

**ALTERAÇÕES FISIOLÓGICAS E BIOQUÍMICAS DURANTE O  
ARMAZENAMENTO DE SEMENTES DE ESPÉCIES NATIVAS DA  
MATA ATLÂNTICA AMEAÇADAS DE EXTINÇÃO**

**KARIANE RODRIGUES DE SOUSA**

**UNIVERSIDADE ESTADUAL DO NORTE FLUMINENSE  
DARCY RIBEIRO - UENF**

**CAMPOS DOS GOYTACAZES - RJ  
MARÇO - 2014**

ALTERAÇÕES FISIOLÓGICAS E BIOQUÍMICAS DURANTE O  
ARMAZENAMENTO DE SEMENTES DE ESPÉCIES NATIVAS DA  
MATA ATLÂNTICA AMEAÇADAS DE EXTINÇÃO

**KARIANE RODRIGUES DE SOUSA**

“Dissertação apresentada ao Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, como parte das exigências para obtenção do título de Mestre em Produção Vegetal”.

Orientadora: Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Claudete Santa Catarina

CAMPOS DOS GOYTACAZES - RJ  
MARÇO - 2014

## FICHA CATALOGRÁFICA

Preparada pela Biblioteca do CCTA / UENF 054/2014

Sousa, Kariane Rodrigues de

Alterações fisiológicas e bioquímicas durante o armazenamento de sementes de espécies nativas da Mata Atlântica ameaçadas de extinção / Kariane Rodrigues de Sousa. – 2014.

102 f.

Orientador: Claudete Santa Catarina.

Dissertação (Mestrado - Produção Vegetal) – Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias. Campos dos Goytacazes, RJ, 2014.

Bibliografia: f. 72 – 90.

1. Aminoácidos 2. Carboidratos 3. Poliaminas 4. *Cariniana legalis* 5. *Cedrela fissilis* 6. *Dalbergia nigra* I. Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias. II. Título.

CDD – 634.9562

ALTERAÇÕES FISIOLÓGICAS E BIOQUÍMICAS DURANTE O  
ARMAZENAMENTO DE SEMENTES DE ESPÉCIES NATIVAS DA  
MATA ATLÂNTICA AMEAÇADAS DE EXTINÇÃO

**KARIANE RODRIGUES DE SOUSA**

"Dissertação apresentada ao Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, como parte das exigências para obtenção do título de Mestre em Produção Vegetal".

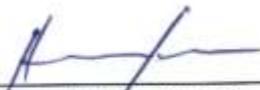
Aprovada em 13 de Março de 2014.

Comissão Examinadora:



---

Prof.<sup>a</sup> Deborah Guerra Barroso (D. Sc. Produção Vegetal) - UENF



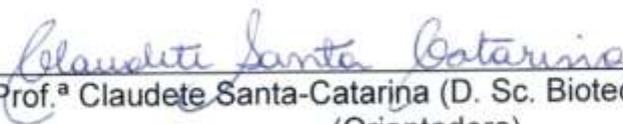
---

Prof. Henrique Duarte Vieira (D. Sc. Produção Vegetal) - UENF



---

Prof. Flávio Couto Cordeiro (D. Sc. Biotecnologia) - UFRJ



---

Prof.<sup>a</sup> Claudete Santa-Catarina (D. Sc. Biotecnologia) - UENF  
(Orientadora)

## **Dedico**

A Deus que me abençoa e a quem só tenho a agradecer por tudo;  
Aos meus pais, Ivo e Raimunda e ao meu irmão Tiago, presentes de Deus  
na minha vida e que sem eles nada faria sentido;  
Aos meus amigos.

## **AGRADECIMENTOS**

À minha orientadora, Professora Claudete, que foi mais do que uma orientadora e que tenho tanto a agradecer, pela confiança, pela paciência, pelas explicações e pela ajuda na realização desse trabalho e por todo o conhecimento transmitido ao longo dessa jornada;

Ao professor Vanildo Silveira (LBT/CBB/UENF) pela ajuda e pelo apoio no desenvolvimento desse trabalho;

À professora Eny Iochevet Segal Floh, do Laboratório de Biologia Celular de Plantas (BIOCEL-USP), pela hospitalidade e por abrir as portas do seu laboratório para que eu pudesse fazer as análises bioquímicas;

Aos meus amigos do grupo de pesquisa em Biotecnologia Vegetal do Laboratório de Biologia Celular e Tecidual (LBCT/CBB/UENF) e Laboratório de Biotecnologia (LBT/CBB/UENF), que são tão especiais e moram no meu coração e que sem a ajuda, esse trabalho não teria sido concluído. É uma honra trabalhar com profissionais como vocês, agradeço todo dia a Deus por ter vocês na minha vida. Vocês são parte da minha família!

Ao meu grande amigo Victor pela irmandade, por me aguentar e estar sempre comigo nessa caminhada;

Aos colegas Lucas e Ricardo pela amizade e ajuda nas análises bioquímicas;

Ao professor Cláudio Luiz Melo de Souza (LEAG/CCTA/UENF), a Ellen e ao primo Willian pela amizade e ajuda nas análises estatísticas;

À professora Deborah Guerra Barroso (FIT/CCTA/UENF), por me ceder um espaço

na casa de vegetação para realização do experimento;

Ao meu amigo Bruno e à técnica Amanda (BIOCEL/IB/USP), pela amizade, paciência e ajuda no HPLC nas análises bioquímicas,

Aos meus amigos de pós-graduação Mariá, Bianca, Jackellinne, Milene, Amanda, Daniele, Lígia, Renata, Isabela, Taiane pela amizade e ajuda em todas as horas;

À professora Lúcia Betânia da Silva Andrade, pela amizade, pelo carinho e pelos ensinamentos essenciais até minha chegada ao mestrado;

Aos meus amigos que me acompanharam na jornada até o mestrado Lidiane, Ariana, Evelyne, Jardel, Ricardo, Livânia, Ellen e lane que estão comigo mesmo com a distância;

A toda a minha família e amigos que torceram por mim;

A UENF, pela oportunidade de realizar o curso de pós-graduação;

A CAPES, pela concessão de bolsa;

Por fim, o mais importante:

Aos meus pais, Ivo e Raimunda, pelo amor, pelo carinho, pela paciência, pelo apoio constante, pelo exemplo de vida, pela compreensão da ausência e pelo incentivo sempre, são meu maior tesouro e presente de Deus. Amo vocês!

A Deus pela força e permissão de mais uma etapa vencida. Por nunca me abandonar e sempre colocar pessoas boas no meu caminho e por todo dia me conceder a vida e a família maravilhosa que tenho que abrange tanto o lado profissional e pessoal.

"Quem caminha sozinho pode até chegar mais rápido, mas aquele que vai acompanhado, com certeza vai mais longe" (Clarice Lispector)

Muito obrigada a todos!!!

## SUMÁRIO

LISTA DE TABELAS .....	vii
LISTA DE FIGURAS .....	viii
RESUMO .....	x
ABSTRACT .....	xii
1. INTRODUÇÃO .....	1
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA .....	5
2.1. Mata Atlântica .....	5
2.2. Características das espécies estudadas .....	7
2.2.1. <i>C. fissilis</i> (Vell.) .....	7
2.2.2. <i>D. nigra</i> (Vell.) Allemão ex Benth. ....	10
2.2.3. <i>C. legalis</i> (Martius) O. Kuntze .....	12
2.3. Sementes ortodoxas e recalcitrantes .....	13
2.4. Armazenamento de sementes .....	16
2.5. Alterações bioquímicas em sementes .....	20
2.5.1. Poliaminas (PAs) .....	21
2.5.2. Carboidratos .....	22

2.5.3. Aminoácidos.....	24
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	26
3.1. Material vegetal.....	26
3.2. Condições de armazenamento das sementes .....	26
3.3. Determinação da massa fresca (MF) e massa seca (MS) .....	27
3.4. Análise da emergência das plântulas.....	27
3.5. Análises bioquímicas .....	29
3.5.1. Poliaminas (PAs) livres .....	29
3.5.2. Carboidratos.....	30
3.5.3. Aminoácidos.....	31
3.6. Análise estatística .....	32
4. RESULTADOS .....	33
5. DISCUSSÃO.....	55
6. RESUMO E CONCLUSÕES.....	71
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	72
8. APÊNDICES .....	91

## LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Dados de temperatura (°C) e umidade relativa (%) registrados na casa de vegetação das espécies <i>C. fissilis</i> , <i>D. nigra</i> e <i>C. legalis</i> antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.....	28
Tabela 2: Valores de MF e MS em sementes de <i>C. fissilis</i> , <i>D. nigra</i> e <i>C. legalis</i> , antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.....	35
Tabela 3: Teor de água (%) em sementes de <i>C. fissilis</i> , <i>D. nigra</i> e <i>C. legalis</i> antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.....	36
Tabela 4: Emergência (%) de plântulas de <i>C. fissilis</i> , <i>D. nigra</i> e <i>C. legalis</i> antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.....	38
Tabela 5: Índice de velocidade de emergência (IVE) de plântulas de <i>C. fissilis</i> , <i>D. nigra</i> e <i>C. legalis</i> em sementes antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.....	39
Tabela 6: Teor (mg g <sup>-1</sup> de MF) de carboidratos em sementes de <i>C. fissilis</i> , <i>D. nigra</i> e <i>C. legalis</i> antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.....	41
Tabela 7: Teor (µg g <sup>-1</sup> de MF) de Put, Spd e Spm, PAs totais e razão das PAs [Put/(Spd+Spm)] em sementes de <i>C. fissilis</i> , <i>D. nigra</i> e <i>C. legalis</i> antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.....	45
Tabela 8: Teor (µg g <sup>-1</sup> de MF) de aminoácidos em sementes de <i>C. fissilis</i> , <i>D. nigra</i> e <i>C. legalis</i> em diferentes períodos de armazenamento.....	53

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Mapa da distribuição de <i>C. fissilis</i> no Brasil.....	8
Figura 2: Mapa da distribuição de <i>D. nigra</i> no Brasil.....	10
Figura 3: Mapa da distribuição de <i>C. legalis</i> no Brasil.....	12
Figura 4: Valores ( $\text{mg g}^{-1}$ ) de MF (A) e MS (B) em sementes de <i>C. fissilis</i> (◆), <i>D. nigra</i> (●) e <i>C. legalis</i> (▲) antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.....	34
Figura 5: Teor de água (%) em sementes de <i>C. fissilis</i> (◆), <i>D. nigra</i> (●) e <i>C. legalis</i> (▲) antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.....	35
Figura 6: Emergência (%) de plântulas de <i>C. fissilis</i> (◆), <i>D. nigra</i> (●) e <i>C. legalis</i> (▲) antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.....	37
Figura 7: Índice de velocidade de emergência (IVE) de plântulas de <i>C. fissilis</i> (◆), <i>D. nigra</i> (●) e <i>C. legalis</i> (▲) antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.....	38
Figura 8: Teor ( $\text{mg g}^{-1}$ de MF) de sacarose (A), glicose (B) e frutose (C) em sementes de <i>C. fissilis</i> (◆), <i>D. nigra</i> (●) e <i>C. legalis</i> (▲) antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.....	40
Figura 9: Teor ( $\mu\text{g g}^{-1}$ de MF) de PAs Put (A), Spd (B) e Spm (C) em sementes de <i>C. fissilis</i> (◆), <i>D. nigra</i> (●) e <i>C. legalis</i> (▲) antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.....	42

Figura 10: Razão entre PAs Put/(Spd+Spm) (A) e teor ( $\mu\text{g g}^{-1}$ de MF) de PAs livres totais (B) em sementes de <i>C. fissilis</i> (◆), <i>D. nigra</i> (●) e <i>C. legalis</i> (▲) antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.....	43
Figura 11: Teor ( $\mu\text{g g}^{-1}$ de MF) de Citrulina (A), Alanina (B), Ácido aspártico (C), Glutamina (D), Lisina (E), Fenilalanina (F) e Ornitina (G) em sementes de <i>C. fissilis</i> (◆), <i>D. nigra</i> (●) e <i>C. legalis</i> (▲) antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.....	49
Figura 12: Teor ( $\mu\text{g g}^{-1}$ de MF) de Serina (A), Leucina (B), Tirosina (C), Histidina (D), Valina (E), Isoleucina (F) e Treonina (G) em sementes de <i>C. fissilis</i> (◆), <i>D. nigra</i> (●) e <i>C. legalis</i> (▲) antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.....	50
Figura 13: Teor ( $\mu\text{g g}^{-1}$ de MF) de Arginina (A), Ácido glutâmico (B), Asparagina (C), Ácido $\gamma$ -aminobutírico (D), Metionina (E), Triptofano (F) e Glicina (G) em sementes de <i>C. fissilis</i> (◆), <i>D. nigra</i> (●) e <i>C. legalis</i> (▲) antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.....	51

## RESUMO

SOUSA, Kariane Rodrigues de. M.Sc. Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. Março de 2014. Alterações fisiológicas e bioquímicas durante o armazenamento de sementes de espécies nativas da Mata Atlântica ameaçadas de extinção. Orientadora: Dr<sup>a</sup>. Claudete Santa Catarina.

As espécies *Cedrela fissilis*, *Dalbergia nigra* e *Cariniana legalis* são arbóreas nativas da Mata Atlântica. Devido à importância econômica para a produção de madeira, estas espécies foram intensamente exploradas, e atualmente, encontram-se ameaçadas de extinção. Adicionalmente, estas espécies produzem sementes que apresentam baixa viabilidade quando armazenadas por longos períodos. Neste sentido, este trabalho teve como objetivo estudar o efeito do armazenamento de sementes na emergência de plântulas e as alterações bioquímicas nos teores de carboidratos, poliaminas (PAs) e aminoácidos em sementes de *C. fissilis*, *D. nigra* e *C. legalis*. Sementes das três espécies foram armazenadas em embalagem plástica e mantidas sob refrigeração a 4°C (geladeira). Amostras no tempo 0 (quando as sementes foram obtidas) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento foram coletadas para a determinação de massa fresca (MF), massa seca (MS), teor de água (%), emergência das plântulas (%), índice de velocidade de emergência (IVE), e análise do teor de carboidratos, PAs e aminoácidos. Para obtenção da MF, MS e teor de água, as sementes foram desidratadas em estufa a  $105 \pm 3^\circ \text{C}$  por 24 h. Para análise de emergência das plântulas, as sementes foram semeadas em tubetes contendo substrato florestal e mantidas em casa de vegetação. A

identificação e a quantificação de carboidratos, PAs e aminoácidos foram realizadas por cromatografia líquida de alta performance (HPLC). Os valores de MF e MS das sementes das três espécies foram afetados pelo tempo de armazenamento. Entretanto, o teor de água reduziu apenas para as sementes de *C. fissilis*. A emergência das plântulas e IVE para as três espécies em estudos reduziram significativamente durante o armazenamento das sementes, com maior redução para sementes de *C. legalis* (71%) e menor para *C. fissilis* (32%). Sementes de *C. legalis* apresentaram os carboidratos glicose e frutose além da sacarose, sugerindo que estes monossacarídeos podem estar associados à maior redução da emergência das plântulas. Observou-se maior teor de Put em sementes de *C. legalis*, levando a uma maior razão de PAs [Put/(Spd+Spm)] comparativamente às sementes de *C. fissilis*, indicando que a Put pode estar associada com deterioração das sementes em *C. legalis*. Sementes de *C. legalis* apresentaram alterações significativas para a maioria dos aminoácidos analisados (16 aminoácidos dentre 21 analisados), enquanto para *C. fissilis* verificou-se menores alterações (6 aminoácidos dentre 21 analisados), sugerindo o envolvimento destas alterações no teor de aminoácidos com a redução do potencial germinativo em sementes de *C. legalis*. Sugere-se que a presença de glicose e frutose, o maior teor de Put e as alterações significativas no teor da maioria dos aminoácidos analisados observados em sementes de *C. legalis* podem estar associados com a maior deterioração destas sementes, resultando na maior redução da emergência das plântulas comparativamente com sementes de *C. fissilis*.

**Palavras-chave:** aminoácidos, carboidratos, *Cariniana legalis*, *Cedrela fissilis*, *Dalbergia nigra*, germinação, poliaminas.

## ABSTRACT

SOUSA, Kariane Rodrigues de. M.Sc. Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. March, 2014. Physiological and biochemical changes during seeds storage of endangered native species from Mata Atlântica. Advisor: Dr<sup>a</sup>. Claudete Santa Catarina.

*Cedrela fissilis*, *Dalbergia nigra* and *Cariniana legalis* are native trees of the Mata Atlântica. Due to their economic importance for wood production, these species were exploited, and nowadays, are endangered. They produce seeds that exhibit low viability when stored for long periods. Thus, this work aimed to study the effect of seeds storage on seedling emergence and biochemical changes in the content of carbohydrates, polyamines (PAs) and amino acids in seeds of *C. fissilis*, *D. nigra* and *C. legalis*. For this, seeds of the three species were stored in plastic bags and maintained under refrigeration at 4°C (refrigerator). Samples at time 0 (when seeds were obtained) and after 1, 3, 6 and 12 months of storage were collected for determination of fresh mass (FM), dry mass (DM), water content (%), seedling emergence (%), emergence speed index (ESI) and content of carbohydrates, PAs and amino acids. To obtain FM, DM and water content, the seeds were dehydrated at  $105 \pm 3^{\circ}\text{C}$  for 24 h. For seedling emergence analysis, seeds were sown in plastic tubes containing forest substrate and maintained in greenhouse. Identification and quantification of carbohydrates, PAs and amino acids were performed by high performance liquid chromatography (HPLC). The values of FM and DM of the seeds from the species were affected by the time of storage. However, the water content

significantly reduced only to *C. fissilis*. Seedling emergence and ESI for the three species studied significantly reduced during seed storage, with greater reduction in seedling emergence for seeds of *C. legalis* (71%) and lowest for *C. fissilis* (32%). Seeds of *C. legalis* presented the carbohydrates glucose, fructose besides sucrose, suggesting that the presence of this monosaccharides could be associated with greater reduction in seedling emergence. A higher content of Put in *C. legalis* seeds was observed, which resulted in the greater ratio of PAs [Put/(Spd+Spm)] compared to *C. fissilis*, indicating that Put may be associated with deterioration of *C. legalis*, seeds *C. legalis* seeds showed significant changes for most of the amino acids analyzed (16 amino acids among 21 analyzed), while for *C. fissilis* there was minor changes (6 amino acids among 21 analyzed), suggesting the involvement of these alterations in the amino acids contents with the reduction in germination potential of *C. legalis* seeds. Thus, it is suggested that the presence of glucose and fructose, the highest Put content and the significant changes in the content of most amino acids observed in *C. legalis* seeds could be associated with higher deterioration of seeds from these species, resulting in a greater reduction in seedling emergence when compared to the seeds of *C. fissilis*.

Keywords: amino acids, carbohydrates, *Cariniana legalis*, *Cedrela fissilis*, *Dalbergia nigra*, germination, polyamines.

## 1. INTRODUÇÃO

A Mata Atlântica percorria, originalmente, todo o litoral brasileiro, pela sua região costeira. Estendia-se do Rio Grande do Norte até o Rio Grande do Sul, apresentando diferentes formas de relevo. Desde o início da colonização do Brasil, esse bioma tem passado por diversas modificações de conversão de florestas para outros usos, principalmente pela exploração desordenada da madeira, podendo-se observar, atualmente, um cenário de elevada fragmentação e destruição, ameaçando a biodiversidade (Lewinsohn, 2001; SOS Mata Atlântica, 2012). Atualmente, restam menos de 7,9% de remanescentes florestais acima de 100 hectares (SOS Mata Atlântica, 2012).

Embora tenha esta intensa redução na sua área, este bioma ainda possui uma grande diversidade de espécies, sendo classificado como *hotspot* mundial para a conservação da biodiversidade (Myers et al., 2000). Muitas espécies da Mata Atlântica, especialmente as arbóreas de interesse econômico para produção de madeira, encontram-se ameaçadas de extinção devido ao intenso extrativismo sem reposição (IBAMA, 2008; Martinelli e Moraes, 2013). Além dos fatores antrópicos, a carência de informações sobre a biologia reprodutiva e fisiologia do desenvolvimento, a floração esporádica e a baixa viabilidade das sementes de algumas espécies, em especial as arbóreas, representam obstáculos para a regeneração natural e produção de mudas para programas de reflorestamento neste bioma.

A necessidade de utilização de sementes viáveis para atender aos programas de conservação e de produção florestal levou ao aumento do número de estudos sobre a classificação fisiológica das sementes de espécies arbóreas nativas quanto à capacidade de armazenamento (Carvalho et al., 2006; Carvalho 2008; Aguiar et al., 2010; Antunes, 2010; Corte et al., 2010). Esses estudos possibilitaram o desenvolvimento de condições de armazenamento adequadas para algumas espécies, além da elaboração de programas para a conservação de germoplasma. No entanto, diante da grande diversidade de espécies nas florestas tropicais, os estudos ainda são insipientes, principalmente os relacionados ao comportamento das sementes no armazenamento (Davide et al., 2003).

Dentre as espécies arbóreas nativas que ocorrem nesse bioma, *Cedrela fissilis* (Vell.), *Dalbergia nigra* (Vell.) Alemao ex Benth e *Cariniana legalis* (Martius) O. Kuntze merecem atenção pelo elevado potencial de uso na recuperação de áreas degradadas e pelo potencial econômico (Carvalho, 2003). *C. fissilis* é popularmente conhecida como cedro, pertence à família Meliaceae. Sua madeira nobre, sendo parecida com a do mogno (*Swietenia macrophylla*), foi uma das madeiras mais exportadas no Brasil no século XX (Carvalho, 2003), e atualmente encontra-se ameaçada de extinção na categoria em perigo (IUCN, 2014). *D. nigra* é popularmente conhecida como jacarandá-da-bahia, pertence à família Fabaceae, subfamília Papilionoideae (Carvalho, 2003). Apresenta madeira para interesse comercial, sendo esta espécie conhecida comercialmente há mais de trezentos anos por ser a mais valiosa das espécies madeireiras que ocorrem no Brasil. Devido à intensa exploração, encontra-se atualmente ameaçada de extinção na categoria vulnerável (IUCN, 2014). *C. legalis* é popularmente conhecida como jequitibá-rosa, pertencente à família Lecythidaceae. Esta espécie foi intensamente explorada para produção de madeira, e atualmente, encontra-se ameaçada de extinção na categoria vulnerável (IUCN, 2014).

As sementes representam a estrutura básica de propagação para a maioria das espécies, e também preservação do seu reservatório genético, sendo classificadas inicialmente por Roberts (1973) em ortodoxas e recalcitrantes, e mais tarde, por Ellis et al. (1990), em intermediárias. Essa classificação está baseada no grau de dessecação e na temperatura que cada semente tolera e que permite sua germinação e obtenção de plântulas normais (Roberts, 1973; Ellis et al., 1990; Hong

e Ellis, 1996). *C. fissilis* possui sementes ortodoxas (Carvalho et al., 2006), assim como *D. nigra* (Aguiar et al., 2010). Por outro lado, para as sementes de *C. legalis* existem dados controversos na literatura, que classificam as sementes como recalcitrantes (Rêgo, 2002) e mais recentemente, Abrel (2009) mostrou que as sementes desta espécie apresentaram comportamento ortodoxo por tolerar a desidratação e as temperaturas inferiores à zero. Adicionalmente, informações sobre a viabilidade das sementes destas espécies durante o armazenamento e a composição bioquímica durante este armazenamento são escassas na literatura.

Uma série de eventos físicos, fisiológicos, bioquímicos e morfológicos ocorre durante a germinação, no sentido de desenvolver o embrião em uma plântula (Borghetti, 2000; Ferreira e Borghetti, 2004; Marcos filho, 2005). As substâncias de reserva das sementes, como carboidratos, lipídios e proteínas, que são armazenadas durante os últimos estágios de formação das sementes, são consideradas as principais reservas das sementes (Suda e Giorgini 2000, Lima et al. 2008), e serão mobilizadas durante a germinação para o crescimento da plântula, até o seu fotoautotofismo (Pritchard et al., 2002). A proporção da composição pode variar de espécie para espécie e até entre espécies de uma mesma família (Borges e Rena, 1993; Bewley e Black, 1994). Estas reservas são utilizadas pelo embrião como fonte de energia e substrato para estruturas celulares durante o processo germinativo (Pontes et al., 2002). A utilização dessas substâncias armazenadas para promover o crescimento do eixo embrionário depende da embebição e da ação de enzimas, algumas delas já presentes nas células desidratadas da semente, e necessitam ser reativadas, enquanto outras são sintetizadas durante o processo germinativo (Baskin e Baskin, 2001; Carvalho e Nakagawa, 2000).

Alguns estudos têm mostrado alterações no conteúdo endógeno de aminoácidos, proteínas e perfil proteico, carboidratos e hormônios de crescimento vegetal como auxinas, ácido abscísico (ABA) e poliaminas (PAs) durante o desenvolvimento das sementes e a germinação das espécies arbóreas (Mapelli et al., 2001; Silveira et al., 2004; Santa-Catarina et al., 2006; Dias et al., 2009; Balbuena et al., 2009; Ferreira et al., 2009; Carrijo et al., 2010; Balbuena et al., 2011; Pieruzzi et al., 2011). Entretanto, informações disponíveis sobre modificações bioquímicas durante o armazenamento de sementes são insipientes

na literatura. Neste contexto, estudos sobre alterações de carboidratos, poliaminas e aminoácidos podem auxiliar a entender as suas funções no processo de manutenção ou perda de viabilidade de sementes de espécies arbóreas durante o seu armazenamento.

O presente estudo é pioneiro no grupo de Biotecnologia Vegetal da UENF. O objetivo deste trabalho foi estudar o efeito do armazenamento de sementes na emergência de plântulas e nas alterações bioquímicas nos teores de aminoácidos, carboidratos e PAs, em sementes de *C. fissilis*, *D. nigra*, e *C. legalis*, espécies arbóreas nativas da Mata Atlântica. Para tanto, os objetivos específicos foram: a) avaliar a percentagem de emergência e o índice de velocidade de emergência (IVE) das plântulas em sementes das espécies durante o armazenamento; b) analisar o teor endógeno de aminoácidos, carboidratos e PAs em sementes das espécies durante o armazenamento; c) Estabelecer estudos comparativos das alterações entre aminoácidos, carboidratos e PAs em diferentes espécies nativas.

## 2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

### 2.1 Mata Atlântica

A Mata Atlântica é representada por vários tipos de vegetação, distribuídos em três países da América do Sul: Brasil, Argentina e Paraguai (Câmara 2005; Valdez e D'elfa, 2013). No Brasil, originalmente percorria todo o litoral brasileiro, apresentando diferentes formas de relevo, paisagens e características climáticas diversas. Ocupava uma área de 1,3 milhões km<sup>2</sup> do território brasileiro, e tratava-se da segunda maior floresta tropical úmida do Brasil, só comparável à Floresta Amazônica (Morellato e Haddad, 2000; Lewinsohn, 2001; Peixoto et al., 2004; SOS Mata Atlântica, 2012). Sua área de cobertura inclui em seu domínio a Floresta Ombrófila Densa, Floresta Ombrófila Mista, Floresta Ombrófila Aberta, Floresta Estacional Semidecidual, Floresta Estacional Decidual, sendo essas as principais fitofisionomias (Fundação SOS Mata Atlântica, 2010).

Os desmatamentos, tanto para fins agropecuários como para extração de matéria-prima com finalidade de suprir as necessidades da indústria, em especial a madeira, têm causado grande pressão sobre os recursos florestais ao longo dos anos (Sena e Gariglio, 2008). Neste sentido, uma longa história de exploração dos recursos naturais como, a expansão da agricultura, a intensa e seletiva extração de madeira, o turismo e o crescimento populacional de maneira não sustentável, contribuiu para que a Mata Atlântica se tornasse um dos ecossistemas mais devastados e ameaçados do planeta (Myers et al., 2000; Galindo-Leal et al., 2005; Ribeiro et al., 2009). Este ecossistema é considerado um *hotspot* mundial para a

conservação da biodiversidade, em virtude da sua riqueza biológica em número de espécies animais e vegetais que ocorrem em seus domínios, sobretudo endêmicas, e a rápida redução de extensão que vem sofrendo ao longo dos anos (Myers et al., 2000). Estima-se que o bioma possui, aproximadamente, 20.000 espécies de plantas vasculares, e destas, aproximadamente 45% são endêmicas (Fundação SOS Mata Atlântica, 2012). Atualmente, do bioma original restam menos de 7,9% de remanescentes florestais acima de 100 ha e 11,4% de fragmentos acima de 3 ha, o que mostra uma drástica redução na cobertura vegetal natural, resultando em uma paisagem altamente fragmentada (Morellato e Haddad, 2000; Galindo-Leal e Câmara, 2005; Fundação SOS Mata Atlântica, 2010).

O crescimento lento de várias espécies nativas como as arbóreas é outro fator limitante à propagação comercial em viveiros (Carvalho, 1998). Contudo, existe uma forte demanda social e científica pela conservação das florestas e recuperação de áreas degradadas. Nos últimos anos, esses fatores vêm fortalecendo as políticas ambientais para um aumento na demanda de sementes e mudas de espécies nativas que constituem insumo básico nos programas de recuperação ou conservação de ecossistemas, melhoramento vegetal e biotecnologia (Carvalho et al., 2006; Sarmiento e Villela, 2010).

A necessidade de sementes viáveis para atender os programas de conservação e produção florestal levou ao aumento nas pesquisas relacionadas à classificação fisiológica de sementes de espécies florestais quanto à capacidade de armazenamento (Davide et al., 2003), e recentemente, foram descritas as regras para análise de algumas sementes (RAS) de plantas arbóreas (Brasília, 2013).

## **2.2. Características das espécies estudadas**

Várias são as espécies arbóreas da Mata Atlântica, que devido à sua importância econômica, encontram-se atualmente ameaçadas de extinção em diferentes categorias, de acordo com a International Union for Conservation of Nature (IUCN) (IUCN, 2014). Dentre as espécies, destacam-se a *Cedrela fissilis*, *Dalbergia nigra* e *Cariniana legalis*, espécies alvo da pesquisa.

### **2.2.1. *C. fissilis* (Vell.)**

A espécie *C. fissilis*, pertencente à família Meliaceae, é conhecida popularmente como cedro ou cedro rosa. É uma espécie secundária tardia ou clímax, exigente de luz (Rodrigues et al., 2003), sendo comumente encontrada na Floresta Ombrófila Densa Submontana da Mata Atlântica, e nas formações Montana e Submontana e Floresta Ombrófila Densa da Floresta Amazônica. Esta espécie apresenta ampla distribuição no Brasil, de ocorrência nos Estados de Alagoas, Amazonas, Bahia, Espírito Santo, Goiás, Maranhão, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais, Pará, Paraná, Paraíba, Pernambuco, Piauí, Rio de Janeiro, Rio Grande do Sul, Santa Catarina, Rondônia, Sergipe, São Paulo, Tocantins e Distrito Federal (Fig. 1) (Carvalho, 2003).



Figura 1: Mapa da distribuição de *C. fissilis* no Brasil. Os pontos verdes indicam os locais de ocorrência natural desta espécie. Fonte: Carvalho (2003).

Esta espécie é uma árvore caducifólia. Apresenta tronco cilíndrico, reto ou pouco tortuoso, com fuste de até 15 m (Carvalho, 2003). A copa é alta e em forma de corimbo, o que a torna muito típica (Lorenzi, 2002).

Segundo Paula e Alves (1997) e Lorenzi (2002), sua madeira varia de leve a moderadamente densa, macia ao corte e durável em ambiente seco. Entre as madeiras leves, o cedro é a que possibilita o uso mais diversificado possível, superado somente pela madeira do pinheiro do paraná (*Araucaria angustifolia*) com resistência moderada ao ataque de organismos xilófagos. Dentre as espécies florestais, *C. fissilis*  uma espécie fornecedora de madeira nobre, estando entre as madeiras mais exportadas no Brasil na década de 70 (Bruce, 1976), sendo parecida com a do mogno (*S. macrophylla*). Dentre outras utilidades, a espécie é usada para a fabricação de móveis e na construção civil em geral (Carvalho, 2003). Além disso, é produtora de óleo essencial com propriedades inseticidas, sendo sua casca usada na medicina popular (Castro-Coitinho et al, 2006; Maia et al., 2000).

Os períodos de floração e frutificação apresentam variação entre os locais de ocorrência. O processo reprodutivo ocorre entre dez e quinze anos de idade

(Pinheiro et al., 1990) e o florescimento desta espécie acontece normalmente entre os meses de setembro a novembro, ocorrendo o amadurecimento dos frutos entre junho a julho (Carvalho, 2003). O fruto é do tipo cápsula piriforme deiscente, septífraga, abrindo-se até mais da metade por cinco valvas longitudinais, lenhosas, espessas e rugosas, marrom-escuras, com lenticelas claras, com aproximadamente 30 a 100 sementes por fruto. A dispersão se dá pela queda das sementes no solo, dentro do fruto ou por anemocoria (Alcántara et al., 1997). As sementes são ortodoxas, entretanto se armazenadas em condições ambientais perdem gradativamente a viabilidade com o tempo (Corvello et al., 1999), e quando armazenadas em câmara fria elas podem manter a viabilidade por até 3 anos (Alcalay, 1990; Pinã-Rodrigues, 1992; Carvalho, 2003). A espécie é recomendada para programas de reflorestamento ambiental para recuperação de áreas degradadas em sua área de ocorrência natural (Martins, 2005).

Esta espécie sofre com o ataque de *Hypsipyla grandella*, conhecida como broca do cedro, que ataca suas gemas apicais através de perfurações feitas por suas larvas, implicando no desenvolvimento de plantas jovens com muitos ramos laterais deformes, resultando em menor tamanho de fuste, o que prejudica o estabelecimento da planta no campo, podendo levar o indivíduo a morte. Este problema é o maior desafio à cultura do cedro, tanto em viveiros como na regeneração natural (Lorenzi, 2002; Carvalho, 2003). Segundo Figliolia et al. (1988), como estratégia natural de defesa, a espécie não ocorre em formações homogêneas na mata, ficando restrita a uma média de um indivíduo a cada três ha, exibindo uma baixa densidade populacional nos remanescentes naturais, o que contribui para o desaparecimento rápido de indivíduos adultos devido à ação antrópica.

Devido à intensa exploração da madeira, a espécie encontra-se em risco de extinção na categoria em perigo, caracterizada por espécies que sofreram redução de 50% de indivíduos adultos nos últimos dez anos ou que esta redução está projetada para os próximos dez anos, com probabilidade de redução de pelo menos 20% dos indivíduos adultos em cinco anos (IUCN, 2014).

### 2.2.2. *D. nigra* (Vell.) Allemao ex Benth.

A espécie *D. nigra*, pertencente à família Fabaceae (Papilionoideae) é conhecida popularmente como jacarandá-da-bahia. É uma espécie com características secundária tardia e exclusiva da Floresta Ombrófila Densa Submontana da Mata Atlântica. Esta espécie apresenta ocorrência mais restrita no Brasil, sendo observada nos Estados da Bahia, Espírito Santo, Minas Gerais, Rio de Janeiro e São Paulo (Fig. 2) (Carvalho, 2003).



Figura 2: Mapa da distribuição de *D. nigra* no Brasil. Os pontos verdes indicam os locais de ocorrência natural desta espécie. Fonte: Carvalho (2003).

Esta espécie é semi-heliófila, tolerando sombreamento leve a moderado na fase juvenil, e semicaducifólia (Leão e Vinha, 1975). Sua madeira é densa, bastante durável e resistente ao ataque de organismos xilófagos. Possui tronco tortuoso e irregular e fuste com até 10 m de comprimento (Lorenzi, 2000; Carvalho, 2003). O jacarandá é conhecido comercialmente há mais de trezentos anos, por ser a mais valiosa das espécies madeireiras que ocorrem no Brasil. Sua madeira foi objeto de exportação, através dos portos da Bahia e do Rio de Janeiro, desde os tempos

coloniais (Carvalho, 2003). O cerne responsável pela produção da madeira provém de árvores velhas, sendo formado lentamente (Carvalho, 2003). A madeira é bastante decorativa, muito resistente e de longa durabilidade, sendo utilizada na fabricação de móveis de luxo, principalmente na confecção de capa de painéis de objetos decorativos e de escritório, na fabricação de instrumentos musicais e caixas de piano (Carvalho, 2003; Martinelli, 2013).

Os períodos de floração e frutificação apresentam variação entre os locais de ocorrência natural (Carvalho, 2003). Em geral, floresce nos meses de setembro a novembro e a maturação dos frutos ocorre nos meses de novembro a dezembro. O fruto é do tipo sâmara elíptica ou oblonga, seco, indeiscente, glabro, não segmentado e plano, contendo em geral uma semente, de coloração castanha e lisa, achatada e pequena e de testa delgada. As sementes são aladas, com dispersão anemocórica (Carvalho, 2003; Donadio e Damittê, 2000). De acordo com Aguiar et al. (2010), as sementes de *D. nigra* têm comportamento ortodoxo e podem ser armazenadas em câmara fria por um período de até dois anos em saco plástico a baixa temperatura, com redução em cerca de 50% de sua capacidade germinativa. A espécie é recomendada na recuperação de áreas degradadas (Araújo et al., 2005). Estudos prévios sobre a diversidade da estrutura genética sugerem que esta espécie é sensível à fragmentação antropogênica (Ribeiro et al., 2011).

