germinate and to tolerate desiccation. *Journal of Experimental Botany* 47(300): 949-958

Santana, D.G. & Ranal, M.A. 2004. Análise da germinação: um enfoque estatístico. Universidade de Brasília. Brasília, DF, 248p.

Santos, M. B. 2007. Dinâmica da regeneração de clareiras naturais da Floresta de Restinga da Ilha do Cardoso, Cananéia, SP. Dissertação de Mestrado. Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”- Esalq, Piracicaba.

Santos-Junior, N. A. 2005. Dinâmica da colonização natural em encostas degradadas da serra do mar, ecofisiologia e produção de mudas das espécies, como subsídio à recuperação florestal. Tese de Doutorado. Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita” – UNESP, Rio Claro.

Silva, L.M.M. 2002. Maturação fisiológica de sementes de *Cnidoscopus phyllacanthus* Pax & K. Hoffm. Tese de Doutorado. Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita” – UNESP, Jaboticabal.

Silva, S.L.C.; Borba, H.R.; Bonfim, T.C.B.; Carvalho, M.G.; Cavalcanti, H.L. & Barbosa, C.G. 2003. Ação anti-helmíntica de extratos brutos de *Andira anthelmia* (Vell.) Macbr. e *Andira fraxinifolia* Benth., em camundongos naturalmente infectados por *Vampirolepis nana* e *Aspiculuris tetraptera*. *Parasitología Latinoamericana* 58(23): 29.

Silva, L.J.; Dias, D. C. F.; Milagres, C.C. & Dias, L.A.S. 2012. Relationship between maturation physiological quality of physic nut (*Jatropha curcas* L.) seeds. *Ciência Agrotécnica* 36(1): 39-44.

Wills, R.; Mcglasson, B.; Graham, D. & Joyce, D. 1998. Introducción a la fisiología y manipulación poscosecha de frutas, hortalizas y plantas ornamentales. Tradução de J.B. Gonzáles. 2.ed. Zaragoza: Acribia, 240p.

Xiaoxia, Q.U.; Baskin, J. M.; Baskin, C.C. 2010. Whole-seed development in *Sicyos angulatus* (Cucurbitaceae, Sicyeae) and a comparison with the development of water-impermeable seeds in five other families. *Plant Species Biology* 25(3): 185-192.