

UNIVERSIDADE FEDERAL DO ESPÍRITO SANTO
CENTRO DE CIÊNCIAS HUMANAS E NATURAIS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA VEGETAL

INAYÁ CASTIGLIONI PARADIZO

EFEITOS DA LUMINOSIDADE NA GERMINAÇÃO E NO
DESENVOLVIMENTO DE ARBÓREAS NATIVAS DE MATA ATLÂNTICA

VITÓRIA - ES

2011

INAYÁ CASTIGLIONI PARADIZO

EFEITOS DA LUMINOSIDADE NA GERMINAÇÃO E NO
DESENVOLVIMENTO DE ARBÓREAS NATIVAS DE MATA ATLÂNTICA

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia Vegetal do Centro de Ciências Humanas e Naturais da Universidade Federal do Espírito Santo, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Biologia Vegetal, Área de Concentração: Fisiologia Vegetal.

Orientador: Prof. Geraldo Rogério Faustini Cuzzuol

Co-orientador: Prof. Marco Antonio Galeas Aguilar

VITÓRIA - ES

2011

Dados Internacionais de Catalogação-na-publicação (CIP)
(Biblioteca Central da Universidade Federal do Espírito Santo, ES, Brasil)

Paradizo, Inayá Castiglioni, 1987-

P222e Efeitos da luminosidade na germinação e no
desenvolvimento de arbóreas nativas de Mata Atlântica / Inayá
Castiglioni Paradizo. – 2011.

110 f. : il.

Orientador: Geraldo Rogério Faustini Cuzzuol.

Coorientador: Marco Antônio Galeas Aguilar.

Dissertação (Mestrado em Biologia Vegetal) – Universidade
Federal do Espírito Santo, Centro de Ciências Humanas e
Naturais.

1. Radiação solar. 2. Plantas - Anatomia. 3. Etileno. I.
Cuzzuol, Geraldo Rogério Faustini. II. Aguilar, Marco Antonio
Galeas, 1960-. III. Universidade Federal do Espírito Santo.
Centro de Ciências Humanas e Naturais. IV. Título.

CDU: 57

AGRADECIMENTOS

Ao Todo Poderoso e Criador, nosso Senhor e Salvador, agradeço todas as oportunidades que me destes.

Aos meus orientadores, professores **Geraldo R. F. Cuzzuol** e **Marco Antonio G. Aguilar**, que dedicaram muito de sua experiência e de seus conhecimentos para o desenvolvimento deste trabalho.

Aos **professores** do PPGBV, pelos valiosos ensinamentos transmitidos.

Aos **colegas** do mestrado, turmas de 2008, 2009 e 2010, e colegas dos laboratórios do Setor de Botânica, pela convivência, aprendizado, cooperação e diversão.

Aos amigos da turma 2009, **Adriano Goldner Costa, Anny Carlyne da Luz, Diego Guimarães Pinto, Hiulana Pereira Arrivabene, Jéssica de Almeida, Larissa Bassani de Oliveira, Levi Pompermayer Machado, Magda dos Santos Rossi, Marcos Thiago Gaudio Gomes, Natália Nati, Priscila Nobre, Raiany Gusso Machado, Stéfano Zorzal**, sempre unidos trabalhamos juntos para a vitória do grupo.

Aos meus queridos estagiários **Alan Dummer Mattedi, Daniely Bindaco Hirata e Mayara Vescovi Assis**, por toda boa vontade, disposição em ajudar sempre, pelo companheirismo e amizade.

Aos funcionários, **Ricardo e Elizabete**, pela paciência, dedicação e eficiência.

Ao **Núcleo de Estudos da Fotossíntese (NEF)**, Profa. Diolina Moura Silva, pelo empréstimo do equipamento e auxílio nas medidas de fluorescência;

Ao **Laboratório de Anatomia Vegetal (LABAV)**, Profa. Camilla Milanez e bolsistas.

Ao **Laboratório Max Feffer, no Departamento de Genética da Escola Superior de Agronomia Luiz de Queiroz (Esalq – USP)**, Prof. Carlos Alberto Labate e ao doutorando Juliano Bragatto, pela recepção e ajuda na coleta dos resultados.

Ao **Laboratório de Fisiologia Vegetal, no Departamento de Botânica da Universidade de São Paulo (USP)**, Prof^a. Helenice Mecier, Prof. Gilberto B. Kerbauy, Prof. Luciano Freschi e aos estagiários e alunos, pela paciência e ajuda nas coletas dos resultados.

A **Universidade Federal do Espírito Santo**.

A **Universidade de São Paulo**.

À **Fundação de Apoio Científico e Tecnológico da Prefeitura Municipal de Vitória (FACITEC)**, à **Fundação Biodiversitas** e à **Fundação de Apoio à Pesquisa do Espírito Santo (FAPES)** pelo apoio financeiro ao projeto.

À **FAPES**, pela concessão da bolsa de Pós-graduação.

Ao **PNADB/CAPES** por ter concedido apoio financeiro para as análises na USP.

As Famílias **Castiglioni, Paradizo e a família de amigos**, que sempre me incentivaram e ajudaram, respeitando todas as minhas escolhas.

Aos meus sete irmãos e irmãs, **Nayara, Rovenna, Lyssa, Amanda, Vitória, Thales e Pedro**, que posso servir de exemplo para o futuro de cada um de vocês.

Eu não seria nada sem a presença de cada um de vocês.

Muito obrigada!

*“O temor ao Senhor é o principio da Sabedoria,
os loucos desprezam a sabedoria e a instrução”*

Provérbios 1, 7.

À eterna sabia conselheira, Maria, e a minha progenitora, Denise.

Que em mim possam se realizar os seus sonhos.

Dedico.

RESUMO

A fase do ciclo de vida que influencia a distribuição das plantas é chamada de germinação. A radiação não é para a planta somente uma fonte de energia, mas também um estímulo governando o desenvolvimento e também pode ser um fator estressante. Para que se compreendam todas as etapas de uma comunidade vegetal, bem como a sobrevivência e regeneração natural do habitat, vários estudos sobre a ecofisiologia da germinação e os efeitos da radiação luminosa são importantes. Visando esse contexto, os objetivos do presente estudo foram: Capítulo 1: a) Determinar as condições mais adequadas de germinação das espécies de angico, *P. dubium*, e brauna, *M. brauna*, em relação à intensidade luminosa (luz, escuro e fotoperíodo), temperatura (20, 25, 30, 35 e 40°C) e quebra de dormência com escarificação mecânica; b) Quantificar a produção de óxido nítrico e etileno durante a germinação das espécies descritas de acordo com a intensidade luminosa incidida sendo: escuro ($0 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) luz baixa ($50 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$), luz média ($250 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) e luz alta ($1200 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$); c) Relacionar o óxido nítrico como um sinalizador nas primeiras fases da germinação do angico com o auxílio de substâncias seqüestradoras (c-Ptio) e doadoras (SNP) de NO. Capítulo 2: a) Analisar a fluorescência da clorofila a nos tratamentos a pleno sol ($1900 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) e sombra ($59 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) para determinar o índice de desempenho fotossintético das plantas de peroba e jequitibá; b) Quantificar a produção de carboidratos de parede de xilema para visualizar a capacidade das plantas de jequitibá e peroba regularem seu metabolismo de acordo com as condições dos tratamentos a pleno sol ($1900 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) e na sombra ($59 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$); c) Realizar a análise de crescimento nas espécies no tempo inicial e 60 dias após a exposição das plantas a pleno sol ($1900 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) e sombra ($59 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$); d) Visualizar as diferenças morfo-anatômicas nas folhas de peroba e jequitibá expostas a pleno sol ($1900 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) e sombra ($59 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$). Foram determinadas as condições mais adequadas de germinação, porcentagem de germinação, IVG, TMG e VMG. A Braúna, *M. brauna*, demonstrou uma condição de

germinabilidade maior no escuro, sendo então caracterizada como uma fotoblástica negativa ou tolerante a sombra. Já o Angico, *P. dubium*, obteve uma condição oposta, tendo maior germinabilidade na luz, sendo uma fotoblástica positiva ou pioneira. As duas espécies germinaram melhor nas temperaturas de 25 e 30°C, o que está na normalidade para as espécies tropicais nativas. Angico: a baixa intensidade luminosa ($50 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) obteve uma maior porcentagem de germinação e a produção mais adequada de NO (10 nmoles.g^{-1} de MF.h⁻¹). No escuro a porcentagem de germinação foi mais baixa, porém obteve a maior produção de NO (20 nmoles.g^{-1} de MF.h⁻¹), indicando que não houve catabolismo do NO. Em alta intensidade luminosa a porcentagem de germinação foi baixa devido a baixa produção de NO, porém o estresse luminoso levou a uma produção de etileno maior que nas condições ideais. Nas sementes de angico, o NO foi o sinalizador da germinação, pois o SNP mostrou-se promover a germinação, já o c-PTIO bloqueou o processo germinativo. Braúna: no escuro houve a maior porcentagem de germinação com a produção ideal de NO (5 nmoles.g^{-1} de MF.h⁻¹). O jequitibá e a peroba demonstraram ter um desempenho fotossintético mais adequado nas condições de sombra ($59 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$). Em ambas as espécies os carboidratos totais e a glicose ficaram em maior concentração nas plantas de sol, pelo aspecto protetor desses açúcares. Peroba demonstrou obter um melhor crescimento e desenvolvimento no tratamento de sombra. E o jequitibá demonstrou ser indiferente aos tratamentos, porém com preferência a pleno sol. O jequitibá possui uma grande facilidade de se adaptar ao ambiente de pleno sol, tendo então uma boa plasticidade fenotípica. Porém, peroba desenvolveu uma estrutura que se relaciona com as necroses foliares, sofrendo injúrias a pleno sol. Assim, peroba pode ser classificada como uma espécie tolerante a sombra ou clímax devido as suas características e comportamento. E o jequitibá pode ser classificado como uma espécie pioneira, com grande plasticidade fenotípica.

Palavras-chaves: radiação luminosa, espécies nativas, germinação e crescimento.

ABSTRACT

We call germination the period of the life's circle that is related with plants distribution. The radiation for the plant is not only one source of energy, but is an incentive governing the development and also can be a stressful factor. To comprehend all stages of a vegetal community, as the survival and regeneration of the habitat, a lot of studies about the eco-physiology of germination and the effects of luminosity radiation are important.