A exploração indiscriminada dessa espécie, especialmente para a extração da madeira de ótima qualidade, resultou na sua inclusão na lista de espécies da flora brasileira ameaçadas de extinção na categoria vulnerável, caracterizada por espécies que sofreram redução de 30% de indivíduos adultos nos últimos dez anos ou que esta redução está projetada para os próximos dez anos, com probabilidade de redução de pelo menos 10% dos indivíduos adultos neste período (IUCN, 2014).

### 2.2.3. *C. legalis* (Martius) O. Kuntze

A espécie *C. legalis*, pertencente à família Lecythidaceae, é popularmente conhecida como jequitibá-rosa. É uma espécie com característica secundária tardia (R). Ocorre em baixadas e encostas úmidas, sendo encontrada em pequenos grupos no estrato superior da Floresta Ombrófila Densa na formação Baixo-Montana e na Submontana da Mata Atlântica (Oliveira et al., 2000). Esta espécie apresenta ocorrência natural nos Estados de Alagoas, Bahia, Espírito Santo, Minas Gerais, Paraíba, Pernambuco, Rio de Janeiro e São Paulo (Fig. 3) (Carvalho, 2003).



Figura 3: Mapa da distribuição de *C. legalis* no Brasil. Os pontos verdes indicam os locais de ocorrência natural desta espécie. Fonte: Carvalho (2003).

O Jequitibá é uma espécie semi-heliófila, tolera sombreamento leve a moderado na fase juvenil, e não é tolerante a baixas temperaturas quando jovem. Possui tolerância moderada à luz direta durante os primeiros anos e pode ultrapassar 500 anos de idade. É conhecida como uma das espécies gigantes da Mata Atlântica, possuindo um tronco com fuste reto e copa em forma de guarda-chuva. A madeira é moderadamente densa com superfície irregular lustrosa e

ligeiramente áspera ao tato, com baixa resistência ao ataque de organismos xilófagos, quando expostas em condições adversas (Carvalho, 2003). Sua madeira é utilizada para tabulados em geral, carpintaria, marcenaria, construção civil, acabamento interno, compensados, mobília e artigos escolares. Da casca se extrai o tanino com poder desinfestante (Lorenzi, 2000; Rêgo, 2002; Carvalho 2003).

O processo reprodutivo inicia-se por volta dos 20 anos de idade. A floração desta espécie ocorre, em geral, nos meses de abril a maio, sendo a maturação dos frutos verificada nos meses de agosto a setembro. Os frutos são do tipo pixídio lenhoso, e em cada fruto encontram-se em torno de 10 a 15 sementes aladas com dispersão anemocórica (Lorenzi, 2000; Carvalho 2003). Embora as sementes tenham sido classificadas como recalcitrantes por Rêgo (2002) sua viabilidade mantém-se por até 12 meses em câmara seca ou fria, porém perdem a viabilidade à medida que se prolonga o armazenamento. Recentemente, esta espécie foi classificada como de comportamento ortodoxo de acordo com a qualidade fisiológica durante o armazenamento (Abrel, 2009).

Devido à intensa exploração da madeira, a espécie *C. legalis* encontra-se na lista oficial das espécies da flora brasileira ameaçadas de extinção, na categoria vulnerável, caracterizada por espécies que sofreram redução de 30% de indivíduos adultos nos últimos dez anos ou que esta redução está projetada para os próximos dez anos, com probabilidade de redução de pelo menos 10% dos indivíduos adultos neste período (IUCN, 2014), enfrentando um risco alto de extinção em médio prazo, devido à exploração desordenada e sem plantio de reposição (Carvalho, 2003).

### **2.3. Sementes ortodoxas e recalcitrantes**

A tolerância à dessecação é uma das mais importantes propriedades da semente como estratégia de adaptação, que permite a sua sobrevivência durante o armazenamento, ou sob condições de estresses ambientais, e assegura a disseminação da espécie (Medeiros e Eira, 2006). A primeira fase do desenvolvimento das sementes é marcada pelo crescimento inicial, com intensa divisão celular e aumento da massa fresca (MF). Nesta fase, as sementes são constituídas principalmente de água e não têm a capacidade de tolerar a dessecação. Na segunda fase ocorre a expansão celular, com acúmulo de reservas, principalmente proteínas e carboidratos, ocasionando um aumento

substancial da massa seca (MS) e redução do teor de água. A partir desta fase, a maioria das sementes é dispersa da planta mãe e ao encontrarem condições adequadas para reidratação, reiniciam o desenvolvimento até a formação de nova planta (Buckeridge et al., 2004).

De acordo com o grau de tolerância à dessecação, as sementes são classificadas em dois grupos principais com relação ao comportamento no armazenamento. Roberts (1973) iniciou os estudos relacionando a condição fisiológica das sementes à tolerância à dessecação, classificando-as em ortodoxas (tolerantes) e recalcitrantes (não tolerantes). Ellis et al. (1990) introduziram a classe das intermediárias, cujo comportamento durante a secagem e armazenamento possui características semelhantes às ortodoxas e outras vezes similar às recalcitrantes.

De acordo com essa classificação, as sementes ortodoxas mantêm-se viáveis após desidratação até um grau de umidade em torno de 2 a 5%, sem perder a viabilidade. Em condições de baixa umidade relativa do ar e de baixa temperatura essas sementes podem ficar armazenadas por muitos anos, sem que ocorra perda significativa em sua viabilidade (Medeiros, 2001). Nestas sementes a tolerância à dessecação é adquirida no final do desenvolvimento da semente, quando ocorre o acúmulo de reservas, a redução do volume vacuolar e a diminuição do metabolismo (Kermode, 1990; Barbedo e Marcos Filho, 1998).

Diferente das sementes ortodoxas, as denominadas recalcitrantes, apresentam sensibilidade à desidratação, e apresentam maior teor de umidade ao serem dispersas da planta mãe, no final da maturação. Este tipo de semente não tolera níveis de umidade inferiores a 12 e 30%, dependendo da espécie, e não suporta o armazenamento a baixas temperaturas, o que impede o seu armazenamento em longo prazo (Roberts, 1973; Medeiros e Eira, 2006). As sementes do terceiro grupo possuem um comportamento intermediário ao ortodoxo e ao recalcitrante (Ellis et al., 1990), tolerando dessecação entre 10 a 12% de umidade e não toleram baixas temperaturas durante período de tempo prolongado (Hong e Ellis, 1996).

Assim, muitas sementes podem ser armazenadas em longo prazo, como *Miconia argyrophylla* e *Metrodorea stipularis*, enquanto outras espécies são

sensíveis à dessecação e não podem ser armazenadas por longo período, como *Allophylus edulis*, *Ixora warmingii* e *Aulomyrcia venulosa* (José et al., 2007).

Neste sentido, sementes ortodoxas podem ser mantidas mais facilmente em bancos de sementes, utilizando a conservação *ex situ*, enquanto as sementes recalcitrantes apresentam dificuldade de armazenamento, em especial aquelas espécies arbóreas nativas ameaçadas de extinção, necessitando de metodologias alternativas de armazenamento *ex situ*, como bancos de germoplasma *in vitro*, por exemplo (Pilatti et al., 2011; Cruz et al., 2013). A manutenção do material biológico fora do seu habitat natural é classificada como estratégia *ex situ*, com armazenamento em bancos de sementes, coleções de genes de campo, em coleções *in vitro* e jardins botânicos, complementam os programas de conservação de biodiversidade vegetal (Cruz et al., 2013). No Brasil, a Empresa Brasileira de Pesquisa em Agricultura (EMBRAPA) criou o Centro Nacional de Recursos Genéticos e Biotecnologia (CENARGEN), o qual é responsável pela conservação *ex situ* de bancos ativos de germoplasma, bancos de sementes, bancos de DNA, e bancos de germoplasma *in vitro* (Pilatti et al., 2011).

O armazenamento de sementes convencional acredita-se ser um método seguro, eficaz e de baixo custo de conservação *ex situ* dos recursos genéticos vegetais, que não só mantém a sua viabilidade, mas também o vigor, sem prejudicar a composição genética. Entretanto, a elucidação de vários fatores que regulam a viabilidade das sementes e o vigor em armazenamento é essencial, em especial para as sementes recalcitrantes. Uma condição ideal para prolongar a longevidade das sementes depende principalmente do grau de umidade, da temperatura e do tipo de recipiente utilizado durante o armazenamento. A fase ótima de maturidade de sementes, a qualidade das sementes do lote, o seu processamento e as técnicas de colheita, germinação e o grau de dormência também desempenham um papel crucial na manutenção da longevidade das sementes, que precisam ser considerados antes de ser iniciado o armazenamento de sementes em larga escala (Phartyal et al., 2002). Neste sentido, o estabelecimento das melhores condições de armazenamento baseado nos aspectos acima é fundamental para conservação *ex situ* do germoplasma.

#### **2.4. Armazenamento de sementes**

Para Alves et al. (2008), diversas técnicas estão sendo frequentemente estudadas em busca de condições ideais de armazenamento, porém, a principal ainda é a redução do metabolismo da semente, tanto por meio da remoção de água, como pela diminuição da temperatura. A manutenção do poder germinativo da semente está associada a uma condição adequada de armazenamento. O armazenamento de sementes consiste em guardar sementes obtidas em uma determinada ocasião, procurando manter a sua máxima qualidade fisiológica, física e sanitária, objetivando a integridade e a viabilidade das estruturas vegetais em longo prazo (Medeiros, 2001; Medeiros e Eira, 2006). Desta forma, no armazenamento de sementes vários fatores devem ser considerados, como temperatura, ambiente de armazenamento, e tipo de embalagem, os quais devem ser definidos para cada espécie, em especial para as recalcitrantes e intermediárias, pois as respostas destas sementes ao armazenamento são muito variáveis (Medeiros, 2001).

No armazenamento de sementes florestais o processo de deterioração nem sempre pode ser evitado, mas, o correto armazenamento pode ajudar a controlar a velocidade de deterioração dos referidos propágulos (Souza et al., 2011). Dependendo das condições ambientais e das características das próprias sementes, essa deterioração pode se dar de forma muito rápida ou ser consideravelmente retardada, com ganhos significativos na adequação dos programas de produção de mudas e de reflorestamento (Vieira et al., 2001; Takahashi et al., 2010, Souza et al., 2011).

A deterioração de semente é um processo degenerativo contínuo, inevitável e irreversível, que se inicia após a maturidade fisiológica, sendo decorrente da soma de alterações físicas, fisiológicas e bioquímicas que ocorrem nas sementes, conduzindo-as à perda da viabilidade (Fowler, 2000; Carvalho e Nakagawa 2000; Jyoti e Malik, 2013). Dependendo das condições ambientais e de manejo, pode haver a redução da qualidade fisiológica, a qual está diretamente relacionada com a perda de vigor da semente (Marcos-Filho, 2005). A taxa no qual o processo de envelhecimento da semente ocorre depende da capacidade da semente para resistir às alterações de degradação, e os mecanismos de proteção, que são específicos para cada espécie vegetal (Mohammadi et al., 2011). Neste sentido,

após serem colhidas e antes de serem comercializadas ou utilizadas para semeadura, as sementes devem ser armazenadas adequadamente, a fim de reduzir ao mínimo esse processo (Carneiro e Aguiar, 1993). A deterioração das sementes de algumas espécies nativas, em especial as recalcitrantes, é muito rápida, e o período em que a viabilidade pode ser mantida, pode variar de algumas semanas a poucos meses, de tal maneira que as pesquisas sobre o armazenamento de sementes de espécies florestais nativas assumem caráter de importância relevante para a manutenção das mesmas (Carneiro e Aguiar, 1993).

A qualidade fisiológica da semente tem sido um dos aspectos mais pesquisados durante o armazenamento, por estar sujeita a uma série de mudanças degenerativas após a maturação (Corte et al., 2010; Batista et al., 2011; Khaliliaqdam et al., 2012; Sasaki et al., 2013). É na maturidade fisiológica que a semente possui a máxima qualidade em termos de vigor e germinação. A partir deste período tende a ocorrer uma queda progressiva da sua qualidade, pelo processo de deterioração (Marcos-Filho, 2005). Em nível celular, o envelhecimento da semente está associado a várias alterações morfofisiológicas, incluindo perda de integridade da membrana, redução no metabolismo energético, insuficiência de síntese de RNA e de proteína, e a degradação do DNA (Kibinza et al., 2006). Adicionalmente, ocorre também redução das reservas, alteração da composição química como a oxidação de lipídios e a quebra parcial das proteínas, alteração das membranas celulares, resultando na redução da sua integridade e perda da permeabilidade seletiva, alterações enzimáticas e de nucleotídeos, e conseqüente redução das atividades respiratórias e biossintéticas (Popinigis, 1977; Villela e Peres, 2004; Marcos-Filho, 2005). Em decorrência, o crescimento e o desenvolvimento da plântula tornam-se mais lentos, resultando inclusive em desuniformidade entre as plantas obtidas. Ocorre também um aumento no percentual de plântulas anormais, alcançando a perda total do poder germinativo (Melo, 2009). Assim, no armazenamento deve-se procurar reduzir ao máximo a velocidade e a intensidade do processo de deterioração das sementes visando manter a sua viabilidade (Krohn e Malavasi, 2004).

O armazenamento também visa suprir sementes em épocas de falta, pois algumas espécies apresentam alternância de produção, frutificando em intervalos bianuais, e em outros casos as condições naturais em determinado ano, como por

exemplo, excesso ou falta de chuva, não permitem a frutificação de algumas espécies (Caldeira et al., 2008).

No armazenamento vários fatores afetam a qualidade fisiológica da semente, como temperatura e ambiente de armazenamento, umidade relativa, e tipo de embalagem, os quais devem ser considerados e definidos para cada espécie, em especial as recalcitrantes e intermediárias, pois as respostas destas sementes ao armazenamento são muito variáveis (Medeiros, 2001).

A umidade relativa do ar controla o teor de umidade da semente, enquanto a temperatura afeta os processos bioquímicos (Popinigis, 1977). O alto grau de umidade é a maior causa de redução na qualidade fisiológica da semente armazenada, pois em geral, elevados teores de umidade favorecem a elevação da temperatura, devido aos processos respiratórios, e maior atividade de microrganismos e insetos (Popinigis, 1977). A contaminação por microrganismos é um problema para o armazenamento de sementes, especialmente as recalcitrantes, as quais precisam ser mantidas com alto grau de umidade, que é condição favorável ao desenvolvimento dos mesmos (Anguelova-Merhar et al., 2003). Condições ideais de armazenamento consideram a redução do metabolismo celular por meio da remoção de água e pela diminuição da temperatura (Caldeira et al., 2008). De modo geral, quanto menor a temperatura e o teor de umidade da semente, menor é a atividade metabólica e o desenvolvimento de fungos e insetos (Popinigis, 1977).

A preservação da qualidade fisiológica da semente sob determinadas condições ambientais de temperatura e umidade relativa do ar é influenciada também pelo tipo de embalagem utilizado (Villela e Peres, 2004). O tipo de embalagem é um fator importante para a manutenção de sua viabilidade e deve ser estudado para cada espécie, uma vez que estas podem apresentar comportamentos completamente distintos diante das mesmas condições (Souza et al., 2011). Neste sentido, o tipo de embalagem influencia a preservação da qualidade fisiológica de sementes, considerando também as condições ambientais de temperatura e umidade relativa do ar (Carvalho e Nakagawa, 2000; Villela e Peres, 2004). Além disso, a embalagem serve para manter separados os diferentes lotes de sementes e para protegê-las contra o ataque de insetos e microrganismos (Medeiros e Eira, 2006).

As embalagens são classificadas em três tipos: permeável (saco de pano ou papel); semipermeável (sacos plásticos finos ou de polietileno de 0,075 a 0,125 mm de espessura) e impermeável (frasco de vidro hermeticamente fechado e papel alumínio) (Baudet, 2003). Os recipientes influenciam nas trocas de umidade entre as sementes e o ambiente de armazenamento, atuando diretamente na longevidade desses propágulos (Marcos-Filho, 2005), particularmente naqueles classificados como recalitrantes. Para algumas espécies já existem estudos disponíveis sobre as embalagens utilizadas para melhor armazenamento. Para a espécie *Sideroxylon obtusifolium* a melhor embalagem para conservação das sementes foi em papel alumínio (Silva et al., 2012), enquanto para sementes de *Piptadenia moniliformis* potes de vidro e saco plástico foram as melhores (Benedito et al., 2011).

Um dos principais meios utilizados para o armazenamento de sementes nas diferentes embalagens é a câmara fria e/ou seca, que se adaptam à maioria das situações (Vieira et al., 2001). No trabalho de Corvello et al. (1999), sementes de *C. fissilis*, consideradas ortodoxas, quando armazenadas em câmara fria têm sua manutenção da viabilidade por 12 meses. Por outro lado, sementes de *D. nigra*, que também têm comportamento ortodoxo, apresentaram uma redução de 50% de sua capacidade germinativa quando armazenadas por um período de 24 meses em câmara fria (Aguiar et al., 2010). Para as sementes de *C. legalis* a conservação em câmara fria foi mais eficiente (Rêgo, 2002), sendo o comportamento de suas sementes controverso na literatura.

Sementes de muitas espécies florestais tolerantes à desidratação podem permanecer viáveis por dois anos, mesmo quando armazenadas em temperaturas entre 18 a 22°C, se as mesmas forem desidratadas a valores inferiores a 7% de umidade e embaladas hermeticamente (Medeiros, 2001), ou por períodos mais prolongados quando armazenadas a baixas temperaturas (Villela e Peres, 2004). No entanto, para muitas espécies, estas condições não mantêm a qualidade fisiológica da semente, pois não podem ser desidratadas a valores tão baixos de umidade (Medeiros, 2001) ou utilizar formas alternativas de conservação, como *in vitro* (Pilatti et al., 2011; Cruz et al., 2013).

A composição química das sementes também pode influenciar no potencial de armazenamento. Substâncias de reserva como carboidratos, lipídios, proteínas

desempenham papel importante na tolerância à desidratação atuando como protetores celulares impedindo a ruptura da membrana plasmática, a conservação de componentes celulares, possibilitando a perda de água (Kermode e Finch-Savage, 2002). Estes compostos armazenados são fundamentais durante a germinação, para o crescimento das plântulas (Borghetti, 2000; Ferreira e Borghetti, 2004; Marcos filho, 2005). Todavia, até o momento ainda não estão elucidadas as alterações bioquímicas durante o armazenamento das sementes de espécies arbóreas e sua implicação na manutenção da viabilidade destas.

## **2.5. Alterações bioquímicas em sementes**

As sementes acumulam reservas nutritivas, armazenadas principalmente na forma de carboidratos, lipídios e proteínas (Lima et al., 2008). Além dessas biomoléculas, outros compostos têm demonstrado um papel fundamental durante a germinação como aminoácidos e PAs (Santa-Catarina et al., 2006; Dias et al., 2009; Pieruzzi et al., 2011). Tais reservas acumuladas nos cotilédones e no endosperma durante o desenvolvimento da semente são consumidas durante a germinação visando à formação de uma plântula (Buckeridge et al., 2004a). A proporção desses compostos pode variar de espécie para espécie ou entre espécies de uma mesma família (Bewley e Black, 1994; Marcos-Filho, 2005).

Alguns estudos têm mostrado o papel de determinados compostos, como aminoácidos e PAs, durante o desenvolvimento das sementes (Astarita et al., 2003; Santa-Catarina et al., 2006), bem como a sua mobilização durante a germinação (Dias et al., 2009; Pieruzzi et al., 2011) em espécies arbóreas nativas. Foi demonstrado por estes autores que os níveis destes compostos são alterados durante os diferentes períodos desses processos.

### 2.5.1 Poliaminas (PAs)

As PAs são compostos orgânicos de baixo peso molecular, ocorrendo na forma livre ou conjugada, com dois ou mais grupos amino carregados positivamente, e desta forma podem ligar-se a várias macromoléculas, incluindo DNA, RNA, fosfolipídios, componentes da parede celular e proteínas. Encontrado em todos os organismos vivos, as PAs têm um papel na regulação de vários processos celulares fundamentais, participando de processos como transcrição e processamento de RNA, além de apresentar papel fundamental nas mudanças de fluidez da membrana plasmática e estresses bióticos e abióticos (Bouchereau et al., 1999; Wallace et al. 2003; Kuznetsov et al., 2006; Alcázar et al., 2011). Estudos mostram a sua participação em vários processos essenciais para o crescimento e desenvolvimento da planta, tais como, controle da divisão e diferenciação celular, regulação da expressão gênica, sinalização celular, modulação da morfogênese como embriogênese somática e zigótica, e também, respostas a estresses biótico e abiótico, (Minocha et al., 1999; Bezold et al., 2003; Silveira et al., 2004; Silveira et al., 2006; Santa-Catarina et al., 2006; Kusano et al., 2008; Baron e Stasolla, 2008; Alcázar et al., 2010; Dutra et al., 2013; Silveira et al., 2013).

Em plantas superiores, as três principais PAs encontradas são a putrescina (Put), espermidina (Spd) e espermina (Spm). A Put é sintetizada a partir dos aminoácidos arginina e ornitina pela ação das enzimas arginina descarboxilase (ADC) e ornitina descarboxilase (ODC), respectivamente. A Put é convertida em Spd e esta em Spm por adições sucessivas de grupos aminopropil oriundos do aminoácido metionina, a partir da S-adenosil-metionina (SAM), pela ação da SAM descarboxilase (SAMDC). Assim, a adição de um grupo aminopropil à Put originará a Spd pela ação da Spd sintase, e outro grupo adicionado à Spd originará a Spm pela ação da Spm sintase. O catabolismo de Put, Spd e Spm é feito pela ação das enzimas diamina oxidase (DAO) e PA oxidase (PAO) (Kaur-Sawhney et al., 2003; Kusano et al., 2008; Takano et al., 2012).

O conhecimento sobre PAs durante o desenvolvimento embrionário e a germinação de sementes tem sido realizado para algumas espécies arbóreas (Silveira et al., 2004; Santa-Catarina et al., 2006; Sska e Lewandowska, 2006; Dias et al., 2009; Bürstenbinder et al., 2010; Pieruzzi et al., 2011), mostrando as variações nos teores destes compostos durante estes processos. Pesquisas têm

relacionado os efeitos fisiológicos das PAs, considerando-se não apenas os seus teores individuais, mas também as combinações entre as diferentes PAs existentes. Nos trabalhos com *A. angustifolia* (Astarita et al., 2003b) e *Ocotea catharinensis* (Santa-Catarina et al., 2006) foram demonstradas altas taxas de Put no desenvolvimento inicial do embrião, durante a histodiferenciação, enquanto altas concentrações de Spd e/ou Spm foram essenciais da metade até o final do desenvolvimento embrionário, sugerindo a importância destas PAs na fase de maturação da semente, em especial na tolerância à dessecação no final da embriogênese. Outros trabalhos têm associado a razão entre as PAs livres Put/(Spd+Spm) com o desenvolvimento e a germinação do embrião em espécies arbóreas (Silveira et al., 2004; Steiner et al., 2007; Dias et al., 2009), propondo a utilização desta razão como um marcador bioquímico no processo germinativo, como por exemplo para *Ocotea odorifera* (Pieruzzi et al., 2011).

Uma vez que estas PAs apresentam relação com a embriogênese e a germinação das sementes, é possível que as mesmas possam estar associadas à viabilidade das sementes quando armazenadas. Neste sentido, o estudo do papel destas PAs durante o armazenamento das sementes em arbóreas nativas pode possibilitar o entendimento dos mecanismos envolvidos na manutenção/perda da viabilidade.

### **2.5.2. Carboidratos**

A partir da utilização da energia luminosa, as plantas são capazes de converter dióxido de carbono, água e íons inorgânicos em compostos orgânicos compatíveis com a necessidade da célula, como carboidratos (Taiz e Zeiger, 2009). A disponibilidade de açúcares é um importante direcionador do crescimento e desenvolvimento embrionário e na germinação de sementes, uma vez que estes compostos atuam tanto como substrato intermediário para o metabolismo e como moléculas sinalizadoras (Smeekens et al., 2010).

Os carboidratos podem ser agrupados em monossacarídeos, dissacarídeos, oligossacarídeos e polissacarídeos. As pentoses e as hexoses (glicose, frutose e galactose), são os monossacarídeos mais comuns e mais importantes nos seres vivos. Os oligossacarídeos constituem cadeias curtas de monossacarídeos, unidas por ligações glicosídicas, sendo que os mais importantes para os seres vivos são

os dissacarídeos sacarose (formada por uma molécula de glicose e uma de frutose), maltose (formado por duas moléculas de glicose) e lactose (formado por uma molécula de glicose e uma de galactose). Os polissacarídeos são polímeros que contêm mais de 20 unidades de monossacarídeos, e são representados nas sementes pelo amido, pelas hemiceluloses e pela celulose (Anderson, 1998).

Estudos com carboidratos têm mostrado que estes influenciam o desenvolvimento do embrião e a germinação. Estas reservas são utilizadas pelo embrião como fonte de energia e substrato em nível celular no processo germinativo da semente (Crozier et al., 2000, Ferreira et al., 2009). Na fase de desenvolvimento do embrião ocorre a síntese de açúcares totais solúveis, atuando como fonte de esqueletos carbônicos e/ou como sinalizadores, sendo também, indispensáveis aos embriões para torná-los metabolicamente quiescentes e tolerantes à dessecação (Baud et al., 2002, Dekker et al., 2004; Gibson, 2005). Em estudos com *Schizolobium parahyba* foram verificados maiores teores de açúcares solúveis totais no eixo hipocótilo radícula, no entanto, a maior quantidade de amido foi observada nos cotilédones, demonstrando maior tolerância a condições de estresse por possuírem teores elevados de assimilados (Durda et al., 2007). Em *Caesalpinia peltophoroides* (Corte et al., 2006) e *Guilfoylia monostylis* (Nkang, 2002) foi demonstrado que os teores de carboidratos solúveis diminuíram durante a germinação, sugerindo que estas biomoléculas são de fundamental importância para o crescimento e estabelecimento da plântula.

Adicionalmente, a sacarose, principal produto de fixação de carbono durante a fotossíntese e o principal carboidrato translocado pelas plantas, possui importantes funções na planta, como a regulação metabólica, sinalização celular e expressão de genes, determinação do desenvolvimento e diferenciação celular, e como composto de reserva, ajudando a manter a pressão osmótica no citosol (Salisbury e Ross, 1992; Chourey et al., 1995; Arenas-Huertero et al., 2000; Teixeira, 2005). Este é o principal açúcar solúvel encontrado nas sementes, fornecendo substrato para a síntese de amido e frutanos. A sacarose é armazenada principalmente no vacúolo, que compreende cerca de 70% do volume da célula (Avigad e Dey, 1997).

Alguns estudos têm mostrado o papel dos carboidratos durante o armazenamento das sementes e manutenção da viabilidade. Bonome (2006)

armazenou sementes de *Hevea brasiliensis* e verificou diminuição no teor de açúcares solúveis, como a glicose, frutose e sacarose, durante o armazenamento, sendo atribuído à utilização destes compostos como substratos para a respiração. Estes açúcares solúveis presentes nas sementes atuam como reservas de utilização rápida e constituem importante proteção, limitando os danos causados pela dessecação em sementes maduras (Buckeridge et al., 2000). Adicionalmente, estão envolvidos em respostas a vários estresses e atuam como sinais metabólicos que ativam hormônios específicos via transdução de sinal (Couée et al., 2006).

A perda da germinabilidade de sementes de *Caesalpinia echinata* foi associada à diminuição dos níveis de glicose e frutose em relação aos níveis de sacarose em sementes armazenadas em temperatura ambiente (Garcia et al., 2006). Embora estudos tenham sido realizados para estas espécies, não existem estudos mostrando alterações no perfil de carboidratos durante o armazenamento de sementes de espécies arbóreas nativas, como a *D. nigra*, *C. legalis* e *C. fissilis*.

### **2.5.3. Aminoácidos**

Os aminoácidos são biomoléculas essenciais para construção de enzimas e proteínas importantes para estrutura e metabolismo das plantas, servindo como fonte de nitrogênio orgânico para a síntese de uma grande variedade de compostos essenciais para o seu desenvolvimento, como, nucleotídeos, clorofila, hormônios e metabolitos secundários (Tegeger, 2012). Estes compostos desempenham importantes funções como transportadores de nitrogênio nas plantas, reguladores em diversos processos envolvidos em resposta a diferentes condições ambientais e para a qualidade nutricional das proteínas presentes nas sementes (Azevedo et al., 2006).

Durante o desenvolvimento das sementes, os aminoácidos são armazenados em proteínas de reserva (Buckeridge et al., 2004), e durante a germinação, essas proteínas armazenadas são degradadas, e os aminoácidos hidrolisados, liberam grandes quantidades de amônio, que serão reassimilados, sintetizando moléculas nitrogenadas para o crescimento da plântula (Guimarães, 1999; Cantón et al., 2005).

Dentre os aminoácidos, arginina, metionina, prolina e glutamato estão direta ou indiretamente envolvidos em respostas à regulação da planta a vários sinais

ambientais, incluindo luz e disponibilidade mineral, bem como estresses bióticos e abióticos (Baum et al., 1996; Strizhov et al., 1997; Nuccio et al., 1999; Höfgen et al., 2001). Estudos com espécies arbóreas mostram que os níveis endógenos de aminoácidos sofrem variações ao longo do processo de desenvolvimento embrionário (Astarita et al., 2003a; Santa-Catarina et al., 2006) e germinativo (Dias et al., 2009; Pieruzzi et al., 2011), sugerindo que estas moléculas estão associadas a estes processos.

Durante a deterioração de sementes, a degradação dos aminoácidos, devido à síntese ou ativação de grande quantidade de enzimas proteolíticas, pode provocar alterações no funcionamento das células em função de sua importância como precursores de substâncias essenciais, participando em reações metabólicas vitais e por constituírem unidades básicas para a síntese de proteínas (Paula et al., 1998). Estes autores verificaram alterações nos teores de aminoácidos e açúcares redutores durante o armazenamento de sementes de *H. brasiliensis*. Entretanto, não existem estudos mostrando a sua relação com a perda de viabilidade durante o armazenamento de sementes de *C. fissilis*, *C. legalis* e *D. nigra*.

### 3. MATERIAL E MÉTODOS

#### 3.1. Material vegetal

As sementes de *C. legalis*, *D. nigra* e *C. fissilis* utilizadas nos experimentos foram obtidas no Viveiro Caiçara, localizado no Estado de São Paulo - SP. As sementes de *C. fissilis* foram coletadas em agosto/2011 e as de *D. nigra* e *C. legalis* em setembro/2011 pelo pessoal técnico do Viveiro Caiçara.

#### 3.2. Condições de armazenamento das sementes

Após o recebimento na UENF das sementes de *C. fissilis* em outubro/2011 e *D. nigra* e *C. legalis* em novembro/2011, foi realizado o beneficiamento para armazenamento com a retirada manual das alas e foram eliminadas as sementes danificadas que apresentavam cortes. Em seguida, as sementes foram armazenadas em embalagens plásticas (sacos plásticos) e acondicionadas em refrigeração a 4°C (geladeira). Foram considerados como tempos de armazenamento para as análises no presente trabalho o tempo 0 (quando se obteve as sementes antes do armazenamento na UENF, com 3 meses de coleta) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.

Em cada período de análise foram obtidas amostras das sementes por redução de amostra para as diferentes análises do presente trabalho, como o conteúdo de massa fresca (MF) e massa seca (MS), a percentagem da germinação pela emergência das plântulas em casa de vegetação, e para as análises bioquímicas de PAs, carboidratos e aminoácidos.

### **3.3. Determinação da massa fresca (MF) e massa seca (MS)**

Para a obtenção da MF as sementes das 3 espécies foram pesadas no tempo 0 e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento, sendo pesadas em balança analítica. Para a obtenção da MS foi realizada a secagem em estufa a  $105 \pm 3^{\circ}\text{C}$ , por 24 h (Brasil, 2009). Foram utilizadas cinco repetições de cinco sementes/repetição, totalizando 25 sementes em cada período analisado. Estudos têm mostrado que a manutenção das sementes em embalagens plásticas na geladeira apresentou melhores resultados para *C. fissilis* (Corvelho et al., 1999), *D. nigra* (Aguiar et al., 2010) e *C. legalis* (Rêgo, 2002). Baseado nestes estudos foi utilizada esta condição de armazenamento para as análises no presente estudo.

### **3.4. Análise da emergência das plântulas**

A percentagem de germinação foi determinada através da emergência das plântulas no substrato, no tempo 0 e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento das sementes. Este experimento foi conduzido em casa de vegetação (LFIT/CCTA) localizada na UENF- Campos dos Goytacazes-RJ. A tabela 1 mostra as variações na temperatura na casa de vegetação durante o período de realização do experimento.

Tabela 1. Dados de temperatura (°C) e umidade relativa (%) registrados na casa de vegetação durante o experimento de emergência das plântulas e IVE em sementes das espécies *C. fissilis*, *D. nigra* e *C. legalis* antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.

Espécie (TA)	Mês/Ano	Casa de vegetação			
		Temp. (C°)	Máx. / Min.	Umidade (%)	Máx. / Min.
<i>C. fissilis</i> e (0 M)	Out/2011	23,2	37,0 / 16,4	77,6	92,5 / 38,2
<i>C. fissilis</i> (1M), <i>D. nigra</i> (0M), <i>C. legalis</i> (0M)	Nov/2011	23,8	34,0 / 16,0	76,9	94,9 / 35,2
<i>D. nigra</i> (1M) <i>C. legalis</i> (1M)	Dez/2011	25,1	35,7 / 19,4	81,7	95,2 / 46,9
<i>C. fissilis</i> (3M)	Jan/2012	25,6	36,6 / 20,2	81,1	95,6 / 40,2
<i>D. nigra</i> (3M) <i>C. legalis</i> (3M)	Fev/2012	27,5	48,5 / 22,5	73,5	96,4 / 28,0
<i>C. fissilis</i> (6M)	Abr 2012	21,3	44,4 / 17,9	96,7	97,8 / 23,0
<i>D. nigra</i> (6M) <i>C. legalis</i> (6M)	Mai/2012	19,5	40,6 / 16,0	75,1	98,5 / 23,0
<i>C. fissilis</i> (12M)	Out/2012	37,0	44,6 / 16,3	62,5	103,9 / 17,0
<i>D. nigra</i> (12M) <i>C. legalis</i> (12M)	Nov/2012	37,0	44,9 / 19,4	78,8	98,5 / 49,0

Dados registrados por Termohigrômetro – HOBO, instalado no local do experimento. TA: tempo de armazenamento; Temp: temperatura; Máx: máxima; Min: mínimo. M = meses.

Para tanto, amostras compostas de sementes das 3 espécies foram colocadas para germinar antes (tempo 0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento em substrato florestal (Basaplant®, pH 5,8±0,5) e vermiculita na proporção de 2:1 (v/v), colocados em tubetes para mudas florestais (290 cm<sup>3</sup>). Em cada tubete foi colocada uma semente e estas foram mantidas em casa de vegetação, em temperatura ambiente e com regas diárias. Os dados de umidade e temperatura da casa de vegetação durante o período do experimento estão mostrados na tabela 1. Foram utilizadas para cada período cinco repetições de 20 sementes cada, totalizando 100 sementes.

A contagem da germinação pela emergência das plântulas foi analisada em intervalos de 2 dias, até a estabilização da emergência. Para obtenção da germinação pela emergência das plântulas (%) e do índice de velocidade de emergência (IVE) utilizou-se a metodologia descrita por Maguire (1962).

Para o cálculo do IVE, utilizou-se a fórmula  $IVE = E1/N1 + E2/N2 + \dots + En/Nn$ . Sendo: E1, E2, ...En = número de plântulas computadas na primeira, segunda até a última contagem, respectivamente; N1, N2, ... Nn = número de dias da semeadura à primeira, segunda até a última contagem, respectivamente.

Após as plantas atingirem 6 meses, as mesmas foram transferidas para a Reserva Biológica (Rebio) de Poço das Antas – Silva Jardim - RJ, para o incremento de espécies nativas no local, em especial para o estabelecimento de corredores ecológicos.

### **3.5. Análises bioquímicas**

Para as análises de PAs, aminoácidos e carboidratos, foram utilizadas três amostras compostas de sementes, cada amostra contendo 200 mg de MF para as análises de PAs e aminoácidos, e 300 mg de MF para análise de carboidratos.

#### **3.5.1 Poliaminas (PAs) livres**

A metodologia utilizada para a determinação de PAs livres foi conduzida conforme descrito por Santa-Catarina et al. (2006). Amostras (200 mg de MF cada) foram maceradas com 1,2 mL de ácido perclórico em 5 % (v/v), e mantidas no gelo por 1 h, em seguida foram centrifugadas a 20.000 x g por 20 min a 4°C. O *pellet* foi ressuspenso em 100 µL de ácido perclórico em 5 % (v/v), centrifugado nas condições já citadas e os dois sobrenadantes das amostras respectivas contendo as PAs foram misturados.

Em seguida as PAs livres foram dansiladas. Para tanto, 40 µL da amostra de PAs foram misturados com 100 µL de cloreto de dansil (5 mg mL<sup>-1</sup> em acetona - 1,8 mM), 50 µL de solução saturada de bicarbonato de sódio (NaHCO<sub>3</sub>) e 20 µL de 1,7-diaminoheptano (DAH) 0,05 mM, utilizado como padrão interno. Após a mistura, as amostras foram incubadas no escuro por 50 min a 70°C. O excesso de cloreto de dansil foi removido pela adição de 25 µL de solução de prolina (100 mg mL<sup>-1</sup>) com posterior incubação por 30 min no escuro em temperatura ambiente. As PAs dansiladas foram particionadas com 200 µL de tolueno, e a fase apolar (orgânica) (175 µL) que contém as PAs foi coletada, seca sob jato de nitrogênio, e ressuspenso em 175 µL de acetonitrila absoluta.

A identificação e quantificação das PAs foram realizadas por cromatografia líquida de alta eficiência (HPLC) com coluna C18 de fase reversa (Phenomenex Kinetex Ex) de 5  $\mu\text{m}$ . Como solvente foram utilizados: acetonitrila 10 % em água, pH 3,5 ajustado com HCl 1N (solvente A) e acetonitrila absoluta (solvente B). A mudança na proporção da solução B em relação à solução A definiu o gradiente de corrida. O gradiente de acetonitrila absoluta (solução B) foi programado para 65 % durante os primeiros 10 min, de 65 a 100 % entre 10 e 13 min e 100 % até 21 min com fluxo de 1 mL  $\text{min}^{-1}$ , a 40°C. O detector de fluorescência foi ajustado para excitação a 340 nm e emissão em 510 nm. Foram injetados 20  $\mu\text{L}$  da solução dansilada. As áreas dos picos e os tempos de retenção de cada PAs foram avaliados por comparação com PAs padrão em concentrações conhecidas: Put, Spd e Spm.

### 3.5.2. Carboidratos

A metodologia utilizada para a determinação de carboidratos foi baseada na proposta de Filson e Dawson-Andoh (2009), com modificações. As amostras (300 mg de MF cada) foram maceradas com 1 mL de solução de extração composta por etanol 80 % (v/v), polivinilpolipirrolidona (PVPP) 3 % (m/v) e ácido ascórbico 1 % (m/v), a 4 °C. Após a maceração, as amostras foram brevemente agitadas em vórtex, incubadas em banho-maria a 70°C por 90 min e centrifugadas a 13.000 x g, por 10 min. O sobrenadante foi armazenado e o *pellet* ressuspenso em 1 mL de solução de extração, homogeneizado e centrifugado novamente de acordo com as condições descritas. Os sobrenadantes resultantes foram adicionados aos provenientes da primeira centrifugação, filtrados em membrana de 0,2  $\mu\text{m}$  antes da armazenagem a -20°C para posterior análise.

Os carboidratos foram identificados e quantificados por HPLC usando um detector de espalhamento de luz (ELSD-LT II), com configuração do detector para temperatura de 40°C, pressão de  $\text{N}_2$  em 350 mPa, com ganho 9 e filtro 4. Foi utilizada a coluna Prevail Carbohydrate ES 5  $\mu\text{m}$  (250 x 4,6 mm), com uma pré-coluna do tipo Prevail Carbohydrate ES 5  $\mu\text{m}$  (7,5 x 4,6 mm). A temperatura foi mantida a 25 °C. Como solventes foram utilizados: água ultrapura tipo Milli-Q (solvente A) e acetonitrila 100 % (solvente B), sendo ambas as soluções submetidas à filtração prévia (0,2  $\mu\text{m}$ ). A corrida foi realizada em gradiente

isocrático ajustado para 80 % de solvente B durante 30 min com fluxo de 1 mL min<sup>-1</sup>. As áreas e os tempos de retenção dos carboidratos analisados foram avaliados por comparação com carboidratos padrão em concentrações conhecidas: ribose, arabinose, xilose, frutose, manose, glicose, sacarose e maltose.

### 3.5.3 Aminoácidos

A metodologia para a determinação de aminoácidos foi conduzida de acordo com Santa-Catarina et al. (2006). Amostras (200 mg de MF) foram maceradas em 6 mL de etanol 80 % (v/v) e concentradas até eliminação do etanol em “speed vac”. Em seguida, as amostras foram ressuspensas em 2 mL com água ultrapura tipo Milli-Q e centrifugadas a 20.000 x g por 10 min. O sobrenadante foi separado e filtrado em membrana de 0,2 µm. Alíquotas de 20 µL do filtrado e 60 µL da solução o-fitaldialdeído (OPA)-borato foram utilizadas para a derivatização à temperatura ambiente por 2 min, seguido da quantificação e identificação dos aminoácidos por HPLC.

A identificação e quantificação foi realizada utilizando-se uma coluna C18 de fase reversa (Phenomenex Kinetex Ex) 5 µm. Como solventes foram utilizados uma solução tampão (solvente A) contendo: acetato de sódio (50 mM), fosfato de sódio (50 mM), metanol (20 mL L<sup>-1</sup>) e tetrahydrofurano (20 mL L<sup>-1</sup>), pH 8,1 ajustado com ácido acético; e metanol 65% (solvente B). A mudança na proporção do solvente B em relação ao solvente A definiu o gradiente de corrida, sendo o gradiente de B programado para 20 % durante os primeiros 32 min, de 20 a 100 %, entre 32 e 71 min e 100 % entre 71 e 80 min, com fluxo de 1 mL min<sup>-1</sup>, a 40°C. O detector de fluorescência foi ajustado para excitação a 250 nm e emissão em 480 nm. Foram injetados 20 µL da solução derivatizada com OPA. As áreas dos picos e os tempos de retenção de cada aminoácido foram avaliados por comparação com aminoácidos padrão em concentrações conhecidas: ácido aspártico, ácido glutâmico, asparagina, serina, glutamina, histidina, glicina, arginina, treonina, alanina, ácido γ-aminobutírico, tirosina, metionina, triptofano, valina, fenilalanina, isoleucina, leucina, ornitina, lisina e citrulina.

### **3.6. Análise estatística**

Utilizou-se o delineamento experimental inteiramente casualizado. Empregou-se o teste de Lillifors para avaliação da normalidade dos dados e o teste de Cochran & Bartlet para avaliação da homogeneidade utilizando o software Sistema para Análises Estatísticas (SAEG 9.2/UFV, 2002). Os dados referentes à emergência das plântulas foram submetidos à transformação angular (Arcoseno de  $x/100$ ) e reconvertidos para apresentação. Os dados analisados para emergência (%) e IVE das plântulas, MF e MS, teor de água, carboidratos, aminoácidos e PAs dentro do tempo de armazenamento (0, 1, 3, 6, e 12 meses de armazenamento) foram submetidos à análise da variância da regressão em função do período de armazenamento para cada espécie arbórea. Para a comparação de médias entre as espécies em cada período de armazenamento utilizou-se o teste de Tukey em 5% de probabilidade ( $P < 0,05$ ) utilizando o software SAEG 9.2/UFV (2002). As análises de variância estão apresentadas em tabelas na forma de Apêndice.

## 4. RESULTADOS

### 4.1. Determinação da massa fresca (MF) e massa seca (MS) das sementes

Os dados referentes a MF e MS (Fig. 4A-B) nas sementes das espécies estudadas em função do período de armazenamento foram submetidos à análise estatística e verificou-se que os mesmos ajustaram-se ao modelo de regressão linear pelo teste F ( $P < 0,05$ ).

Os valores de MF (Fig. 4A) e MS (Fig. 4B) das sementes de *C. fissilis* D. *nigra* e *C. legalis* apresentaram regressão significativa, ocorrendo um decréscimo significativo destes parâmetros durante o armazenamento das sementes.

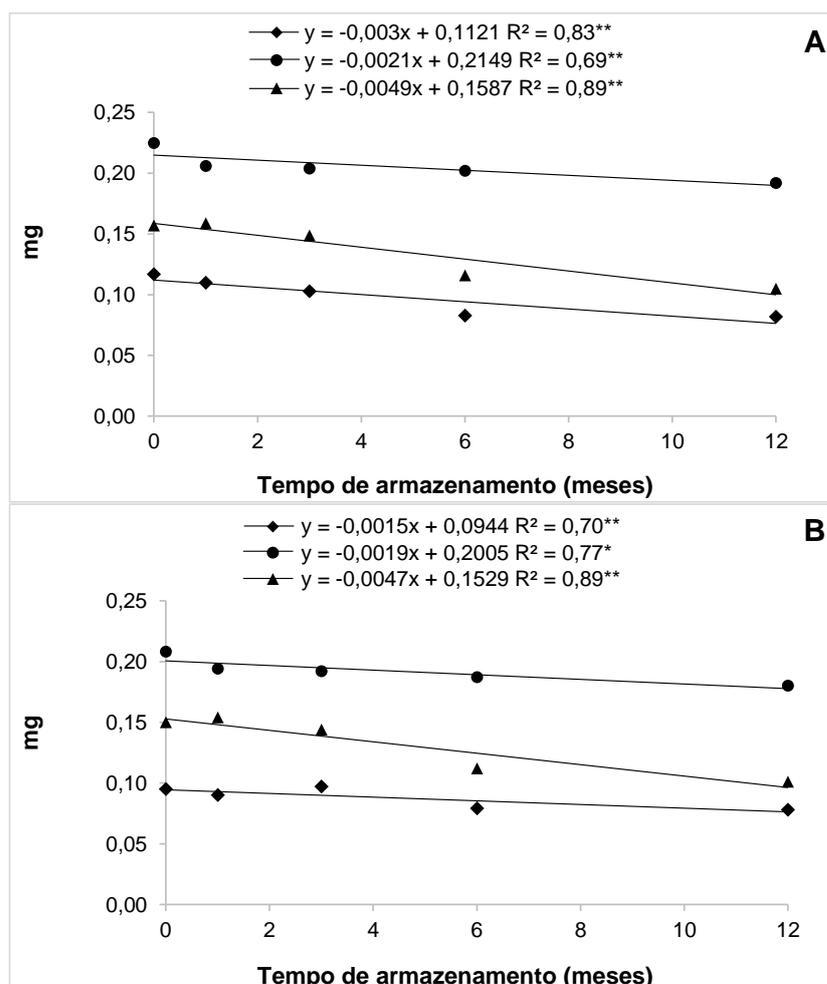


Figura 4: Valores (mg) de MF (A) e MS (B) em sementes de *C. fissilis* (◆), *D. nigra* (●) e *C. legalis* (▲) antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento. MF: massa fresca; MS: massa seca. Regressão significativa em (\*\*) 1 % ( $P \leq 0,01$ ) segundo o Teste F ( $n = 5$ ;  $CV_{MF} C. fissilis = 8,04\%$ ;  $CV_{MF} D. nigra = 7,28\%$ ;  $CV_{MF} C. legalis = 9,69\%$ ;  $CV_{MS} C. fissilis = 9,06\%$ ;  $CV_{MS} D. nigra = 7,36\%$ ;  $CV_{MS} C. legalis = 9,45\%$ ).

Ao realizar a comparação dos valores de MF e MS (Tabela 2), entre as espécies em cada período de armazenamento verificou-se que o conteúdo destes parâmetros apresentou diferenças estatísticas significativas de acordo com o teste Tukey ( $P < 0,05$ ) para as três espécies. Os valores maiores destes parâmetros foram observados para *D. nigra*, e menores para *C. fissilis*.

Tabela 2: Valores de MF e MS em sementes de *C. fissilis*, *D. nigra* e *C. legalis*, antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.

Massa	Espécies	Tempo de armazenamento (meses)				
		0	1	3	6	12
MF	<i>C. fissilis</i>	0,12c*	0,11c	0,10c	0,08c	0,08c
	<i>D. nigra</i>	0,22a	0,21 <sup>a</sup>	0,20a	0,20a	0,19a
	<i>C. legalis</i>	0,16b	0,16b	0,15b	0,12b	0,10b
MS	<i>C. fissilis</i>	0,09c	0,09c	0,10c	0,08c	0,08c
	<i>D. nigra</i>	0,21a	0,19 <sup>a</sup>	0,19a	0,19a	0,18a
	<i>C. legalis</i>	0,15b	0,15b	0,14b	0,11b	0,10b

\*Médias seguidas das mesmas letras na coluna, para MF ou MS, não diferem estatisticamente ( $P \leq 0,05$ ) entre si segundo o Teste Tukey ( $n = 5$ ;  $DMS_{MF} = 0,019$ ;  $DMS_{MS} = 0,018$ ,  $CV_{MF} = 8,45\%$ ;  $CV_{MS} = 8,60\%$ ).

## 4.2. Teor de água nas sementes

Para os dados referentes ao teor de água em sementes das espécies estudadas, a análise de regressão em função do tempo de armazenamento ajustou-se melhor ao modelo quadrático para a espécie *C. fissilis* (Fig. 5).

Para sementes de *C. fissilis* ocorreu redução significativa no teor de água das sementes durante o armazenamento, enquanto para *D. nigra* e *C. legalis* não houve diferença significativa neste parâmetro analisado (Fig. 5).

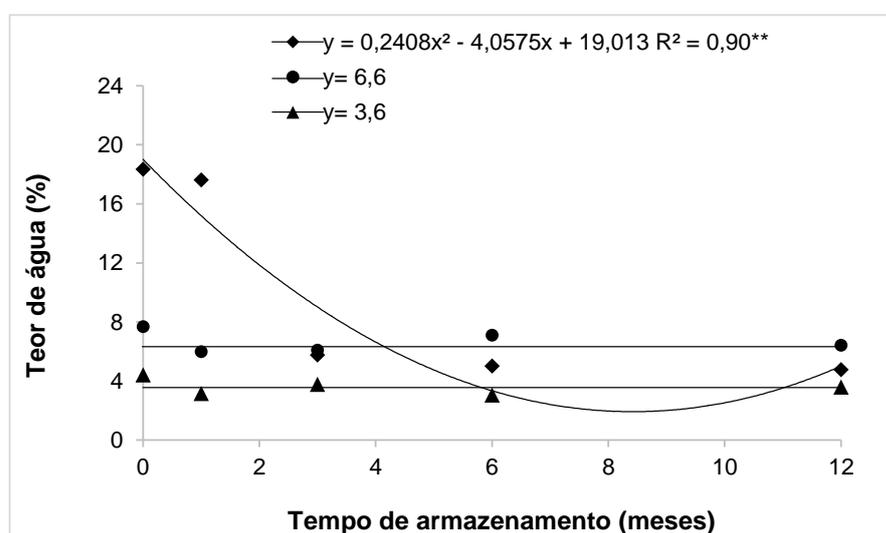


Figura 5: Teor de água (%) em sementes de *C. fissilis* (◆), *D. nigra* (●) e *C. legalis* (▲) antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento. Regressão significativa em (\*\*) 1 % de probabilidade ( $P \leq 0,01$ ) segundo o Teste F, ( $n = 5$ ;  $CV_{C. fissilis} = 19,70\%$ ;  $CV_{D. nigra} = 8,42\%$ ;  $CV_{C. legalis} = 22,53\%$ ).

Comparando-se o teor de água entre as espécies em cada período de armazenamento verificou-se diferenças estatísticas significativas pelo teste Tukey ( $P < 0,05$ ) (Tabela 3). Antes (0) e após 1 mês de armazenamento, o maior teor de água foi observado para *C. fissilis*, e o menor para *C. legalis*. No 3º mês, os valores significativamente maiores foram observados para *C. fissilis* e *D. nigra*, enquanto no 6º mês, o valor maior foi observado para *D. nigra*. No final de 12 meses de armazenamento, verificou-se teores significativamente maiores para *D. nigra* e menores para *C. legalis*, enquanto para *C. fissilis* o valor não diferiu significativamente entre as duas espécies (Tabela 3).

Tabela 3: Teor de água (%) em sementes de *C. fissilis*, *D. nigra* e *C. legalis* antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.

Espécie	Tempo de armazenamento (meses)				
	0	1	3	6	12
<i>C. fissilis</i>	18,36a*	17,64 <sup>a</sup>	5,77a	5,02b	4,77ab
<i>D. nigra</i>	7,70b	6,00b	6,10a	7,11a	6,42a
<i>C. legalis</i>	4,43c	3,16c	3,79b	3,07b	3,60b

\*Médias seguidas das mesmas letras na coluna não diferem estatisticamente ( $P \leq 0,05$ ) entre si segundo o Teste Tukey ( $n = 5$ ; DMS=1,98; CV = 18,98%).

### 4.3. Emergência de plântulas

Para o percentual de emergência das plântulas a análise de regressão em função do armazenamento ajustou-se melhor ao modelo quadrático para a espécie *C. fissilis* e linear para *D. nigra* e *C. legalis* (Fig. 6). À medida que se prolongou o período de armazenamento das sementes houve redução significativa da emergência (%) das plântulas para as três espécies, sendo maior para *C. legalis* (Fig. 6).

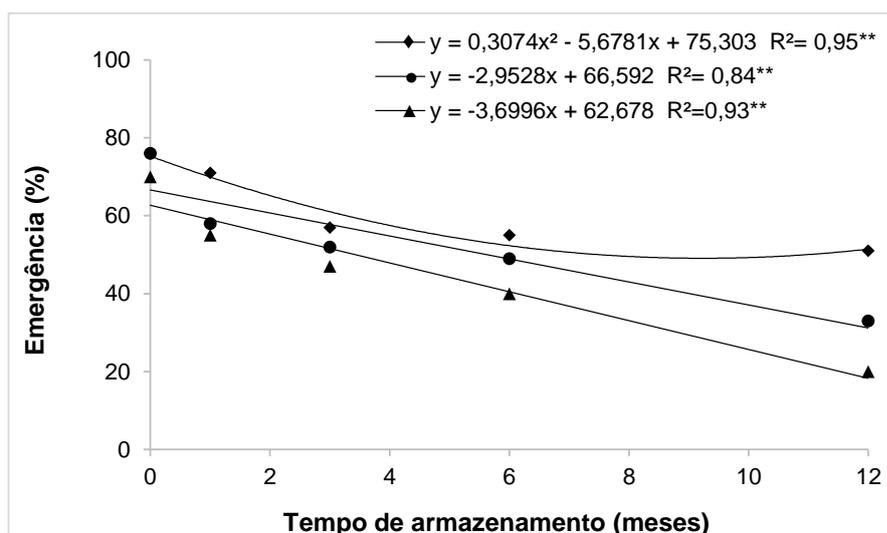


Figura 6: Emergência (%) de plântulas de *C. fissilis* (◆), *D. nigra* (●) e *C. legalis* (▲) antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento. Regressão significativa em (\*\*) 1 % de probabilidade ( $P \leq 0,01$ ) segundo o Teste F ( $n=5$ ;  $CV_{C. fissilis} = 22,06\%$ ;  $CV_{D. nigra} = 20,14\%$ ;  $CV_{C. legalis} = 29,03\%$ ).

Comparando as três espécies em cada período de armazenamento (Tabela 4), foram observadas diferenças estatísticas significativas ( $P < 0,05$ ) pelo teste de Tukey para emergência das plântulas somente após 12 meses de armazenamento. Neste período, a emergência das plântulas foi significativamente maior para *C. fissilis* (51%) e menor para *C. legalis* (20%), enquanto *D. nigra* (33%) não diferiu estatisticamente destas duas espécies.

As sementes das espécies *C. fissilis* e *D. nigra* apresentaram no tempo inicial (0) 76% de emergência de plântulas, reduzindo para 51 e 33%, respectivamente, após 12 meses de armazenamento. Estes resultados correspondem a 32 e 56% de redução na emergência das plântulas, respectivamente, analisando o valor inicial no tempo 0 e o valor aos 12 meses de armazenamento. Por outro lado, sementes de *C. legalis* apresentaram inicialmente 70% de emergência reduzindo para 20% aos 12 meses de armazenamento, o que corresponde a 71% de perda na emergência de plântulas ao longo de 12 meses de armazenamento.

Tabela 4: Emergência (%) de plântulas de *C. fissilis*, *D. nigra* e *C. legalis* antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.

Espécies	Tempo de armazenamento (meses)				
	0	1	3	6	12
<i>C. fissilis</i>	76a*	71 <sup>a</sup>	57a	55a	51a
<i>D. nigra</i>	76 <sup>a</sup>	58 <sup>a</sup>	52a	59a	33ab
<i>C. legalis</i>	70 <sup>a</sup>	55 <sup>a</sup>	47a	40a	20b

\*Médias seguidas das mesmas letras na coluna não diferem estatisticamente ( $P \leq 0,05$ ) entre si segundo o Teste Tukey ( $n = 5$ ;  $DMS = 19,33$ ;  $CV = 23,54\%$ ).

#### 4.4. Índice de velocidade de emergência (IVE) das plântulas

Para os dados de IVE das plântulas para as três espécies estudadas, o modelo que melhor se ajustou à análise de regressão em função do tempo de armazenamento foi o linear de acordo com o teste F (Fig. 7).

À medida que se prolongou o período de armazenamento das sementes de *C. fissilis*, *D. nigra* e *C. legalis* houve redução significativa do IVE (Fig. 7).

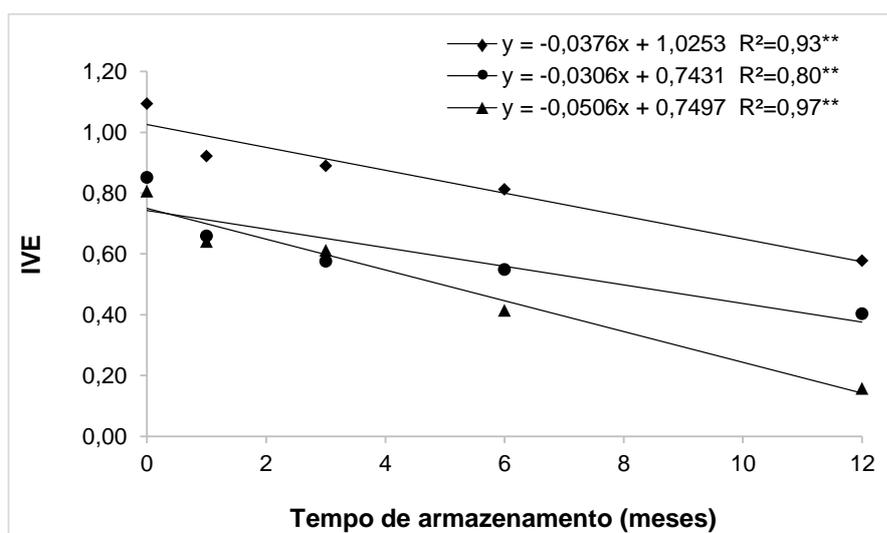


Figura 7: Índice de velocidade de emergência (IVE) de plântulas de *C. fissilis* (◆), *D. nigra* (●) e *C. legalis* (▲) antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento. Regressão significativa em (\*\*) 1 % de probabilidade ( $P \leq 0,01$ ) segundo o Teste F ( $n = 5$ ;  $CV_{C. fissilis} = 20,70\%$ ;  $CV_{D. nigra} = 20,24\%$ ;  $CV_{C. legalis} = 30,09\%$ ).

Comparando-se as espécies estudadas em cada período de armazenamento foram observadas diferenças estatísticas significativas pelo teste Tukey ( $P < 0,05$ ) (Tabela 5). Até o 6º mês de armazenamento, o IVE significativamente maior foi observado para *C. fissilis*, enquanto para as demais

espécies não foram observadas diferenças estatísticas até este período. Ao final de 12 meses de armazenamento, o IVE foi significativamente menor para *C. legalis* em relação às outras espécies analisadas, enquanto os valores para *C. fissilis* e *C. legalis* não diferiram estatisticamente entre si neste período (Tabela 5).

Tabela 5: Índice de velocidade de emergência (IVE) de plântulas de *C. fissilis*, *D. nigra* e *C. legalis* em sementes antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.

Espécies	Tempo de armazenamento (meses)				
	0	1	3	6	12
<i>C. fissilis</i>	1,094a*	0,922 <sup>a</sup>	0,890 <sup>a</sup>	0,813a	0,577a
<i>D. nigra</i>	0,852b	0,659b	0,612b	0,549b	0,403a
<i>C. legalis</i>	0,806b	0,641b	0,576b	0,415b	0,158b

\*Médias seguidas das mesmas letras na coluna não diferem estatisticamente ( $P \leq 0,05$ ) entre si segundo o Teste Tukey ( $n = 5$ ; DMS = 0,23; CV = 23,29%).

## 4.5. Análises bioquímicas

### 4.5.1. Carboidratos

Observou-se que não houve redução estatística significativa no teor dos carboidratos identificados com o decorrer do armazenamento para as espécies estudadas (Fig. 8A-C).

A sacarose foi detectada nas sementes das três espécies estudadas (Fig. 8A), enquanto glicose foi quantificada somente em sementes de *D. nigra* e *C. legalis* (Fig. 8B), e frutose apenas para as sementes de *C. legalis* (Fig. 8C), sendo os níveis maiores para sacarose e os menores para frutose.

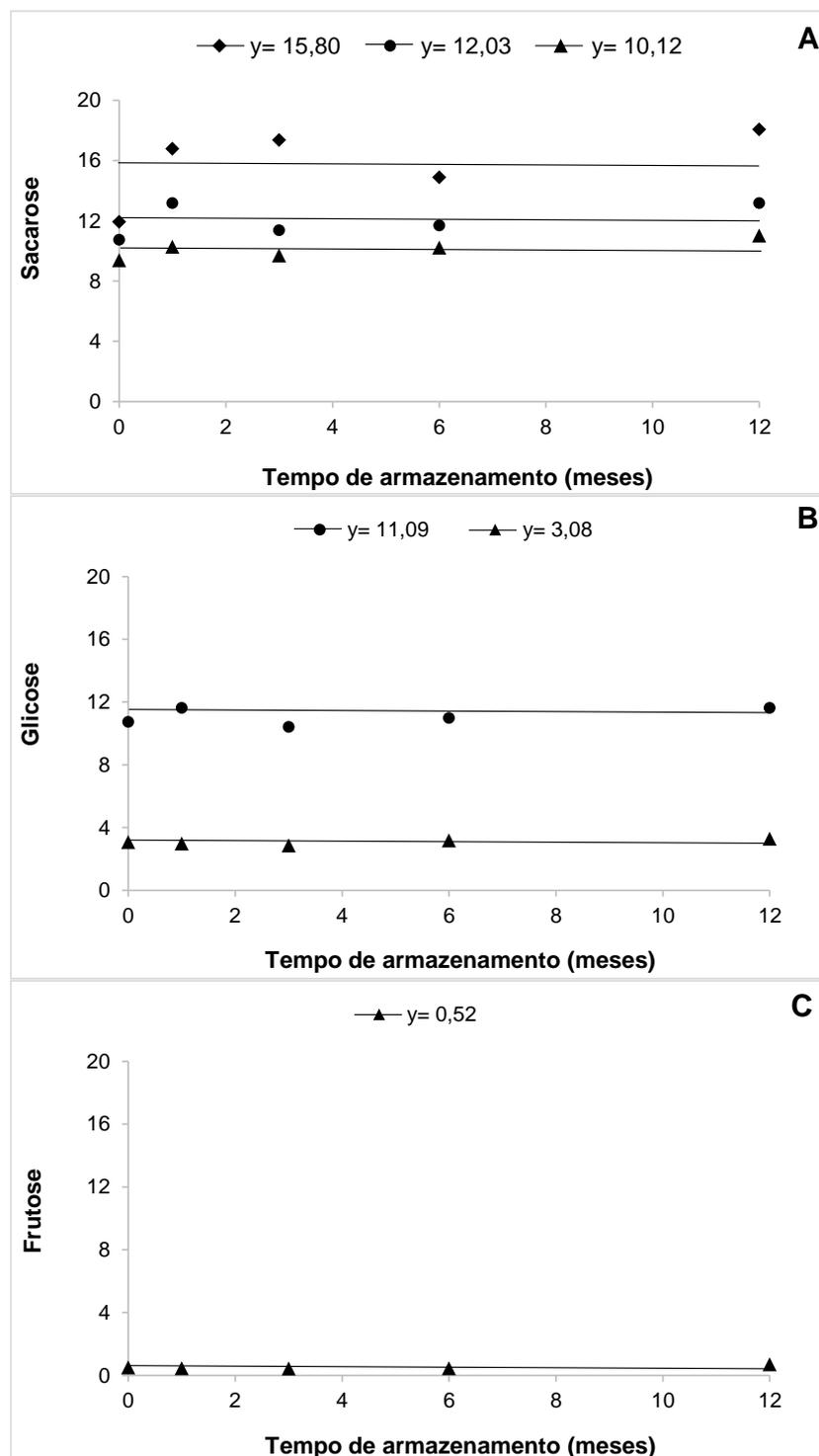


Figura 8: Teor ( $\text{mg g}^{-1}$  de MF) de sacarose (A), glicose (B) e frutose (C) em sementes de *C. fissilis* (◆), *D. nigra* (●) e *C. legalis* (▲) antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento. MF: massa fresca. C.F= *C. fissilis*; D.N= *D. nigra*; C.L= *C. legalis*. Regressão não significativa em 1% ( $P \leq 0,01$ ) e 5% ( $P \leq 0,05$ ) segundo o Teste F ( $n = 3$ ;  $CV_{\text{sacarose C.F}} = 23,56\%$ ;  $CV_{\text{sacarose D.N}} = 12,47\%$ ;  $CV_{\text{sacarose C.L}} = 9,17\%$ ;  $CV_{\text{glicose D.N}} = 14,70\%$ ;  $CV_{\text{glicose C.L}} = 11,47\%$ ;  $CV_{\text{frutose C.L}} = 32,27\%$ ).

Foi realizada a comparação dos carboidratos quantificados entre as espécies em cada período de armazenamento pelo teste Tukey ( $P \leq 0,05$ ) (Tabela 6).

Comparando-se os teores de sacarose nas sementes das três espécies estudadas, em cada período de armazenamento, verificou-se que não houve diferença estatística significativa (Tabela 6). Contudo, os teores de glicose foram significativamente maiores para *D. nigra* e menores para *C. legalis* em todos os tempos de armazenamento, sendo este carboidrato não identificado nas sementes de *C. fissilis*. A frutose somente foi identificada nas sementes de *C. legalis* (Tabela 6).

Tabela 6: Teor ( $\text{mg g}^{-1}$  de MF) de carboidratos em sementes de *C. fissilis*, *D. nigra* e *C. legalis* antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.

Carboidratos	Espécies	Tempo de armazenamento (meses)				
		0	1	3	6	12
Sacarose	<i>C. fissilis</i>	11,92a*	16,78 <sup>a</sup>	17,36a	14,89a	18,06a
	<i>D. nigra</i>	10,73 <sup>a</sup>	13,17 <sup>a</sup>	11,38a	11,69a	13,17a
	<i>C. legalis</i>	9,39 <sup>a</sup>	10,27 <sup>a</sup>	9,69a	10,22a	11,02a
Glicose	<i>C. fissilis</i>	0c	0c	0c	0c	0c
	<i>D. nigra</i>	10,75a	11,63 <sup>a</sup>	10,42a	10,99a	11,64a
	<i>C. legalis</i>	3,08b	2,99b	2,86b	3,19b	3,29b
Frutose	<i>C. fissilis</i>	0b	0b	0b	0b	0b
	<i>D. nigra</i>	0b	0b	0b	0b	0b
	<i>C. legalis</i>	0,52a	0,46 <sup>a</sup>	0,44a	0,47a	0,71a

\*Médias seguidas das mesmas letras na coluna não diferem estatisticamente ( $P \leq 0,05$ ) entre si segundo o Teste Tukey ( $n = 3$ ;  $\text{DMS}_{\text{sacarose}} = 4,79$ ;  $\text{DMS}_{\text{glicose}} = 1,94$ ;  $\text{DMS}_{\text{frutose}} = 0,21$ ;  $\text{CV}_{\text{sacarose}} = 18,80\%$ ;  $\text{CV}_{\text{glicose}} = 20,38\%$ ;  $\text{CV}_{\text{frutose}} = 59,35\%$ ).

#### 4.3.1. Poliaminas (PAs) livres

Para os teores de PAs verificou-se regressão significativa apenas para o teor de Spd e Spm em sementes de *D. nigra* (Fig. 9B-C), ajustando-se ao modelo quadrático ( $P < 0,05$ ) pelo teste F, enquanto para as demais PAs, não foi verificado regressão significativa ao longo do armazenamento das sementes (Fig. 9A-C).

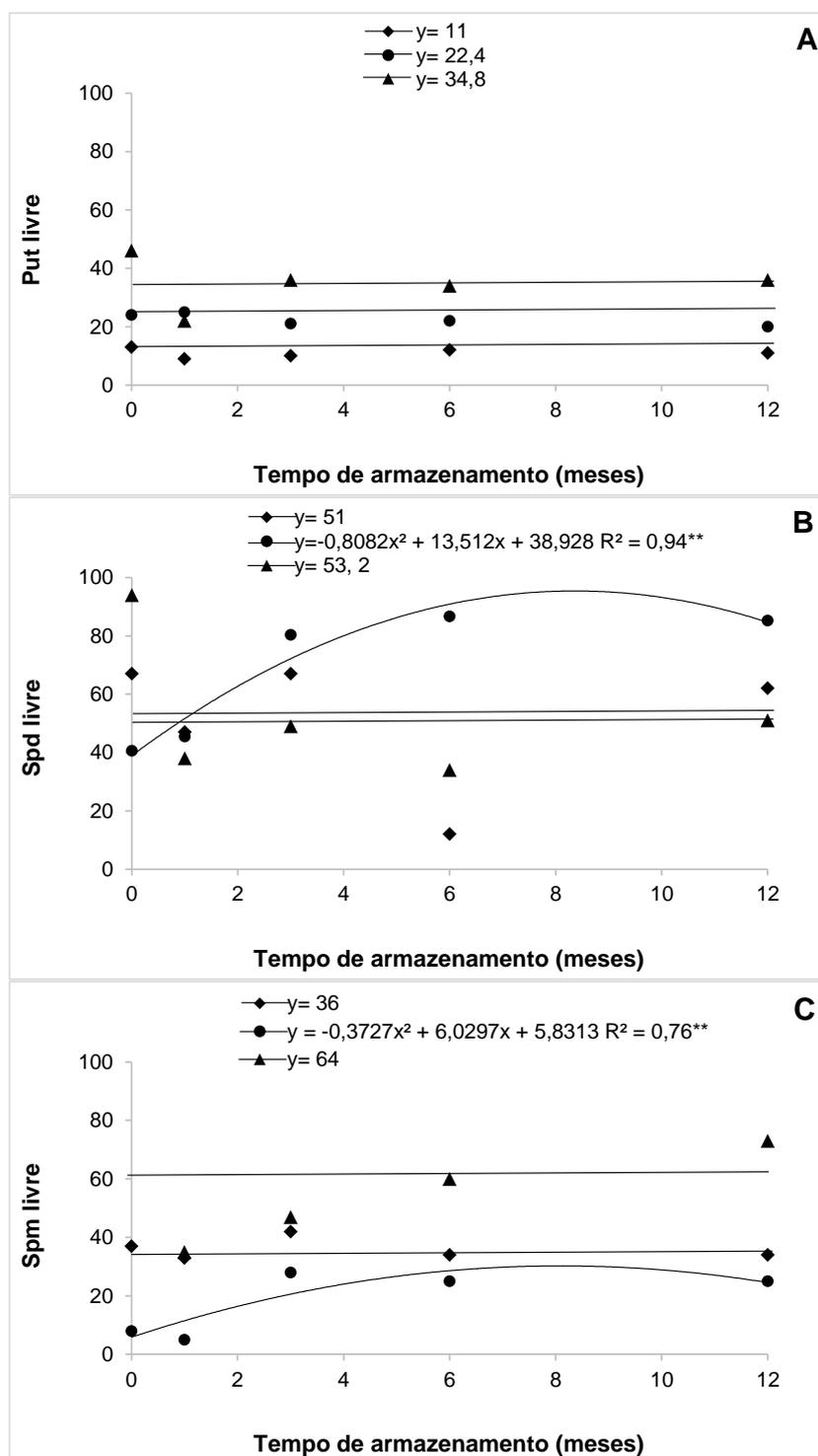


Figura 9: Teor ( $\mu\text{g g}^{-1}$  de MF) de PAs Put (A), Spd (B) e Spm (C) livres em sementes de *C. fissilis* ( $\blacklozenge$ ), *D. nigra* ( $\bullet$ ) e *C. legalis* ( $\blacktriangle$ ) antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento. MF: massa fresca. Put: putrescina; Spd: espermidina; Spm: espermina. C.F: *C. fissilis*; D.N: *D. nigra*; C.L: *C. legalis*. Regressão significativa ( $**$ ) em 1 % ( $P \leq 0,01$ ) ( $P \leq 0,01$ ) segundo o Teste F ( $n = 3$ ;  $CV_{\text{Put C.F}} = 13,17\%$ ;  $CV_{\text{Put D.N}} = 19,30\%$ ;  $CV_{\text{Put C.L}} = 16,77\%$ ;  $CV_{\text{Spd C.F}} = 12,78\%$ ;  $CV_{\text{Spd D.N}} = 15,91\%$ ;  $CV_{\text{Spd C.L}} = 16,46\%$ ;  $CV_{\text{Spm C.F}} = 11,38\%$ ;  $CV_{\text{Spm D.N}} = 17,61\%$ ;  $CV_{\text{Spm C.L}} = 21,93\%$ ).