In this context, the objective of this study was: Chapter 1: a) Determinate the great conditions of the germination of Angico, *P. dubium*, and Braúna, *M. brauna*, in relation between luminosity intensity(light, dark and photoperiod), temperature (20,25,30,35 and 40°C) and rupture of dormancy with mechanic scarification; b) Quantify the production of nitric oxide and ethylene during the germination of the species described as a result of the luminosity intensity struck : dark, low light (50 photons), media light (250 photons) and high light (1200 photons); c) Contrast the nitric oxide production with the percentage of germination of Angico, adding one "kidnapper" of nitrogen (c- PTIO) to the water available to the seed, and adding one donator of nitrogen (SNP). Chapter 2: a) Verify the photosyntetisis pigment's quantity made in sun plants and shadow plants of Peroba and Jequitibá; b) Analysis of fluorescence of chlorophyll in the different species and treatments; c) Quantify the carbohydrates made in the xylem walls and of bark; d) Carry out the growing analysis in the species in the initial time and after 60 days of treatment; e) Visualize the anatomic and histochemical differences between the species in a direct sunray and in the shadow. It was determinate the great conditions of germination, percentage of germination, IVG, TMG and VMG. The angico, *P. dubium*, has the best coefficient of germination in light, temperature between 25 and 30°C, with its seeds scarificated. The production of No for the specie is highest in the dark, being this factor stressful for the seeds. Although, in high luminosity intensity, even the percentage of germination being lower, the production of ethylene offered the germination of some seeds. The function of nitrogen in the sinalization of the germination is confirmed with the treatments of c-PTIO and c-

PTIO + SNP. The interaction between NO and ethylene is antagonist for the germination of the seeds, being made a high quantity of NO in the first 24 hours, after is made the ethylene, breaking the production of NO. For Braúna, the specie has germinative comportament only in the dark with 30° C of temperature. In spite of angico, braúna make for quantity of NO when they are in great conditions, being the production lower when the seeds are in stressful of light. *C. legalis*, jequitibá, can be considered one specie with big phenotype plasticity, even so of the photochemical rendimento of fluorescent of chlorophyll it's not ideal in the treatment of dun, the same show outline the problem and keep a good growing and adaptation of the new sun conditions. Peroba-amarela, *P. peroba*, can't be considered a sun plant, but a shadow plant. Although the same didn't have good results in all parameters analyzed when were in sun treatment. The same specie had anatomics anomalies in the leaves, caused by the high luminosity intensity. Therefore, the species can be used for recuperation of degraded areas, but the suggestion is first plant seedlings of Jequitibá to shade the place, and then plant the seedlings of Peroba. However, a lot of studies about ecophysiology of this species still have to be done, to have a better comprehension of comportament before the ambiental conditions, both biotic as abiotic.

SUMÁRIO

1.1. INTRODUÇÃO	12
1.1. Mata Atlântica.....	12
1.2. Espécies nativas ameaçadas.....	13
1.3. Germinação.....	15
1.3.1. Gases Sinalizadores da germinação.....	17
1.3.1.1. Óxido Nítrico.....	17
1.3.1.2. Etileno.....	19
1.4. Efeitos da Radiação Solar no desenvolvimento de arbóreas.....	20
2. HIPÓTESES	23
3. OBJETIVOS	24
3.1. Objetivo Geral.....	24
3.2. Objetivos Específicos.....	24
4. REFERÊNCIAS	25

CAPÍTULO 1 – INFLUÊNCIA DO ÓXIDO NÍTRICO E DO ETILENO NAS PRIMEIRAS FASES DA GERMINAÇÃO DAS SEMENTES DE ANGICO, *Peltophorum dubium* E BRAUNA, *Melanoxylon brauna* EXPOSTAS A DIFERENTES INTENSIDADES LUMINOSAS.....

1. INTRODUÇÃO	33
1.1. Condições mais adequadas de germinação.....	33
1.2. Efeitos da luminosidade na germinação.....	34
1.3. Gases sinalizadores da germinação.....	35
2. HIPÓTESES	37
3. OBJETIVOS	38
3.1. Objetivos específicos.....	38
4. MATERIAIS E MÉTODOS	39
4.1. Condições iniciais de germinação.....	39
4.2. Parâmetros de análise de germinação.....	41
4.3. Análise de produção de óxido nítrico e etileno.....	42
4.3.1. Análise de produção e influência do óxido nítrico nas primeiras fases da germinação.....	43

4.3.2. Análise da produção de etileno.....	43
4.4. Delineamento experimental e análise estatística	44
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO	45
5.1. Condições mais adequadas de germinação.....	45
5.1.1. Angico: <i>Peltophorum dubium</i>	45
5.1.2. Braúna: <i>Melanoxylon brauna</i>	47
5.2. Efeitos do óxido nítrico nas primeiras fases da germinação.....	50
5.3. Produção de etileno pelas sementes de angico.....	54
6. CONCLUSÃO	56
7. REFERÊNCIAS	58

CAPÍTULO 2 - EFEITOS DA RADIAÇÃO SOLAR EM PLANTAS JOVENS DE PEROBA, <i>Paratecoma peroba</i>, E JEQUITIBÁ, <i>Cariniana legallis</i>	63
1. INTRODUÇÃO	64
2. HIPÓTESES	70
3. OBJETIVOS	71
3.1. Objetivos específicos.....	71
4. MATERIAIS E MÉTODOS	72
4.1. Tratamentos.....	72
4.2. Fluorescência da Clorofila a.....	73
4.3. Análise de carboidratos de parede.....	74
4.4. Análise de crescimento.....	75
4.5. Anatomia foliar.....	76
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO	78
5.1. Fluorescência da clorofila a.....	79
5.2. Carboidratos solúveis de parede do xilema.....	82
5.3. Análise de crescimento.....	85
5.4. Anatomia foliar.....	92
6. CONCLUSÃO	99
7. REFERÊNCIAS	100

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Espécies estudadas.....	15
Figura 2. Morfologia das sementes.....	40
Figura 3. Equipamentos e materiais para análise de NO e etileno.....	44
Figura 4. Curva de embebição das sementes de angico nos tratamentos de intacta e escarificação mecânica.....	45
Figura 5. Porcentagem de germinação das sementes de angico.....	51
Figura 6. Produção de óxido nítrico em nmoles.g^{-1} de MF.h^{-1} das sementes de angico durante 120 horas.....	53
Figura 7. Produção de óxido nítrico em nmoles.g^{-1} de MF.h^{-1} das sementes de braúna durante 120 horas.....	54
Figura 8. Produção de etileno em nmoles.g^{-1} de MF.h^{-1} das sementes de angico durante 120 horas.....	55
Figura 9. Esquema de demonstração da fluorescência transiente da clorofila <i>a</i>	65
Figura 10. Folhas de peroba e jequitibá utilizadas na anatomia foliar.....	76
Figura 11. Diferenças morfológicas no caule de peroba, e nas folhas de peroba e jequitibá.....	78

Figura 12. Curva de fluorescência transiente (curva OJIP) nas plantas de peroba e jequitibá no sol e na sombra.....	80
Figura 13. Parâmetros de análise da fluorescência transiente.....	82
Figura 14. Porcentagem de carboidratos solúveis de parede do xilema de Peroba e Jequitibá no sol e na sombra.....	84
Figura 15. Parâmetros de análise de crescimento nas plantas de peroba e jequitibá no sol e na sombra.....	87
Figura 16. Parâmetros de análise de crescimento nas plantas de peroba e jequitibá no sol e na sombra.....	91
Figura 17. Secções de jequitibá.....	94
Figura 18. Secções de peroba.....	96
Figura 19. Secções de peroba.....	97

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Condições mais adequadas de germinação do angico nos tratamentos de luminosidade e nos tratamentos de escarificação mecânica e sementes intactas.....	46
Tabela 2. Condições mais adequadas de germinação do angico nos tratamentos de temperatura e nos tratamentos de escarificação mecânica e sementes intactas.....	47
Tabela 3. Condições mais adequadas de germinação da braúna nos tratamentos de luminosidade de luz, escuro constante e fotoperíodo.....	48
Tabela 4. Condições mais adequadas de germinação da braúna nos tratamentos de temperatura de 20, 25, 30, 35 e 40°C.....	48
Tabela 5. Condições de germinação da braúna nos tratamentos de análise da produção de NO.....	52
Tabela 6. Parâmetros de análise de crescimento nas plantas de peroba e jequitibá de sol e sombra.....	90
Tabela 7. Dados anatômicos de folhas de peroba e jequitibá nas condições de sol e sombra.....	93

1.INTRODUÇÃO

1.2. Mata Atlântica

A Mata Atlântica está incluída entre os cinco maiores ecossistemas, sendo considerado um dos maiores repositórios de biodiversidade do planeta e um dos mais importantes e mais ameaçados *hotspots* do mundo (BARBEDO; BLIA; FIGUEIREDO-RIBEIRO, 2002). Cobria no início do século XIX, dezesseis estados brasileiros, compreendendo 1.100.000km² (FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA; INSTITUTO NACIONAL DE PESQUISAS ESPACIAIS, 2000) estendendo-se desde o Rio Grande do Norte até o Rio de Janeiro (AGUIAR, 2001). Mesmo com a devastação acentuada, é um dos biomas tropicais mais ricos em espécies com alta incidência de endemismo (PEIXOTO, 1991;1992). Porém, atualmente, restam apenas 5% da sua cobertura original, em áreas dispersas e fragmentadas.

O interesse na conservação da biodiversidade tem aumentado significativamente nos últimos anos (SCHELLAS; GREENBERG, 1997; LAURANCE; BIERREGARD, 1997). A justificativa para este crescente interesse está na constatação de que a maior parte da biodiversidade se encontra hoje localizada em pequenos fragmentos florestais, pouco estudados e historicamente marginalizados pelas iniciativas conservacionistas (GRADWOHL; GREENBERG, 1991).

Há um perigo intenso na extinção de espécies nativas, como o angico, jequitibá, peroba, braúna, entre outras. Porém, esse perigo não é atribuído somente ao extrativismo e a destruição do habitat pelos humanos, mas, principalmente pela falta de informações sobre a ecofisiologia das espécies nativas e endêmicas, o que compromete as ações de conservação e manejo. Sendo insuficientes as informações, não há muito que se esperar dos trabalhos de recuperação de áreas degradadas, já que eles são totalmente dependentes dos dados de comportamento das espécies principalmente em relação à germinação e crescimento. Essas informações são de suma importância para a

melhor definição do posicionamento das arbóreas na sucessão ecológica visando ao manejo e regeneração artificial (DUZ et al., 2004).

1.3. Espécies nativas ameaçadas

Na Mata Atlântica há uma grande variedade de espécies nativas e muitas delas endêmicas do ecossistema. Grandes famílias representam essas espécies, como a Bignoniaceae, Fabaceae e Lecythidaceae.

Na ordem Lamiales está a família Bignoniaceae, que apresenta cerca de 860 espécies distribuídas em 104 gêneros (FISCHER; THEISEN; LOHMANN, 2004), sendo o *Paratecoma*, utilizado no presente estudo. A espécie *Paratecoma peroba* é lenhosa com ramos cilíndricos e gemas axilares dispostas em séries, e suas folhas são opostas ou alternadas (CIPRIANI, 2006). De acordo esses autores, as estratégias de polinização dessa família são extremamente diversificadas devido à sua variada morfologia floral que tornou possível a ação de polinizadores como morcegos, beija-flores, mariposas e abelhas. A espécie apresenta importância econômica, somando a importância florística da família, que justifica o aprofundamento do seu conhecimento além de seu uso em projetos de reflorestamento de áreas degradadas e de preservação permanente e de projetos de ornamentação e arborização (MABBERLEY, 1997). A espécie *Paratecoma peroba* ou simplesmente peroba amarela (FIGURA 1 – A), árvore de grande porte sendo que, no passado foi muito procurada pela qualidade da madeira. Muitos fazendeiros no estado de Minas Gerais e Espírito Santo tinham o costume de preservar uma peroba adulta no meio do pasto para aproveitamento futuro da madeira, e isto contribuiu para a existência de exemplares muito antigos.