A razão de PAs [Put/(Spd + Spm)] (Fig. 10A) e o teor de PAs livres totais (Fig. 10B) apresentaram regressão significativa somente para as sementes de *D. nigra* ao longo do armazenamento, enquanto para sementes de *C. fissilis* e *C. legalis* não houve regressão significativa para estes parâmetros (Fig. 10A-B).

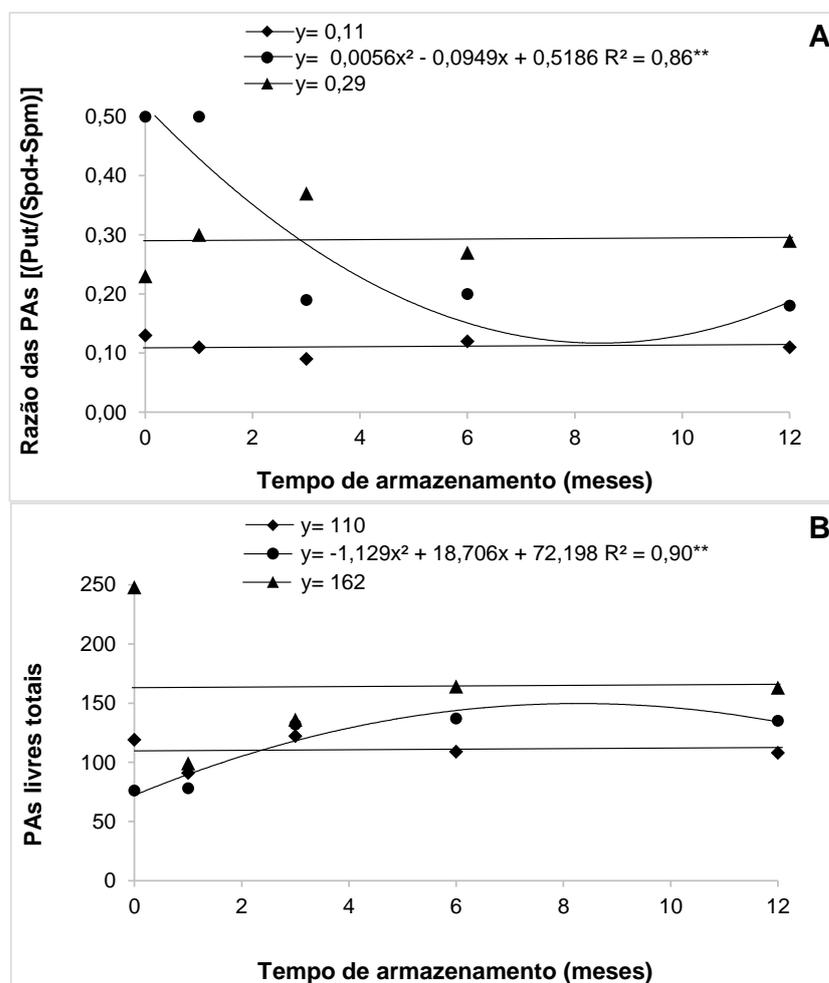


Figura 10: Razão entre PAs Put/(Spd+Spm) (A) e teor ( $\mu\text{g g}^{-1}$  de MF) de PAs livres totais (B) em sementes de *C. fissilis* (◆), *D. nigra* (●) e *C. legalis* (▲) antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento. Put: putrescina; Spd: espermidina; Spm: espermina. C.F: *C. fissilis*; D.N: *D. nigra*; C.L: *C. legalis*. Regressão significativa (\*\*) em 1% ( $P \leq 0,01$ ) segundo o Teste F ( $n = 3$ ;  $CV_{\text{Razão C.F}} = 15,77\%$ ;  $CV_{\text{Razão D.N}} = 17,29\%$ ;  $CV_{\text{Razão C.L}} = 16,08\%$ ;  $CV_{\text{PAs totais C.F}} = 10,16\%$ ;  $CV_{\text{PAs totais D.N}} = 12,23\%$ ;  $CV_{\text{PAs totais C.L}} = 10,25\%$ ).

Foi realizada a comparação do teor das PAs entre as espécies *C. fissilis*, *D. nigra* e *C. legalis* em cada período de armazenamento pelo teste Tukey ( $P < 0,05$ ) (Tabela 7).

Comparando-se os teores de Put entre as espécies analisadas em cada período de armazenamento (Tabela 7) verificou-se teores significativamente maiores nas sementes de *C. legalis* e menores para *C. fissilis*, enquanto valores intermediários foram observados para *D. nigra*.

Para o teor de Spd verificou-se alterações significativas em cada período de armazenamento comparando-se as espécies entre si (Tabela 7). Antes do armazenamento as sementes de *C. legalis* apresentaram teores significativamente superiores de Spd e os menores em sementes de *D. nigra*. Após o 1º mês de armazenamento, o teor de Spd não diferiu estatisticamente entre as três espécies. No 3º mês de armazenamento o teor de Spd foi estatisticamente maior em sementes de *D. nigra* em relação a *C. legalis*, enquanto o teor de Spd observado em sementes de *C. fissilis* não diferiu estatisticamente destas duas espécies. No 6º mês as sementes de *C. legalis* apresentaram maior teor de Spd e o menor para *C. fissilis*. Após 12 meses de armazenamento, sementes de *D. nigra* apresentaram maior teor de Spd em relação à *C. fissilis* e *C. legalis*, as quais não apresentaram diferenças estatísticas significativas entre si (Tabela 7).

Comparando-se os teores de Spm (Tabela 7) as sementes de *C. legalis* apresentaram maior e *D. nigra* o menor teor desta PA no tempo 0 (antes do armazenamento). No 1º mês de armazenamento as sementes de *C. fissilis* e *C. legalis* não diferiram estatisticamente entre si, enquanto em *D. nigra* o teor foi estatisticamente menor. No 3º mês, o teor de Spm em sementes de *C. legalis* foi estatisticamente maior em comparação à *D. nigra*. No 6º e 12º mês de armazenamento, as sementes de *C. legalis* apresentaram o maior teor de Spm em comparação à *C. fissilis* e *D. nigra*, as quais não diferiram estatisticamente entre si para o teor desta PA.

Comparando-se a razão das PAs [ $\text{Put}/(\text{Spd}+\text{Spm})$ ] entre as espécies em cada período de armazenamento (Tabela 7) verificou-se diferenças estatísticas significativas. No tempo 0 (antes do armazenamento) e no 1º mês de armazenamento verificou-se a maior razão para *D. nigra* e menor para *C. fissilis*. Do 3º ao 12º mês de armazenamento verificou-se maior razão para *C. legalis* e

menor para *C. fissilis*. Este resultado sugere que a razão entre as PAs pode ser um indicador da maior perda da viabilidade observado em *C. legalis* ao 12º mês de armazenamento comparativamente com as demais espécies, apresentando 71% de redução da emergência de plântulas (Fig. 6).

Os teores de PAs livres totais (Tabela 7) também foram comparados entre as espécies em cada período de armazenamento. Verificou-se no tempo 0 (antes do armazenamento) diferenças significativas entre as três espécies estudadas, com teores significativamente maior para *C. legalis* e menor para *D. nigra*. Do 1º ao 3º mês de armazenamento, os níveis de PAs totais não diferiram estatisticamente entre as espécies em cada período de armazenamento. Do 6º mês ao final do 12º mês de armazenamento, o teor de PAs livres totais foi estatisticamente maior para as sementes de *C. legalis* e menor para *C. fissilis*. Entretanto, o teor de PAs livres totais em sementes de *D. nigra* não apresentou diferenças estatísticas comparativamente com os observados para as sementes de *C. legalis* e *C. fissilis* nestes períodos.

Tabela 7: Teor ( $\mu\text{g g}^{-1}$  de MF) de Put, Spd e Spm, PAs totais e razão das PAs [Put/(Spd+Spm)] em sementes de *C. fissilis*, *D. nigra* e *C. legalis* antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.

PAs	Espécies	Tempo de armazenamento (meses)				
		0	1	3	6	12
Put	<i>C. fissilis</i>	13c*	9b	10c	12c	11c
	<i>D. nigra</i>	24b	25a	21b	22b	20b
	<i>C. legalis</i>	46a	22a	36 <sup>a</sup>	34a	36a
Spd	<i>C. fissilis</i>	67b	47a	67ab	12c	62b
	<i>D. nigra</i>	40c	45a	80 <sup>a</sup>	22b	85a
	<i>C. legalis</i>	94a	38a	49b	34a	51b
Spm	<i>C. fissilis</i>	37b	33a	42ab	34b	34b
	<i>D. nigra</i>	8c	5b	28b	25b	25b
	<i>C. legalis</i>	105a	35a	47a	60a	73a
PAs totais	<i>C. fissilis</i>	119b	91a	122a	109b	108b
	<i>D. nigra</i>	76c	78a	132a	137ab	135ab
	<i>C. legalis</i>	248a	99a	136a	164a	163a
Razão Put/(Spd + Spm)	<i>C. fissilis</i>	0,13c	0,11c	0,09c	0,12b	0,11b
	<i>D. nigra</i>	0,50a	0,50a	0,19b	0,20ab	0,18b
	<i>C. legalis</i>	0,23b	0,30b	0,37a	0,27a	0,29a

\*Médias seguidas das mesmas letras na coluna não diferem significativamente ( $P \leq 0,05$ ) entre si segundo o Teste Tukey ( $n = 3$ ;  $DMS_{\text{Put}} = 8,75$ ;  $DMS_{\text{Spd}} = 19,28$ ;  $DMS_{\text{Spm}} = 17,54$ ;  $DMS_{\text{PAs totais}} = 28,19$ ;  $DMS_{\text{razão}} = 0,09$ ;  $CV_{\text{Put}} = 18,73\%$ ;  $CV_{\text{Spd}} = 15,20\%$ ;  $CV_{\text{Spm}} = 21,84\%$ ;  $CV_{\text{PAs totais}} = 10,94\%$ ;  $CV_{\text{razão PAs}} = 17,75\%$ ).

### 4.5.3 Aminoácidos livres

Em relação ao teor de aminoácidos ao longo do armazenamento das sementes verificou-se que o modelo quadrático foi o que melhor se ajustou para as espécies *C. fissilis* e *D. nigra*, enquanto para *C. legalis* o modelo de melhor ajuste foi o linear de acordo com o teste F.

O teor de alguns aminoácidos teve influência do tempo de armazenamento das sementes, sendo variável para cada espécie. Em sementes de *C. fissilis* os aminoácidos citrulina (Fig.11A), alanina (Fig.11B), ácido aspártico (Fig.11C), glutamina (Fig.11D), lisina (Fig.11E), fenilalanina (Fig.11F), ornitina (Fig.11G), serina (Fig.12A), leucina (Fig.12B), tirosina (Fig.12C), histidina (Fig.12D), valina (Fig.12E) e isoleucina (Fig.12F) não apresentaram diferenças significativas em seus teores, sugerindo que estes aminoácidos não foram afetados pelo tempo de armazenamento das sementes desta espécie.

Por outro lado, os aminoácidos treonina (Fig.12G), arginina (Fig.13A), ácido glutâmico (Fig.13B), asparagina (Fig.13C), ácido  $\gamma$ -aminobutírico (Fig.13D), metionina (Fig.13E) e triptofano (Fig.13F) apresentaram alterações significativas em seus teores com o tempo de armazenamento das sementes de *C. fissilis*. O aminoácido glicina não foi detectado nas sementes desta espécie. Dentre os aminoácidos analisados verificou-se maiores teores para treonina (Fig. 12G) em sementes de *C. fissilis*.

Dentre os aminoácidos que apresentaram alterações significativas, treonina (Fig. 12G), arginina (Fig. 13A), asparagina (Fig. 13C) e triptofano (Fig. 13F) apresentaram aumento seguido de diminuição acentuada nos seus teores ao final do armazenamento, aos 12 meses. Os aminoácidos ácido glutâmico (Fig. 13B) e ácido  $\gamma$ -aminobutírico (Fig. 13D) apresentaram redução ao longo do armazenamento, enquanto metionina (Fig. 13E) apresentou aumento acentuado no seu teor aos 12 meses de armazenamento.

Para a espécie *D. nigra* os aminoácidos arginina (Fig. 13A), ácido glutâmico (Fig. 13B), asparagina (Fig. 13C), alanina (Fig. 11B), fenilalanina (Fig. 11F), histidina (Fig. 12D), ácido  $\gamma$ -aminobutírico (Fig. 13D), triptofano (Fig. 13F), serina (Fig. 12A), leucina (Fig. 12B), isoleucina (Fig. 12F), lisina (Fig. 11E), glutamina (Fig. 11D), ornitina (Fig. 11G), citrulina (Fig. 11A) e glicina (Fig. 13G) não apresentaram alterações significativas dos seus teores com o tempo de armazenamento das

sementes. Diferenças significativas foram observadas para o teor dos aminoácidos treonina (Fig. 12G), ácido aspártico (Fig. 11C), tirosina (Fig. 12C), valina (Fig. 12E) e metionina (Fig. 13E).

Dentre os aminoácidos que apresentaram diferenças estatísticas ao longo do armazenamento das sementes de *D. nigra*, os aminoácidos treonina (Fig. 12G), ácido aspártico (Fig. 11C), tirosina (Fig. 12C) e metionina (Fig. 13E) apresentaram redução nos seus teores seguido de aumento até o 12º mês de armazenamento.

Dentre os aminoácidos analisados, maior teor foi observado para treonina (Fig. 12G), com alteração significativa em seu teor durante o armazenamento, seguido de arginina (Fig. 13A), que não apresentou alterações significativas do seu teor.

Em sementes de *C. legalis* somente cinco aminoácidos não apresentaram diferenças significativas durante o armazenamento, sendo ácido glutâmico (Fig. 13B), treonina (Fig. 12G), metionina (Fig. 13E), valina (Fig. 12E) e ornitina (Fig. 11G). Por outro lado, 16 aminoácidos analisados, arginina (Fig. 13A), citrulina (Fig. 11A), asparagina (Fig. 13C), ácido aspártico (Fig. 11C), ácido  $\gamma$ -aminobutírico (Fig. 13D), alanina (Fig. 11B), glutamina (Fig. 11D), triptofano (Fig. 13F), histidina (Fig. 12D), serina (Fig. 12A), fenilalanina (Fig. 11F), leucina (Fig. 12B), tirosina (Fig. 12C), isoleucina (Fig. 12F), lisina (Fig. 11E) e glicina (Fig. 13G), apresentaram diferenças estatísticas significativas ao longo do armazenamento das sementes de *C. legalis*.

Dentre os aminoácidos que apresentaram diferenças estatísticas significativas ao longo do armazenamento das sementes, verificou-se redução significativa no teor de citrulina (Fig. 11A), histidina (Fig. 12D) e lisina (Fig. 11E), enquanto o teor de aminoácidos arginina (Fig. 13A), asparagina (Fig. 13C), ácido aspártico (Fig. 11C), ácido  $\gamma$ -aminobutírico (Fig. 13D), alanina (Fig. 11B), glutamina (Fig. 11D), triptofano (Fig. 13F), serina (Fig. 12A), fenilalanina (Fig. 11F), leucina (Fig. 12B), tirosina (Fig. 12C), isoleucina (Fig. 12F) e glicina (Fig. 13G), aumentou significativamente com o decorrer do tempo de armazenamento das sementes.

Dentre os aminoácidos analisados, arginina (Fig. 13A) foi predominante, com aumento significativo em seu teor ao longo do armazenamento das sementes de *C. legalis*.

Comparando as espécies, verificou-se maior número de aminoácidos (16 dentre 21 analisados) com alterações significativas em seu teor nas sementes de *C. legalis* comparativamente com *C. fissilis* (7 aminoácidos dentre 21 analisados).

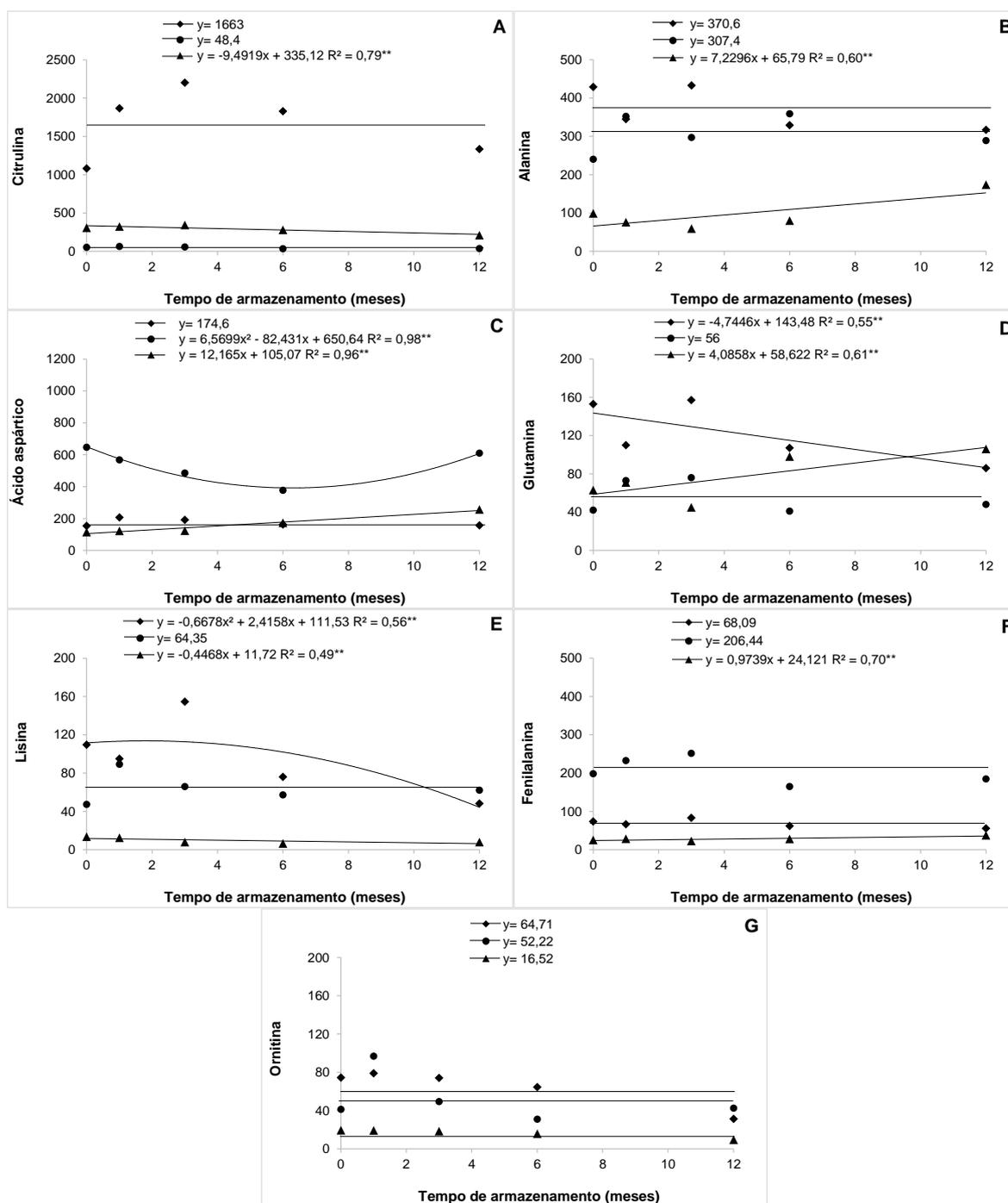


Figura 11: Teor ( $\mu\text{g g}^{-1}$  de MF) de Citrulina (A), Alanina (B), Ácido aspártico (C), Glutamina (D), Lisina (E), Fenilalanina (F) e Ornitina (G) em sementes de *C. fissilis* (◆), *D. nigra* (●) e *C. legalis* (▲) antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento. Regressão significativa (\*\*) em 1 % ( $P \leq 0,01$ ) segundo o Teste F. C.F= *C. fissilis*; D.N= *D. nigra*; C.L= *C. legalis*. (n = 3;  $CV_{\text{citrulina C.F}} = 19,33\%$ ;  $CV_{\text{citrulina D.N}} = 12,96\%$ ;  $CV_{\text{citrulina C.L}} = 14,99\%$ ;  $CV_{\text{alanina C.F}} = 17,34\%$ ;  $CV_{\text{alanina D.N}} = 16,46\%$ ;  $CV_{\text{alanina C.L}} = 14,34\%$ ;  $CV_{\text{ácido aspártico C.F}} = 13,62\%$ ;  $CV_{\text{ácido aspártico D.N}} = 12,03\%$ ;  $CV_{\text{ácido aspártico C.L}} = 11,76\%$ ;  $CV_{\text{glutamina C.F}} = 15,33\%$ ;  $CV_{\text{glutamina D.N}} = 17,08\%$ ;  $CV_{\text{glutamina C.L}} = 19,54\%$ ;  $CV_{\text{lisina C.F}} = 10,28\%$ ;  $CV_{\text{lisina D.N}} = 16,17\%$ ;  $CV_{\text{lisina C.L}} = 20,27\%$ ;  $CV_{\text{fenilalanina C.F}} = 14,69\%$ ;  $CV_{\text{fenilalanina D.N}} = 16,28\%$ ;  $CV_{\text{fenilalanina C.L}} = 14,55\%$ ;  $CV_{\text{ornitina C.F}} = 18,46\%$ ;  $CV_{\text{ornitina D.N}} = 14,04\%$ ;  $CV_{\text{ornitina C.L}} = 18,20\%$ ).

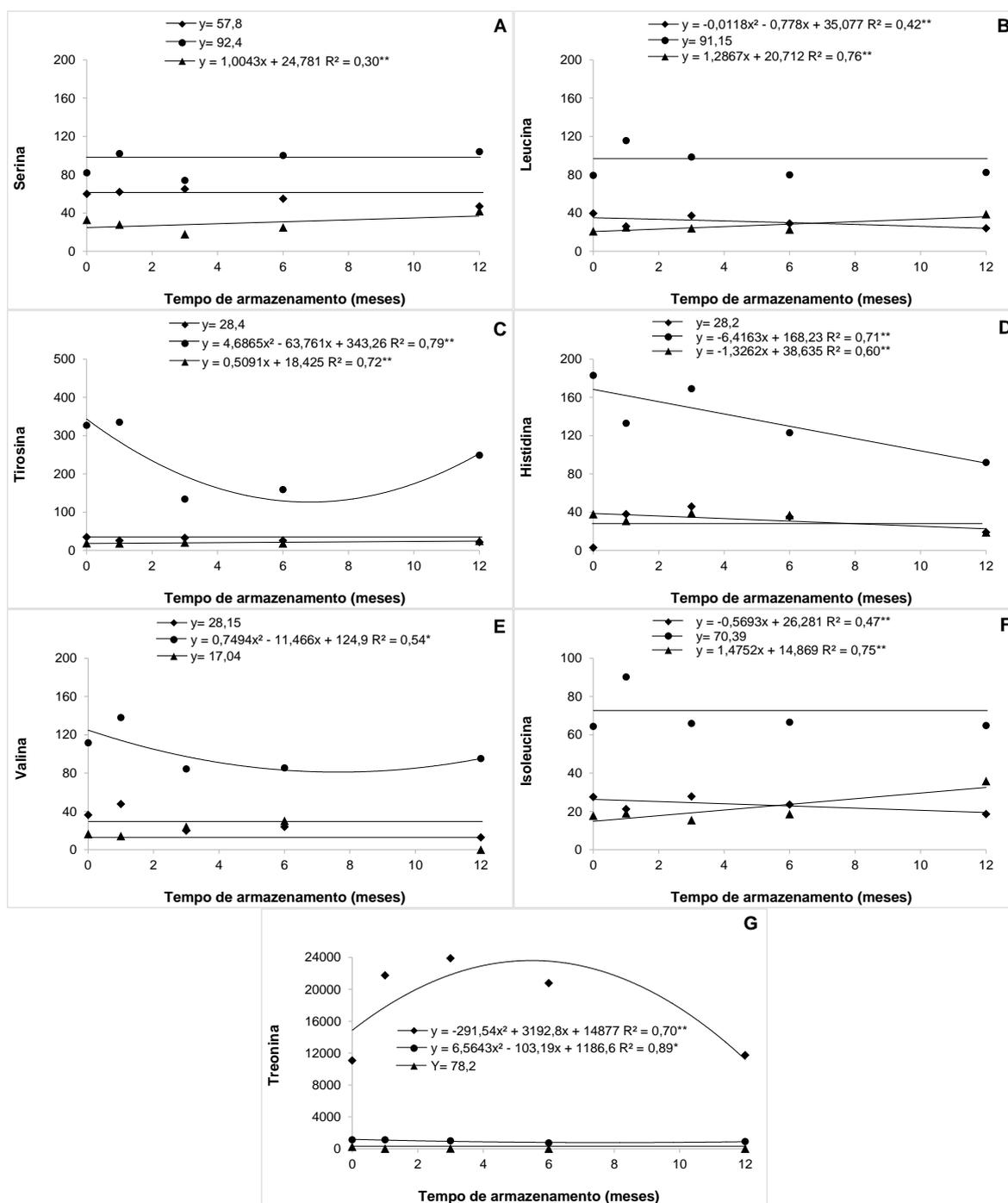


Figura 12: Teor ( $\mu\text{g g}^{-1}$  de MF) de Serina (A), Leucina (B), Tirosina (C), Histidina (D), Valina (E), Isoleucina (F) e Treonina (G) em sementes de *C. fissilis* ( $\blacklozenge$ ), *D. nigra* ( $\bullet$ ) e *C. legalis* ( $\blacktriangle$ ) antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento. Regressão significativa ( $**$ ) em 1% ( $P \leq 0,01$ ) e ( $*$ ) 5% ( $P \leq 0,05$ ) segundo o Teste F. C.F= *C. fissilis*; D.N= *D. nigra*; C.L= *C. legalis*. ( $n = 3$ ;  $CV_{\text{serina C.F}} = 18,35\%$ ;  $CV_{\text{serina D.N}} = 16,35\%$ ;  $CV_{\text{serina C.L}} = 12,78\%$ ;  $CV_{\text{leucina C.F}} = 11,56\%$ ;  $CV_{\text{leucina D.N}} = 14,25\%$ ;  $CV_{\text{leucina C.L}} = 16,78\%$ ;  $CV_{\text{tirosina C.F}} = 13,04\%$ ;  $CV_{\text{tirosina D.N}} = 13,24\%$ ;  $CV_{\text{tirosina C.L}} = 13,63\%$ ;  $CV_{\text{histidina C.F}} = \%$ ;  $CV_{\text{histidina D.N}} = 12,77\%$ ;  $CV_{\text{histidina C.L}} = 15,72\%$ ;  $CV_{\text{valina C.F}} = 26,96\%$ ;  $CV_{\text{valina D.N}} = 14,11\%$ ;  $CV_{\text{valina C.L}} = 20,20\%$ ;  $CV_{\text{isoleucina C.F}} = 11,68\%$ ;  $CV_{\text{isoleucina D.N}} = 15,95\%$ ;  $CV_{\text{isoleucina C.L}} = 18,60\%$ ;  $CV_{\text{treonina C.F}} = 14,48\%$ ;  $CV_{\text{treonina D.N}} = 15,13\%$ ;  $CV_{\text{treonina C.L}} = 36,40\%$ ).

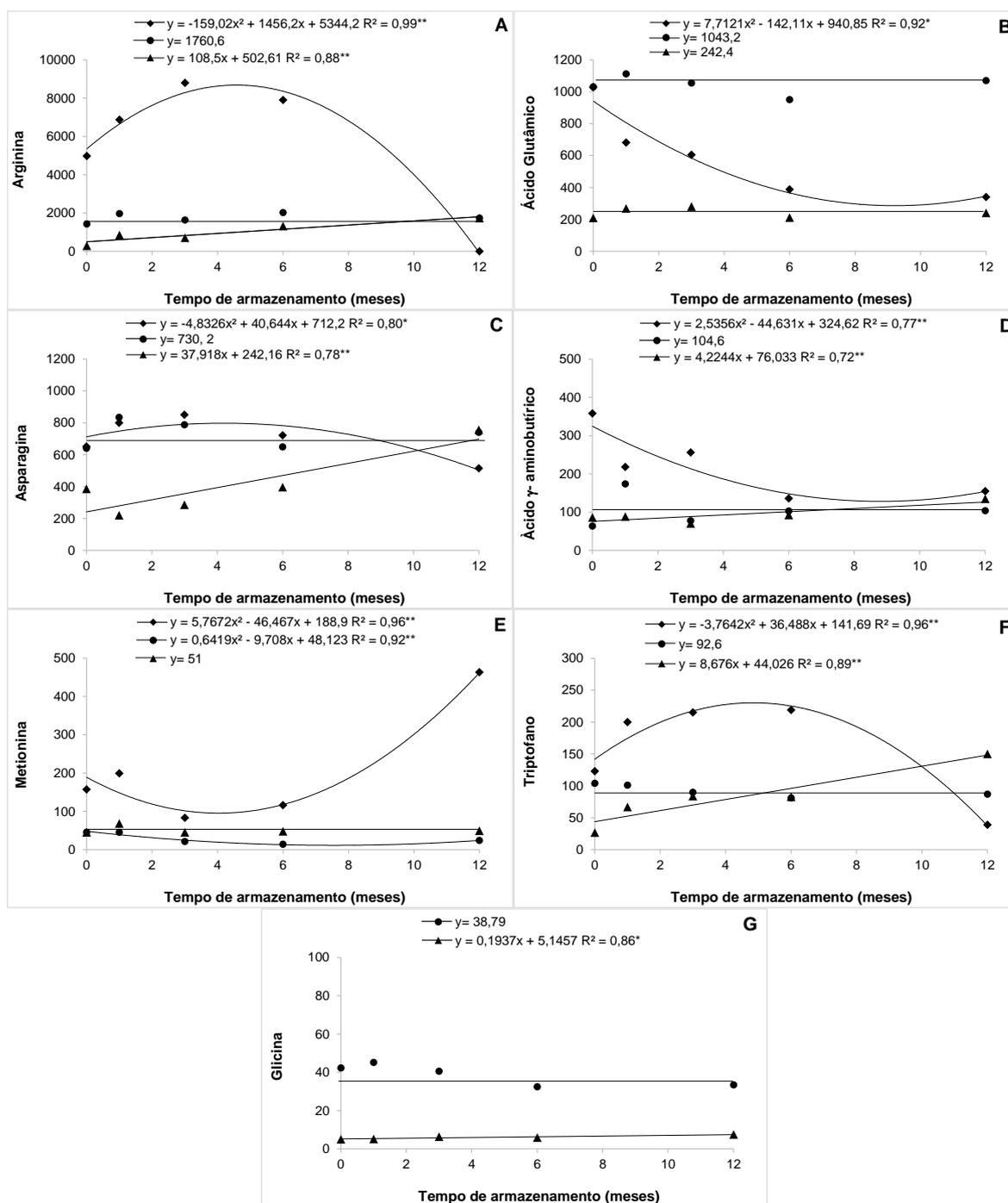


Figura 13: Teor ( $\mu\text{g g}^{-1}$  de MF) de Arginina (A), Ácido glutâmico (B), Asparagina (C), Ácido  $\gamma$ -aminobutírico (D), Metionina (E), Triptofano (F) e Glicina (G) em sementes de *C. fissilis* ( $\blacklozenge$ ), *D. nigra* ( $\bullet$ ) e *C. legalis* ( $\blacktriangle$ ) antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento. Regressão significativa ( $**$ ) em 1% ( $P \leq 0,01$ ) e ( $*$ ) 5% ( $P \leq 0,05$ ) segundo o Teste F. C.F= *C. fissilis*; D.N= *D. nigra*; C.L= *C. legalis*. (n = 3; CV<sub>arginina</sub> C.F = 17,99%; CV<sub>arginina</sub> D.N = 17,96%; CV<sub>arginina</sub> C.L = 27,22%; CV<sub>ácido glutâmico</sub> C.F = 27,88%; CV<sub>ácido glutâmico</sub> D.N = 13,92%; CV<sub>ácido glutâmico</sub> C.L = 14,01%; CV<sub>asparagina</sub> C.F = 14,76%; CV<sub>asparagina</sub> D.N = 18,50%; CV<sub>asparagina</sub> C.L = 21,71%; CV<sub>ácido  $\gamma$ -aminobutírico</sub> C.F = 16,05%; CV<sub>ácido  $\gamma$ -aminobutírico</sub> D.N = 23,50%; CV<sub>ácido  $\gamma$ -aminobutírico</sub> C.L = 15,73%; CV<sub>metionina</sub> C.F = 19,17%; CV<sub>metionina</sub> D.N = 13,36%; CV<sub>metionina</sub> C.L = 15,46%; CV<sub>triptofano</sub> C.F = 11,46%; CV<sub>triptofano</sub> D.N = 12,18%; CV<sub>triptofano</sub> C.L = 21,15%; CV<sub>glicina</sub> C.F = não detectado CV<sub>glicina</sub> D.N = 10,01%; CV<sub>glicina</sub> C.L = 22%).

Foi realizada também a comparação do teor de cada aminoácido entre as espécies em cada período de armazenamento, e os dados foram submetidos à análise de variância e ao teste Tukey ( $P < 0,05$ ).

Verificou-se diferenças estatísticas entre as espécies para o teor da maioria dos aminoácidos analisados em cada período de armazenamento (Tabela 8). Dentre os aminoácidos analisados, o teor de ácido glutâmico não diferiu significativamente entre as espécies para a maioria dos períodos de armazenamento analisados (Tabela 8). O teor de ácido aspártico, glicina, histidina, isoleucina, leucina, fenilalanina, tirosina e valina foi significativamente maior em sementes de *D. nigra* em cada período de armazenamento, comparativamente às demais espécies, que apresentaram valores menores (Tabela 8).

Por outro lado, os teores dos aminoácidos alanina, citrulina, ácido  $\gamma$ -aminobutírico, lisina, ornitina e treonina foram significativamente maiores para *C. fissilis* e menores para *C. legalis* em cada período de armazenamento analisado (Tabela 8). Arginina, asparagina, glutamina, metionina e triptofano também apresentaram, para a maioria dos tempos analisados, teores significativamente maiores em sementes de *C. fissilis* e menores para *C. legalis* (Tabela 8). Desta forma, os aminoácidos arginina, asparagina e triptofano apresentaram níveis significativamente maiores em sementes de *C. fissilis* até o 6º mês de armazenamento comparativamente com *C. legalis*, enquanto no 12º mês, as sementes de *C. legalis* apresentaram teores significativamente maiores para estes aminoácidos comparativamente com *C. fissilis*. Para o aminoácido glutamina (Tabela 8) foram observados teores significativamente maiores para *C. fissilis* em todos os tempos de armazenamento. No entanto, sementes de *C. legalis* apresentaram teores menores até o 3º mês, enquanto no 6º e 12º mês, o teor de glutamina não apresentou diferenças estatísticas significativas entre estas espécies estudadas, com teor significativamente superior em sementes de *D. nigra* nestes períodos.

O teor de metionina (Tabela 8) foi significativamente maior em *C. fissilis* em cada período de armazenamento, e menores para *C. legalis* e *D. nigra*, exceto no 3º mês de armazenamento quando sementes de *C. fissilis* reduziram seu teor e não apresentaram diferença estatística comparativamente com *C. legalis*, apresentando teores significativamente maiores para as estas duas espécies neste período.

Tabela 8: Teor ( $\mu\text{g g}^{-1}$  de MF) de aminoácidos em sementes de *C. fissilis*, *D. nigra* e *C. legalis* antes (0) e após 1, 3, 6 e 12 meses de armazenamento.

Aminoácidos	Espécies	Tempo de armazenamento (meses)					DMS/CV (%)
		0	1	3	6	12	
Alanina	<i>C. fissilis</i>	429a*	345a	433a	329a	317a	96,69/ 18,52
	<i>D. nigra</i>	240b	352a	297b	359a	289a	
	<i>C. legalis</i>	99c	76b	59c	80b	174b	
Arginina	<i>C. fissilis</i>	4974a	6876a	8791a	7903a	0b	1287,99/22,69
	<i>D. nigra</i>	1429b	1970b	1639b	2025b	1740a	
	<i>C. legalis</i>	288b	856b	706b	1317b	1733a	
Asparagina	<i>C. fissilis</i>	651a	799a	850a	722a	515b	223,98/18,05
	<i>D. nigra</i>	640a	834a	788a	649a	740a	
	<i>C. legalis</i>	386b	220b	286b	397b	756a	
Ácido aspártico	<i>C. fissilis</i>	154b	207b	192b	163b	157c	83,15/14,18
	<i>D. nigra</i>	647a	568a	486a	377a	610a	
	<i>C. legalis</i>	115b	123c	124b	174b	257b	
Citrulina	<i>C. fissilis</i>	1081a	1868a	2202a	1829a	1336a	377,66/28,04
	<i>D. nigra</i>	52b	64b	56b	34b	36b	
	<i>C. legalis</i>	308b	323b	344b	280b	211b	
Ácido $\gamma$ -aminobutírico	<i>C. fissilis</i>	358a	218a	256a	136a	155a	52,75/18,80
	<i>D. nigra</i>	64b	174a	78b	103a	134a	
	<i>C. legalis</i>	86b	88b	70b	92a	68b	
Glutamina	<i>C. fissilis</i>	153a	110a	157a	107a	86a	30,28/17,55
	<i>D. nigra</i>	42b	73b	76b	41b	48b	
	<i>C. legalis</i>	63b	71b	45c	98a	106a	
Ácido glutâmico	<i>C. fissilis</i>	1028a	682ab	605a	388a	340a	830,88/20,66
	<i>D. nigra</i>	1031a	1112a	1054a	950a	1069a	
	<i>C. legalis</i>	209a	269b	281a	212a	241a	
Glicina	<i>C. fissilis</i>	0c	0c	0c	0c	0c	4,77/15,86
	<i>D. nigra</i>	42a	45a	40a	32a	33a	
	<i>C. legalis</i>	5b	5b	6b	6b	7b	
Histidina	<i>C. fissilis</i>	3c	38b	46b	35b	19b	22,70/16,69
	<i>D. nigra</i>	183a	133a	169a	123a	92a	
	<i>C. legalis</i>	38b	31b	39b	37b	19b	
Isoleucina	<i>C. fissilis</i>	27b	21b	28b	23b	19c	14,22/18,34
	<i>D. nigra</i>	64a	90a	66a	66a	65a	
	<i>C. legalis</i>	18b	19b	15b	19b	36b	
Leucina	<i>C. fissilis</i>	40b	26b	37b	29b	24b	16,50/16,52
	<i>D. nigra</i>	79a	116a	98a	80a	82a	
	<i>C. legalis</i>	21c	25b	24b	23b	39b	
Lisina	<i>C. fissilis</i>	109a	95a	155a	76a	48a	16,91/14,73
	<i>D. nigra</i>	47b	89a	66b	57b	62a	
	<i>C. legalis</i>	13c	12b	8c	7c	8b	
Metionina	<i>C. fissilis</i>	157a	199a	83a	116a	463a	46,71/24,32
	<i>D. nigra</i>	45b	45b	21b	14b	24b	
	<i>C. legalis</i>	44b	68b	45ab	48b	49b	
Ornitina	<i>C. fissilis</i>	74a	79b	74a	65a	31a	16,67/18,60
	<i>D. nigra</i>	41b	97a	49b	31b	42a	
	<i>C. legalis</i>	19c	19c	18c	16b	9b	

Fenilalanina	<i>C. fissilis</i>	73b	66b	83b	62b	55b	41,07/20,18
	<i>D. nigra</i>	198a	233a	252a	165a	185a	
	<i>C. legalis</i>	25c	28b	23c	28b	38b	
Serina	<i>C. fissilis</i>	60b	62b	65a	55b	47b	22,07/18,15
	<i>D. nigra</i>	82a	102a	74a	100a	104a	
	<i>C. legalis</i>	33c	28c	18b	25c	42b	
Tirosina	<i>C. fissilis</i>	35b	26b	33b	26b	22b	37,57/19,22
	<i>D. nigra</i>	327a	335a	134a	159a	249a	
	<i>C. legalis</i>	19b	18b	20b	18b	25b	
Treonina	<i>C. fissilis</i>	11065a	21752a	23900a	20772a	11743a	3011,3/23,71
	<i>D. nigra</i>	1137b	1123b	1001b	745b	904b	
	<i>C. legalis</i>	266b	28b	36b	32b	29b	
Triptofano	<i>C. fissilis</i>	123a	200a	215a	219a	39c	32,27/14,33
	<i>D. nigra</i>	104a	101b	90b	81b	87b	
	<i>C. legalis</i>	27b	67c	84b	83b	150a	
Valina	<i>C. fissilis</i>	36b	48b	20b	24b	13b	19,82/19,93
	<i>D. nigra</i>	111a	137a	84a	85a	95a	
	<i>C. legalis</i>	16c	14c	24b	30b	0b	

\*Médias seguidas das mesmas letras na coluna para cada aminoácido em cada período de armazenamento não diferem estatisticamente ( $P \leq 0,05$ ) entre si segundo o Teste Tukey ( $n = 3$ ).

## 5. DISCUSSÃO

O armazenamento de sementes constitui uma estratégia de conservação *ex situ* dentre as mais utilizadas, contribuindo para a preservação das características genéticas até o processo de semeio (Nodari et al., 1998, Souza et al., 2011). Neste sentido, pesquisas relacionadas ao armazenamento de sementes, à manutenção do seu poder germinativo e, conseqüentemente, à produção de mudas de espécies florestais, em especial aquelas que possuem sementes recalcitrantes, são fundamentais diante dos grandes desafios impostos pela perda de biodiversidade nos principais biomas do planeta (Souza et al., 2011).

Dentre os fatores associados à preservação de sementes, vários trabalhos mostram a importância das condições de armazenamento (Aguilar et al., 2010; Guedes et al., 2012; Benedito et al., 2011; Silva et al., 2012), bem como alterações fisiológicas e bioquímicas durante o armazenamento das mesmas (Gallardo et al., 2003; Malik e Shamet, 2009; Corte et al., 2010; Kapoor et al., 2011; Schmidt et al., 2011).

A umidade relativa do ar e a temperatura são os principais fatores que influenciam a viabilidade e qualidade fisiológica da semente durante o armazenamento, em particular no vigor (Farhadi et al., 2012; Jyoti e Malik, 2013). A temperatura influencia a velocidade dos processos bioquímicos e interfere indiretamente no teor de umidade e, conseqüentemente, no seu metabolismo durante o armazenamento (Carvalho e Nakagawa, 2000). No presente estudo verificou-se que o tempo de armazenamento afetou significativamente os valores

de MF e MS (Fig. 4A-B, Tabela 2) das sementes de *C. fissilis*, *D. nigra* e *C. legalis*, apresentando uma redução destes parâmetros. Durante a maturação da semente ocorre deposição de compostos de reserva e diminuição no teor de água da semente, aumentando a MS. Um decréscimo na MS pode ocorrer posteriormente, como resultado de perdas pela respiração da semente e deterioração (Pessoa et al., 2010; Mohammadi et al., 2011). Neste sentido, a diminuição da MF e MS (Fig. 4A-B) das sementes das três espécies pode estar relacionada ao processo natural de deterioração destas (Braccini et al., 2000; Mohammadi et al., 2011). Adicionalmente, os dados obtidos no presente trabalho corroboram com resultados prévios observados para *C. fissilis* e *D. nigra*. Corvello et al. (1999) mostraram que sementes de *C. fissilis* armazenadas em câmara fria mantiveram-se sem alterações da MS durante os 6 primeiros meses, seguido de redução até 12º mês de armazenamento. Resultados semelhantes foram obtidos por Aguiar et al. (2010) com sementes de *D. nigra*. Esses autores observaram diminuição da MS das sementes, a partir do 1º mês de armazenamento, mantendo-se relativamente constante a partir do 6º até o 12º mês de armazenamento, no término da análise. Bezerra et al. (2004) também observaram a diminuição de MS de sementes de *Moringa oleifera* armazenadas em câmara fria durante 24 meses.

Adicionalmente, as espécies arbóreas apresentam uma grande amplitude no tamanho de suas sementes (Malavasi e Malavasi, 2001). Desta forma, a diferença nos valores de MF e MS (Tabela 2) observada no presente trabalho está relacionada ao tamanho das sementes das espécies estudadas. As sementes de *D. nigra* são maiores comparadas com as de *C. fissilis*, de menor tamanho, enquanto valor intermediário foi observado para as sementes de *C. legalis*. A influência do tamanho sobre a qualidade fisiológica, a germinação e o vigor tem sido pesquisada em várias espécies como *Carapa* sp, *Mimosa caesalpiniiifolia* e *Eugenia dysenterica* (Silva et al., 2004; Alves et al., 2005; Duarte et al., 2007), porém é pouco frequente em espécies florestais (Alves et al., 2005). De acordo com Frazão et al. (1984) e Carneiro (1985), as pesquisas sugerem uma regra geral, de que, quanto maior a massa da semente, melhor seria o vigor e a germinação desta. Contrariamente, para algumas espécies, como *Macadamia integrifolia* (Rêgo et al., 1991) e *Caesalpinia echinata* (Aguiar et al., 1996) não foi observado a influência do tamanho sobre a germinação das sementes.

As variações na velocidade de perda de viabilidade podem estar associadas ao teor de umidade das sementes (Marcos Filho, 2005). Durante o armazenamento, em decorrência do dessecamento, as moléculas de RNA e DNA podem ser parcialmente degradadas, e as membranas celulares podem sofrer danos, e conseqüentemente, resultar em redução no vigor e perda de viabilidade da semente (Bewley, 1997, Boubriak et al., 1997; Shaban, 2013). No presente estudo ocorreu redução significativa no teor de água durante o armazenamento, em sementes de *C. fissilis*, enquanto para *D. nigra* e *C. legalis* este parâmetro não foi afetado pelo tempo de armazenamento nas condições utilizadas (Fig. 5, Tabela 3). As sementes de *C. fissilis* (Fig. 5), apresentaram teor de água inicial de 18% e 4% após 12 meses. Estes resultados estão de acordo com o trabalho de Pinã-Rodrigues et al. (1992), os quais mostraram 18% do teor de água inicial em sementes desta mesma espécie.

Entretanto, verificou-se que a emergência (Fig. 6) e IVE (Fig. 7) das plântulas para as três espécies estudadas foi afetada pelo tempo de armazenamento, ocorrendo redução significativa. Dentre as espécies estudadas, as sementes de *C. legalis* foram as mais afetadas pelo tempo de armazenamento, apresentando maior redução tanto na percentagem (Fig. 6) quanto na velocidade (IVE) (Fig. 7) de emergência das plântulas. Comparando-se o início e após 12 meses de armazenamento, verificou-se um decréscimo de 32, 56 e 71% na emergência das plântulas para *C. fissilis*, *D. nigra* e *C. legalis*, respectivamente. Os resultados sugerem que as espécies apresentaram comportamentos distintos quanto ao armazenamento, ocorrendo uma maior deterioração das sementes de *C. legalis* nas condições utilizadas, verificado pela maior perda da emergência das plântulas. Segundo Vieira e Carvalho (1994), a deterioração da semente evidencia-se, primeiramente, pela redução da velocidade de germinação e perda de vigor das sementes. Vários estudos compararam a redução no poder germinativo e as condições de armazenamento. Resultados obtidos por Piña-Rodrigues et al. (1992) mostraram que em condições de armazenamento sem controle (em laboratório à temperatura ambiente), a viabilidade de sementes de *Cedrela angustifolia* foi mantida por apenas 75 dias, em embalagem permeável (saco de papel). Por outro lado, quando as sementes foram armazenadas em câmara fria, independente do tipo de embalagem empregada, a preservação da viabilidade foi mantida por um

período de três anos. Sementes de *Jacaranda cuspidifoli* armazenadas à temperatura ambiente e sob refrigeração ( $12 \pm 2^{\circ}\text{C}$ ) apresentaram 76 e 90% de emergência de plântulas após 5 meses, respectivamente (Scalon et al., 2006). No início do armazenamento das sementes de *Myracrodruon urundeuva* foi observado 85% de emergência de plântulas, com menor redução da emergência quando armazenadas sob refrigeração (62%) após 8 meses de armazenamento (Guedes et al., 2012). Figliolia et al. (2001) mostraram a manutenção da capacidade germinativa inicial das sementes de *Caesalpinia peltophoroides* durante 12 meses de armazenamento em geladeira, decrescendo significativamente, até 55,6%, após 21 meses. Estes resultados mostram a importância da refrigeração para a manutenção da viabilidade das sementes.

Mas, para algumas espécies, as sementes, mesmo mantidas sob refrigeração apresentaram redução na percentagem e velocidade de germinação, conforme observado para as espécies no presente trabalho, em especial *C. legalis* (Fig. 6-7), e para *Tabebuia aurea* (Cabral et al., 2003), *Piptadenia moniliformis* (Benedito et al., 2011). Sementes de *T. aurea*, armazenadas em saco plástico e mantidas em câmara fria e câmara seca, apresentaram uma redução na porcentagem e na velocidade de germinação após 5 meses (Cabral et al., 2003). Sementes de *P. moniliformis* também apresentaram redução na emergência das plântulas após 7 meses em câmara fria (Benedito et al., 2011). Entretanto, algumas espécies são altamente sensíveis ao armazenamento, como sementes de *Talisia esculenta*, com 88% de emergência quando recém-colhidas, e ausência de germinação após 30 dias de armazenamento em temperatura ambiente (Vieira e Gusmão, 2008). Contrariamente, outras espécies, como para *Tabebuia serratifolia* a emergência das plântulas não foi influenciada pelos ambientes de armazenamento, tais como câmara fria, laboratório e geladeira, e pelas embalagens utilizadas, como papel e polietileno (Souza et al., 2005).

Além da refrigeração, a embalagem de armazenamento também influencia a viabilidade das sementes a germinação. No trabalho de Benedito et al. (2011), sementes de *P. moniliformis* apresentaram redução significativa do índice de velocidade de germinação (IVG) no armazenamento quando utilizou-se a embalagem de papel. Observando-se menor IVG para as sementes mantidas em saco de papel e maior para sementes acondicionadas em saco plástico após 5

meses de armazenamento. No trabalho de Guedes et al. (2012), o vigor, determinado pelo IVE, também foi afetado pelo tempo de armazenamento das sementes de *M. urundeuva*, com redução mais acentuada quando as sementes foram mantidas em ambiente de laboratório em saco de papel. O IVE em *Tabebuia serratifolia* também foi afetado pelas condições dos ambientes de armazenamento (câmara fria, condições ambientais em laboratório e refrigeração em geladeira) e embalagens (sacos de papel e polietileno) utilizadas (Souza et al., 2005). Estes autores verificaram menor redução quando as sementes foram acondicionadas em saco de polietileno, com uma pequena redução no vigor ao longo do armazenamento. No decorrer desse tempo, as sementes mantidas no refrigerador e acondicionadas na embalagem de polietileno apresentaram-se mais vigorosas, em relação às acondicionadas na mesma embalagem e armazenadas em laboratório.

Adicionalmente, a maior redução na percentagem de emergência e IVE das plântulas observadas para *C. legalis* e menor para *C. fissilis* pode estar associada também com o grau de tolerância à dessecação da semente dessas espécies. Segundo Borges et al. (1990), a estabilidade e a manutenção da estrutura das membranas celulares são fundamentais para a semente suportar a dessecação e, conseqüentemente, manter o seu vigor durante o armazenamento. Maiores estudos devem ser realizados com esta espécie para esclarecer em qual comportamento fisiológico pode ser classificada a semente desta espécie. Adicionalmente, estudos devem ser conduzidos visando estabelecer melhor condição de armazenamento para todas as espécies, especialmente para *C. legalis*, a qual apresentou maior perda de emergência e vigor durante o armazenamento das sementes nas condições do presente trabalho.

A diferença significativa da emergência das plântulas e IVE (Tabela 4-5) observada entre *C. fissilis* e *C. legalis* aos 12 meses de armazenamento pode estar relacionada às alterações bioquímicas na semente, conforme sugerido por Marcos Filho (2005). Este autor sugere que, durante o armazenamento, alterações na composição química das sementes podem ocorrer, de forma gradativa e em intensidade e velocidade variáveis, levando a deterioração. Esse processo envolve alterações nas substâncias de reserva e na síntese e atividade de enzimas, todas com influência direta na composição química das sementes, culminando na perda

da viabilidade em virtude da queda da atividade metabólica, devido ao consumo gradativo do material de reserva pela respiração (Das e Sem-Mandi, 1992; Marcos Filho, 2005; Rajjou et al., 2012).

Vários estudos têm mostrado que as alterações bioquímicas estão intimamente associadas com a redução da viabilidade e germinação das sementes (Guedes et al., 2011; Kapoor et al., 2011; Shibata et al., 2012). No trabalho de Borges et al. (1990), sementes de *C. fissilis* foram submetidas ao envelhecimento artificial a 40 e 50°C por até 96 h. Os autores observaram decréscimo no teor de carboidrato e na porcentagem de germinação e aumento na permeabilidade da membrana, resultando em maior liberação de exsudados quando as sementes foram mantidas a 50°C, comparativamente com 40°C.

Dentre os carboidratos, os açúcares solúveis representam uma pequena porcentagem nas sementes, dentre eles encontram-se a sacarose, glicose e a frutose. Estes, além de atuarem como reservas de utilização rápida, constituem uma função importante na proteção, uma vez que a presença destes reduz os danos causados pela dessecação das sementes na fase de maturação (Buckeridge et al., 2000) e armazenamento, pois os carboidratos pré-formados nas sementes servem como substrato para respiração durante o período pré-germinativo (Bewley e Black, 1994). Para as espécies analisadas não houve alterações significativas no teor de carboidratos identificados durante o armazenamento (Fig. 8A-1C). Em sementes de *C. fissilis* foi detectado somente sacarose (Fig. 8A), sacarose e glicose em níveis similares entre estes dois carboidratos para *D. nigra* (Fig. 8A-B) e sacarose, glicose e frutose em *C. legalis* (Fig. 8A-C). Embora não tenham sido observadas diferenças estatísticas significativas durante o armazenamento a presença de sacarose observada para as três espécies em estudo pode estar relacionada à capacidade de tolerância a dessecação dessas sementes, conforme sugerido por Corsato et al. (2012), com importância na regulação e no crescimento inicial das plântulas. Sementes de *C. fissilis* apresentaram maior teor de sacarose em todos os períodos de armazenamento comparativamente às demais espécies. Esse resultado pode estar associado a uma maior prevenção dos efeitos danosos da dessecação sobre as membranas celulares pela sacarose, como observado por José et al. (2006) em sementes de milho híbrido. Esses autores propõem que a sacarose pode ter a função de manter íntegra a estrutura da bicamada líquida da

membrana em níveis baixos de hidratação. O acúmulo de sacarose parece ser um fenômeno geral em resposta ao estresse hídrico em plantas e sementes, apresentando efeito tampão na perda de água e de estabilização de polímeros durante a dessecação (Horbowicz et al., 1998; Hoekstra et al., 2001). Por outro lado, Lin e Huang (1994), em sementes de soja (*Glycine max*), verificaram baixa concentração de sacarose, sugerindo que esta menor concentração desse açúcar pode estar associada à curta viabilidade em sementes recalcitrantes. Similarmente, Koster e Leopold (1988) verificaram que a presença de grande quantidade de açúcares solúveis, como a sacarose, em sementes ortodoxas poderia estar associada com a prevenção de efeitos danosos durante a dessecação, formando pontes de hidrogênio com a membrana plasmática e, assim substituindo a água na manutenção das estruturas hidrofílicas em sua orientação quando hidratada. Neste sentido, a menor perda da germinação das sementes observadas em *C. fissilis* sugere o envolvimento da sacarose na manutenção do potencial germinativo nas sementes desta espécie. Também foi demonstrado que tecidos com maior tolerância ao estresse têm sido caracterizados por apresentarem alta quantidade de sacarose e oligossacarídeos (estaquiase ou rafinose), e ausência ou reduzida quantidade de monossacarídeos redutores, como a frutose e glicose (Chen e Burris, 1990; Leprince et al., 1992 e Kuo et al., 1998).

A espécie *C. legalis* apresentou sacarose, glicose e frutose em suas sementes (Fig. 8A-C), embora sem alterações significativas ao longo do armazenamento. Este resultado corrobora com os observados por Garcia et al. (2006), que observaram também maior concentração de sacarose em relação a glicose e frutose em sementes de pau brasil (*C. echinata*). A presença de glicose e frutose em *C. legalis* pode estar associada com a maior perda de emergência das plântulas (71%) durante o armazenamento, comparativamente à *C. fissilis*. Neste sentido, a presença de glicose e frutose em *C. legalis* pode ser um indicador de perda de viabilidade das sementes nesta espécie, reduzindo a relação entre a quantidade de oligossacarídeos (sacarose) e monossacarídeos (glicose e frutose). Assim, pode-se sugerir que sementes de *C. legalis* armazenadas conduzem a uma baixa relação sacarose/glicose+frutose em comparação a *C. fissilis*, levando a modificações metabólicas, resultando, possivelmente, na maior deterioração das sementes e menor germinação e emergência de plântulas observadas no presente

estudo. Como nas sementes de *C. fissilis* não foi detectado glicose e frutose a relação entre estes carboidratos é maior em comparação a *C. legalis*, o que pode ter conferido a essa espécie maior tolerância a dessecação, caracterizada por maior vigor e emergência das plântulas em relação às outras espécies em estudo. Este fato corrobora com os resultados observados nas sementes de *D. nigra*, as quais também apresentaram glicose além da sacarose, e esteve em percentagem intermediária de redução (56%) de emergência das plântulas comparativamente a *C. fissilis* (32%), sugerindo também para esta espécie o envolvimento da glicose na redução da viabilidade das sementes.

Contudo, Borges et al. (2000), trabalhando com sementes de *D. nigra*, antes e após osmocondicionamento, concluíram que a deterioração das sementes não esteve necessariamente associada às alterações no teor de açúcares solúveis, devendo outros mecanismos fisiológicos estarem envolvidos nesse processo, como por exemplo os ácidos graxos. Novos estudos associados ao teor de carboidratos em outras espécies arbóreas poderiam auxiliar a compreensão da relação entre estes compostos e a manutenção da viabilidade das sementes.

Além dos carboidratos, as PAs também são compostos que apresentam papel importante durante o desenvolvimento da semente (Santa-Catarina et al., 2006).

O teor das diferentes PAs em sementes de *C. fissilis* e *C. legalis* (Fig. 9A-C) não foi afetado significativamente ao longo do armazenamento, ocorrendo diferenças significativas somente para Spd e Spm em sementes de *D. nigra* (Fig. 9B-C). As PAs Spd (triamina) ou Spm (tetramina), para as três espécies, apresentaram teores maiores comparativamente à Put (Tabela 7), mostrando a importância destas PAs nas sementes maduras destas espécies, conforme já descrito para *A. angustifolia* (Astarita et al., 2003b) e *O. catharinensis* (Santa-Catarina et al., 2006). Estes autores sugerem a participação, em especial Spd e Spm, na maturação das sementes, enquanto Put estaria associada com a fase de histodiferenciação da semente.

Estudos mostram que acúmulo de PAs estão envolvidas na proteção contra estresses abióticos, como salino (Shevyakova et al., 2006), hídrico (Yamaguchi et al., 2007), oxidativo (Zhu, 2002), e atuam também como agentes antioxidantes (Edreva et al., 2007). Velikova et al. (2000) verificaram efeito protetor da Spd e Spm

em resposta ao estresse oxidativo, sendo que a Spm apresentou um efeito protetor mais pronunciado, possivelmente por esta PA apresentar maior número de cargas positivas, permitindo melhor neutralização e estabilização das membranas, resultado de maior número de pontos de ligação. Desta forma, a Spm tem sido relatada como um forte captador de radicais livres. Em adição, o efeito direto das PAs sobre os canais iônicos, especialmente a Spm, é decorrente do aumento da atividade da membrana plasmática através do aumento da associação com proteínas e enzimas (Garufi et al., 2007). Adicionalmente, a Spd pode possuir funções relacionadas ao estresse em plantas, como composto regulador na proteção contra estresse ou como sinalizador na regulação do estresse (Kasukabe et al., 2004). Assim, um mecanismo de defesa celular de PAs contra o estresse oxidativo atribuído à eliminação de radicais livres, e a ativação da expressão gênica de enzimas antioxidantes são importantes para manter o equilíbrio celular (Fariduddin et al., 2013). Outros estudos em *Arabidopsis* (Yamaguchi et al., 2007) e trigo (*Triticum aestivum*) (Mansour e Al-Mutawa, 1999) também indicam que Spd e Spm têm um papel na proteção da membrana plasmática sob condições de estresse salino e, cujo aumento no teor está associado ao aumento da tolerância ao estresse.

Entretanto, comparando as espécies verificou-se que as de *C. legalis* apresentaram valores de Put significativamente maiores em relação a *C. fissilis* (Tabela 7). Este resultado sugere que o padrão diferenciado no teor de PAs em *C. legalis* comparado com *C. fissilis* pode estar associado a maior redução da emergência das plântulas em *C. legalis*, e conseqüentemente, a perda da viabilidade possivelmente devido a uma maior deterioração. Esta hipótese está baseada nos resultados mostrados por DiTomaso et al. (1989) em raízes de milho (*Zea mays*). Estes autores observaram que a adição de Put (5 mM) em raízes de milho resultou em uma despolarização rápida do potencial de membrana, resultando na perda de íons K<sup>+</sup>. Adicionalmente, esses autores sugerem que elevadas concentrações de Put também podem causar lesões na membrana plasmática, pois o catabolismo desta PA pela enzima DAO resulta na produção de peróxido de hidrogênio, amônia, e possivelmente, radicais livres. Altos níveis de peróxido de hidrogênio estão associados a danos na membrana plasmática pela indução de peroxidação lipídica (Fariduddin et al., 2013). Neste sentido, a maior

concentração de Put em todos os períodos de armazenamento em sementes de *C. legalis* comparado com *C. fissilis* (Tabela 7), pode estar relacionada com a maior deterioração da semente nesta espécie, possivelmente pelas alterações no potencial de membrana e/ou danos na membrana plasmática induzida pela peroxidação lipídica. Adicionalmente, estudos mostram que embora essas biomoléculas estão associadas na proteção contra estresses abióticos, a alta concentração desses compostos pode também ter um efeito tóxico às células, conduzindo a morte celular (Kusano et al., 2008).

No nosso trabalho, o maior valor para a razão das PAs foi observado nas sementes de *C. legalis* devido ao maior teor de Put, comparativamente com *C. fissilis* (Tabela 7). Esta razão pode ser utilizada como um indicador da perda da viabilidade das sementes durante o armazenamento, uma vez que esta espécie apresentou a maior perda de germinação das sementes mostrada pela redução da emergência das plântulas (Fig. 8). Nas sementes de *C. fissilis*, a menor razão pode estar relacionada à maior proteção da semente durante o armazenamento, devido à menor concentração de Put.

Neste sentido, verificou-se que os carboidratos e as PAs apresentam um perfil diferenciado nas sementes de *C. legalis* comparado com *C. fissilis*, o qual pode estar associado à maior perda do potencial germinativo em *C. legalis*. Além destes compostos, os aminoácidos também foram analisados, apresentando alterações em seu teor para as espécies.

Os aminoácidos estão envolvidos com o desenvolvimento de sementes (Santa-Catarina et al., 2006; Astarita et al., 2003a) e na germinação (Dias et al., 2009; Pieruzzi et al., 2011) em várias espécies arbóreas. Poucos estudos mostram alterações nos teores de aminoácidos livres durante a deterioração de sementes (Sasaki et al., 2013). Verificou-se que cada espécie em estudo apresentou um perfil diferenciado de aminoácidos ao longo do armazenamento (Fig. 11-13). Em sementes de *C. fissilis* a maioria dos aminoácidos (13 dentre 21 aminoácidos analisados) não apresentou alterações significativas em seus teores ao longo do armazenamento, sendo um total de 7 aminoácidos com diferenças significativas. Contrariamente, em *C. legalis*, 16 aminoácidos dos 21 analisados apresentaram diferenças significativas em seus teores (Fig. 11-13). Estes resultados sugerem que as alterações nos teores de aminoácidos podem estar associadas com a

deterioração da semente e perda do potencial germinativo, uma vez que sementes de *C. legalis* apresentaram maior redução (71%) na emergência das plântulas comparativamente com *C. fissilis* (31%) durante o armazenamento. Sasaki et al. (2013) observaram que a germinação de sementes de *Oryza sativa* armazenadas a 70% de umidade relativa diminuiu ao longo do armazenamento concomitantemente com alterações nos níveis de aminoácidos.

Dentre os aminoácidos analisados, alguns apresentaram aumento no seu teor no início do armazenamento, como treonina (Fig. 12G) em *C. fissilis*, ou durante todo o período de armazenamento, como arginina (Fig. 13A), asparagina (Fig. 13C), ácido aspártico (Fig. 11C), alanina (Fig. 11B), glutamina (Fig. 11D), triptofano (Fig. 13F), leucina (Fig. 12B), isoleucina (Fig. 12F), tirosina (Fig. 12C), glicina (Fig. 13G) e ácido  $\gamma$ -aminobutírico (Fig. 13D) em sementes de *C. legalis*. O aumento no teor de aminoácidos verificado nas sementes armazenadas destas espécies pode ser devido à ativação de proteinases. Esta hipótese está baseada nos resultados observados por Sasaki et al. (2013), os quais mostraram que, com o envelhecimento das sementes, ocorreu um acréscimo dos aminoácidos livres como alanina, glicina, ácido  $\gamma$ -aminobutírico, leucina, isoleucina, treonina, metionina, tirosina, sugerindo que as condições durante o armazenamento de sementes influenciam no metabolismo dos aminoácidos. Estes autores observaram que um aumento no teor de aminoácidos esteve correlacionado com a redução na germinação de sementes de *Oryza sativa* envelhecidas artificialmente. Estes resultados corroboram com os observados para as sementes de *C. legalis* no presente trabalho, que dentre as três espécies estudadas, esta apresentou um aumento significativo na maioria dos aminoácidos analisados e a maior redução na germinação (71 %) de redução na emergência das plântulas) ao longo do armazenamento das sementes.

No presente trabalho, verificou-se também que alguns aminoácidos apresentaram redução durante todo o período de armazenamento, como ácido glutâmico (Fig. 13B) e ácido  $\gamma$ -aminobutírico (Fig. 13D) em *C. fissilis*, e histidina (Fig. 12D), citrulina (Fig. 11A) e lisina (Fig. 11E) em *C. legalis*. Estes resultados sugerem que estes aminoácidos (histidina, citrulina e lisina) podem estar envolvidos com a maior redução na emergência das sementes de *C. legalis* observada aos 12 meses de armazenamento. A redução dos teores dos aminoácidos pode ter sido

provocada pelos produtos da peroxidação de lipídios, conforme sugerido por Araújo (1994), o qual demonstrou que uma das consequências da oxidação de lipídios é a degradação de aminoácidos.

Dentre os aminoácidos analisados, treonina foi observado em maior teor em sementes de *C. fissilis* (Fig. 12G) e *D. nigra* (Fig. 12G), e arginina (Fig 13A) em *C. legalis*. O maior teor para treonina observado nas sementes de *C. fissilis* corrobora com os observados por Aragão (2013) em sementes maduras desta espécie. Os resultados obtidos no presente estudo sugerem que a predominância no teor de aminoácido pode ser característica para cada espécie, uma vez que, em sementes maduras de *O. catharinensis*, o aminoácido mais abundante foi asparagina (Santa-Catarina et al., 2006). Em *Araucaria angustifolia*, ácido glutâmico, ácido aspártico, alanina e serina foram predominantes na semente inteira (megagametófito e embrião), enquanto arginina, lisina e ácido  $\gamma$ -aminobutírico foram predominantes no embrião (Astarita et al., 2003a).

O teor de treonina (Fig.12G) apresentou redução significativa após o 6<sup>o</sup> mês de armazenamento para as sementes de *C. fissilis*. Esse aminoácido é fundamental para o crescimento e desenvolvimento das plântulas, talvez seja por esse motivo a sua alta concentração na semente, para posteriormente ser utilizada pela plântula em desenvolvimento. A treonina é um aminoácido importante durante o desenvolvimento e crescimento de plantas, sendo sintetizado pela via metabólica do ácido aspártico (Jander e Joshi, 2010). A treonina através de sua conversão em isoleucina e como um dos precursores de glicina participa de vias metabólicas importantes nos vegetais, dentre elas na produção de energia celular e nos processos de fotorrespiração (Kang et al., 2006; Joshi et al., 2006)

Ácido glutâmico (Fig.13B), asparagina (Fig.13C), ácido aspártico (Fig.11C) e glutamina (Fig.11D) são aminoácidos responsáveis pelo transporte de nitrogênio nas plantas, servindo como doadores de nitrogênio para biossíntese de outros aminoácidos, ácidos nucleicos e compostos nitrogenados (Oliveira et al., 2001). Além disso, o ácido aspártico está envolvido na síntese de vários aminoácidos (Curien et al., 2008), como lisina, metionina, treonina e isoleucina (Azevedo, 2002; Azevedo et al., 2006). O aminoácido asparagina é considerado doador de nitrogênio para a biossíntese de um grande número de compostos necessários durante a germinação das sementes (Bewley e Black 1994; Lea e Mifflin, 2003).

Para *C. legalis* o aumento de arginina, ácido aspártico e glutamina e a diminuição do glutamato podem estar relacionados, também, com a maior redução da emergência das plântulas, pois esses aminoácidos são importantes para assimilação de nitrogênio na planta e a deficiência desses compostos pode reduzir o crescimento de plântulas (Benedetti et al., 2009). Conseqüentemente, alterações dos seus níveis nos processos pré-germinativos poderão acarretar déficits na utilização para o crescimento e desenvolvimento das plântulas.

O ácido  $\gamma$ -aminobutírico foi observado em maior concentração nas sementes de *C. fissilis* (Fig. 24E) comparativamente com *C. legalis* (Fig. 13D). Para sementes de *C. legalis* ocorreu aumento durante todo o período de armazenamento, enquanto observou-se diminuição para *C. fissilis*. Sasaki et al. (2013) obtiveram teores aumentados deste aminoácido em sementes de *O. sativa* armazenadas por 8 meses, a 70% de umidade relativa. Esses autores verificaram aumento dos níveis dos aminoácidos, em especial do ácido  $\gamma$ -aminobutírico. Através de estudos de expressão gênica, verificaram relação desse aminoácido e o aumento de seu teor com a deterioração de sementes de *O. sativa*, sugerindo mais estudos para entender o seu metabolismo em relação à deterioração. Neste sentido, no presente trabalho, o aumento deste aminoácido em sementes de *C. legalis* pode estar associado com a deterioração das sementes, resultando na maior redução do potencial germinativo observado pela redução na emergência das plântulas, conforme também sugerido por Sasaki et al. (2013) em sementes de *O. sativa*.

Alterações no teor de isoleucina e lisina não foram significativas para *C. fissilis* (Fig. 12F e 11E), enquanto para *C. legalis* houve um aumento de isoleucina (Fig. 12F) e diminuição de lisina (Fig. 11E) com o decorrer do armazenamento. A isoleucina e a lisina são produzidas pela via do ácido aspártico (Curien et al., 2008), sendo a biossíntese da lisina de importância para o desenvolvimento dos vegetais, pois regula a biossíntese de treonina, isoleucina e metionina e desempenha papel regulatório do pH celular (Stepansky et al., 2006). Neste sentido, pode-se sugerir que a redução significativa de lisina (Fig. 11E) em sementes de *C. legalis* pode estar associada ao aumento significativo de isoleucina (Fig. 12F). Em alguns tecidos de plantas sob condições de estresse, contudo, a lisina é catalisada em outros metabólitos relacionados ao estresse, como por exemplo, o ácido glutâmico (Galili et al., 2001). As vias de degradação da lisina e isoleucina também estão

relacionadas com a via de degradação de proteínas e nas vias alternativas da respiração (Engqvist et al., 2009; Kirma et al., 2012).

Fenilalanina, triptofano e tirosina são aminoácidos aromáticos produzidos a partir da via do chiquimato (Tzin e Galili, 2010). Foi observado que os níveis desses aminoácidos aumentaram significativamente em sementes de *C. legalis* (Fig. 11F, 13F e 12C), enquanto para *C. fissilis* (Fig. 11F e 12C) não houve alteração. Estes três aminoácidos, além de serem necessários para a síntese proteica, servem de substrato para a produção de vários compostos secundários. Por exemplo, a fenilalanina serve como substrato para a síntese de antocianinas, lignina, promotores e inibidores de crescimento e compostos fenólicos, muitos desses com funções associadas na defesa da planta contra estresses bióticos e abióticos (Yamada e Castro, 2007). O triptofano é precursor do ácido-3-indol acético (IAA), hormônio vegetal necessário por vários processos regulatórios envolvidos na expansão celular e no desenvolvimento da semente (Gaspar et al., 1996; Santa-Catarina et al., 2006).