Árvores, arbustos ou raramente lianas, folhas simples, alternas, sem estípulas ou com estas inconspícuas, são as características da família Lecythidaceae. Possui inflorescência axilar ou terminal, ocasionalmente cauliflora, com flores geralmente vistosas, bissexuadas, diclamídeas ou raramente monoclamídeas, cálice dialicépalo e com pétalas únicas pela base (LORENZI, 1992). O fruto

pode ser indeiscente (*Bertholletia e Couroupita*), drupáceo, bacáceo, às vezes lenhoso e deiscente através de opérculo. A família Lecythidaceae possui distribuição pantropical, concentrada em região neotropical, incluindo cerca de 25 gêneros e 300 espécies. No Brasil ocorrem 14 gêneros e aproximadamente 100 espécies, principalmente na floresta amazônica (SOUZA; LORENZI, 2008). A espécie *Cariniana legallis*, mais conhecido como jequitibá rosa (FIGURA 1 – B), é a árvore símbolo do estado do Espírito Santo, mas pode ocorrer também nos estados do Acre, Bahia, Goiás, Minas Gerais, São Paulo e em quase todo o território nacional. É uma espécie utilizada na construção de móveis, produção de carvão, celulose e fibras, além de ser utilizada na medicina e no paisagismo. Seus frutos são do tipo capsula com sementes amarronzadas e aladas para que ocorra a dispersão anemocórica e suas inflorescências são brancas do tipo cacho (LORENZI, 1992; CARVALHO, 1994).

Na família Leguminosae ou Fabaceae possui cerca de 727 gêneros, sendo a terceira maior família de angiospermas. O hábito dessa família é bastante variável, desde ervas a grandes árvores além de ser cosmopolitas. O caule é variado sendo de algumas espécies bem raras e aproveitado na indústria de móveis, e seus frutos são normalmente em forma de vagem (LORENZI, 1992). Seu sistema radicular é peculiar, pois é de grande desenvolvimento com predominância de raiz pivotante e com presença de nódulos simbióticos com bactérias dos gêneros *Bradirhizobium* e *Rhizobium*, que são capazes de fixar o nitrogênio no solo, que beneficia solos pobres em nitrogênio, tornando a família útil em projetos de recuperação de áreas degradadas, principalmente após a rotação de uma monocultura (DOYLE, 2000; LEWIS, 2005; LUCKOW, 2003; WOJCIECHOWSKI, 2004). No presente estudo as espécies utilizadas foram *Peltophorum dubium* e *Melanoxylon brauna*. O angico ou também conhecido como canafístula, *P. dubium* (FIGURA 1 – C), é uma excelente opção para o paisagismo urbano ou rural. Produz sombra fresca no verão e perde parte ou todas as folhas no inverno. Sua floração é um espetáculo de flores amarelas e forma um tapete de pétalas no chão. Ecologicamente é considerada uma importante árvore oportunista, que se beneficia de clareiras, sendo por este motivo utilizada em recuperação de áreas degradadas. Sua madeira é rosada,

moderadamente densa e de boa durabilidade quando seca. É utilizada em trabalhos de marcenaria, construção civil e no fabrico de dormentes, entre outros (LORENZI, 1992). Brauna preta ou *M. brauna* (FIGURA 1 – D), é uma espécie conhecida com uma das mais duras e incorruptíveis madeiras-de-lei brasileiras, acastanhada, quase negra nos espécimes mais velhos, casca utilizada em curtume, para extração de tintura negra e, como a seiva, em medicina e na indústria. Possui ainda folhas imparipenadas, grandes flores amarelas, em panículas, e frutos cilíndricos, grossos e tomentosos.

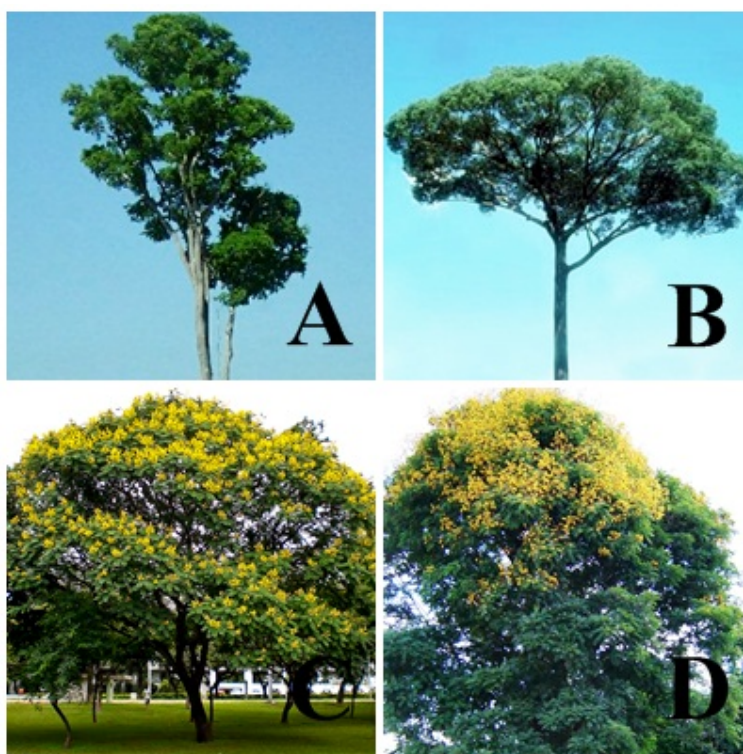


Figura 1. Espécies estudadas. A – Peroba, *Paratecoma peroba*; B – Jequitibá, *Cariniana legalis*; C – Angico, *Peltophorum dubium*; D – Braúna, *Melanoxylon brauna*.

1.4. Germinação

A germinação é um processo que compreende diversos fatores como temperatura, luz, água e composição de gases na atmosfera (KIGEL; GALILI, 1995). Estudos, principalmente sobre a influência da temperatura na

germinação são importantes e essenciais para a compreensão dos aspectos ecofisiológicos e bioquímicos desse processo (BEWLEY; BLACK 1994).

São três principais fases da germinação, a primeira fase da germinação (Fase I) se inicia com a entrada de água na semente, assim ocorre a respiração, o acúmulo de ATP, a síntese de RNAm, reparo do DNA, ativação de polissomos e a síntese de proteínas a partir do RNAm. A Fase II é caracterizada pela ativação metabólica, acontecendo à síntese e duplicação do DNA, o início da degradação dos tecidos de reserva (endosperma e cotilédone), alongamento das células da radícula e por último a protrusão da radícula. Com o crescimento e desenvolvimento da radícula é iniciada a Fase III e final da germinação (LARCHER, 2000; FERREIRA; BORGUETTI, 2004).

O avanço da agricultura no Brasil tem causado uma grande perda das espécies nativas, dirigido a atenção para estudos preservacionistas (WETZEL; REIS; RAMOS, 2003). A exploração desordenada dos recursos naturais tem gerado a degradação de áreas em quase todo o território nacional. Várias pesquisas sobre a propagação em plantas nativas têm sido realizadas no Brasil. Esses estudos têm recebido maior atenção dos pesquisadores, pois o conhecimento da morfologia da semente e da plântula nos estádios iniciais contribui tanto para a Sistemática quanto para a Ecologia (ANDRADE; PEREIRA, 1994).

O conjunto de atributos fisiológicos e morfológicos são os que conferem às espécies vegetais a capacidade de estabelecer novos indivíduos no ambiente (FERREIRA; BORGUETTI, 2004).

Essas plantas podem ser distinguidas quanto a duas estratégias biológicas: as estrategistas *K*, ou espécies secundárias, e as estrategistas *r*, ou espécies pioneiras. Nessa última, as plantas alocam grande parte de sua energia no esforço reprodutivo em detrimento de investimentos na manutenção dos indivíduos. As características comuns entre suas espécies são: a) produção abundante de sementes; b) sementes pequenas e com pouca reserva; c) sementes com dormência; d) produção de plântulas pequenas e com

cotilédone fotossintetizante ou foliar; e) dispersão e polinização abiótica; f) ciclo de vida curto e, g) necessidade de luz solar direta para germinação e desenvolvimento. Plantas com essas características participam dos estágios iniciais nos níveis de sucessão na floresta, tanto por abertura de clareiras, quando por plantas em borda de mata (FERREIRA; BORGUETTI, 2004).

Já as espécies tolerantes a sombra podem ser conhecidas pelas características: a) germinação, estabelecimento e desenvolvimento das plântulas em ambientes com baixa disponibilidade de luz; b) produção de sementes com grande quantidade de reservas; c) dispersão de sementes por vertebrados; d) plântulas com cotilédone de reserva e, e) plantas com ciclo de vida longo, sendo então plantas consideradas espécies “clímax”, componentes nos estágios mais avançados de sucessão (FERREIRA; BORGUETTI, 2004).

Porém, há plantas que compartilham de características comuns entre os dois tipos de estrategistas, essas plantas são chamadas de intermediárias (FERREIRA; BORGUETTI, 2004).

1.4.1. Gases Sinalizadores da Germinação

1.4.1.1. Óxido Nítrico

O óxido nítrico inicialmente foi descoberto em células animais (BELIGNI; LAMATTINA, 2001, 2002). Sua produção nas plantas é originada a partir da reação catalisada pela NO sintase (SEM; CHEEMA, 1995) ou pela atividade da nitrato redutase (YAMASAKI; SAKIHAMA, 2000), porém ainda há controvérsias e não se mostrou completamente a existência de NO sintase nas plantas, além disso, podem existir outras vias não catalíticas de NO.

A ação das espécies reativas de oxigênio (ROS) representados pelos radicais superóxidos (O_2^-), radicais hidroxila (OH^-), peróxido de hidrogênio (H_2O_2) e oxigênio singlete (O_2), pode acarretar estresse oxidativo nas plantas (ROUT;

SAMANTARAY; DAS, 2001; BOSCOLO; MENOSSEI; JORGE, 2003; TAMÁS et al., 2004). O estresse oxidativo é consequência da alteração química das principais classes de biomoléculas, causando alterações estruturais e funcionais em proteínas, clorofila, ácidos nucleicos e lipídios (THÉROND et al., 2000), que podem levar à morte celular (BUCKNER; JOHAL; JANICK-BUCKNER, 2000; JONES, 2000). A alta intensidade luminosa pode levar à produção de ROS no metabolismo das sementes, e o NO tem ação citoprotetora regulando o nível e a toxicidade da ROS (DELLEDONE, 1998; DURNER; WENDEHENNE; KLESSIG, 1998).