Verificou-se redução no teor de citrulina (Fig. 11A) em sementes de *C. legalis* durante o armazenamento, a qual pode estar associada à síntese de outros aminoácidos, como por exemplo, a arginina (Fig. 13A), que apresentou aumento do seu teor. A diminuição no teor de citrulina em sementes de *C. legalis* pode ser prejudicial para germinação, pois este aminoácido atua como um forte antioxidante (Rimando e Perkins-Veazie, 2005), e poderia atuar na proteção contra a deterioração. Akashi et al. (2001) relataram que esse aminoácido protege DNA e enzimas contra injúrias oxidativas, sendo adicionalmente, um aminoácido importante na mobilização de compostos nitrogenados (Mapelli et al., 2001). Neste sentido, a redução do teor deste aminoácido pode estar relacionada com a maior deterioração das sementes em *C. legalis*, resultando na maior redução da emergência das plântulas. Esta hipótese está baseada, também, no fato de que, quando comparadas às três espécies estudadas, sementes de *C. fissilis* apresentaram o maior teor de citrulina em todos os períodos de armazenamento (Tabela 8), sugerindo que este aminoácido pode estar associado com a manutenção do potencial germinativo das sementes, uma vez que para esta espécie foi observada a menor redução na emergência das plântulas (Fig. 6) durante o armazenamento. Sugere-se que esse fato pode estar relacionado com a

maior tolerância à dessecação das sementes dessa espécie, embora estudos necessitem ser realizados durante o desenvolvimento e a maturação da semente de *C. fissilis* para entender melhor a relação entre este aminoácido e sua proteção à dessecação e deterioração de sementes.

A ornitina é precursor direto na síntese de Put nas plantas, a qual é preferencialmente sintetizada indiretamente pela arginina (Kusano et al., 2008; Fariduddin et al., 2013). Quando comparados os aminoácidos ornitina e arginina nas sementes de *C. fissilis*, observa-se maior concentração desses aminoácidos em, praticamente, todos os períodos de armazenamento comparativamente com as sementes de *C. legalis* (Tabela 8). Entretanto, maior teor de Put foi observado para sementes de *C. legalis*, o que pode sugerir que estes aminoácidos podem ter sido usados para a síntese desta PA nas sementes desta espécie. Aragão (2013) mostrou que sementes maduras de *C. fissilis* apresentaram menor teor de Put, ocorrendo acréscimos do seu teor com o decorrer da germinação. Fato esse que corrobora com o nosso trabalho onde Put, em sementes maduras de *C. fissilis*, ocorreu em baixos níveis comparado às sementes de *C. legalis*. Um maior teor desses aminoácidos em *C. fissilis* pode estar relacionado com a sua utilização posterior durante o processo germinativo, pois esses aminoácidos estão envolvidos na biossíntese da Put que está envolvida na divisão (Maki et al., 1991) e histodiferenciação celular (Santa Catarina et al., 2006). Desta forma, em sementes de *C. legalis*, o maior teor de Put pode ser um indicativo de que esta PA pode estar associada à deterioração de sementes, resultando na maior redução de emergência das plântulas.

O aminoácido metionina também está envolvido na rota de síntese de PAs e etileno, como um precursor de S-adenosilmetionina (SAM) (Amir, 2008), e atua ainda em processos na metilação do DNA (Gallardo et al., 2002). Além disso, SAM é a fonte de grupos aminopropil para síntese das PAs Spd e Spm (Amir, 2008; Fariduddin et al., 2013). No presente estudo, alterações no teor de metionina em sementes de *C. fissilis* e *C. legalis* (Fig. 13E) não apresentaram correlação com os níveis de Spd e Spm, uma vez que estas PAs não alteraram significativamente seus teores ao longo do armazenamento. Mas, para sementes de *D. nigra*, uma redução significativa no teor deste aminoácido (Fig. 13E) pode estar associada ao aumento

significativo do teor de Spd e Spm (Fig. 9B-C) verificado somente em sementes desta espécie.

As alterações no teor de aminoácidos em sementes de *C. legalis* foram maiores comparativamente com as demais espécies analisadas, indicando que estas alterações podem estar associadas com a maior perda da qualidade da semente durante o armazenamento e subsequente, maior redução na emergência das plântulas para esta espécie. Esses resultados corroboram com Sasaki et al. (2013), que verificaram alterações nos teores de aminoácidos livres durante o envelhecimento artificial de sementes armazenadas, também associado à perda da viabilidade das sementes. Em resumo, verificou-se que padrões diferenciados do teor de carboidratos e PAs, e maiores alterações no teor de aminoácidos podem ser um indicativo de perda da viabilidade da semente, ocorrendo maior redução na emergência das plântulas e do potencial germinativo observados nas sementes de *C. legalis* comparativamente com as sementes de *C. fissilis*.

## 6. RESUMO E CONCLUSÕES

- A emergência das plântulas e a redução significativa para as três espécies em estudo, sendo maior para a espécie *C. legalis* em comparação às outras espécies;
- Os teores de carboidratos não apresentaram alterações significativas ao longo do armazenamento para nenhuma das três espécies;
- Os monossacarídeos glicose e frutose foram observados nas sementes de *C. legalis*, glicose para *D. nigra*, enquanto para *C. fissilis* esses monossacarídeos não foram detectados;
- O teor de Put em sementes de *C. legalis* foi maior em comparação às outras espécies;
- A espécie *C. legalis* apresentou a maior variação nos teores de aminoácidos analisados quando comparado entre as espécies, enquanto *C. fissilis* apresentou a menor variação. O padrão diferenciado de carboidratos e PAs, e as maiores alterações no teor de aminoácidos observados em sementes de *C. legalis* durante o armazenamento podem estar associados a sua perda de viabilidade e maior redução do potencial germinativo comparativamente com as sementes de *C. fissilis*.

## 7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abrel, D. C. A. (2009) Bases fisiológicas para a conservação a longo prazo de sementes de *Cariniana legalis* (Mart.) O. Kuntze. Tese (Doutorado em Produção e Tecnologia de Sementes). Jaboticabal - SP, Universidade Estadual Paulista-UNESP.

Aguiar, F. F. A., Kanashiro, S., Barbedo, C. J., Semaco, M. (1996) Influência do tamanho sobre a germinação de sementes de *Caesalpinia echinata* Lam (Pau-brasil). *Revista Brasileira de Sementes*, 18(2), 283-285.

Aguiar, F. F. A., Tavares, A. R., Kanashiro, P. B. L., Santos Júnior, N. A. (2010) Germinação de sementes de *Dalbergia nigra* (Vell.) Allemao ex Benth. (Fabaceae-Papilionoideae). *Ciência e Agrotecnologia*, 34: 1624-1629.

Akashi, K., Miyake, C., Yokota, A. (2001) Citrulline, a novel compatible solute in drought-tolerant wild watermelon leaves, is an efficient hydroxyl radical scavenger. *Febs Letters*, 508(3), 438-442.

Alcalay, N. (1990) Armazenamento de sementes de cedro (*Cedrela fissilis* Vell.). Anais do Congresso Florestal Brasileiro. *Sociedade Brasileira de Silvicultura*, 42: 88.

Alcántara, J. M., Vera, N., Szczipanski, L., Eibl, B., Rios, R. (1997) Análise de la dispersión de semillas de *Cedrela fissilis* en el bosque nativo de Misiones. *Yvyrareta*, 8: 16-21.

Alcázar, R., Altabella, T., Marco, F., Bortolotti, C., Reymond, M., Koncz., C., Carrasco P., Tiburcio, A.F. (2010) Polyamines: molecules with regulatory functions in plant abiotic stress tolerance. *Planta*, 231: 1237-1249.

- Alcázar, R., Bitrián, M., Bartels, D., Koncz, C., Altabella, T., Tiburcio, A. F. (2011) Polyamine metabolic canalization in response to drought stress in *Arabidopsis* and the resurrection plant *Craterostigma plantagineum*. *Plant Signaling and Behavior*, 6(2), 243-250.
- Alves, E. U., Bruno, R. D. L. A., Oliveira, A. D., Alves, A. U., Alves, A. U., Paula, R. D. (2005) Influência do tamanho e da procedência de sementes de *Mimosa caesalpinifolia* Benth. sobre a germinação e vigor. *Revista Árvore*, 29(6), 877-885.
- Alves, E. U., Silva, K. B., Bruno, R. D. L. A., Alves, A. U., Cardoso, E. D. A., Gonçalves, E. P., Braz, M. D. S. S. (2008). Comportamento fisiológico de sementes de pitombeira [*Talisia esculenta* (A. ST. Hil) Radlk] submetidas à desidratação. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 30(2), 509-516.
- Amir, R. (2008) Towards improving methionine content in plants for enhanced nutritional quality. *Functional Plant Science and Biotechnology*, 2:36-46.
- Anderson, G. H. (1998) Carbohydrate, Behaviour and Health. *Bahrain Medical Bulletin*, 20(3), 69-76.
- Anguelova-Merhar, V. S., Calistru, C., Berjak, P. (2003) A study of some biochemical and histopathological responses of wet-stored recalcitrant seeds of *Avicennia marina* infected by *Fusarium moniliforme*. *Annals of Botany*, 92(3), 401-408.
- Antunes, C. G. C., Pelacani, C. R., Ribeiro, R. C., Gomes, L. R., Castra, R. D. (2010) Influência do armazenamento na qualidade fisiológica de sementes de *Caesalpinia pyramidalis* Tul. *Revista Árvore*, 34(6): 1001-1008.
- Aragão, V. P. M. A. (2013) Alterações bioquímicas durante a germinação e desenvolvimento de brotações *in vitro* em *Cedrela fissilis* Vell. (Meliaceae), Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal). Campos dos Goytacazes- RJ, Universidade Estadual do Norte Fluminense. Darcy Ribeiro - UENF.
- Araújo, F. S. D., Martins, S. V., Meira Neto, J. A. A., Lani, J. L., Pires, I. E. (2005) Florística da vegetação arbustivo-arbórea colonizadora de uma área degradada por mineração de caulim, em Brás Pires, MG. *Revista Árvore*, 29(6), 983-992.
- Araújo, J. M. (1994). *Oxidação de lipídios*. Viçosa: UFV.
- Arenas-Huertero, F., Arroyo, A., Zhou, L., Sheen, J., Leon, P. (2000) Analysis of *Arabidopsis* glucose insensitive mutants, *gin5* and *gin6*, reveals a central role of the plant hormone ABA in the regulation of plant vegetative development by sugar. *Genes and Development*, 14(16), 2085-2096.
- Astarita, L. V., Floh, E. I. S., Handro, W. (2003a) Changes in IAA, tryptophan and activity of soluble peroxidase associated with zygotic embryogenesis in *Araucaria angustifolia* (Brazilian pine). *Plant Growth Regulation*, 39: 113-118.

Astarita, L. V., Handro, W., Floh, E. I. S. (2003b) Changes in polyamines contents associated with zygotic embryogenesis in Brazilian Pine (*Araucaria angustifolia*). *Revista Brasileira de Botânica*, 26:163-168.

Avigad, C., Dey, P. M. (1997) Carbohydrate metabolism: storage carbohydrates. In: P. M. Dey., J. B Harborne (eds.). *Plant Biochemistry*. London, Academic Press.

Azevedo, R. A. (2002) Analysis of the aspartic acid metabolic pathway using mutant genes. *Amino Acids*, 22(3), 217-230.

Azevedo, R. A., Lancien, M., Lea, P. J. (2006). The aspartic acid metabolic pathway, an exciting and essential pathway in plants. *Amino Acids*, 30(2), 143-162.

Balbuena, T. S., Jo, L., Pieruzzi, F. P., Dias, L. L. C., Silveira, V., Santa-Catarina, C., Junqueira, M., Thelen, J. J., Shevchenko, A., Floh, E. I. S. (2011) Differential proteome analysis of mature and germinated embryos of *Araucaria angustifolia*. *Phytochemistry*, 72: 302–311.

Balbuena, T. S., Silveira, V., Junqueira, M., Dias, L. L. C., Santa-Catarina, C., Shevchenko, A., Floh, E. I. S. (2009) Changes in the 2-DE protein profile during zygotic embryogenesis in Brazilian Pine (*Araucaria angustifolia*). *Journal of Proteomics*, 72: 337-352, 2009.

Barbedo, C. J., Filho, J. M. (1998) Tolerância à dessecação em sementes. *Acta Botanica Brasilica*, 12(2), 145-164.

Baron, K., Stasolla, C. (2008) The role of polyamines during *in vivo* and *in vitro* development. *In Vitro Cellular and Developmental Biology-Plant*, 44: 384-395.

Baskin, C. C.; Baskin, J. M. (2001) *Seeds: Ecology, biogeography, and evolution of dormancy and germination*. Academic Press.

Batista, I. M. P., Figueiredo, A. F., Silva, A. M., Silva, T. A. F. (2011) Efeito de embalagens, ambientes e períodos de armazenamento na germinação e no vigor das sementes de cedro (*Cedrela odorata*) em Manaus-AM. *Floresta*, 41(4), 809-818.

Baud, S., Boutin J. P., Miquel M., Lepiniec L., Rocha T. C. (2002) An integrated overview of seed development in *Arabidopsis thaliana* ecotype WS. *Plant Physiology and Biochemistry*, 40:151-160.

Baudet, L. M. L. (2003) Armazenamento de sementes. In: Sementes: fundamentos científicos e tecnológicos (Peske, S.T., Rosental, M. D.; Rota, G. R, ed.). Pelotas: Ed. Universitária – UFPel, 370-418.

Baum, G., Lev-Yadun, S., Fridmann, Y., Arazl, T., Katsenelson, H., Zik, M., Fromm, H. (1996) Calmodulin binding to glutamate decarboxylase is required for regulation of glutamate and GABA metabolism and normal development in plants. *The EMBO Journal*, 15: 2988-2996.

Benedetti, E. L., Wink, C., Santin, D., Sereda, F., Roveda, L. F., Serrat, B. M. (2009) Crescimento e sintomas em mudas de espinheira-santa com omissão de nitrogênio, fósforo e potássio. *Floresta*, 39(02), 335-343.

Benedito, C. P., Ribeiro, M. C. C., Torres, S. B., Camacho, R. G. V. C., Soares, A. N., Guimarães, L. M. S. (2011) Armazenamento de sementes de catanduva (*Piptadenia moniliformis* Benth.) em diferentes ambientes e embalagens. *Revista Brasileira de Sementes*, 33 (1): 28- 37.

Bewley, J. D. (1997) Seed Germination and Dormancy. *Plant Cell*, 9: 1055-1066.

Bewley, J. D., Black, M. (1994) *Seeds: physiology of development and germination*. 2ed. New York: Plenum Press, 445.

Bezerra, A. M. E., Medeiros Filho, S., Freitas, J. B. S., Teófilo, E. M. (2004) Avaliação da qualidade das sementes de *Moringa oleifera* Lam. Durante o armazenamento. *Ciência e Agrotecnologia*, 28(6), 1240-1246.

Bezold, T. N., Loy, J. B., Minocha, S. C. (2003) Changes in the cellular of polyamines in different tissues of seed and fruit of a normal and hull-less seed variety of pumpkin during development. *Plant Science*, 164: 743-752.

Bonome, L. T. S. (2006) Alterações fisiológicas, bioquímicas e moleculares em sementes de seringueira [*Hevea brasiliensis* (Willd. ex ADR. de Juss.) Müell.-Arg. durante o armazenamento. *Tese (Doutorado em Fisiologia Vegetal)*, Lavras, Universidade Federal de Lavras.

Borges, E. E. L., Borges, R. C. G., Buckeridge, M. S. (2000). Alterações nas composições de carboidratos e de ácidos graxos em sementes de jacarandá-dabahia osmocondicionadas. *Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal*, 12(1), 10-16.

Borges, E. E. L., Rena, A. B. (1993) Germinação de sementes. In: *Sementes florestais tropicais* (Aguar, I. B., Piña Rodrigues, F. C.M., Figliolia, M. B, eds). Brasília: Abrates.

Borges, E., Castro, J., Borges, R. (1990) Avaliação fisiológica de sementes de cedro submetidas ao envelhecimento precoce. *Revista Brasileira de Sementes*, 12(1), 56-62.

Borghetti, F. (2000) Ecofisiologia da germinação das sementes. *Universa*, 8(1):149-180.

Boubriak, I., Kargiolaki, H., Lyne, L., Osborne, D. J. (1997) The requirement for DNA repair in desiccation tolerance of germinating embryos. *Seed Science Research*, 7(2), 97-106.

Bouchereau, A., Aziz, A., Larher, F., Martin-Tanguy, J. (1999) Polyamines and environmental challenges: recent developments. *Plant Science*, 140: 103-125.

Braccini, A. D. L. E., Reis, M. S., Moreira, M. A., Sedyama, C. S., Scapim, C. A. (2000). Biochemical changes associated to soybean seeds osmoconditioning during storage. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 35(2), 433-447.

Brasil. Ministério da agricultura, pecuária e abastecimento. (2009) *Regras para análise de sementes*. Brasília: Mapa/SDA.

Brasília. Ministério da agricultura, pecuária e abastecimento. (2013) *Instruções para análise de sementes e espécies florestais*. Brasília: Mapa/SDA.

Bruce, R. W. (1976) *Production and distribution of Amazon timbers*. IBDF, Brasília, 1976.

Buckeridge, M. S., Aidar, M. P. M., Santos, H. P., Tiné, M. A. S. (2004) Acúmulo de Reservas. In Ferreira, A. G., Borghetti, F. *Germinação: do básico ao Aplicado*. Porto Alegre: ARTMED, 31-50.

Buckeridge, M. S., Tiné, M. A., Santos, H. P. D., Lima, D. U. D. (2000). Polissacarídeos de reserva de parede celular em sementes. Estrutura, metabolismo, funções e aspectos ecológicos. *Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal*, 12(esp), 137-162.

Bürstenbinder K., Waduwara I., Schoor S., Moffatt B.A., Wirtz M., Minocha S.C., Oppermann Y., Bouchereau A., Hell R., Sauter M. (2010) Inhibition of 5'-methylthioadenosine metabolism in the Yang cycle alters polyamine levels, and impairs seedling growth and reproduction in Arabidopsis. *Plant Journal*, 62: 977–988.

Cabral, E. L., Barbosa, D. D. A., Simabukuro, E. A. (2003). Armazenamento e germinação de sementes de *Tabebuia aurea* (Manso) Benth. & Hook. F. ex. S. Moore. *Acta Botanica Brasilica*, 17(4), 609-617.

Caldeira, S. F., Andrade-Peres, S. C. J. G. (2008) Qualidade de diásporos de *Myracrodruon urundeuva* Fr. All. armazenados sob diferentes condições. *Revista Brasileira de Sementes*, 30(3), 185-194.

Câmara, I. G. (2005) Breve história da conservação da Mata Atlântica. In: *Mata Atlântica: biodiversidade, ameaças e perspectivas* (Galindo-Leal, C. I. G. Câmara, I. G, eds.). Conservação Internacional, 31-42.

Cantón, F. R., Suárez, M. F., Canovas, F. M. (2005) Molecular aspects of nitrogen mobilization and recycling in trees. *Photosynthesis Research*, 83(2), 265-278.

Carneiro, J. G. A. (1985) *Armazenamento de sementes florestais*. Curitiba: DSM/UFPR.

Carneiro, J. G. A., Aguiar, I. B. (1993) Armazenamento de sementes. In: *Sementes florestais tropicais* (Aguiar, I. B.; Piña-Rodrigues, F. C. M.; Figliolia, M. B, eds.). Brasília: ABRATES, 333-350.

- Carrijo, L. C., Borges, E. E. L., Pontes, C. A., Lopes, M. R., Brune, A. (2010)  $\alpha$  Galactosidase active and carbohydrate mobilization in seeds of *Dalbergia nigra* (Vell.) Allemão ex Benth- Fabaceae (Brazilian Rosewood) during germination. *Cerne*, 16 (3): 283-289.
- Carvalho, L. R., Davide, A. C., Silva, E. A. A., Carvalho, M. L. M. (2008) Classificação de sementes de espécies florestais dos gêneros *Nectandra* e *Ocotea* (Lauraceae) quanto ao comportamento no armazenamento. *Revista Brasileira de Sementes*, 30(1): 1-9.
- Carvalho, L. R., Silva, E. A. A., Davide, A. C. (2006) Classificação de sementes florestais quanto ao comportamento no armazenamento. *Revista Brasileira de Sementes*, 28(2): 15-25.
- Carvalho, N. M., Nakagawa, J. (2000) *Sementes: ciência, tecnologia e produção*. Jaboticabal: Funep.
- Carvalho, P. E. R. (1998) *Espécies florestais brasileiras: recomendações silviculturais, potencialidades e uso da madeira*. Colombo: Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária, Centro Nacional de Pesquisa de Florestas.
- Carvalho, P. E. R. (2003) *Espécies arbóreas brasileiras*. Colombo: Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária, 1: 1039.
- Castro-Coitinho, R. L. B., Oliveira, J. V., Junior, M. G. C. G., Câmara, C. A. G. (2006) Efeito residual de inseticidas naturais no controle de *Sitophilus zeamais* Mots. em milho armazenado. *Revista Caatinga*, 19(2), 183-191.
- Chen, Y., Burris, J. S. (1990) Role of carbohydrates in desiccation tolerance and membrane behavior in maturing maize seed. *Crop Science*, 30(5), 971-975.
- Chourey, P. S., Cheng, W. H., Taliercio, E. W., Im, K. H. (1995) Genetic aspects of sucrose-metabolizing enzymes in developing maize seed. In: *Carbon partitioning and source-sink interactions in plants*. (Madore, A. M.; Lucas, W. J, eds.). Rockville: American Society of Plant Physiologists, 239-245.
- Corsato, J. M., Ferreira, G., Barbedo, C. J. (2012). Desiccation tolerance in seeds of *Annona emarginata* (Schldtl.) H. Rainer and action of plant growth regulators on germination. *Brazilian Journal of Plant Physiology*, 24(4), 253-260.
- Corte, V. B., Borges, E. E. L., Pontes, C. A., Leite, I. T. A., Ventrella, M. C., Mathias, A. A. (2006) Mobilização de reservas durante a germinação das sementes e crescimento das plântulas de *Caesalpinia peltophoroides* Benth. (Leguminosae Caesalpinoideae). *Revista Árvore*, 30: 941-949.
- Corte, V. B., Lima, E. E., Borges, H. G. L., Almeida Leite, I. T. (2010) Qualidade fisiológica de sementes de *Melanoxylon brauna* envelhecidas natural e artificialmente. *Scientia Agricola*, 38(36), 181-189.

- Corvello, W. B. V., Villela, F. A., Nedel, J. L., Peske, S. T. (1999) Época de colheita e armazenamento de sementes de cedro (*Cedrella fissilis* Vell.), *Revista Brasileira de Sementes*, 21(2): 28-34.
- Couée, I., Sulmon, C., Gouesbet, G., Amrani, A. E. (2006) Involvement of soluble sugars in reactive oxygen species balance and responses to oxidative stress in plants. *Journal of Experimental Botany*, 57: 449-459.
- Crozier A. K. Y., Bishop G., Yokota. T. (2000) Biosynthesis of hormones and elicitor molecules. In: *Biochemistry and molecular biology of plants*. (Buchanan. B. B.; Gruissem, W.; Jones, R. L, eds.). Waldorf: American Society of Plant Physiologists, 850-929p.
- Cruz-Cruz, C. A., González-Arno, M. T., Engelmann, F. (2013) Biotechnology and conservation of plant biodiversity. *Resources*, 2(2), 73-95.
- Curien, G., Biou, V., Mas-Droux, C., Robert-Genthon, M., Ferrer, J. L., Dumas, R. (2008) Amino acid biosynthesis: new architectures in allosteric enzymes. *Plant Physiology and Biochemistry*, 46(3), 325-339.
- Das, G., Sen-Mandi, S. W. A. T. I. (1992) Scutellar amylase activity in naturally aged and accelerated aged wheat seeds. *Annals of Botany*, 69(6), 497-501.
- Davide, A. C., Carvalho, L. R., Carvalho, M. L. M., Guimarães, R. M. (2003) Classificação fisiológica de sementes de espécies florestais pertencentes à família Lauraceae quanto à capacidade de armazenamento. *Cerne*, 9(1): 29-35.
- Dekkers, B. J., Schuurmans, J. A., Smeekens, S. C. (2004) Glucose delays seed germination in *Arabidopsis thaliana*. *Planta*, 218(4), 579-588.
- Dias, L. L. C., Santa-Catarina, C., Silveira, V., Pieruzzi, F. P., Floh, E. I. S. (2009) Polyamines, aminoacids, IAA and ABA contents during *Ocotea catharinensis* seed germination. *Seed Science and Technology*, 37: 42-51.
- DiTomaso, J. M., Shaff, J. E., Kochian, L. V. (1989) Putrescine-induced wounding and its effects on membrane integrity and ion transport processes in roots of intact corn seedlings. *Plant Physiology*, 90(3), 988-995.
- Donadio, N. M.; Demattê, M. E. S. P. (2000) Morfologia de frutos, sementes e plântulas de canafístula (*Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub.) e Jacarandá-da-bahia (*Dalbergia nigra* (Vell.) Fr. All. Ex Benth.) - Fabaceae. *Revista Brasileira de Sementes*, 22(1), 64-73.
- Duarte, E. F., Naves, R. V., Borges, J. D., Guimarães, N. N. R. (2007) Germinação e vigor de sementes de cagaita (*Eugenia dysenterica* Mart. ex Dc.) em função de seu tamanho e tipo de coleta. *Pesquisa Agropecuária Tropical*, 36(3), 173-179.

Durda, F., Uhlmann, A., Pescador, R. (2007) Dosagem de carboidratos nas sementes de *Shizolobium parahyba* e *Talauma ovata* de acordo com o tamanho seminal. *Revista Brasileira de Biociências*, 5: 465-467.

Dutra, L. F., Kersten, E., Fachinello, J. C. (2002) Época de coleta, ácido indolbutírico e triptofano no enraizamento de estacas de pessegueiro. *Scientia Agrícola*, 59(2), 327-333.

Dutra, N. T., Silveira, V., Azevedo, I. G., Gomes-Neto, L. R., Façanha, A. R., Steiner, N., Guerra, M. P., Floh, E. I. S., Santa-Catarina, C. (2013) Polyamines affect the cellular growth and structure of pro-embryogenic masses in *Araucaria angustifolia* embryogenic cultures through the modulation of proton pump activities and endogenous levels of polyamines. *Physiologia Plantarum*, 148(1), 121-132.

Edreva, A. M., Velikova, V. B., Tsonev, T. D. (2007) Phenylamides in plants. *Russian Journal of Plant Physiology*, 54(3), 287-301.

Ellis, R. H., Hong, T. D., Roberts, E. H. (1990) An intermediate category of seed storage behaviour? I. Coffee. *Journal of Experimental Botany*, 41(230):1167-1174.

Engqvist M., Drincovich M.F., Flugge, U.I., Maurino, V.G. (2009) Two D-2-hydroxy-acid dehydrogenases in *Arabidopsis thaliana* with catalytic capacities to participate in the last reactions of the methylglyoxal and beta-oxidation pathways. *Journal of Biological Chemistry* 284: 25026-25037.

Farhadi, R., Rahmani, M. R., Salehi-Balashahri, M., Sadeghi, M. (2012) The effect of Artificial ageing on germination components and seedling growth of Basil (*Ocimum basilicum* L.) seeds. *Journal of Agriculture and Food Technology*, 2(4)69-72.

Fariduddin, Q., Varshney, P., Yusuf, M., Ahmad, A. (2013) Polyamines: potent modulators of plant responses to stress. *Journal of Plant Interactions*, 8(1), 1-16.

Ferreira, A. G., Borghetti, F. (2004) *Germinação: do básico ao aplicado*. Porto Alegre: Artmed, 323.

Ferreira, C. S., Piedade, M. T. F., Tiné, M. A. S., Rossatto, D. R., Parolin, P., Buckeridge, M. S. (2009) The role of carbohydrates in seed germination and seedling establishment of *Himatanthus sucuuba*, an Amazonian tree with populations adapted to flooded and non-flooded conditions. *Annals of Botany*, 104: 1111-1119.

Figliolia, M. B. (1988) Conservação de sementes de essências florestais. *Boletim Técnico do Instituto Florestal*, 42(1), 1-18.

Figliolia, M., Silva, A. D., Aguiar, I., Perecin, D. (2001) Efeito do acondicionamento e do ambiente de armazenamento na conservação de sementes de sibipiruna. *Revista Brasileira Horticultura Ornamental*, 7(1), 57-62.

Filson, P. B., Dawson-Andoh, B. E. (2009) Characterization of sugar from model and enzyme-mediated pulp hydrolyzates using high-performance liquid chromatography coupled to evaporative light scattering detection. *Bioresource Technology*, 100: 6661-6664.

Fowler, J. A. P. (2000) Superação de dormência e armazenamento de sementes de espécies florestais. In: *Reflorestamento de propriedades rurais para fins produtivos e ambientais*. (Galvão, A. P. M, eds). Brasília: Embrapa, 351p.

Frazão, D. A. C., Costa, J. D., Coral, F. J., Azevedo, J. A., Figueiredo, F. J. C. (1984) Influência do peso da semente no desenvolvimento e vigor de mudas de cacau. *Revista Brasileira de Sementes*, 6(3), 31-39.

Fundação SOS Mata Atlântica. (2010) Relatório de atividades 2010. São Paulo: SOS Mata Atlântica.

Fundação SOS Mata Atlântica. (2012) Fisionomias vegetais originais da Mata Atlântica. Disponível em: <http://mapas.sosma.org.br/>. Acesso em 29 de setembro de 2012.

Galili, G., Tang, G., Zhu, X., Gakiere, B. (2001) Lysine catabolism: a stress and development super-regulated metabolic pathway. *Current Opinion in Plant Biology*, 4(3), 261-266.

Galindo-Leal, C., Câmara, I. G. (2005) Status do *hotspot* Mata Atlântica: uma síntese. In *Mata Atlântica: biodiversidade, ameaças e perspectivas* (Galindo-Leal, C., Câmara, I. G, eds.). Conservação Internacional, Belo Horizonte, 3-11.

Gallardo, F., Fu, J., Jing, Z. P., Kirby, E. G., Cánovas, F. M. (2003) Genetic modification of amino acid metabolism in woody plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, 41(6), 587-594.

Gallardo, K., Job, C., Groot, S.P.C., Puype, M., Demol, H., Vandekerckhove, J., Job, D. (2002) Importance of methionine biosynthesis for *Arabidopsis* seed germination and seedling growth. *Physiologia Plantarum*, 116: 238-247.

Garcia, I. S., Souza, A., Barbedo, C. J., Dietrich, S. M. C., Figueiredo- Ribeiro, R. C. L. (2006) Changes in soluble carbohydrates during storage of *Caesalpinia echinata* Lam. (Brazilwood) seeds, an endangered leguminous tree from the Brazilian Atlantic Forest. *Brazilian Journal Biology*, 66(2): 739-745.

Garufi, A., Visconti, S., Camoni, L., Aducci, P. (2007). Polyamines as physiological regulators of 14-3-3 interaction with the plant plasma membrane H<sup>+</sup>-ATPase. *Plant and Cell Physiology*, 48(3), 434-440.

Gaspar, T., Kevers, C., Penel, C., Greppin, H., Reid, D. M., Thorpe, T. A. (1996) Plant hormones and plant growth regulators in plant tissue culture. *In Vitro Cellular and Developmental Biology-Plant*, 32(4), 272-289.

Gibson, S. I. (2005). Control of plant development and gene expression by sugar signaling. *Current Opinion in Plant Biology*, 8(1), 93-102.

Guedes, R. S., Alves, E. U., Bruno, R. L. A., Gonçalves, E. P., Costa, E. G., Medeiros, M. S. (2012) Armazenamento de sementes de *Myracrodruon urundeuva* Fr. All. em diferentes embalagens e ambientes. *Revista Brasileira de Plantas Mediciniais*, 14(01), 68-75.

Guedes, R. S., Alves, E. U., de Oliveira, L. S. B., de Andrade, L. A., Gonçalves, E. P., Melo, P. A. R. F. (2011). Envelhecimento acelerado na avaliação da qualidade fisiologia de sementes de *Dalbergia nigra* (Vell.) Fr. All. *Semina: Ciências Agrárias*, 32(2), 443-450.

Guimarães, R. M. (1999) *Fisiologia de sementes*. Lavras: UFLA/FAEPE.

Hoekstra, F. A., Golovina, E. A., Buitink, J. (2001) Mechanisms of plant desiccation tolerance. *Trends in Plant Science*, 6(9), 431-438.

Höfgen, R., Kreft, O., Willmitzer, L., Hesse, H. (2001) Manipulation of thiol contents in plants. *Amino Acids*, 20: 291- 299.

Hong, T. D., Ellis, R. H. (1996) *A protocol to determine seed storage behaviour*. Rome: International Plant Genetic Resources Institute.

Horbowicz, M., Brenac, P. and Obendorf, RL. (1998) Fagopyritol B1, O- $\alpha$ -D galactopyranosyl-(1-2)-D-*chiro*-inositol, a galactosyl cyclitol in maturing buckwheat seeds associated with desiccation tolerance. *Planta*, 205(1), 1-11.

Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais- IBAMA (2008). Lista oficial de flora Ameaçada de extinção. Instruções normativas. Disponível em: Disponível em: <<http://www.ibama.gov.br/flora>>. Acesso em: 15/01/2013.

International Union for Conservation of Nature- IUCN. (2014). The IUCN Red List of Threatened species. Disponível em: <http://www.iucnredlist.org>. Acesso em: 15/01/2014.

Jander, G., Joshi, V. (2010) Recent progress in deciphering the biosynthesis of aspartate-derived amino acids in plants. *Molecular Plant*, 3: 54-65.

José, A. C., Silva, E. A., Davide, A. C. (2007) Classificação fisiológica de sementes de cinco espécies arbóreas de mata ciliar quanto à tolerância à dessecação e ao armazenamento. *Revista Brasileira de Sementes*, 29(2):171-178.

José, S., Von Pinho, E. V. R., Dias, M. (2006). Açúcares e tolerância à alta temperatura de secagem sementes de milho. *Revista Brasileira de Sementes*, 28(2), 60-68.

Joshi, V., Laubengayer, K. M., Schauer, K. M., Fernie, A., Jander, G. (2006) Two *Arabidopsis* threonine aldolases are non-redundant and compete with threonine deaminase for a common substrate pool. *Plant Cell*, 18: 3564-3575.

Jyoti., Malik, C. P. (2013) Seed deterioration: a review. *International Journal of Life Science Biotechnology and Pharma Research*, 2(3), 375-385.

Kang, J. H., Wang, L., Giri, A., Baldwin, I. T. (2006) Silencing threonine deaminase and JAR4 in *Nicotiana attenuata* impairs jasmonic acid–isoleucine–mediated defenses against *Manduca sexta*. *The Plant Cell Online*, 18(11), 3303-3320.

Kapoor, N., Arya, A., Siddiqui, M. A., Kumar, H., Amir, A. (2011). Physiological and biochemical changes during seed deterioration in aged seeds of rice (*Oryza sativa* L.). *American Journal of Plant Physiology*, 6(1), 28-35.

Kasukabe, Y., He, L., Nada, K., Misawa, S., Ihara, I., Tachibana, S. (2004) Overexpression of spermidine synthase enhances tolerance to multiple environmental stresses and up-regulates the expression of various stress-regulated genes in transgenic *Arabidopsis thaliana*. *Plant and Cell Physiology*, 45(6), 712-722.

Kaur-Sawhney, R., Tiburcio, A. F., Altabella, T., Galston, A. W. (2003) Polyamines in plants: An overview. *Journal of Cell and Molecular Biology*, 2(1), 1-12.

Kermode, A. R. (1990) Regulatory mechanisms involved in the transition from seed development to germination. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 9(2), 155-195.

Kermode, A. R., Finch-Savage, B. E. (2002) Desiccation sensitivity in orthodox and recalcitrant seeds in relation to development. *Desiccation and survival in plants. Drying without dying*. CABI Publishing, 149-184.

Khaliliaqdam, N., Soltani, A., Latifi, N., Far, F. G. (2012) Seed Vigor and Field Performance of Soybean Seed Lots Case Study: Northern Areas of Iran. *American-Eurasian Journal of Agricultural and Environmental Sciences*, 12 (2): 262-268.

Kibinza, S., Vinel, D., Côme, D., Bailly, C., Corbineau, F. (2006). Sunflower seed deterioration as related to moisture content during ageing, energy metabolism and active oxygen species scavenging. *Physiologia Plantarum*, 128(3), 496-506.