Muitos autores consideram o NO como um agente indutor de estresse (LESHEM, WILLS, VENG-VA KU, 1998). Porém, outros afirmam que esse possui um papel protetor nas células-alvo, agindo na interrupção de cadeias de radicais livres formadas sob condições de estresse biótico ou abiótico (BELIGNI; LAMATTINA, 2000).

Alguns estudos têm demonstrado que o NO pode regular processos relacionados ao crescimento e desenvolvimento de plantas, principalmente durante a germinação, agindo como um sinalizador do processo germinativo (BELIGNI; LAMATTINA, 2000; NEIL; DESIKAN; HANCOCK, 2002; BETHKE et al., 2004) sendo que na raiz promove o alongamento das células e formação das raízes adventícias (BELIGNI; LAMATTINA, 2001).

O NO tem outras funções protetoras contra o estresse produzido sob condições de elevada temperatura e salinidade (UCHIDA et al., 2002), e estimula a germinação em situações de altas concentrações de metais pesados (KOPYRA; GWÓZDZ, 2003).

Vários autores demonstraram as funções do NO durante o processo germinativo, entre eles, Beligni; Lamattina (2001) relataram que o NO atua como um indutor do processo germinativo. Em arroz foi evidenciado que o NO estimulou a germinação por simulação do efeito da luz (HUNG; CHANG; KAO,

2002) e induziu quebra de dormência em sementes de *Emmenathe penduriflora*.

Sarath et al. (2006) verificaram que a germinação de sementes de *Panicum virgatum* (Poaceae) foi significativamente influenciada pelo NO, relatando sua ação como um possível desencadeador endógeno para a quebra de dormência desta espécie. Também foi verificado que o NO reduziu a dormência de sementes de *Arabidopsis* (Brassicaceae) (BATAK et al., 2002; BETHKE et al., 2004), cevada (BETHKE et al., 2004) e alface (BELIGNI; LAMATTINA, 2000). No trabalho de Simontacchi et al. (2004) foi observado aumento da produção de NO, principalmente no início da atividade de germinação de sementes de *Sorghum bicolor* (Poaceae).

1.4.1.2. Etileno

Fitohormônio na forma gasosa (C₂H₄), o etileno é um regulador de crescimento que afeta vários processos do desenvolvimento das plantas, como crescimento, diferenciação e juvenilidade foliar, além de ter poder de estimular a germinação e superar a dormência em várias espécies, apesar de seu mecanismo de ação ser pouco compreendido (ABELES; MORGAN; SALTVEIT, 1992).

Padrões de produção de etileno são encontrados em várias espécies, sendo que sua produção começa logo após o início da embebição de água pela semente, porém variável entre espécies. Takayanagi; Harrington (1991) encontraram somente um pico de produção de etileno durante a germinação de sementes de canola, coincidindo com a emergência e a alongamento da radícula, a expansão do cotilédone, e a ruptura da testa. Em sementes de aveia, a produção de etileno se inicia antes da emissão da radícula e gradualmente aumenta à medida que o embrião retoma o crescimento. Em alface, o maior aumento na produção de etileno foi observado durante a emissão da radícula (SAINI et al., 1999). Entretanto, de acordo com Small;

Schultz; Cronjel (1993), o maior aumento na evolução de etileno durante a germinação de sementes de alface ocorreu após a emissão da radícula.

A emissão de etileno pode variar de acordo com as condições em que as sementes foram expostas. Em alface, vários estudos reportaram que a síntese de etileno decresceu em temperaturas altas durante a embebição de sementes (KHAN; HUANG, 1998).

A interação de etileno com as condições ambientais foi comprovada por Dunlap; Morgan (1997) onde o etileno interagiu com luz para promover a germinação de sementes de alface em altas temperaturas, assim o etileno promoveu a germinação no escuro somente na presença de giberelina. Outros estudos mostraram que a evolução de etileno em sementes de alface irradiadas com luz aumentou duas horas antes da emissão da radícula, enquanto na ausência de luz, sementes produziram pouco etileno (SAINI et al., 1999). Assim, etileno endógeno foi essencial para o alívio da termo-inibição e, conseqüentemente, para a germinação de sementes de alface. Em altas temperaturas, as sementes de alface são mais exigentes em luz para germinar adequadamente (SAINI et al., 1999). Nascimento (1998) verificou que a 35 °C, no escuro, sementes de alface germinaram apenas 7% e não produziram etileno; sob luz, estas germinaram 94% e produziram uma grande quantidade de etileno.

1.5. Efeitos da Radiação Solar no desenvolvimento de arbóreas

A vida na Terra é mantida por um fluxo de energia proveniente do sol e que passa pela biosfera. A energia radiante é fixada em energia química potencial, por meio do processo fotossintético. A radiação também é fonte primária de energia para a reposição da matéria orgânica consumida na cadeia alimentar. A radiação não é para a planta somente uma fonte de energia, mas também um estímulo governando o desenvolvimento e também pode ser um fator estressante. Todos esses efeitos ocorrem por meio da absorção da luz, a qual

é mediada por fotorreceptores (LARCHER, 2000; FERREIRA; BORGUETTI, 2004).

A biosfera recebe radiação solar em 290nm até 3.000nm, parte é absorvida pela camada de ozônio, vapor de água e CO₂ na atmosfera. Assim, 45% da radiação proveniente do sol se encontram na faixa de 380 – 710nm, a qual é utilizada pelas plantas (Radiação Fotossinteticamente Ativa – RFA) (LARCHER, 2000; FERREIRA; BORGUETTI, 2004).

A parte aérea das plantas recebe radiação de vários tipos e por todos os lados: radiação solar direta, radiação que sofreu espalhamento na atmosfera, radiação difusa em dias nublados e radiação refletida na superfície do solo. Assim, as plantas podem sofrer adaptações e modificações diante do estresse produzido pela radiação. As adaptações modulativas ocorrem de forma rápida e são reversíveis, exemplos são os movimentos násticos (movimento das células guarda) e deslocamento de cloroplastos. As adaptações modificativas, a diferenciação fenotípica de órgãos e tecidos expostos à radiação, geralmente não é reversível, as folhas podem sofrer necrose e abscisão. Portanto, as plantas que crescem sob forte radiação desenvolvem um vigoroso sistema de ramos, e suas folhas tem varias camadas de células de mesofilo são ricas em cloroplastos e possuem uma densa venação (LARCHER, 2000). Já as adaptações evolutivas determinam os lugares preferenciais de diferentes espécies em relação à exposição à radiação. A classificação de plantas adaptadas a sombra (esciófitas) e plantas de sol (heliófitas) refletem uma diferenciação ecológica que ocorreu por meio da seleção e da capacidade de adaptação (LARCHER, 2000).

Fatores como luz, temperatura, água e condições edáficas são alguns componentes do meio que influenciam, de maneira decisiva, o desenvolvimento da vegetação. Portanto, o suprimento inadequado de um desses componentes ou fatores pode reduzir o vigor da planta e limitar o seu desenvolvimento. Dentre esses fatores, a luz, especialmente nos planos qualitativo e quantitativo, age regulando vários processos do desenvolvimento,

como a taxa de fotossíntese, biossíntese de pigmentos, assimilação de nitrogênio e anatomia foliar, entre outros processos (SCHLUTER et al., 2003).

O estudo da luminosidade é fundamental para a avaliação do potencial de espécies arbóreas nativas e sua utilização em programas de reflorestamento. Afinal, a disponibilidade de luz constitui um dos fatores críticos para o desenvolvimento da espécie e sua distribuição (GAJEGO et. al., 2001). Já que ocorre uma grande carência de conhecimentos na área, estudos básicos de crescimento em relação à radiação solar são de extrema importância para o desenvolvimento de atividades de programas de conservação (MONTEIRO; RAMOS, 1997).

As diferentes condições de luminosidade acarretam em modificações, respostas e adaptações da planta. Plantas cultivadas sob níveis elevados de radiação tendem a ter características morfológicas em comum quando comparadas com as plantas cultivadas sob a sombra: menor área foliar, aumento da espessura foliar e menor área foliar específica, maior alocação de biomassa para as raízes, maiores teores de clorofila por área foliar, maiores razões entre clorofila a e b e maior densidade estomática (GIVINISH, 1988). Isto é, ocorrem diferentes respostas em suas características fisiológicas, bioquímicas, anatômicas e de crescimento. O crescimento pode estar relacionado à habilidade de adaptação das plantas as condições de intensidade luminosa do ambiente (ATROCH et. al., 2001; MORAES NETO et. al., 2000).

2. HIPÓTESES

- As diferentes intensidades luminosas influenciam no processo germinativo e na produção de óxido nítrico das sementes de braúna (*M. brauna*) e angico (*P. dubium*).
- Diferenças anatômicas, fluorescência da clorofila a e desenvolvimento das plantas variam de acordo com a incidência solar irradiada sob as mudas jovens de jequitibá (*C. legalis*) e peroba (*P. peroba*)

3. OBJETIVOS

3.1. Objetivo Geral

Buscar determinar os fatores fisiológicos que influenciam a adaptação de uma espécie a condições de sol ou de sombra.

3.2. Objetivos específicos

- Determinar as condições mais adequadas no processo de germinação do angico, *P. dubium*, e da brauna, *M. brauna*;
- Quantificar as produções de óxido nítrico (NO) e etileno durante as primeiras fases da germinação de angico e brauna em diferentes intensidades luminosas;
- Caracterizar os efeitos da radiação solar no crescimento e nas alterações da fluorescência, anatomia foliar e carboidratos solúveis e insolúveis caulinar de Peroba amarela, *P. peroba*, e Jequitibá rosa, *C. legalis*;

4. REFERÊNCIAS

ABELES, F.B.; MORGAN, P.W.; SALTVEIT, JR, M.E. **Ethylene and plant biology**. 2nd ed., Academic Press, San Diego, 1992.

AGUIAR, F.F.A.. A Fenologia do pau-brasil (*Caesalpinia echinata* Lam.) em Moji-guaçu, SP. **Ecossistema**, 26, 107-112, 2001.

ANDRADE, A.C.S.; PEREIRA, T.S. Efeito do substrato e da temperatura na germinação e no vigor de sementes de cedro - *Cedrela odorata* L. (Meliaceae). *Revista Brasileira de Sementes*, Brasília, v.16, p.34-40, 1994.

ATROCH, E. M. A. C. et al. Crescimento, teor de clorofilas, distribuição de biomassa e características anatômicas de plantas jovens de *Bauhinia forficata* Link submetidas a diferentes condições de sombreamento. **Ciência Agrotecnologia**, v. 25, n. 4, p. 853-862, 2001.

BARBEDO, J. C.; BLIA, D. A. C.; FIGUEIREDO-RIBEIRO, R. L. Desiccation tolerance and storage of seeds of *Caesalpinia echinata* Lam. (Brazil Wood), a species from the Atlantic Forest. **Rev. Bras. Bot.**, Vol. 25. no.4, p. 431-439. ISSN 0100-8404. 2002.

BATAK, I. et al. The effects of potassium nitrate and NO-donors on phytochrome A and phytochrome B- specific induced germination of *Arabidopsis thaliana* seeds. **Seed Science Research**, v.12, p.253-259, 2002.

BELIGNI, M.V.; LAMATTINA, L. Nitric oxide stimulates seed germination deetiolation, and inhibits hypocotyls elongation, three light- inducible responses in plants. **Planta**, v.210, p.215-221, 2000.

BELIGNI, M.V.; LAMATTINA, L. Nitric oxide in plants: the history is just beginning. **Plant Cell Environment**, v.24, p.267-278, 2001.

BELIGNI, M.V.; LAMATTINA, L. Nitric oxide interferes with plant photooxidative stress by detoxifying reactive oxygen species. **Plant Cell Environment**, v.25, p.737-748, 2002.

BETHKE, P.C. et al. Dormancy of *Arabidopsis* seeds and barley grains can be broken by nitric oxide. **Planta**, v.219, p.847-855, 2004.

BEWLEY, J. D.; BLACK, M. **Seeds physiology of development and germination**. Plenum Press, New York. 1994.

BOSCOLO, P.R.S.; MENOSSI, M.; JORGE, R.A. Aluminium- induced oxidative stress in maize. **Phytochemistry**, v.62, p.181-189, 2003.

BUCKNER, B.; JOHAL, G.S.; JANICK-BUCKNER, D. Cell death in maize. **Plant Physiology**, v.108, p.231-239, 2000.

CARVALHO, P.E.R. Espécies florestais brasileiras. Recomendações Silviculturais, potencialidades e uso da madeira. EMBRAPA-CNPQ. Brasília. 640p. 1994.

CIPRIANI, F.A., Aspectos quimiotaxonômicos da família Bignoniaceae. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Museu Nacional. 2006.

DELLEDONE, M. et al. Nitric oxide functions as a signal in plant disease resistance. **Nature**, v.394, p.585-588, 1998.

DOYLE J., Towards comprehensive phylogeny of legumes: evidence from rbcL and non- molecular data. In: Herenden PS, Bruneau A(eds) *Advances in Legume Systematics* 9. Royal Botanic Gardens, UK, pp 1-20, 2000.

DUNLAP, J.R.; MORGAN, P.W. Reversal of induced dormancy in lettuce by ethylene, kinetin, and gibberellic acid. **Plant Physiology**, 60:222-224, 1997.

DURNER, J.; WENDEHENNE, D.; KLESSIG, D.F. Defense gene induction in tobacco by nitric oxide, cyclic GMP, and cyclic ADP-ribose. **Proceedings National Academy of Science USA**, v.95, p.10328-10333, 1998.

DUZ, S. R.; SIMINSKI, A; SANTOS, M; PAULILO, M. T. S. Crescimento inicial de três espécies de arbóreas da floresta atlântica em resposta a variação na quantidade de luz. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 27, n. 3, p. 587-596, 2004.

FERREIRA, A.G.; BORGUETTI, F. et. al. **Germinação**: do básico ao aplicado. Porto Alegre: Artmed, 2004.

FISCHER, E.; THEISEN, I.; LOHMANN, G.L. Bignoniaceae. The families and Genera of Vascular Plants. Vol VII. J. W. Kadereit (ed.). Springer-Verlag Heidelberg, Germany, 9-38pp. 2004.

FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA E INPE (Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais). Atlas dos remanescentes florestais da Mata Atlântica e Ecossistemas Associados no período de 1995-2000.

GAJEGO, E. B. et al. Crescimento de plantas jovens de *Maclura tinctoria* e *Hymenaea courbaril* em diferentes condições de sombreamento. In: CONGRESSO NACIONAL DE FISILOGIA, 8., Ilhéus-BA. CDROM. 6-029. 2001

GIVINISH, T. J. Adaptation to sun and shade: a whole-plant perspective. **Australian Journal of Plant Physiology**, v. 15, p. 63-92, 1988.

GRADWOHL, J.; GREENBERG, R. "Small forest reserves: making the best of a bad situation". *Climatic change*, v. 19, p. 235-256, 1991.

HUNG, K.T.; CHANG, C.J.; KAO, C.H. Paraquat toxicity is reduced by nitric oxide in rice leaves. **Journal Plant Physiology**, v.159, p.159-166, 2002.

JONES, A. Does the plant mitochondrion integrate cellular stress and regulate programmed cell death? **Trends in Plant Science**, v.5, p.273-278, 2000.

KHAN, A.A.; HUANG, K.-L. Synergistic enhancement of ethylene production and germination with kinetin and 1- aminocyclopropane-1-carboxylic acid in lettuce seeds exposed to salinity stress. **Plant Physiology**, 87:847-852, 1998.

KIGEL, J.; GALILI, G. **Seed development and germination**. Marcel Dekker Inc, New York. 1995.

KOPYRA, M.; GWÓZDZ, E.A. Nitric oxide stimulates seeds germination and counteracts the inhibitory effect heavy metals and salinity on roots growth of *Lupinus luteus*. **Plant Physiology Biochemical**, v.41, p.1011-1017, 2003.

LARCHER, W. **Ecofisiologia Vegetal**. Rima Artes e Textos, São Carlos. 2000.

LAURANCE, W.F.; BIERREGARD, R.O., ed. Tropical forest remnants. Chicago: University of Chicago Press, 615p. 1997.

LESHEM, Y.Y., WILLS, R.B.H., VENG-VA KU, V. Evidence for the function of the free radical gas-nitric oxide (NO) as an endogenous maturation and senescence regulating factor in higher plants. **Plant Physiology Biochemical**, v.36, p.825-833, 1998.

LEWIS, G. P. Legumes of the World. Royal Botanic Gardens, Kew , 577p, 2005.

LORENZI, H. Árvores Brasileiras, Manual de Identificação e Cultivo de Plantas Arbóreas Nativas do Brasil. 1ª ed., Editora Planatarum, Nova Odessa, 368p. 1992.

LUCKOW, L., A phylogenetic analysis of the Mimosoideae (Leguminosae) based on chloroplast DNA sequence data. In: Klitgaard BB, Bruneau A (eds) Advances in Legume Systematics 10, High Level Systematics. Royal Botanic Gardens, UK, pp 197- 220, 2003.

MABBERLEY, D.J. The Plant Book - A Portable Dictionary of the Vascular Plants. 2^a ed., Cambridge University Press, Cambridge, 858p. 1997.

MONTEIRO, P. P. M.; RAMOS, F. A. Beneficiamento e quebra de dormência de sementes em cinco espécies florestais do cerrado. **Revista Árvore**, v. 21, n. 2, p. 169-174, 1997.

MORAES NETO, S. P. et al. Crescimento de mudas de algumas espécies arbóreas que ocorrem na mata atlântica, em função do nível de luminosidade. **Revista Árvore**, v. 24, n. 1, p.35-45, 2000.

NASCIMENTO, W.M. Involvement of ethylene and endo-b-mannanase in lettuce seed germination at high temperature. University of Florida, 1998, 140p. Tese de Doutorado.

NEIL, S. J., DESIKAN, R., HANCOCK, J.T. Nitric oxide signaling in plants. **New Phytologist**, v.159, p.11-35, 2003.

PEIXOTO, A.L. A vegetação da Costa Atlântica. 1991/1992. In: PESSOTI, K.V. Indução e expressão da embriogênese somática em *Caesalpinia echinata* (Lam.). Universidade Federal do Espírito Santo. Trabalho de conclusão de curso, 2006.

ROUT, G.R., SAMANTARAY, S., DAS, P. Aluminium toxicity in plants: a review. **Agronomie**, v.21, p.3-21, 2001.

SAINI, H.S.; CONSOLACION, E.D.; BASSI, P.K.; SPENCER, M.S. Control processes in the induction and relief of thermoinhibition of lettuce seed germination. Actions of phytochrome and endogenous ethylene. **Plant Physiology**, 90:311-315, 1999.

SARATH, G. et al. Nitric oxide accelerates seed germination in warm-season grasses. **Planta**, v.223, p.1154-1164, 2006.

SCHELLAS, J.; GREENBERG, R. Forest patches in tropical landscapes. Washington; Island Press, 426p. 1997.

SCHLUTER, U. et al. Photosynthetic performance of an *Arabidopsis* mutant with elevated stomatal density (sdd1-1) under different light regimes. **Journal of Experimental Botany**, v. 54,n. 383, p. 867-874, 2003.

SEN, S.; CHEEMA, I.R.. Nitric oxide synthase and calmodulin immunoreactivity in plant embryonic tissue. **Biochemical Archives**, v.11, p.221-227, 1995.

SIMONTACCHI, M; JASID, S.; PUNTARULO, S. Nitric oxide generation during early germination of sorghum seeds. **Plant Science**, v.167, p.839-847, 2004.

SMALL, J.G.C.; SCHULTZ, C.; CRONJE, E. Relief of thermoinhibition in 'Grand Rapids' lettuce seeds by oxygen plus kinetin and their effects on respiration content of ethanol and ATP and synthesis of ethylene. **Seed Science Research**, 3:129-135, 1993.

SOUZA, V. C.; LORENZI, H. **Botânica Sistemática**: Guia ilustrado para identificação das famílias de fanerógamas nativas e exóticas no Brasil, baseado em APG II. 2.ed. Nova Odesa: Instituto plantarum de estudos da flora, 2008.

TAKAYANAGI, K.; HARRINGTON, J.F. Enhancement of germination rate of aged seeds by ethylene. **Plant Physiology**, 47:521-524, 1991.

TAMÁS, L. et al. Aluminum stimulated hydrogen peroxide production of germinating barley seeds. **Environmental Experimental Botany**, v.51, p.281-288, 2004.

THÉRON, P. et al. Biomarkers of oxidative stress: an analytical approach. **Current Opinion in Clinical Nutrition Metabolic Care**, v.3, p.373-384, 2000.

UCHIDA, A. et al. Effects of hydrogen peroxide and nitric oxide on both salt and heat stress tolerance in rice. **Plant Science**, v.163, p.515-523, 2002.

WETZEL, M. M. V. S.; REIS, R. B.; RAMOS, K. M. Metodologia para a criopreservação de sementes de espécies florestais nativas. Brasília, DF. ISSN 1516-4349, 2003.

WOJCIECHOWSKI, MF, A phylogeny of Legumes (Leguminosae) based on analysis of the plastid matK gene resolves many well-supported subclades within the family. *American Journal of Botany*. v. 91, n. 11, p.1846-1862, 2004.

YAMASAKI, H.; SAKIHAMA, Y. Simultaneous production of nitric oxide and peroxynitrite by plant nitrate reductase one of the missing link?. **Trends in Plant Science**, v.8, p.20-26, 2000.