Kirma, M., Araújo, W. L., Fernie, A. R., Galili, G. (2012) The multifaceted role of aspartate-family amino acids in plant metabolism. *Journal of Experimental Botany*, 63(14), 4995-5001.

Koster, K. L., Leopold, A. C. (1988). Sugars and desiccation tolerance in seeds. *Plant Physiology*, 88(3), 829-832.

Krohn, N. G., Malavasi, M. M. (2004) Qualidade fisiológica de sementes de soja tratadas com fungicidas durante e após o armazenamento. *Revista Brasileira de Sementes*, 26(2): 91-97.

- Kuo, T. M., VanMiddlesworth, J. F., Wolf, W. J. (1988) Content of raffinose oligosaccharides and sucrose in various plant seeds. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 36(1), 32-36.
- Kusano, T., Berberich, T., Tateda, C., Takahashi, Y. (2008) Polyamines: essential factors for growth and survival. *Planta*, 228: 367-381.
- Kuznetsov, V., Radyukina, N. L., Shevyakova, N. I. (2006) Polyamines and Stress: Biological Role, metabolism, and regulation. *Journal of Plant Physiology*, 53: 583-604.
- Lea, P. J., Mifflin, B. J. (2003) Glutamate synthase and the synthesis of glutamate in plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, 41(6), 555-564.
- Leão, A. C., Vinha, S. G. (1975) Ocorrência do jacarandá no sul da Bahia. *Cacau Atualidades*, 12(4), 22-29.
- Leprince, O., Werf, A., Deltour, R., Lambers, H. (1992) Respiratory pathways in germinating maize radicles correlated with desiccation tolerance and soluble sugars. *Physiologia Plantarum*, 85(4), 581-588.
- Lewinsohn, M. T. (2001) Esboço de uma estratégia abrangente de inventários de biodiversidade. In: *Conservação da biodiversidade em ecossistemas tropicais: Avanços conceituais e revisão de novas metodologias* (Garay, I.; Dias, B. F. S, eds.). Petrópolis: Vozes, 430.
- Lima, R. B. S., Gonçalves, J. F. C, Pando, S. C., Fernandes, V., Santos, A. L. W. (2008) Primary metabolite mobilization during germination in rosewood (*Aniba rosaedora* Ducke) seeds. *Revista Árvore*, 32: 19-25.
- Lin, T. P., Huang, N. H. (1994) The relationship between carbohydrate composition of some tree seeds and their longevity. *Journal of Experimental Botany*, 45(9), 1289-1294.
- Lorenzi, H. (2000) *Árvores Brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil*. 3.ed. São Paulo: Nova Odessa.
- Lorenzi, H. (2002) *Árvores Brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil*. 4.ed. São Paulo: Nova Odessa.
- Maguire, J. D. (1962). Speed of germination-aid in selection and evaluation for seedling emergence and vigor. *Crop Science*, 2(2), 176-177.
- Maia, B. H., Paula, J. R. D., Sant'Ana, J., Silva, M. F. G. F., Fernandes, J. B., Vieira, P. C., Costa, M. S. S., Ohashib, O. S., Silva, J. N. M. (2000). Essential oils of *Toona* and *Cedrela* species (Meliaceae): taxonomic and ecological implications. *Journal of the Brazilian Chemical Society*, 11(6), 629-639.

- Maki, H., Ando, S., Kodama, H., Komamine, A. (1991) Polyamines and the cell cycle of *Catharanthus roseus* cells in culture. *Plant Physiology*, 96(4), 1008-1013.
- Malavasi, U. C., Malavasi, M. M. (2001). Influência do tamanho e do peso da semente na germinação e no estabelecimento de espécies de diferentes estágios da sucessão vegetal. *Floresta e Ambiente*, 8(1), 211-215.
- Malik, A. R., Shamet, G. S. (2009) Storage of *Pinus gerardiana* seeds: biochemical changes and its applicability as vigour test. *Research Journal of Seed Science*, 2(3), 1-8.
- Mansour, M. M. F., Al-Mutawa, M. M. (1999). Stabilization of plasma membrane by polyamines against salt stress. *Cytobios*, 100: 7-17.
- Mapelli, S., Brambilla, I., Bertani, A. (2001) Free amino acids in walnut kernels and young seedlings. *Tree Physiology*, 21: 1299-1302.
- Marcos Filho, J. (2005) *Fisiologia de sementes de plantas cultivadas*. Piracicaba: Fealq.
- Martinelli, G., Moraes, M. A. (2013) *Livro vermelho da flora do Brasil*. 1 ed. Rio de Janeiro: Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro.
- Martins, S. S. (2005) *Recomposição de matas ciliares no Estado do Paraná*. 2. ed. Maringá, PR: Clichetec.
- McDonald, M. B. (1999). Seed deterioration: physiology, repair and assessment. *Seed Science and Technology*, 27(1), 177-237.
- Medeiros, A. C. S., Eira, M. T. S. (2006) Comportamento fisiológico, secagem e armazenamento de sementes florestais nativas. *Comunicado Técnico*, Colombo: Embrapa Florestas, 127: 13.
- Medeiros, A. D. S. (2001) Armazenamento de sementes de espécies florestais nativas. *Embrapa Florestas. Documentos*.
- Melo, P. R. B. (2009) Qualidade fisiológica e armazenamento de sementes de ipê-verde (*Cybistax antisyphilitica* (Mart.) Mart.). Tese - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias.
- Minocha, R., Dale, R. S., Cathie, R., Steele, K. D., Minocha, S. C. (1999) Polyamine levels during the development of zygotic and somatic embryos of *Pinus radiata*. *Physiologia Plantarum*, 105: 155-164.
- Mohammadi, H., Soltani, A., Sadeghipour, H. R., Zeinali, E. (2011). Effects of seed aging on subsequent seed reserve utilization and seedling growth in soybean. *International Journal of Plant Production*, 5(1), 65-70.

- Morellato, L. P. C., Haddad, C. F. B. (2000) Introduction: the Brazilian Atlantic Forest. *Biotropica*, 32: 786-792.
- Myers, N., Mittermeier, R. A., Mittermeier, C. G., Fonseca, G. A. B.; Kent, J. (2000) Biodiversity hotspots for conservation priorities. *Nature*, 403: 853-858.
- Nkang, A. (2002) Carbohydrate composition during seed development and germination in two sub-tropical rainforest tree species (*Erythrina caffra* and *Guilfoylia monostylis*). *Journal of Plant Physiology*, 159: 473-483.
- Nodari, R., Fantini, A., Guerra, M., Reis, M., Schuch, O. (1998) Conservação de frutos e sementes de palmitheiro (*Euterpe edulis* Mart.) sob diferentes condições de armazenamento. *Revista Árvore*, 22(1), 1-10.
- Nuccio, M. L., Rhodes, D., Mcneil, S. D., Hanson, A. D. (1999) Metabolic engineering of plants for osmotic stress resistance. *Plant Biology*, 2: 128-134.
- Oliveira, I. C., Brenner, E., Chiu, J., Hsieh, M. H., Kouranov, A., Lam, H. M., Shin, M. J., Coruzzi, G. (2001) Metabolite and light regulation of metabolism in plants: Lessons from the study of a single biochemical pathway. *Brazilian Journal of Medical and Biological*, 34: 567-575.
- Paula, J. E., Alves, J. L. H. (1997) *Madeiras nativas: anatomia, dendrologia, dendrometria, produção, uso*. Brasília: Fundação Mokiti Okada.
- Paula, N. F., Borges, E. E. L., Borges, R. C. G., Paula, R. C. (1998) Avaliações bioquímicas e fisiológicas em sementes de seringueira (*Hevea brasiliensis* Muell. Arg.). *Revista Brasileira de Sementes*, 20(2), 1-10.
- Peixoto, G. L., Martins, S. V., Silva, A. F., Silva, E. (2004) Composição florística do componente arbóreo de um trecho de Floresta Atlântica na Área de Proteção Ambiental da Serra da Capoeira Grande, Rio de Janeiro, RJ, Brasil. *Acta Botanica Brasílica*, 18: 151-160.
- Pessoa, R. C., Matsumoto, S. N., Morais, O. M., Vale, R. S. D., 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.
- Phartyal, S. S., Thapliyal, R. C., Koedam, N., Godefroid, S. (2002) *Ex situ* conservation of rare and valuable forest tree species through seed-gene bank. *Current Science Bangalore*, 83(11), 1351-1357.
- Pieruzzi, F. P., Dias, L. L. C., Balbuena, T. S., Santa-Catarina, C., Santos, A. L. W., FLOH, E. I. S. (2011) Polyamines, IAA and ABA during germination in two recalcitrante seeds: *Araucaria angustifolia* (Gymnosperm) and *Ocotea odorifera* (Angiosperm). *Annals of Botany*, 108: 337-345.

- Pilatti, F. K., Aguiar, T., Simões, T., Benson, E. E., Viana, A. M. (2011) In vitro and cryogenic preservation of plant biodiversity in Brazil. *In Vitro Cellular and Developmental Biology-Plant*, 47(1), 82-98.
- Piña-Rodrigues, F. C. M., Jesus, R. D. (1992). Comportamento das sementes de cedro-rosa (*Cedrela angustifolia* S. ET. MOC) durante o armazenamento. *Revista Brasileira de Sementes*, 14(1), 31-36.
- Pinheiro, A. L.; Maragon, L. C.; Paiva, G. L. R. M. (1990) Características fenológicas do cedro (*Cedrela fissilis* Vell.) em Viçosa, Minas Gerais. *Boletim de Pesquisa Florestal*, 21: 21-26, 1990.
- Pontes, A. P., Borges, E. E. L., Borges, R. C. G., Soares, C. P. B. (2002) Mobilização de reservas em sementes de *Apuleia leiocarpa* (Vogel) J. F. Macbr. (garapa) durante a embebição. *Revista Árvore*, 26(5): 593-601.
- Popinigis, F. (1977) *Fisiologia da semente*. Brasília: Agiplan, 289 p.
- Pritchard, S. L., Charlton, W. L., Baker, A., Graham, I. A. (2002) Germination and storage reserve mobilization are regulated independently in Arabidopsis. *The Plant Journal*, 31(5), 639-647.
- Rajjou, L., Duval, M., Gallardo, K., Catusse, J., Bally, J., Job, C., Job, D. (2012) Seed germination and vigor. *Annual Review of Plant Biology*, 63: 507-533.
- Rego, F., Costa, M., Abreu, S., Silva, A., Silva, H. (1991). Influência do tamanho da semente e escarificação na germinação de macadâmia (*Macadamia integrifolia*). *Informativo ABRATES*, 1(4), 85.
- Rêgo, G. M. (2002) Jequitibá-rosa (*Cariniana legalis*): espécie em extinção da floresta amazônica. Embrapa: Tabuleiros Costeiros.
- Ribeiro, M. C., Metzger, J. P., Martensen, A. C., Ponzoni, F. J., Hirota, M. M. (2009) The Brazilian Atlantic Forest: How much is left, and how is the remaining forest distributed? Implications for conservation. *Biological conservation*, 142(6), 1141-1153.
- Ribeiro, R. A., Lemos-Filho, J. P., Ramos, A. C. S., M. B. (2011). Phylogeography of the endangered rosewood *Dalbergia nigra* (Fabaceae): insights into the evolutionary history and conservation of the Brazilian Atlantic Forest. *Heredity*, 106: 46-57.
- Rimando, A. M., Perkins-Veazie, P. M. (2005) Determination of citrulline in watermelon rind. *Journal of Chromatography A*, 1078(1), 196-200.
- Roberts, E. H. (1973) Predicting the storage life of seeds. *Seed Science and Technology*, 1(4): 499-514.

Rodrigues, L. A., Carvalho, D. A. D., Oliveira Filho, A. T. D., Botrel, R. T., Silva, E. A. D. (2003). Floristic composition and structure of the tree layer of a forest fragment in Luminárias Municipality State. *Acta Botanica Brasilica*, 17(1): 71-87.

Salisbury, F. B., Ross, C. W. (1992) *Plant Physiology*. 4ed. California: Wadsworth Publishing Company Belmont, 682.

Santa-Catarina, C. Silveira, V., Balbuena, T. S., Viana, A. M., Maranhão, M. E. E., Handro, W., Floh, E. I. S. (2006) IAA, ABA, polyamines and free amino acids associated with zygotic embryo development of *Ocotea catharinensis*. *Plant Growth Regulation*, 49: 237-247.

Sarmiento, M. B., Villela, F. A. (2010) Sementes de espécies florestais nativas do sul do Brasil. *Informativo Abrates*, 20 (1,2): 39-44.

Sasaki, K., Takahashi, H., Kojima, S., Ushimiya, H., Sato, T. (2013) Metabolic alteration in free amino acid contents of rice (*Oryza sativa* L.) seeds during high humidity storage. *Research Journal of Seed Science*, 6(1), 16-23.

Scalon, S. D. P. Q., Mussury, R. M., Scalon Filho, H., Francelino, C. S. F., Florencio, D. K. A. (2006) Armazenamento e tratamento pré-germinativos em sementes de jacarandá (*Jacaranda cuspidifolia* Mart.). *Revista Árvore*, 30(2), 179-185.

Schmidt, M. A., Barbazuk, W. B., Sandford, M., May, G., Song, Z., Zhou, W., Nikolau, B. J., Herman, E. M. (2011) Silencing of soybean seed storage proteins results in a rebalanced protein composition preserving seed protein content without major collateral changes in the metabolome and transcriptome. *Plant Physiology*, 156(1), 330-345.

Sena, C. M., Gariglio, M. A. (2008) *Sementes florestais: colheita, beneficiamento e armazenamento*. Natal: MMA/Secretaria de Biodiversidade e Florestas, 28.

Shaban, M. (2013). Biochemical aspects of protein changes in seed physiology and germination. *International Journal of Advanced Biological and Biomedical Research*, 1(8), 885-898.

Shevyakova, N. I., Shorina, M. V., Rakitin, V. Y., Kuznetsov, V. V. (2006). Stress-dependent accumulation of spermidine and spermine in the halophyte *Mesembryanthemum crystallinum* under salinity conditions. *Russian Journal of Plant Physiology*, 53(6), 739-745.

Shibata, M., Coelho, C. M. M., Oliveira, L. M. D., Garcia, C. (2012) Accelerated aging of ipê seeds under controlled conditions of storage. *Revista Brasileira de Sementes*, 34(2), 247-254.

Silva, A. F. D., Oliveira, R. V. D., Santos, N. R. L., Paula, A. D. (2003). Composição florística e grupos ecológicos das espécies de um trecho de floresta semidecídua submontana da Fazenda São Geraldo, Viçosa-MG. *Revista Árvore*, 27(3), 311-319.

Silva, J. M. M., Raposo, A., Sousa, J. A., Miranda, E. M. (2004) Germinação e crescimento de mudas de andiroba (*Carapa* sp) em função do tamanho da semente e tempo de imersão em água. *Revista Ciência Agronômica*, 35(2), 366-370.

Silva, K. B., Alves, E. U., Oliveira, A. N. P. (2012) Avaliação de sementes de *sideroxylon obtusifolium* (Roem. & Schult.) T.D. Penn. sob diferentes condições de armazenamento. *Revista de Ciências Agro-Ambientais*, 10 (1): 69 - 80.

Silveira, V, de Vita, A.M., Macedo, A.F., Dias, M.F.R., Floh, E.I.S., Santa-Catarina, C. (2013) Morphological and polyamine content changes in embryogenic and non-embryogenic callus of sugarcane. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 114:351-364.

Silveira, V., Balbuena, T. S., Santa-Catarina, C., Floh, E. I. S., Handro, W. (2004) Biochemical changes during seed development in *Pinus taeda* L. *Plant Growth Regulation*, 44: 147-156.

Silveira, V., Santa-Catarina, C., Tun, N. N., Scherer, G. F. E., Handro, W., Guerra, M. P., Floh, E. I. S. (2006) Polyamine effects on the endogenous polyamine contents, nitric oxide release, growth and differentiation of embryogenic suspension cultures of *Araucaria angustifolia* (Bert.) O. Ktze. *Plant Science*, 171: 91-98.

Sińska, I., Lewandowska, U. (2006) Polyamines and ethylene in the removal of embryonal dormancy in apple seeds. *Physiologia Plantarum*, 81(1), 59-64.

Smeekens S, Ma J, Hanson J, Rolland F. (2010) Sugar signals and molecular networks controlling plant growth. *Current Opinion in Plant Biology*, 13: 274-279.

Souza, V. C., Bruno, R. D. L. A., Andrade, L. A. (2005) Vigor de sementes armazenadas de ipê-amarelo *Tabebuia serratifolia* (Vahl.) Nich. *Revista Árvore*, 29(6), 833-841.

Souza, V. C., de Andrade, L. A., Cruz, F. R. S., Fabricante, J. R., Oliveira, L. S. B. (2011). Conservação de sementes de marizeiro *Geoffroea spinosa* Jacq. utilizando diferentes embalagens e ambientes. *Ciência Florestal*, 21(1), 93-102.

Steiner. N., Santa-Catarina, C., Silveira. V., Floh. E. I. S., Guerra, M. P. (2007) Polyamine effects on growth and endogenous hormones levels in *Araucaria angustifolia* embryogenic cultures. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 62: 89-55.

Stepansky, A., Less, H., Angelovici, R., Aharon, R., Zhu, X., Galili, G. (2006) Lysine catabolism, an effective versatile regulator of lysine level in plants. *Amino Acids*, 30(2), 121-125.

Strizhov, N., Abraham, E., Okresz, L., Blickling, S., Zilberstein, A., Schell, J., Koncz, C., Szabados, L. (1997) Differential expression of two P5CS genes controlling proline accumulation during salt-stress requires ABA and is regulated by ABA1, ABI1 and AXR2 in Arabidopsis. *Plant Journal*, 12: 557–569.

- Suda, C. N. K., Giorgini J. F. 2000. Seed reserve composition and mobilization during germination and early seedling development of *Euphorbia heterophylla*. *Brazilian Journal of Plant Physiology*, 12: 226-245.
- Taiz, L., Zeiger, E. (2009) *Fisiologia vegetal*. 4. ed. Porto Alegre: Artmed.
- Takano, A., Kakehi, J. I., Takahashi, T. (2012) Thermospermine is not a minor polyamine in the plant kingdom. *Plant and Cell Physiology*, 53(4), 606-616.
- Takahashi, T., Kakehi, J. I. (2010) Polyamines: ubiquitous polycations with unique roles in growth and stress responses. *Annals of Botany*, 105(1), 1-6.
- Tegeder, M. (2012) Transporters for amino acids in plant cells: some functions and many unknowns. *Current Opinion in Plant Biology*, 15: 1-7.
- Teixeira, R. T., Knorpp, C., Glimelius, K. (2005). Modified sucrose, starch, and ATP levels in two alloplasmic male-sterile lines of *B. napus*. *Journal of Experimental Botany*, 56(414), 1245-1253.
- Tzin, V., Galili, G. (2010) New insights into the shikimate and aromatic amino acids biosynthesis pathways in plants. *Molecular Plant*, 3(6), 956-972.
- Valdez, L., D'Elía, G. (2013) Differentiation in the Atlantic forest: phylogeography of *Akodon montensis* (Rodentia, Sigmodontinae) and the Carnaval-Moritz model of Pleistocene refugia. *Journal of Mammalogy*, 94(4), 911-922.
- Velikova, V., Yordanov, I., Edreva, A. (2000) Oxidative stress and some antioxidant systems in acid rain-treated bean plants: protective role of exogenous polyamines. *Plant Science*, 151(1), 59-66.
- Vieira, A. H., Martins, E. P., Pequeno, P. L. L., Locatelli, M., Souza, M. G. (2001) *Técnicas de produção de sementes florestais*. Porto Velho: Embrapa.
- Vieira, F. D. A., Gusmão, E. (2008). Biometria, armazenamento de sementes e emergência de plântulas de *Talisia esculenta* Radlk. (Sapindaceae). *Ciência e Agrotecnologia*, 32(4), 1073-1079.
- Vieira, R. D., Carvalho, N. M. (1994) *Testes de vigor em sementes*. Jaboticabal - SP: FUNEP/UNESP, 164.
- Villela, F. A, Peres, W. B. (2004) Coleta, beneficiamento e armazenamento. In: *Germinação: do básico ao aplicado* (Ferreira, A. G., Borghetti, F, eds.) Porto Alegre: Artmed, 265-281.
- Wallace, H., Fraser, A., Hughes, A. (2003) A perspective of polyamine metabolism. *Biochemical Journal*, 376: 1-14.
- Yamada, T., Castro, P. D. C. (2007) Efeitos do glifosato nas plantas: implicações fisiológicas e agronômicas. *Informações Agronômicas*, 119:1-32.

Yamaguchi, K., Takahashi, Y., Berberich, T., Imai, A., Takahashi, T., Michael, A. J., Kusano, T. (2007) A protective role for the polyamine spermine against drought stress in *Arabidopsis*. *Biochemical and Biophysical*, 352(2), 486-490.

Zapata, P. J., Serrano, M., Pretel, M. T., Amorós, A., Botella, M. (2004). Polyamines and ethylene changes during germination of different plant species under salinity. *Plant Science*, 167(4), 781-788.

Zhu, J. K. (2002) Salt and drought stress signal transduction in plants. *Annual Review of Plant Biology*, 53(1), 247-273.

## 8. APÊNDICES

Tabela 1. Análise da variância para matéria fresca (MF) e matéria seca (MS) em sementes de cedro (*Cedrela fissilis*), jacarandá (*Dalbergia nigra*) e jequitibá (*Cariniana legalis*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	MF (mg g <sup>-1</sup> )		MS (mg g <sup>-1</sup> )		Água (%)	
		QM	F	QM	F	QM	F
Períodos (P)	4	0,00426	27,14**	0,00277	19,75	93,18369	54,88**
Espécies (E)	2	0,07348	471,98**	0,06834	486,38	281,6424	165,86**
Interação (PxE)	8	0,00043	2,80*	0,00050	3,59	79,14222	46,61**
Resíduo	60	0,00015		0,00014		1,69806	
<b>C.V.(%):</b>		<b>8,45</b>		<b>8,60</b>		<b>18,98</b>	

(\*\*) Efeito significativo ( $P \leq 0,01$ ) segundo o Teste F, (\*) significativo ( $P \leq 0,05$ ) e (ns) não significativo ( $n = 5$ ).

Tabela 2. Análise da variância para a regressão da massa fresca (MF), massa seca (MS) e teor de água (%) de sementes de cedro (*Cedrela fissilis*) em função de diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	MF (mg g <sup>-1</sup> )		MS (mg g <sup>-1</sup> )		Água (%)	
		QM	R <sup>2</sup>	QM	R <sup>2</sup>	QM	R <sup>2</sup>
Período	4	0,00122**		0,00039**		247,38**	
Linear	1	0,00408	0,83**	0,00109	0,70**	586,85	0,59**
Quadrático	1	0,00068	0,97**	0,00002	0,71 <sup>ns</sup>	303,92	0,90**
Cúbico	1	0,00009	0,99**	0,00022	0,85 <sup>ns</sup>	18,44	0,92*
Quártico	1	0,00004	1,00 <sup>ns</sup>	0,00023	1,00 <sup>ns</sup>	80,31	1,00**
Resíduo	20	0,00006		0,00006		4,13	
<b>C.V.(%):</b>		<b>8,04</b>		<b>9,06</b>		<b>19,70</b>	

(\*\*) Efeito significativo ( $P \leq 0,01$ ) segundo o Teste F, (\*) significativo ( $P \leq 0,05$ ) e (ns) não significativo ( $n = 5$ ).

Tabela 3. Análise da variância para a regressão da massa fresca (MF) e massa seca (MS) e teor de água (%) de sementes de jacarandá (*Dalbergia nigra*) em função de diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	MF (mg g <sup>-1</sup> )		MS (mg g <sup>-1</sup> )		Água (%)	
		QM	R <sup>2</sup>	QM	R <sup>2</sup>	QM	R <sup>2</sup>
Período	4	0,00070*		0,00051 <sup>ns</sup>		2,59857**	
Linear	1	0,00195	0,69**	0,00158	0,77*	0,38293	0,04 <sup>ns</sup>
Quadrático	1	0,00025	0,78 <sup>ns</sup>	0,00018	0,86 <sup>ns</sup>	0,24371	0,06 <sup>ns</sup>
Cúbico	1	0,00040	0,92 <sup>ns</sup>	0,00015	0,94 <sup>ns</sup>	8,32935	0,86**
Quártico	1	0,00022	1,00 <sup>ns</sup>	0,00013	1,00 <sup>ns</sup>	1,43829	1,00*
Resíduo	20	0,00022		0,00020		0,30228	
<b>C.V.(%):</b>		<b>7,28</b>		<b>7,36</b>		<b>8,42</b>	

(\*\*) Efeito significativo (P≤0,01) segundo o Teste F, (\*) significativo (P≤0,05) e (ns) não significativo (n= 5).

Tabela 4. Análise da variância para a regressão da massa fresca (MF) e massa seca (MS) e teor de água (%) de sementes de jequitibá (*Cariniana legalis*) em função de diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	MF (mg g <sup>-1</sup> )		MS (mg g <sup>-1</sup> )		Água (%)	
		QM	R <sup>2</sup>	QM	R <sup>2</sup>	QM	R <sup>2</sup>
Período	4	0,00316**		0,00287**		1,48765	
Linear	1	0,01128	0,89**	0,01026	0,89**	0,56763	0,10 <sup>ns</sup>
Quadrático	1	0,00040	0,92 <sup>ns</sup>	0,00031	0,92 <sup>ns</sup>	1,92752	0,42 <sup>ns</sup>
Cúbico	1	0,00094	1,00*	0,00091	1,00*	0,05202	0,43 <sup>ns</sup>
Quártico	1	0,000000002	1,00 <sup>ns</sup>	0,000009	1,00 <sup>ns</sup>	3,40344	1,00*
Resíduo	20	0,00017		0,00015		0,66194	
<b>C.V.(%):</b>		<b>9,69</b>		<b>9,45</b>		<b>22,53</b>	

(\*\*) Efeito significativo (P≤0,01) segundo o Teste F, (\*) significativo (P≤0,05) e (ns) não significativo (n= 5).

Tabela 5. Análise da variância para porcentagem de emergência (PE) e índice de velocidade de emergência (IVE) em plântulas de cedro (*Cedrela fissilis*), jacarandá (*Dalbergia nigra*) e jequitibá (*Cariniana legalis*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	PE (%)		IVE	
		QM	F	QM	F
Períodos (P)	4	3253,333	20,124**	0,5888	24,546**
Espécies (E)	2	1524,000	9,427**	0,7527	31,378**
Interação (Px E)	8	129,8333	0,803 <sup>ns</sup>	1,6321	0,680 <sup>ns</sup>
Resíduo	60	161,6667		2,3988	
<b>CV (%)=</b>		<b>23,54</b>		<b>23,29</b>	

(\*\*) Significativo segundo o Teste F (P≤0,01), (\*) Teste F (P≤0,05) e (ns) não significativo (n= 5)

Tabela 6. Análise da variância para a regressão da porcentagem de emergência (PE) e índice de velocidade de emergência (IVE) em plântulas de cedro (*Cedrela fissilis*) em função de diferentes períodos de armazenamento.

FV	PE (%)				IVE		
	GL	QM	F	R <sup>2</sup>	QM	F	R <sup>2</sup>
Períodos (meses)	4	590,000	3,155*		0,176	5,590*	
Linear	1	1738,197	9,295	0,74*	0,659	20,818	0,93**
Quadrático	1	494,896	2,647	0,95**	31,331	0,099	0,94 <sup>ns</sup>
Cúbico	1	81,296	0,435	0,98 <sup>ns</sup>	2,616	0,826	0,97 <sup>ns</sup>
Quártico	1	45,609	0,244	1,00 <sup>ns</sup>	1,946	0,615	1,00 <sup>ns</sup>
Resíduo	20	187,000			3,166		
<b>CV(%) =</b>		<b>22,06</b>			<b>20,70</b>		

(\*\*) Significativo segundo o Teste F ( $P \leq 0,01$ ), (\*) Teste F ( $P \leq 0,05$ ) e (ns) não significativo ( $n = 5$ ).

Tabela 7. Análise da variância para a regressão da porcentagem de emergência (PE) e índice de velocidade de emergência (IVE) em plântulas de *Dalbergia nigra* em função de diferentes períodos de armazenamento.

FV	PE (%)				IVE		
	GL	QM	F	R <sup>2</sup>	QM	F	R <sup>2</sup>
Tempo (meses)	4	1211,500	10,399		0,135	8,964**	
Linear	1	4063,039	34,876	0,84**	0,437	28,850	0,80**
Quadrático	1	215,2823	1,848	0,88 <sup>ns</sup>	4,156	2,743	0,88 <sup>ns</sup>
Cúbico	1	446,311	3,83	0,97 <sup>ns</sup>	5,422	3,579	0,98 <sup>ns</sup>
Quártico	1	121,3675	1,042	1,00 <sup>ns</sup>	1,037	0,684	1,00 <sup>ns</sup>
Resíduo	20	116,5000			1,515		
<b>CV(%) =</b>		<b>20,14</b>			<b>20,24</b>		

(\*\*) Significativo segundo o Teste F ( $P \leq 0,01$ ), (\*) Teste F ( $P \leq 0,05$ ) e (ns) não significativo ( $n = 5$ ).

Tabela 8. Análise da variância para a regressão da porcentagem de emergência (PE) e índice de velocidade de emergência (IVE) em plântulas de *Cariniana legalis* em função de diferentes períodos de armazenamento.

FV	PE (%)				IVE		
	GL	QM	F	R <sup>2</sup>	QM	F	R <sup>2</sup>
Tempo (meses)	4	1711,500	9,430**		0,308	12,272**	
Linear	1	6378,060	35,141**	0,93**	1,194	47,493	0,97**
Quadrático	1	162,861	0,897 <sup>ns</sup>	0,96 <sup>ns</sup>	86,151	0,342	0,97 <sup>ns</sup>
Cúbico	1	241,804	1,332 <sup>ns</sup>	0,99 <sup>ns</sup>	12,432	0,049	0,98 <sup>ns</sup>
Quártico	1	63,273	0,349 <sup>ns</sup>	1,00 <sup>ns</sup>	3,020	1,201	1,00 <sup>ns</sup>
Resíduo	20	181,500			2,515		
<b>CV(%) =</b>		<b>29,03</b>			<b>30,09</b>		

(\*\*) Significativo segundo o Teste F ( $P \leq 0,01$ ), (\*) Teste F ( $P \leq 0,05$ ) e (ns) não significativo ( $n = 5$ ).

Tabela 9- Análise da variância para carboidratos (mg g<sup>-1</sup>) em sementes de cedro (*Cedrela fissilis*), jacarandá (*Dalbergia nigra*) e jequitibá (*Cariniana legalis*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	Sacarose			Glicose		Frutose	
	GL	QM	F	QM	F	QM	F
Períodos (P)	4	125,48	22,18 <sup>ns</sup>	491,08	529,70 <sup>ns</sup>	1,36	127,74 <sup>ns</sup>
Espécies (E)	2	15,03	2,66 <sup>**</sup>	0,42	0,46 <sup>**</sup>	0,12	1,17 <sup>**</sup>
Interação (Px E)	8	4,04	0,71 <sup>ns</sup>	0,27	0,29 <sup>ns</sup>	0,12	1,17 <sup>ns</sup>
Resíduo	30	5,65	-	0,93	-	0,10	-
<b>C.V.(%):</b>		<b>18,80</b>		<b>20,38</b>		<b>59,35</b>	

(\*\*) Significativo segundo o Teste F ( $P \leq 0,01$ ), (\*) Teste F ( $P \leq 0,05$ ) e (ns) não significativo ( $n = 3$ ).

Tabela 11- Análise da variância para regressão da sacarose, glicose e frutose em sementes de cedro (*Cedrela fissilis*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	Sacarose			Glicose		Frutose	
	GL	QM	R <sup>2</sup>	QM	R <sup>2</sup>	QM	R <sup>2</sup>
Período (meses)	4	18,32 <sup>ns</sup>		nd	-	-	-
Linear	1	24,05	0,33 <sup>ns</sup>	-	-	-	-
Quadrático	1	1,82	0,35 <sup>ns</sup>	-	-	-	-
Cúbico	1	42,67	0,94 <sup>ns</sup>	-	-	-	-
Quártico	1	4,75	1,00 <sup>ns</sup>	-	-	-	-
Resíduo	10	13,86	-	-	-	-	-
<b>C.V.(%):</b>		<b>23,56</b>					

(\*\*) Significativo segundo o Teste F ( $P \leq 0,01$ ), (\*) Teste F ( $P \leq 0,05$ ) e (ns) não significativo; nd: não detectado ( $n = 3$ ).

Tabela 12- Análise da variância para regressão da sacarose, glicose e frutose em sementes de cedro (*Dalbergia nigra*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	Sacarose			Glicose		Frutose	
	GL	QM	R <sup>2</sup>	QM	R <sup>2</sup>	QM	R <sup>2</sup>
Tempo (meses)	4	3,62 <sup>ns</sup>		0,87		nd	-
Linear	1	3,83	0,26 <sup>ns</sup>	0,69	0,20 <sup>ns</sup>	-	-
Quadrático	1	0,65	0,31 <sup>ns</sup>	0,60	0,37 <sup>ns</sup>	-	-
Cúbico	1	2,12	0,46 <sup>ns</sup>	0,12	0,37 <sup>ns</sup>	-	-
Quártico	1	7,89	1,00 <sup>ns</sup>	2,20	1,00 <sup>ns</sup>	-	-
Resíduo	10	2,25	-	2,65		-	
<b>CV(%) =</b>		<b>12,47</b>		<b>14,70</b>			

(\*\*) Significativo segundo o Teste F ( $P \leq 0,01$ ), (\*) Teste F ( $P \leq 0,05$ ) e (ns) não significativo; nd: não detectado ( $n = 3$ ).

Tabela 13- Análise da variância para regressão da sacarose, glicose e frutose em sementes de jequitibá (*Cariniana legalis*).

FV	GL	Sacarose		Glicose		Frutose	
		QM	R <sup>2</sup>	QM	R <sup>2</sup>	QM	R <sup>2</sup>
Tempo (meses)	4	1,17 <sup>ns</sup>		0,08 <sup>ns</sup>		0,037 <sup>ns</sup>	
Linear	1	3,07	0,66 <sup>ns</sup>	0,11	0,34 <sup>ns</sup>	0,043	0,29 <sup>ns</sup>
Quadrático	1	0,19	0,70 <sup>ns</sup>	0,15	0,79 <sup>ns</sup>	0,094	0,93 <sup>ns</sup>
Cúbico	1	0,88	0,89 <sup>ns</sup>	0,01	0,82 <sup>ns</sup>	0,009	0,99 <sup>ns</sup>
Quártico	1	0,51	1,00 <sup>ns</sup>	0,06	1,00 <sup>ns</sup>	0,001	1,00 <sup>ns</sup>
Resíduo	10	0,86	-	0,12	-	0,03	
<b>CV(%) =</b>		<b>9,17</b>		<b>11,47</b>		<b>34,27</b>	

(\*\*) Significativo segundo o Teste F (P≤0,01), (\*) Teste F (P≤0,05) e (ns) não significativo (n= 3).

Tabela 14- Análise de variância putrecina (Put), espermidina (Spd), espermina (Spm), razão entre as poliaminas e poliaminas totais (Ptotal) em sementes de cedro (*Cedrela fissilis*), jacarandá (*Dalbergia nigra*) e jequitibá (*Cariniana legalis*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	Put	Spd	Spm	Razão	Total
Períodos (P)	4	2107,74 <sup>**</sup>	254,870 <sup>ns</sup>	7911,82 <sup>**</sup>	0,18 <sup>**</sup>	13110,55 <sup>**</sup>
Espécies (E)	2	97,34 <sup>**</sup>	1065,74 <sup>ns</sup>	804,21 <sup>**</sup>	0,02 <sup>**</sup>	4555,66 <sup>**</sup>
Interação (Px E)	8	70,08 <sup>**</sup>	1048,79 <sup>ns</sup>	881,02 <sup>**</sup>	0,03 <sup>**</sup>	3971,52 <sup>**</sup>
Resíduo	30	18,85	91,53	75,77	0,001	195,74
<b>CV(%) =</b>		<b>18,73</b>	<b>15,20</b>	<b>21,84</b>	<b>17,75</b>	<b>10,94</b>

(\*\*) Significativo segundo o Teste F (P≤0,01), (\*) Teste F (P≤0,05) e (ns) não significativo (n= 3).