CAPÍTULO 1

INFLUÊNCIA DO ÓXIDO NÍTRICO E DO ETILENO NAS
PRIMEIRAS FASES DA GERMINAÇÃO DAS SEMENTES DE
ANGICO, *Peltophorum dubium*, E BRAÚNA, *Melanoxylon brauna*,
EXPOSTAS A DIFERENTES INTENSIDADES LUMINOSAS

1. INTRODUÇÃO

O interesse no estudo das conseqüências da fragmentação florestal sobre a conservação da biodiversidade tem aumentado significativamente nos últimos anos. A justificativa para este crescente interesse reside na constatação de que a maior parte da biodiversidade se encontra hoje localizada em pequenos fragmentos florestais (GRADWOHL; GREENBERG, 1991).

A fase do ciclo de vida que influencia a distribuição das plantas é chamada de germinação. Para que as sementes germinem, condições ideais devem estar disponíveis, tanto internas quanto externas, sendo que muitos fatores, como temperatura e luminosidade, podem influenciar na capacidade máxima de germinação (SOUZA et. al., 2007). Andrade et. al. (2000) afirmam que apesar do aumento de dados sobre as análises de sementes de espécies nativas, ainda há carência de informações referentes às condições mais adequadas de germinação. Em espécies florestais nativas é comum a ocorrência de problemas para o estabelecimento as plantas, onde: a) não produzem sementes viáveis; b) apresentam intensa heterozigosidade ou elevada segregação, o que pode resultar na expressão de caracteres indesejáveis na população; c) são espécies arbóreas de grande porte que demoram muitos anos para passar do estágio juvenil para o estágio adulto reprodutivo; d) sementes com baixa longevidade natural, espécies assim caracterizam a *Melanoxylon brauna* (braúna-preta) e *Peltophorum dubium* (angico).

1.1. Condições mais adequadas de germinação

Uma das condições necessárias a germinação é a quebra de dormência. A dormência de sementes é entendida como uma resistência natural da espécie contra os fatores adversos do meio. Mesmo quando colocadas em condições favoráveis, não ocorre à germinação, a não ser através de tratamento adequado. Em essências florestais, a dormência é comum em grande número de espécies. Em climas tropicais e equatoriais, a família Leguminosae

(Fabaceae) apresenta o maior número de espécies com sementes dormentes, como no caso do Angico (BORGES; BORGES; TELES, 2000).

A temperatura afeta tanto a capacidade como a velocidade de germinação. As sementes têm a capacidade de germinar dentro de uma determinada faixa de temperatura, característica para cada espécie, mas o tempo necessário para se obter a porcentagem máxima de germinação é dependente da temperatura (BEWLEY; BLACK, 1995). De acordo com Carvalho; Nakagawa (1998), temperaturas inferiores ou superiores à ótima tendem a reduzir a velocidade do processo germinativo, expondo as plântulas por maior período a fatores adversos, o que pode levar à redução no total de germinação.

1.2. Efeitos da Luminosidade na Germinação

A percepção, interpretação e a tradução dos sinais luminosos são captados por fotoreceptores, sendo o fitocromo o principal (SANTOS, 2003). A sensibilidade a luz é variável, assim existem sementes cuja germinação é influenciada pela luz, essas são fotoblásticas positivas, enquanto que as sementes indiferentes a luminosidade são afotoblásticas ou neutras. Já as fotoblásticas negativas são inibidas pela luz.

Takaki (2000) propõe uma nova classificação das sementes em relação às formas do fitocromo, ao invés de fotoblastismo, o autor afirma que todas as sementes possuem fitocromo e o termo fotoblastismo pode ser substituído pelas formas do fitocromo que controlam a germinação. Sementes fotoblásticas positivas possuem o fitocromo B (FiB) controlando a germinação através da respostas a radiação luminosa. Enquanto que as sementes fotoblásticas negativas possuem o fitocromo A (FiA). Do ponto de vista ecológico, o fitocromo permite a percepção das condições luminosas do ambiente (PEREZ, 1995).

Assim, a percepção da luz pela semente através do pigmento fitocromo, que pode ser encontrado na forma Fv (inativa – 660nm) e Fve (ativa – 730nm). Comprimentos de onda ricos em VE (vermelho extremo) tendem a inibir a germinação, pois o fitocromo se converte da forma Fve para a Fv. A percepção da luz pela semente é determinada pela dinâmica do fitocromo, que é influenciada pela intensidade e qualidade da luz. Assim, as sementes podem ser divididas em três grupos: afotoblásticas ou neutras são indiferentes à luz; fotoblástica positiva, maior germinabilidade na luz; e fotoblástica negativa, maior germinabilidade no escuro (TAKAKI, 2000). O estímulo luminoso é bastante variável sobre a germinação de espécies selvagens, por isso, exigindo informações sobre as condições ótimas de germinação (ROSA; FERREIRA, 1999).

1.3. Gases sinalizadores na Germinação

O fitocromo agindo como um receptor da luz e iniciando a germinação juntamente com a embebição, sinaliza a produção de compostos e hormônios que agem na semente promovendo a germinação, como o óxido nítrico e o etileno.

O etileno é um hidrocarboneto insaturado gasoso que apresenta uma das moléculas orgânicas mais simples com atividade biológica (C_2H_4), é um dentre as centenas de compostos voláteis que as plantas produzem (KERBAUY, 2008). Os efeitos da luz na produção de etileno são dependentes da qualidade e quantidade luminosa e dos tecidos vegetais envolvidos, podendo haver promoção, inibição ou nenhuma resposta sobre a síntese desse hormônio. O envolvimento do etileno na germinação foi observado na década de 1920 em algumas espécies de mono e dicotiledôneas (KERBAUY, 2008).

A produção de etileno pelas sementes começa imediatamente após o início da embebição de água e aumenta com o tempo; entretanto o padrão da produção

de etileno pelas sementes durante a germinação varia entre as espécies. Nas sementes, o embrião é o principal local da produção de etileno (KETRING; MORGAN, 1999). É evidente que o etileno influencia os processos bioquímicos das sementes. Ketring (1997) sugeriu algumas possibilidades para o mecanismo de ação do etileno durante a germinação das sementes: a) interação com reguladores de crescimento (ABA, NO, etc.) em níveis básicos do metabolismo; b) uma combinação dos promotores de crescimento pode ser requerida para aperfeiçoar uma dada resposta fisiológica e c) síntese e secreção de enzimas.

Atuando como um fitormônio na regulação de proteção da planta, bem como em outros processos relacionados ao seu desenvolvimento como germinação e fotomorfogênese, o óxido nítrico influencia a germinação (BELIGNI; LAMATTINA, 2000). No que tange à fotomorfogênese, NO estimula a germinação de sementes de alface (*Lactuca sativa* L.), na presença de luz e temperatura entre 26°C e 32°C. No escuro, e com temperaturas mais elevadas, NO não é capaz de estimular a germinação, o que sugere sua ativa participação na presença de luz (BELIGNI; LAMATTINA, 2000).

Por meio do fornecimento ou seqüestro do NO é possível analisar os efeitos provocados no radical. Bethke et. al, (2004), afirmam que a adição de SNP (substância doadora de NO) as sementes aumentam a porcentagem de germinação, e a adição de c-PTIO (substância seqüestradora de NO) bloqueia a germinação. Mostrando a importância do nitrogênio na sinalização do processo germinativo.

Tem conhecimento de que a produção de NO nos tecidos vegetais é fortemente modulada pelas condições ambientais (MAGALHÃES, et.al., 2006), e de modo condizente alterações no conteúdo endógeno desse radical livre parecem ser importantes na sinalização de diversas respostas a estresses abióticos como, por exemplo, temperaturas elevadas (GOULD, et.al., 2003), salinidade (RUAN; SHEN; XU, 2004a, 2004b; ZHAO et.al., 2004; SHI et.al., 2007), radiação UV (AN et.al., 2005; TIAN; LEI, 2007), entre outros.

2. HIPÓTESES

- As sementes de angico e braúna quando submetidas a diferentes ambientes possui comportamento germinativo equivalente a condição exposta.
- O óxido nítrico sinaliza as primeiras fases da germinação e as condições de estresse sofrido pelas sementes de angico e braúna.

3. OBJETIVOS

Verificar o comportamento das sementes de angico e braúna submetidas a diferentes intensidades luminosas analisando as condições mais adequadas de germinação e a produção de óxido nítrico nas primeiras fases da germinação.

3.1. Objetivos específicos

- Determinar as condições mais adequadas de germinação das espécies de angico e brauna em relação à intensidade luminosa, sendo os tratamentos de Luz ($100 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$), escuro ($0 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) e fotoperíodo (14 horas de luz e 10 horas de escuro). E os tratamentos de temperatura (20, 25, 30, 35 e 40°C) e quebra de dormência com escarificação mecânica.
- Quantificar as produções de óxido nítrico durante as primeiras fases da germinação de angico e braúna de acordo com a intensidade luminosa incidida sendo: escuro ($0 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) luz baixa ($50 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$), luz média ($250 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) e luz alta ($1200 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$).
- Relacionar o óxido nítrico como um sinalizador nas primeiras fases da germinação do angico com o auxílio de substâncias seqüestradoras (c-Ptio) e doadoras (SNP) de NO.

4. MATERIAL E MÉTODOS

Os experimentos foram conduzidos no Laboratório de Ecofisiologia Vegetal – Setor Botânico localizado no Campus Universitário de Goiabeiras da Universidade Federal do Espírito Santo (UFES), Vitória, ES, durante o período de setembro/2009 a janeiro/2010. No Laboratório de Fisiologia Vegetal – Departamento de Botânica da Universidade de São Paulo (USP), São Paulo, SP, durante o período de setembro/2010 à outubro/2010.

As sementes de *Melanoxylon brauna* (braúna-preta) e *Peltophorum dubium* (angico) foram provenientes do município de Linhares disponibilizadas pela empresa Nova Floresta S. Silviculturais (CNPJ: 04.155.753/0001-27) nos meses de outubro/2009 e setembro/2010.

4.1. Condições iniciais de germinação

As condições de germinação foram determinadas por testes em diferentes temperaturas, luminosidade e quebra de dormência. Amostras de 100 sementes foram divididas em 4 repetições de 25 sementes, as mesmas foram postas em placas de Petri forradas com 2 folhas de papel filtro como substrato para germinação. Todo o processo foi realizado em câmara de fluxo laminar com materiais estéreis e as sementes desinfetadas. As placas completamente fechadas com plástico filme foram colocadas em câmaras de germinação com temperatura e luminosidade controladas. Foram feitas observações diárias e regas somente quando a placa apresentava falta de água, e realizada a contagem do número de sementes germinadas.

Os ensaios nas temperaturas foram em 20, 25, 30, 35 e 40°C todos conduzidos na luz contínua. Os ensaios de luminosidade foram nas condições de luz constante ($100 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$), escuro constante ($0 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) e fotoperíodo de 14h de luz e 10 horas de escuro, todos conduzidos na temperatura de 25°C.

Cada espécie recebeu um tratamento de desinfestação, sendo 1 minuto imerso em hipoclorito de sódio 20% e 3 minutos imerso em álcool 70%. Como cada espécie tem uma particularidade na morfologia da semente (FIGURA 2), o angico com tegumento considerado rígido foi realizado o teste de quebra de dormência por escarificação mecânica que foi conduzido na luz constante e na temperatura de 25°C. Para a braúna não foi necessário nenhum teste de escarificação, pois seu tegumento não é rígido.

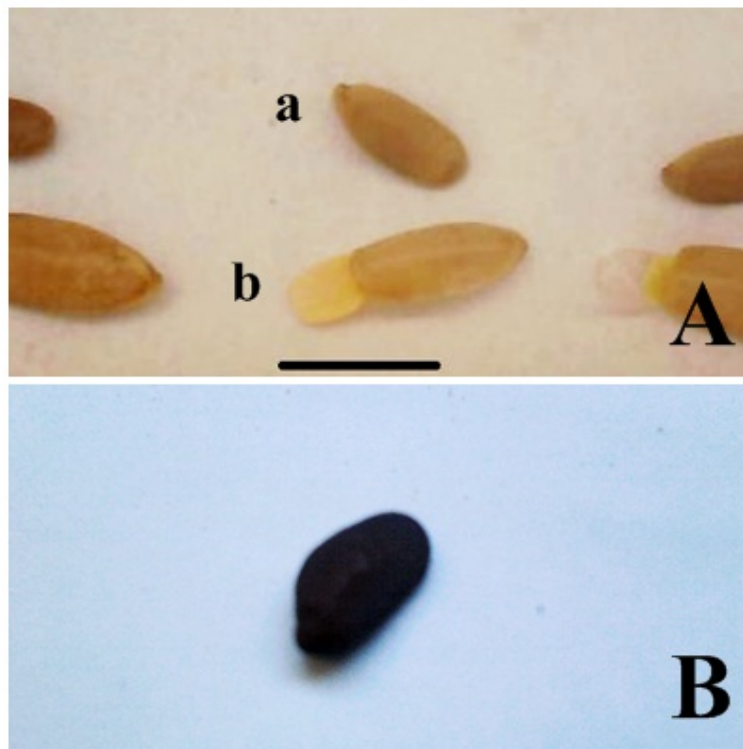


Figura 2. Morfologia das sementes. A – Sementes de angico: a – Semente intacta, não passou por nenhum tratamento de escarificação; b – Semente escarificada mecânica cortou-se um pedaço do tegumento do lado oposto ao do embrião; B – Semente de braúna. Barra (1cm).

4.2. Parâmetros de análise de germinação

- a) Teor de umidade inicial (U_i): foi calculado com a seguinte fórmula após as secagem da amostra em estufa à $105^\circ\text{C} \pm 3$ por 24 horas (BRASIL, 1992):

$$U_i = \frac{M_i - MF}{M_i} \times 100$$

M_i

Onde: M_i : Massa inicial (massa fresca)

MF : Massa final (Massa seca)

- b) Curva de embebição (CB): realizaram-se medidas de massa fresca das sementes antes da imersão em água destilada, e após a imersão foram realizadas pesagens a cada hora durante 12h, e a cada 24h, por até 76h. Assim foi feito o gráfico de curva de embebição com os valores relativos por semente (LABORIAU; AGUDO, 1987).

- c) Porcentagem de germinação (%G) (LABORIAU; AGUDO, 1987):

$$G = (n/a) \cdot 100$$

Onde: n = número total de sementes germinadas

a = número total de sementes na amostra

- d) Índice de Velocidade de Germinação (IVG) (LABORIAU; AGUDO, 1987):

$$\sum (n_i / T_i)$$

Onde: n_i = número de sementes germinadas por dia

t_i = tempo de incubação em dias

e) Tempo médio de germinação (TMG) (LABORIAU; AGUDO, 1987):

$$(\sum ni \times Ti) / \sum ni$$

f) Velocidade média (VMG) (LABORIAU; AGUDO, 1987):

$$V = 1/t$$

Onde t = tempo médio

4.3. Análise de produção de óxido nítrico e etileno

O experimento foi conduzido no laboratório de Fisiologia Vegetal da Universidade de São Paulo (USP – Campus Capital). No período de setembro/2010 a dezembro/2010.

Sementes de angico e braúna foram postas a germinar em frascos de plástico denominados Magentas (FIGURA 3 – A), forradas com duas folhas de papel filtro ao fundo e hidratadas com 10ml de água. Todo o processo foi esterilizado, passando as sementes pelo mesmo processo de desinfestação anteriormente descrito. As sementes foram colocadas em condições de diferentes intensidades luminosas, sendo elas: escuro ($0 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$), baixa ($50 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$), média ($250 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) e alta ($1200 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$), mantidas sempre na mesma temperatura de 25°C . As sementes germinadas foram contadas a cada dia, porem não foram retiradas do frasco.

O processo de análise de produção dos gases foi realizado pelo método de acúmulo. As magentas foram hermeticamente fechadas para que os gases produzidos fossem acumulados dentro do frasco. A cada 24 horas foi retiradas alíquotas do ar para as análises e foi feita uma renovação do ar do frasco, com um ar livre de nitrogênio e de etileno, completamente estéril. Todo o tratamento durou 5 dias (120 horas).

4.3.1. Análise da produção e influência do óxido nítrico nas primeiras fases da germinação

Para analisar a produção de óxido nítrico pelas sementes, foram retiradas alíquotas de 60 ml e injetadas no aparelho de quimiluminescência (EcoPhysics CLD 88p) (FIGURA 3 – B).

Para o angico, foram feitos experimento de adição de SNP e c-PTIO nas sementes. O SNP é um doador de óxido nítrico sendo um acelerador no processo de germinação, e o c-PTIO é um seqüestrador de NO, podendo atrasar o processo de germinação. Assim, foram dois tratamentos:

- a) c-PTIO, durante 5 dias as sementes foram expostas a 400µMolar dessa substância, e foi realizada a quantificação de NO, e avaliada a porcentagem de germinação das sementes;
- b) c-PTIO + SNP, durante 3 dias as sementes foram expostas ao c-PTIO (400µMolar), porém no terceiro dia de experimento foi adicionado SNP (100µMolar) no frasco para disponibilizar NO às sementes, e foram contadas as sementes germinadas.

4.3.2. Análise da produção de etileno

Para quantificação da liberação de etileno pelas sementes, utilizou-se o método descrito por PURGATTO et. al. (2002). Foram retiradas amostras de 1mL do ar interno de cada frasco para a determinação do conteúdo de etileno em cromatógrafo a gás (CG) marca Thermo Electron modelo TRACE GC Ultra, com detector por ionização de chama (FID). Utilizou-se uma coluna de separação Plot RT-alumina (30m, I.D. 0,53mm, filme 6µm) e nitrogênio como gás de arraste num fluxo 30 de 1mL/min. Para permitir a injeção de 1mL de amostra foi empregado o modo de injeção "*pulsed splitless*". O injetor e o

detector foram mantidos a 250°C e a coluna isoterma a 60°C. A quantificação do etileno produzido e quantificado foi realizada em relação à injeção de um padrão de 1ppm de etileno em nitrogênio (FIGURA 3 – C).

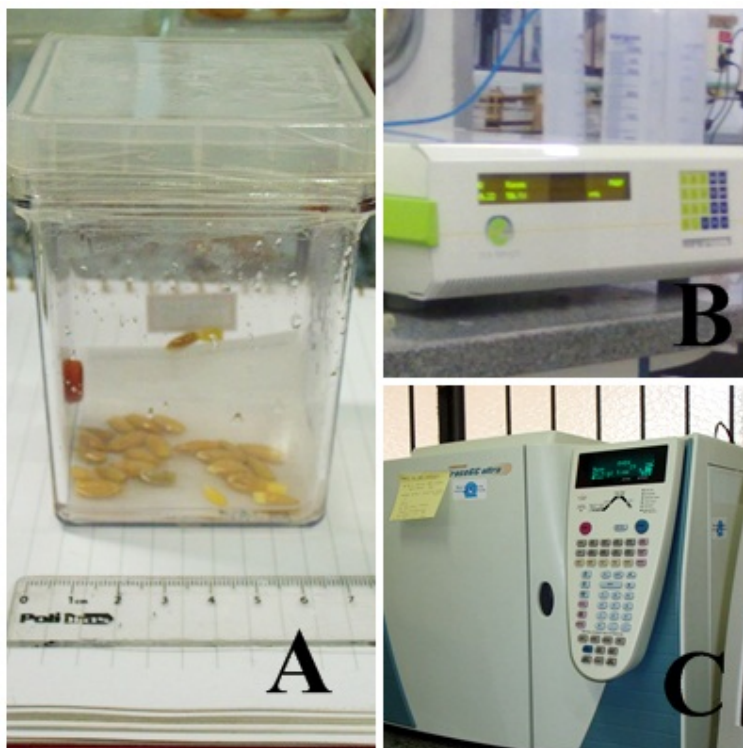


Figura 3. Equipamentos e materiais para análise de NO e etileno. A – Magenta onde ocorre o acúmulo de NO e etileno; B – Equipamento de quimiluminescência, onde são injetadas as alíquotas de ar para quantificação do NO; e C – Aparelho de cromatografia a gás na qual são injetadas as amostras para quantificação de etileno.

4.4. Delineamento experimental e análise estatística

Todos os experimentos foram conduzidos em delineamento inteiramente casualizado e calculados a barra de erro padrão da média.

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1. Condições mais adequadas de germinação

5.1.1. Angico: *Peltophorum dubium*

De acordo com os resultados da curva de embebição, as sementes escarificadas mecânicamente absorvem maior quantidade de água, chegando a 27% do teor de água às 72 horas de imersão (FIGURA 4). A dormência dessas sementes então é caracterizada como tegumentar, onde a testa é impermeável, isto é, não permite a absorção de água. Quando esta dormência é quebrada, há um aumento na porcentagem de germinação.

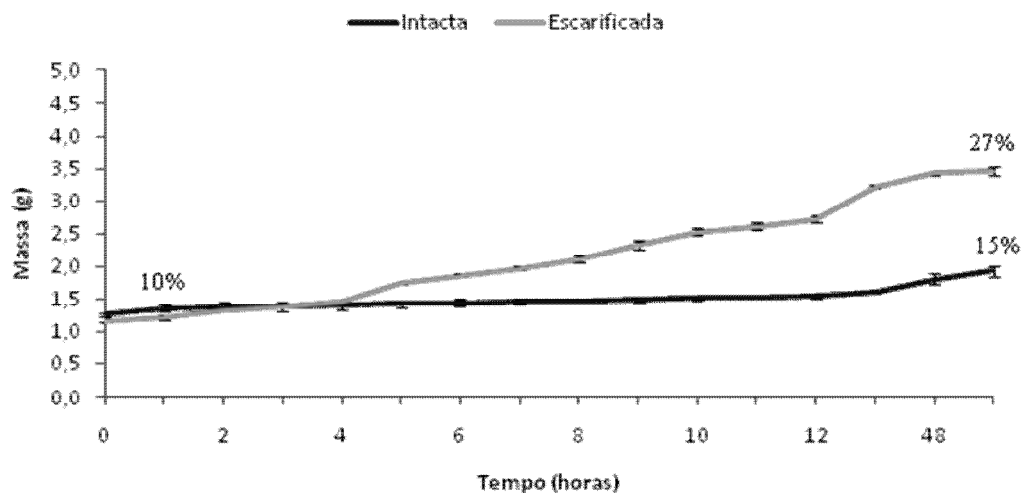


Figura 4. Curva de embebição das sementes de angico (*P. dubium*) nos tratamentos de intacta e escarificação mecânica. Ganho de massa relativa em relação ao tempo de imersão na água. Barras de erro padrão da média.