Tabela 15- Análise de variância putrecina (Put), espermidina (Spd), espermina (Spm), razão entre as poliaminas e poliaminas totais (Ptotal) em sementes de cedro (*Cedrela fissilis*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	Put	Spd	Spm	Razão	Total
Períodos	4	7,79 <sup>ns</sup>	199,17	39,10	0,46	432,39
Linear	1	0,01	10,17	13,95	0,52	0,48
		(R <sup>2</sup> =0,00 <sup>ns</sup> )	(R <sup>2</sup> =0,01 <sup>ns</sup> )	(R <sup>2</sup> =0,09 <sup>ns</sup> )	(R <sup>2</sup> =0,00 <sup>ns</sup> )	(R <sup>2</sup> =0,00 <sup>ns</sup> )
Quadrático	1	0,18	2,02	12,34	0,62	22,83
		(R <sup>2</sup> =0,01 <sup>ns</sup> )	(R <sup>2</sup> =0,02 <sup>ns</sup> )	(R <sup>2</sup> =0,01 <sup>ns</sup> )	(R <sup>2</sup> =0,04 <sup>ns</sup> )	(R <sup>2</sup> =0,01 <sup>ns</sup> )
Cúbico	1	19,95	28,12	24,66	0,16	23,90
		(R <sup>2</sup> =0,65 <sup>ns</sup> )	(R <sup>2</sup> =0,05 <sup>ns</sup> )	(R <sup>2</sup> =0,03 <sup>ns</sup> )	(R <sup>2</sup> =0,94 <sup>ns</sup> )	(R <sup>2</sup> =0,03 <sup>ns</sup> )
Quártico	1	11,00	756,37	105,45	0,10	1683,34
		(R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )				
Resíduo	10	2,29	60,98	60,98	0,35	124,39
<b>CV(%) =</b>		<b>13,17</b>	<b>12,78</b>	<b>11,38</b>	<b>15,77</b>	<b>10,16</b>

(\*\*) Efeito de regressão significativo segundo o Teste F (P≤0,01), (\*) Teste F (P≤0,05) e (ns) não significativo (n= 3).

Tabela 16- Análise de variância putrecina (Put), espermidina (Spd), espermina (Spm), razão entre as poliaminas e poliaminas totais (Ptotal) em sementes de cedro (*Dalbergia nigra*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	Put	Spd	Spm	Razão	Total
Períodos	4	12,35 <sup>ns</sup>	1543,77 <sup>**</sup>	360,59 <sup>**</sup>	0,085 <sup>**</sup>	3042,02 <sup>**</sup>
Linear	1	36,09 (R <sup>2</sup> =0,73 <sup>ns</sup> )	3746,75 (R <sup>2</sup> =0,61 <sup>**</sup> )	658,60 (R <sup>2</sup> =0,46 <sup>**</sup> )	0,19 (R <sup>2</sup> =0,57 <sup>**</sup> )	6914,63 (R <sup>2</sup> =0,57 <sup>**</sup> )
Quadrático	1	1,80 (R <sup>2</sup> =0,77 <sup>ns</sup> )	2052,54 (R <sup>2</sup> =0,94 <sup>**</sup> )	443,26 (R <sup>2</sup> =0,76 <sup>**</sup> )	0,096 (R <sup>2</sup> =0,86 <sup>**</sup> )	4024,96 (R <sup>2</sup> =0,90 <sup>**</sup> )
Cúbico	1	3,42 (R <sup>2</sup> = 0,84 <sup>ns</sup> )	68,05 (R <sup>2</sup> =0,95 <sup>ns</sup> )	51,24 (R <sup>2</sup> =0,80 <sup>ns</sup> )	0,009 (R <sup>2</sup> =0,88 <sup>ns</sup> )	170,49 (R <sup>2</sup> =0,91 <sup>**</sup> )
Quártico	1	8,09 (R <sup>2</sup> = 1,00 <sup>ns</sup> )	307,42 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>**</sup> )	289,26 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	0,039 (R <sup>2</sup> =0,80 <sup>ns</sup> )	1057,98 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )
Resíduo	10	19,42	115,87	10,97	0,003	186,94
<b>CV(%) =</b>		<b>19,30</b>	<b>15,91</b>	<b>17,61</b>	<b>17,29</b>	<b>12,23</b>

(\*\*) Efeito de regressão significativo segundo o Teste F (P≤0,01), (\*) Teste F (P≤0,05) e (ns) não significativo (n= 3).

Tabela 17- Análise de variância putrecina (Put), espermidina (Spd), espermina (Spm), razão entre as poliaminas e poliaminas totais (Ptotal) em sementes de cedro (*Cariniana legalis*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	Put	Spd	Spm	Razão	Total
Períodos	4	217,373 <sup>**</sup>	420,368 <sup>**</sup>	2166,5 <sup>**</sup>	0,007804 <sup>ns</sup>	9024,29 <sup>**</sup>
Linear	1	0,114 (R <sup>2</sup> =0,00 <sup>ns</sup> )	486,470 (R <sup>2</sup> = 0,09 <sup>*</sup> )	0,59 (R <sup>2</sup> = 0,00 <sup>ns</sup> )	0,000093 (R <sup>2</sup> = 0,00 <sup>ns</sup> )	432,48 (R <sup>2</sup> = 0,01 <sup>ns</sup> )
Quadrático	1	42,405 (R <sup>2</sup> =0,05 <sup>ns</sup> )	297,35 (R <sup>2</sup> = 0,14 <sup>ns</sup> )	2363,23 (R <sup>2</sup> = 0,27 <sup>**</sup> )	0,006188 (R <sup>2</sup> =0,20 <sup>ns</sup> )	5137,23 (R <sup>2</sup> = 0,15 <sup>**</sup> )
Cúbico	1	175,096 (R <sup>2</sup> =0,25 <sup>*</sup> )	3359,86 (R <sup>2</sup> = 0,73 <sup>**</sup> )	3623,90 (R <sup>2</sup> = 0,69 <sup>**</sup> )	0,02 (R <sup>2</sup> =0,98 <sup>**</sup> )	17188,85 (R <sup>2</sup> = 0,63 <sup>**</sup> )
Quártico	1	651,878 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>**</sup> )	1537,80 (R <sup>2</sup> = 1,00 <sup>**</sup> )	2678,48 (R <sup>2</sup> = 1,00 <sup>**</sup> )	0,00074 (R <sup>2</sup> = 1,00 <sup>ns</sup> )	13338,61 (R <sup>2</sup> = 1,00 <sup>ns</sup> )
Resíduo	10	34,839	97,753	199,18	0,002	275,90
<b>CV(%) =</b>		<b>16,77</b>	<b>16,46</b>	<b>21,93</b>	<b>16,08</b>	<b>10,25</b>

(\*\*) Efeito de regressão significativo segundo o Teste F (P≤0,01), (\*) Teste F (P≤0,05) e (ns) não significativo (n= 3).

Tabela 18- Análise de variância para aminoácidos: ácido aspártico (Asp), ácido glutâmico (Glu), ácido γ-aminobutírico (Gaba), Alanina (Ala) em sementes de cedro (*Cedrela fissilis*), jacarandá (*Dalbergia nigra*) e jequitibá (*Cariniana legalis*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	Asp	Glu	Gaba	Ala
Períodos (P)	4	688095,6 <sup>**</sup>	2410787 <sup>**</sup>	83174,19 <sup>**</sup>	305707,9 <sup>**</sup>
Espécies (E)	2	13986,70 <sup>**</sup>	86897,89 <sup>**</sup>	5777,03 <sup>**</sup>	82,85 <sup>ns</sup>
Interação (Px E)	8	16678,49 <sup>**</sup>	76729,86 <sup>**</sup>	12807,64 <sup>**</sup>	11308,55 <sup>**</sup>
Resíduo	30	1703,05	17041,54	685,32	2302,69
<b>C.V(%) =</b>		<b>14,18</b>	<b>20,66</b>	<b>18,80</b>	<b>18,52</b>

(\*\*) Significativo segundo o Teste F (P≤0,01), (\*) Teste F (P≤0,05) e (ns) não significativo (n= 3).

Tabela 19- Análise de variância para aminoácidos: arginina (Arg), asparagina (Asn), citrulina (Cit), fenilalanina (Phe) em sementes de cedro (*Cedrela fissilis*), jacarandá (*Dalbergia nigra*) e jequitibá (*Cariniana legalis*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	Arg	Asn	Cit	Phe
Períodos (P)	4	9639636**	480808,0**	233607,1**	1642,627**
Espécies (E)	2	1111756**	17076,30 <sup>ns</sup>	1136203**	131024,9*
Interação (Px E)	8	1330481**	92807,08**	189715,7**	1269,159*
Resíduo	30	408597,5	12357,21	35130,34	415,5267
<b>C.V(%) =</b>		<b>22,69</b>	<b>18,05</b>	<b>28,04</b>	<b>20,18</b>

(\*\*) Significativo segundo o Teste F ( $P \leq 0,01$ ), (\*) Teste F ( $P \leq 0,05$ ) e (ns) não significativo ( $n = 3$ ).

Tabela 20- Análise de variância para aminoácidos: glicina (Gly), glutamina (Gln), histidina (His), Isoleucina (Ile) em sementes de cedro (*Cedrela fissilis*), jacarandá (*Dalbergia nigra*) e jequitibá (*Cariniana legalis*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	Gly	Gln	His	Ile
Períodos (P)	4	24,22931**	17401,90**	59858,09**	89,65387**
Espécies (E)	2	6538,992**	204,80 <sup>ns</sup>	2141,16**	11456,2 <sup>ns</sup>
Interação (Px E)	8	35,95923**	2720,58**	1517,41**	265,9075**
Resíduo	30	5,609803	225,87	127,02	49,86953
<b>C.V(%) =</b>		<b>15,86</b>	<b>17,55</b>	<b>16,69</b>	<b>18,34</b>

(\*\*) Significativo segundo o Teste F ( $P \leq 0,01$ ), (\*) Teste F ( $P \leq 0,05$ ) e (ns) não significativo ( $n = 3$ ).

Tabela 21- Análise de variância para aminoácidos: leucina (Leu), lisina (Lys), metionina (Met), ornitina (Orn) em sementes de cedro (*Cedrela fissilis*), jacarandá (*Dalbergia nigra*) e jequitibá (*Cariniana legalis*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	Leu	Lys	Met	Orn
Períodos (P)	4	205,2605**	1927,418**	135153,8**	1716,816**
Espécies (E)	2	19529,85*	29019,57**	23878,74**	9384,416**
Interação (Px E)	8	416,3388**	1773,059**	22998,05**	729,4432**
Resíduo	30	67,08696	70,41281	537,43	68,50322
<b>C.V(%) =</b>		<b>16,52</b>	<b>14,73</b>	<b>24,32</b>	<b>18,60</b>

(\*\*) Significativo segundo o Teste F ( $P \leq 0,01$ ), (\*) Teste F ( $P \leq 0,05$ ) e (ns) não significativo ( $n = 3$ ).

Tabela 22- Análise de variância para aminoácidos: serina (Ser), tirosina (Tir), treonina (Tre), Triptofano (Trp) e valina (Val) em sementes de cedro (*Cedrela fissilis*), jacarandá (*Dalbergia nigra*) e jequitibá (*Cariniana legalis*) em diferentes períodos de armazenamento.

Quadrado Médios- Aminoácidos ( $\mu\text{g g}^{-1}$ )						
FV	GL	Ser	Tir	Tre	Trp	Val
Períodos (P)	4	14984,87	234667,5	1502337	4059,33	1255,954
Espécies (E)	2	215,19	8536,10	3489606	26198,71	32731,69
Interação (Px E)	8	355,46	8726,53	3649869	10094,18	610,1883
Resíduo	30	10,06	347,72	2233590	256,64	96,78382
<b>C.V(%) =</b>		<b>18,15</b>	<b>19,22</b>	<b>23,71</b>	<b>14,33</b>	<b>19,93</b>

(\*\*) Significativo segundo o Teste F ( $P \leq 0,01$ ), (\*) Teste F ( $P \leq 0,05$ ) e (ns) não significativo ( $n = 3$ ).

Tabela 23- Análise de variância para regressão dos aminoácidos em sementes de cedro (*Cedrela fissilis*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	Asp	Glu	Gaba	Ala
Períodos	4	1649,42 <sup>ns</sup>	226439,8 <sup>**</sup>	23529,27	9332,93 <sup>ns</sup>
Linear	1	1213,28 (R <sup>2</sup> =0,18 <sup>ns</sup> )	647741,2 (R <sup>2</sup> =0,72 <sup>**</sup> )	52376,88 (R <sup>2</sup> =0,56 <sup>**</sup> )	16857,96 (R <sup>2</sup> =0,45 <sup>ns</sup> )
Quadrático	1	385,89 (R <sup>2</sup> =0,24 <sup>ns</sup> )	1864199,2 (R <sup>2</sup> =0,92 <sup>*</sup> )	20165,44 (R <sup>2</sup> =0,77 <sup>**</sup> )	147,58 (R <sup>2</sup> =0,46 <sup>ns</sup> )
Cúbico	1	3600,26 (R <sup>2</sup> =0,79 <sup>*</sup> )	17707,40 (R <sup>2</sup> =0,94 <sup>ns</sup> )	9,95 (R <sup>2</sup> =0,77 <sup>ns</sup> )	1413,11 (R <sup>2</sup> =0,49 <sup>ns</sup> )
Quártico	1	1398,26 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	53891,35 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	21564,80 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>*</sup> )	18913,05 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )
Resíduo	10	569,99	28853,57	1305,55	4137,89
<b>C.V(%) =</b>		<b>13,62</b>	<b>27,88</b>	<b>16,05</b>	<b>17,34</b>

(\*\*) Significativo segundo o Teste F (P≤0,01), (\*) Teste F (P≤0,05) e (ns) não significativo (n= 3).

Tabela 24- Análise de variância para regressão dos aminoácidos em sementes de cedro (*Cedrela fissilis*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	Arg	Asn	Cit	Phe
Períodos	4	3661064 <sup>**</sup>	52037,29 <sup>*</sup>	604550,3	345,1476 <sup>ns</sup>
Linear	1	6498891 (R <sup>2</sup> =0,44 <sup>**</sup> )	93486,65 (R <sup>2</sup> =0,45 <sup>*</sup> )	39796,15 (R <sup>2</sup> =0,02 <sup>ns</sup> )	681,4775 (R <sup>2</sup> =0,49 <sup>*</sup> )
Quadrático	1	7946127 (R <sup>2</sup> =0,99 <sup>**</sup> )	73407,95 (R <sup>2</sup> =0,80 <sup>*</sup> )	1457842 (R <sup>2</sup> =0,62 <sup>**</sup> )	54,03582 (R <sup>2</sup> =0,53 <sup>ns</sup> )
Cúbico	1	1991907 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	39724,34 (R <sup>2</sup> =0,49 <sup>ns</sup> )	868690,6 (R <sup>2</sup> =0,98 <sup>*</sup> )	221,4332 (R <sup>2</sup> =0,69 <sup>ns</sup> )
Quártico	1	467,0782 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	1530,24 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	51872,28 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	423,6438 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )
Resíduo	10	1054455	10914,98	103416,7	99,98936
<b>C.V(%) =</b>		<b>17,99</b>	<b>14,76</b>	<b>19,33</b>	<b>14,68</b>

(\*\*) Significativo segundo o Teste F (P≤0,01), (\*) Teste F (P≤0,05) e (ns) não significativo (n= 3).

Tabela 25- Análise de variância para regressão dos aminoácidos em sementes de cedro (*Cedrela fissilis*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	Gly	Gln	His	Ile
Períodos	4	nd	2880,28 <sup>**</sup>	891,80	47,76134 <sup>**</sup>
Linear	1	-	6320,30 (R <sup>2</sup> =0,55 <sup>**</sup> )	0,77 (R <sup>2</sup> =0,00 <sup>ns</sup> )	90,74460 (R <sup>2</sup> =0,47 <sup>**</sup> )
Quadrático	1	-	77,65 (R <sup>2</sup> =0,56 <sup>ns</sup> )	2001,56 (R <sup>2</sup> =0,56 <sup>**</sup> )	11,96862 (R <sup>2</sup> =0,54 <sup>ns</sup> )
Cúbico	1	-	228,42 (R <sup>2</sup> =0,58 <sup>ns</sup> )	1317,05 (R <sup>2</sup> =0,93 <sup>**</sup> )	0,4751597 (R <sup>2</sup> =0,54 <sup>ns</sup> )
Quártico	1	-	4894,74 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>**</sup> )	247,81 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>*</sup> )	87,85697 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>**</sup> )
Resíduo	10	-	356,48	32,10	7,709880
<b>C.V(%) =</b>		<b>-</b>	<b>15,33</b>	<b>19,62</b>	<b>11,68</b>

(\*\*) Significativo segundo o Teste F (P≤0,01), (\*) Teste F (P≤0,05) e (ns) não significativo (n= 3); nd: não detectado.

Tabela 26- Análise de variância para regressão dos aminoácidos em sementes de cedro (*Cedrela fissilis*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	Leu	Lys	Met	Orn
Períodos	4	141,8142**	4720.852**	68959,86**	1123,539**
Linear	1	237,8840 (R <sup>2</sup> =0,42**)	9159.353 (R <sup>2</sup> =0,49**)	158828,9 (R <sup>2</sup> =0,58**)	4128,335 (R <sup>2</sup> =0,92**)
Quadrático	1	0,4290014 (R <sup>2</sup> =0,42 <sup>ns</sup> )	1401.249 (R <sup>2</sup> =0,56**)	105109,2 (R <sup>2</sup> =0,96**)	328.6942 (R <sup>2</sup> =0,99 <sup>ns</sup> )
Cúbico	1	4,322487 (R <sup>2</sup> =0,43 <sup>ns</sup> )	3887.652 (R <sup>2</sup> =0,77**)	1193,15 (R <sup>2</sup> =0,96 <sup>ns</sup> )	16.69259 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )
Quártico	1	324,6214 (R <sup>2</sup> =1,00**)	4435.155 (R <sup>2</sup> =1,00**)	10708,19 (R <sup>2</sup> =1,00*)	20.43562 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )
Resíduo	10	13,01351	99,04473	1532,746	142,6974
<b>C.V(%) =</b>		<b>11,56</b>	<b>10,28</b>	<b>19,17</b>	<b>18,46</b>

(\*\*) Significativo segundo o Teste F (P≤0,01), (\*) Teste F (P≤0,05) e (ns) não significativo (n= 3).

Tabela 27- Análise de variância para regressão dos aminoácidos em sementes de cedro (*Cedrela fissilis*) em diferentes períodos de armazenamento.

Quadrado Médios- Aminoácidos (µg g <sup>-1</sup> )						
FV	GL	Ser	Tir	Tre	Trp	Val
Períodos	4	148,87 <sup>ns</sup>	96,67**	107780**	18049,42**	577,29**
Linear	1	445,00 (R <sup>2</sup> =0,75 <sup>ns</sup> )	210,01 (R <sup>2</sup> =0,54**)	3639596 (R <sup>2</sup> =0,08*)	24612,93 (R <sup>2</sup> =0,34**)	1474,53 (R <sup>2</sup> =0,64**)
Quadrático	1	49,42 (R <sup>2</sup> =0,83 <sup>ns</sup> )	0,11 (R <sup>2</sup> =0,54 <sup>ns</sup> )	2670977 (R <sup>2</sup> =0,70**)	44379,47 (R <sup>2</sup> =0,96**)	115,27 (R <sup>2</sup> =0,69 <sup>ns</sup> )
Cúbico	1	93,78 (R <sup>2</sup> =0,99 <sup>ns</sup> )	0,80 (R <sup>2</sup> =0,55 <sup>ns</sup> )	1012122 (R <sup>2</sup> =0,94**)	1001,76 (R <sup>2</sup> =0,97**)	14,55 (R <sup>2</sup> =0,69 <sup>ns</sup> )
Quártico	1	7,28 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	175,76 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	2641510 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	2203,53 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	704,83 (R <sup>2</sup> =1,00**)
Resíduo	10	115,12	14,31	6677837	335,26	57,56
<b>C.V(%) =</b>		<b>18,35</b>	<b>13,04</b>	<b>14,48</b>	<b>11,46</b>	<b>26,96</b>

(\*\*) Significativo segundo o Teste F (P≤0,01), (\*) Teste F (P≤0,05) e (ns) não significativo (n= 3).

Tabela 28- Análise de variância para regressão dos aminoácidos em sementes de jacarandá (*Dalbergia nigra*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	Asp	Glu	Gaba	Ala
Períodos	4	34870,68**	10727,98 <sup>ns</sup>	6130,70**	7184,55 <sup>ns</sup>
Linear	1	1608,41 (R <sup>2</sup> =0,01 <sup>ns</sup> )	708,55 (R <sup>2</sup> =0,02 <sup>ns</sup> )	2822,31 (R <sup>2</sup> =0,12*)	330,97 (R <sup>2</sup> =0,01 <sup>ns</sup> )
Quadrático	1	135401,0 (R <sup>2</sup> =0,98**)	15551,29 (R <sup>2</sup> =0,38 <sup>ns</sup> )	610,75 (R <sup>2</sup> =0,14 <sup>ns</sup> )	12187,77 (R <sup>2</sup> =0,44 <sup>ns</sup> )
Cúbico	1	1537,91 (R <sup>2</sup> =0,99 <sup>ns</sup> )	22687,08 (R <sup>2</sup> =0,91 <sup>ns</sup> )	1210,064 (R <sup>2</sup> =0,19 <sup>ns</sup> )	173,13 (R <sup>2</sup> =0,44 <sup>ns</sup> )
Quártico	1	935,44 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	3965,01 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	19879,66 (R <sup>2</sup> =1,00)	16046,33 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )
Resíduo	10	4187,52	21111,79	528,95	2571,25
<b>C.V(%) =</b>		<b>12,03</b>	<b>13,92</b>	<b>23,50</b>	<b>16,46</b>

(\*\*) Significativo segundo o Teste F (P≤0,01), (\*) Teste F (P≤0,05) e (ns) não significativo (n= 3).

Tabela 29- Análise de variância para regressão dos aminoácidos em sementes de jacarandá (*Dalbergia nigra*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	Arg	Asn	Cit	Phe
Períodos	4	179559,6	21660,93 <sup>ns</sup>	509,8927 <sup>**</sup>	3740,499 <sup>ns</sup>
Linear	1	45152,23 (R <sup>2</sup> =0,06 <sup>ns</sup> )	272,43 (R <sup>2</sup> =0,00 <sup>ns</sup> )	1211,787 (R <sup>2</sup> =0,59 <sup>**</sup> )	3 893,720 (R <sup>2</sup> =0,26 <sup>ns</sup> )
Quadrático	1	220586,3 (R <sup>2</sup> =0,37 <sup>ns</sup> )	167,88 (R <sup>2</sup> =0,01 <sup>**</sup> )	98,38783 (R <sup>2</sup> =0,64 <sup>ns</sup> )	7,664937 (R <sup>2</sup> =0,26 <sup>ns</sup> )
Cúbico	1	212,85 (R <sup>2</sup> =0,37 <sup>ns</sup> )	71277,27 (R <sup>2</sup> =0,83 <sup>ns</sup> )	672,3657 (R <sup>2</sup> =0,97 <sup>**</sup> )	10938,58 (R <sup>2</sup> =0,99 <sup>*</sup> )
Quártico	1	452286,9 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	14926,12 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	57,03032 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	122,0280 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )
Resíduo	10	100094,5	18247,81	39,36235	1129,517
<b>C.V(%) =</b>		<b>17,96</b>	<b>18,50</b>	<b>12,96</b>	<b>16,28</b>

(\*\*) Significativo segundo o Teste F (P≤0,01), (\*) Teste F (P≤0,05) e (ns) não significativo (n= 3).

Tabela 30- Análise de variância para regressão dos aminoácidos em sementes de jacarandá (*Dalbergia nigra*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	Gly	Gln	His	Ile
Períodos	4	93,10 <sup>**</sup>	856,67 <sup>**</sup>	4065,08 <sup>**</sup>	371,3831 <sup>ns</sup>
Linear	1	261,55 R <sup>2</sup> =0,70 <sup>**</sup> )	396,87 (R <sup>2</sup> =0,12 <sup>ns</sup> )	11612,49 (R <sup>2</sup> =0,71 <sup>**</sup> )	220,6369 (R <sup>2</sup> =0,15 <sup>ns</sup> )
Quadrático	1	45,28 (R <sup>2</sup> =0,82 <sup>ns</sup> )	79,95 (R <sup>2</sup> =0,14 <sup>ns</sup> )	0,93 (R <sup>2</sup> =0,71 <sup>ns</sup> )	9,256994 (R <sup>2</sup> =0,15 <sup>ns</sup> )
Cúbico	1	57,74 (R <sup>2</sup> =0,98 <sup>ns</sup> )	2840,57 (R <sup>2</sup> =0,97 <sup>ns</sup> )	2,49 (R <sup>2</sup> =0,71 <sup>ns</sup> )	170,3591 (R <sup>2</sup> =0,27 <sup>ns</sup> )
Quártico	1	7,82 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	109,28 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	4644,41 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>**</sup> )	1085,279 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>*</sup> )
Resíduo	10	15,08	93,38	321,51	126,1132
<b>C.V(%) =</b>		<b>10,01</b>	<b>17,08</b>	<b>12,77</b>	<b>15,95</b>

(\*\*) Significativo segundo o Teste F (P≤0,01), (\*) Teste F (P≤0,05) e (ns) não significativo (n= 3).

Tabela 31- Análise de variância para regressão dos aminoácidos em sementes de jacarandá (*Dalbergia nigra*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	Leu	Lys	Met	Orn
Períodos	4	743,5521 <sup>*</sup>	724,2633 <sup>**</sup>	613,57 <sup>**</sup>	2000,455 <sup>**</sup>
Linear	1	507,0493 (R <sup>2</sup> =0,17 <sup>ns</sup> )	52,37804 (R <sup>2</sup> =0,02 <sup>ns</sup> )	952,31 (R <sup>2</sup> =0,39 <sup>**</sup> )	1388,082 (R <sup>2</sup> =0,17 <sup>**</sup> )
Quadrático	1	4,181878 (R <sup>2</sup> =0,17 <sup>ns</sup> )	7,665635 (R <sup>2</sup> =0,02 <sup>ns</sup> )	1299,59 (R <sup>2</sup> =0,92 <sup>**</sup> )	430,1118 (R <sup>2</sup> =0,23 <sup>*</sup> )
Cúbico	1	1531,376 (R <sup>2</sup> =0,69 <sup>*</sup> )	1200,516 (R <sup>2</sup> =0,44 <sup>**</sup> )	0,25 (R <sup>2</sup> =0,92 <sup>ns</sup> )	2274,718 (R <sup>2</sup> =0,51 <sup>**</sup> )
Quártico	1	931,6011 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>*</sup> )	1636,494 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>**</sup> )	202,13 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>**</sup> )	3908,908 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>**</sup> )
Resíduo	10	168,6420	108,2848	16,40	53,77269
<b>C.V(%) =</b>		<b>14,25</b>	<b>16,17</b>	<b>13,36</b>	<b>14,04</b>

(\*\*) Significativo segundo o Teste F (P≤0,01), (\*) Teste F (P≤0,05) e (ns) não significativo (n= 3).

Tabela 32- Análise de variância para regressão dos aminoácidos em sementes de jacarandá (*Dalbergia nigra*) em diferentes períodos de armazenamento.

Quadrado Médios- Aminoácidos ( $\mu\text{g g}^{-1}$ )						
FV	GL	Ser	Tir	Tre	Trp	Val
Períodos	4	531,83 <sup>ns</sup>	25867,29: <sup>**</sup>	79998,02	285,20 <sup>ns</sup>	1507,77 <sup>**</sup>
Linear	1	611,19 (R <sup>2</sup> =0,29 <sup>ns</sup> )	12581,69 (R <sup>2</sup> =0,12 <sup>**</sup> )	150272,60 (R <sup>2</sup> =0,42 <sup>*</sup> )	605,63 (R <sup>2</sup> =0,53 <sup>ns</sup> )	1521,10 (R <sup>2</sup> =0,25 <sup>*</sup> )
Quadrático	1	25,55 (R <sup>2</sup> =0,30 <sup>ns</sup> )	69006,89 (R <sup>2</sup> =0,79 <sup>**</sup> )	135829,3 (R <sup>2</sup> =0,89 <sup>*</sup> )	521,30 (R <sup>2</sup> =0,99 <sup>ns</sup> )	1764,52 (R <sup>2</sup> =0,54 <sup>*</sup> )
Cúbico	1	122,90 (R <sup>2</sup> =0,36 <sup>ns</sup> )	2876,58 (R <sup>2</sup> =0,82 <sup>ns</sup> )	33882,41 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	9,20 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	46,93 (R <sup>2</sup> =0,55 <sup>ns</sup> )
Quártico	1	1367,66 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>*</sup> )	19004,00 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>**</sup> )	7,76 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	4,67 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	2698,53 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>**</sup> )
Resíduo	10	230,60	1020,92	22111,31	128,14	220,93
<b>C.V(%) =</b>		<b>16,35</b>	<b>13,24</b>	<b>15,14</b>	<b>12,18</b>	<b>14,11</b>

(\*\*) Significativo segundo o Teste F (P $\leq$ 0,01), (\*) Teste F (P $\leq$ 0,05) e (ns) não significativo (n= 3).

Tabela 33- Análise de variância para regressão dos aminoácidos em sementes de jequitibá (*Cariniana legalis*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	Asp	Glu	Gaba	Ala
Períodos	4	10823,56 <sup>**</sup>	3189,78	1232,34 <sup>**</sup>	6182,48 <sup>**</sup>
Linear	1	41763,26 (R <sup>2</sup> =0,96 <sup>**</sup> )	87,80 (R <sup>2</sup> =0,01 <sup>ns</sup> )	4989,72 (R <sup>2</sup> =0,72 <sup>**</sup> )	14874,85 (R <sup>2</sup> =0,60 <sup>**</sup> )
Quadrático	1	970,88 (R <sup>2</sup> =0,99 <sup>ns</sup> )	164,68 (R <sup>2</sup> =0,02 <sup>ns</sup> )	1458,29 (R <sup>2</sup> =0,93 <sup>*</sup> )	9309,41 (R <sup>2</sup> =0,98 <sup>**</sup> )
Cúbico	1	324,99 (R <sup>2</sup> =0,99 <sup>ns</sup> )	12283,30 (R <sup>2</sup> =0,98 <sup>**</sup> )	170,85 (R <sup>2</sup> =0,96 <sup>ns</sup> )	545,13 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )
Quártico	1	235,12 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	223,35 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	310,49 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	0,51 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )
Resíduo	10	351,64	1159,25	221,48	198,94
<b>C.V(%) =</b>		<b>11,76</b>	<b>14,01</b>	<b>15,73</b>	<b>14,34</b>

(\*\*) Significativo segundo o Teste F (P $\leq$ 0,01), (\*) Teste F (P $\leq$ 0,05) e (ns) não significativo (n= 3).

Tabela 34- Análise de variância para regressão dos aminoácidos em sementes de jequitibá (*Cariniana legalis*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	Arg	Asn	Cit	Phe
Períodos	4	936975,2	128992,2 <sup>**</sup>	7978,268 <sup>*</sup>	95,29707 <sup>*</sup>
Linear	1	3289789 (R <sup>2</sup> =0,88 <sup>**</sup> )	402291,6 (R <sup>2</sup> =0,78 <sup>**</sup> )	25187,94 (R <sup>2</sup> =0,79 <sup>**</sup> )	265,12 (R <sup>2</sup> =0,70 <sup>**</sup> )
Quadrático	1	79778,05 (R <sup>2</sup> =0,90 <sup>ns</sup> )	76593,89 (R <sup>2</sup> =0,93 <sup>ns</sup> )	3174,559 (R <sup>2</sup> =0,89 <sup>ns</sup> )	67,87 (R <sup>2</sup> =0,87 <sup>ns</sup> )
Cúbico	1	1,71 (R <sup>2</sup> =0,90 <sup>ns</sup> )	19643,29 (R <sup>2</sup> =0,97 <sup>ns</sup> )	3218,164 (R <sup>2</sup> =0,99 <sup>ns</sup> )	3,00086 (R <sup>2</sup> =0,88 <sup>ns</sup> )
Quártico	1	378332,6 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>*</sup> )	17440,19 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	332,41 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	45,20 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )
Resíduo	10	71242,94	7908,82	1934,91	17,07
<b>C.V(%) =</b>		<b>27,22</b>	<b>21,71</b>	<b>14,99</b>	<b>14,55</b>

(\*\*) Significativo segundo o Teste F (P $\leq$ 0,01), (\*) Teste F (P $\leq$ 0,05) e (ns) não significativo (n= 3).

Tabela 35- Análise de variância para regressão dos aminoácidos em sementes de jequitibá (*Cariniana legalis*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	Gly	Gln	His	Ile
Períodos	4	3,05	1909,03**	219,10	202,32**
Linear	1	10,48 <sup>ns</sup> (R <sup>2</sup> =0,86*)	4656,46 (R <sup>2</sup> =0,61**)	493,22 (R <sup>2</sup> =0,60**)	608,48 (R <sup>2</sup> =0,75**)
Quadrático	1	0,01 (R <sup>2</sup> =0,86 <sup>ns</sup> )	23,33 (R <sup>2</sup> =0,61 <sup>ns</sup> )	253,42 (R <sup>2</sup> =0,85*)	187,95 (R <sup>2</sup> =0,98*)
Cúbico	1	1,16 (R <sup>2</sup> =0,96 <sup>ns</sup> )	1715,33 (R <sup>2</sup> =0,84*)	24,65 (R <sup>2</sup> =0,88 <sup>ns</sup> )	0,15 (R <sup>2</sup> =0,98 <sup>ns</sup> )
Quártico	1	0,53 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	1241,01 (R <sup>2</sup> =1,00*)	105,10 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	12,71 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )
Resíduo	10	1,74	227,76	27,43	15,79
<b>C.V(%) =</b>		<b>22,00</b>	<b>19,54</b>	<b>15,72</b>	<b>18,60</b>

(\*\*) Significativo segundo o Teste F (P≤0,01), (\*) Teste F (P≤0,05) e (ns) não significativo (n= 3).

Tabela 36- Análise de variância para regressão dos aminoácidos em sementes de jequitibá (*Cariniana legalis*) em diferentes períodos de armazenamento.

FV	GL	Leu	Lys	Met	Orn
Períodos	4	152,5718**	28,41945**	301,41*	513,71
Linear	1	463,1492 (R <sup>2</sup> =0,76**)	55,83198 (R <sup>2</sup> =0,49**)	58,60 (R <sup>2</sup> =0,05 <sup>ns</sup> )	200,96 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )
Quadrático	1	95,01375 (R <sup>2</sup> =0,91 <sup>ns</sup> )	54,07091 (R <sup>2</sup> =0,97**)	13,65 (R <sup>2</sup> =0,06 <sup>ns</sup> )	5,47 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )
Cúbico	1	43,60132 (R <sup>2</sup> =0,99 <sup>ns</sup> )	0,5467557 (R <sup>2</sup> =0,97 <sup>ns</sup> )	126,39 (R <sup>2</sup> =0,16 <sup>ns</sup> )	0,37 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )
Quártico	1	8,522865 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	3,228162 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	1006,99 (R <sup>2</sup> =1,00**)	0,02 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )
Resíduo	10	19,60541	3,908887	63,15	9,04
<b>C.V(%) =</b>		<b>16,78</b>	<b>20,27</b>	<b>15,46</b>	<b>18,20</b>

(\*\*) Significativo segundo o Teste F (P≤0,01), (\*) Teste F (P≤0,05) e (ns) não significativo (n= 3).

Tabela 37- Análise de variância para regressão dos aminoácidos em sementes de jequitibá (*Cariniana legalis*) em diferentes períodos de armazenamento.

Quadrado Médios- Aminoácidos (µg g <sup>-1</sup> )						
FV	GL	Ser	Tir	Tre	Trp	Val
Períodos	4	245,41	25,20 <sup>ns</sup>	33194,85**	5913,06**	391,26
Linear	1	299,60 (R <sup>2</sup> =0,31**)	72,48 (R <sup>2</sup> =0,72*)	34971,00 (R <sup>2</sup> =0,26**)	21008,21 (R <sup>2</sup> =0,89**)	367,62 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )
Quadrático	1	586,62 (R <sup>2</sup> =0,90**)	14,49 (R <sup>2</sup> =0,86 <sup>ns</sup> )	36391,63 (R <sup>2</sup> =0,54**)	7,93 (R <sup>2</sup> =0,89 <sup>ns</sup> )	1086,70 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )
Cúbico	1	68,91 (R <sup>2</sup> =0,97 <sup>ns</sup> )	8,94 (R <sup>2</sup> =0,95 <sup>ns</sup> )	34401,66 (R <sup>2</sup> =0,80**)	2448,14 (R <sup>2</sup> =0,99 <sup>ns</sup> )	79,75 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )
Quártico	1	26,52 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	4,90 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	27015,11 (R <sup>2</sup> =1,00**)	187,97 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )	30,97 (R <sup>2</sup> =1,00 <sup>ns</sup> )
Resíduo	10	14,48	7,93	820,92	306,52	11,85
<b>C.V(%) =</b>		<b>12,78</b>	<b>13,63</b>	<b>36,40</b>	<b>21,15</b>	<b>20,20</b>

(\*\*) Significativo segundo o Teste F (P≤0,01), (\*) Teste F (P≤0,05) e (ns) não significativo (n= 3).