As sementes quando intactas não são influenciadas pela luminosidade ou pela temperatura, o que caracteriza que essa espécie sofre de uma dormência somente por falta de absorção de água. Assim, as sementes de angico

escarificadas preferem ambientes com maior intensidade luminosa contínua para a germinação (TABELA 1), apresentando uma maior porcentagem de germinação e maior índice de velocidade de germinação, o que indica que as sementes germinam mais rapidamente. As temperaturas mais adequadas para a germinação das sementes de angico escarificadas mecanicamente foram as de 25 à 30°C com porcentagem de germinação mais altas, quando comparadas aos outros tratamentos. Porém foi com 25°C que as sementes obtiveram um maior índice de velocidade de germinação. A temperatura de 35°C obteve IVG equivalente ao tratamento de 25°C, o que indica que as sementes que germinaram nessas temperaturas, germinam mais rapidamente do que em qualquer outro tratamento (TABELA 2).

Tabela 1. Condições mais adequadas de germinação do angico (*P. dubium*) nos tratamentos de luminosidade e nos tratamentos de escarificação mecânica e sementes intactas. Os tratamentos de luminosidade foram: Luz (100 $\mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$), escuro constante (0 $\mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) e fotoperíodo de 14h de luz e 10 horas de escuro. Os parâmetros analisados foram à porcentagem de germinação (%G), o Índice de Velocidade de Germinação (IVG), o Tempo Médio de Germinação (TMG) e a Velocidade Média de Germinação (VMG). Erro padrão da média.

	Intacta			Escarificada		
	Luz	Escuro	Fotoperíodo	Luz	Escuro	Fotoperíodo
%G	9 ± 0,4	8 ± 0,5	8 ± 0,4	58 ± 2,5	38 ± 2,2	33 ± 1,9
IVG	3,16 ± 0,1	3,36 ± 0,2	2,22 ± 0,1	18,5 ± 0,8	10,71 ± 0,6	9,26 ± 0,5
TMG	3,11 ± 1,6	2,62 ± 1,1	3,87 ± 1,6	3,43 ± 8,8	3,65 ± 7,9	3,66 ± 7,1
VMG	0,32 ± 1,6	0,38 ± 1,1	0,25 ± 1,6	0,29 ± 8,8	0,27 ± 7,9	0,27 ± 7,1

Tabela 2. Condições mais adequadas de germinação do angico (*P. dubium*) nos tratamentos de temperatura e nos tratamentos de escarificação mecânica e sementes intactas. Os tratamentos de temperatura foram: 20, 25, 30, 35 e 40°C. Os parâmetros analisados foram à porcentagem de germinação (%G), o Índice de Velocidade de Germinação (IVG), o Tempo Médio de Germinação (TMG) e a Velocidade Média de Germinação (VMG). Erro padrão da média.

		%G	IVG	TMG	VMG
Intacta	20°C	6 ± 0,3	1,3 ± 0,07	5 ± 1,6	0,2 ± 1,6
	25°C	4 ± 0,2	1,5 ± 0,1	2,7 ± 0,5	0,3 ± 0,5
	30°C	9 ± 0,4	3,7 ± 0,2	3,7 ± 1,3	0,2 ± 1,3
	35°C	6 ± 0,2	2,5 ± 0,1	3,8 ± 1,1	0,2 ± 1,1
	40°C	0 ± 0,0	0 ± 0,0	0 ± 0,0	0 ± 0,0
Escarificada	20°C	0 ± 0,0	0 ± 0,0	0 ± 0,0	0 ± 0,0
	25°C	43 ± 2,1	14 ± 0,7	3,2 ± 7,5	0,3 ± 7,5
	30°C	43 ± 2,4	12,3 ± 0,7	3,6 ± 9,0	0,2 ± 9,0
	35°C	38 ± 2,8	14,5 ± 0,9	2,9 ± 8,5	0,3 ± 8,5
	40°C	0 ± 0,0	0 ± 0,0	0 ± 0,0	0 ± 0,0

5.1.2. Braúna: *Melanoxylon brauna*

A bruna possui características de germinação muito distintas do angico. Suas sementes não precisam de nenhum tipo de escarificação, pois seu tegumento é bastante permeável. Porém, essa espécie possui uma dormência embrionária, pois possui melhor porcentagem de germinação no escuro. O desempenho da germinação da semente (IVG) também é maior nessas condições (TABELA 3).

A melhor temperatura de germinação ficou entre 20 e 30°C, tendo uma queda na porcentagem de germinação na condição de 25°C. Porém o índice de velocidade de germinação foi maior na temperatura de 30°C, tornando essa a mais adequada condição de germinação para a espécie (TABELA 4).

Tabela 3. Condições mais adequadas de germinação da braúna (*M. brauna*) nos tratamentos de luminosidade de Luz ($100 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$), escuro constante ($0 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) e fotoperíodo de 14h de luz e 10 horas de escuro. Os parâmetros analisados foram à porcentagem de germinação (%G), o Índice de Velocidade de Germinação (IVG), o Tempo Médio de Germinação (TMG) e a Velocidade Média de Germinação (VMG). Erro padrão da média.

	Luz	Escuro	Fotoperíodo
%G	$13 \pm 0,9$	$37 \pm 1,0$	$14 \pm 0,7$
IVG	$5,91 \pm 0,4$	$13,95 \pm 0,3$	$4,79 \pm 0,3$
TMG	$2,30 \pm 0,4$	$2,94 \pm 0,1$	$3,42 \pm 0,4$
VMG	$0,43 \pm 0,05$	$0,33 \pm 0,1$	$0,29 \pm 0,03$

Tabela 4. Condições mais adequadas de germinação da braúna (*M. brauna*) nos tratamentos de temperatura de 20, 25, 30, 35 e 40°C. Os parâmetros analisados foram à porcentagem de germinação (%G), o Índice de Velocidade de Germinação (IVG), o Tempo Médio de Germinação (TMG) e a Velocidade Média de Germinação (VMG). Erro padrão da média.

	20°C	25°C	30°C	35°C	40°C
%G	$37 \pm 1,6$	$32 \pm 1,6$	$39 \pm 2,5$	$19 \pm 1,1$	$0 \pm 0,0$
IVG	$9,21 \pm 0,3$	$12,3 \pm 0,5$	$16,7 \pm 0,1$	$8,5 \pm 0,7$	$0 \pm 0,0$
TMG	$4,2 \pm 0,09$	$2,9 \pm 0,1$	$2,4 \pm 0,08$	$2,47 \pm 0,4$	$0 \pm 0,0$
VMG	$0,2 \pm 0,05$	$0,3 \pm 0,02$	$0,4 \pm 0,01$	$0,4 \pm 0,04$	$0 \pm 0,0$

Em Fabaceae a resistência principal a entrada de água é conferida pela testa, que apresenta uma camada de células paliçádicas com paredes secundárias grossas e lignificadas, impregnadas com substâncias de natureza hidrofóbica, tais como lipídeos, suberina, cutina, substâncias pécticas e lignina. O tegumento também pode conter uma mucilagem que se expande na presença de água, formando uma barreira à difusão de oxigênio e diminuindo a velocidade de germinação, como ocorre em *Magonia pubensis* (FERREIRA; BORGUETTI, 2004), o que provavelmente ocorreu no angico.

A promoção da germinação na luz é comum em sementes de plantas de ambientes abertos (FERREIRA et al., 2001) e de borda de floresta com características de pioneiras como o angico. Foram consideradas como faixa de máxima germinabilidade aquelas temperaturas nas quais a germinação se manteve estatisticamente nos mesmos percentuais (CAVALCANTE; PEREZ, 1995), o que foi observada nas espécies estudadas. Tal comportamento indica a grande potencialidade adaptativa da espécie, pois demonstra uma capacidade de estabelecimento maior que aquela verificada quando existe maior restrição térmica (SANTOS; FERREIRA; AQUILA, 2004). Gallagher; Cardina (1998) constataram que a luz não apenas consegue quebrar a dormência e promover a germinação de outras espécies, como também provoca inibição em algumas delas. Fleck et al. (2001) observaram que a luz é importante para promover a germinação de *Bidens pilosa*; entretanto, para *Sida rhombifolia* a luz não é essencial para a germinação de suas sementes. Desse modo, *B. pilosa* é classificada como planta fotoblástica positiva, e *S. glaziovii*, fotoblástica negativa. A Braúna comporta-se como uma fotoblástica negativa, sendo que a maior parte da sua germinação ocorre no escuro. Já o angico comporta-se como uma fotoblástica positiva, pois sua germinação acontece na luz.

Na germinação ocorre uma série de reações bioquímicas onde existe uma estreita dependência da temperatura, que quando ótima atua no processo de forma mais rápida e eficiente (BEWLEY; BLACK, 1995). O estudo para determinar a temperatura ótima das espécies arbóreas nativas vem sendo determinada por alguns pesquisadores como: Randi; Felipe (1991) definiu como temperatura ótima para a germinação de 25°C para a espécie *Stevia rebaudiana* Bert. 35°C foi a temperatura para as sementes de *Prosopis juliflora* (Sw.) DC. (PEREZ; MORAES, 1990), e as de 25 e 30 °C para sementes de *Mabea fistulifera* Mart. (LEAL FILHO; BORGES, 1992). Nos experimentos de condições de temperatura, as sementes de angico escarificadas germinaram melhor que as intactas e a temperatura mais adequada ficaram entre 25 e 30°C. Na *M. brauna* a temperatura ótima de germinação foi entre 20 e 30°C.

5.2. Efeitos do óxido nítrico nas primeiras fases da germinação

No experimento de produção e influência de NO nas primeiras fases da germinação, observou-se que a intensidade luminosa com maior porcentagem de germinação foi a baixa ($50 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) com 60% de germinação. Observa uma tendência de acordo com os tratamentos, sendo os extremos (escuro e intensidade luminosa alta) com os menores valores de porcentagem de germinação. Assim, podemos enfatizar que a intensidade luminosa ideal para a germinação do angico seria entre $50 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ e $250 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ (FIGURA 5 - A).

Quando adicionado o c-PTIO, substância seqüestradora de NO, a porcentagem de germinação do angico decresceu enfaticamente, chegando a 30%. Porém, quando adicionado o SNP, substância doadora de NO, a porcentagem de germinação é elevada a 57%. Assim, é revelado o grande papel do NO nas primeiras fases da germinação atuando como um sinalizador do processo germinativo (FIGURA 5 – B).

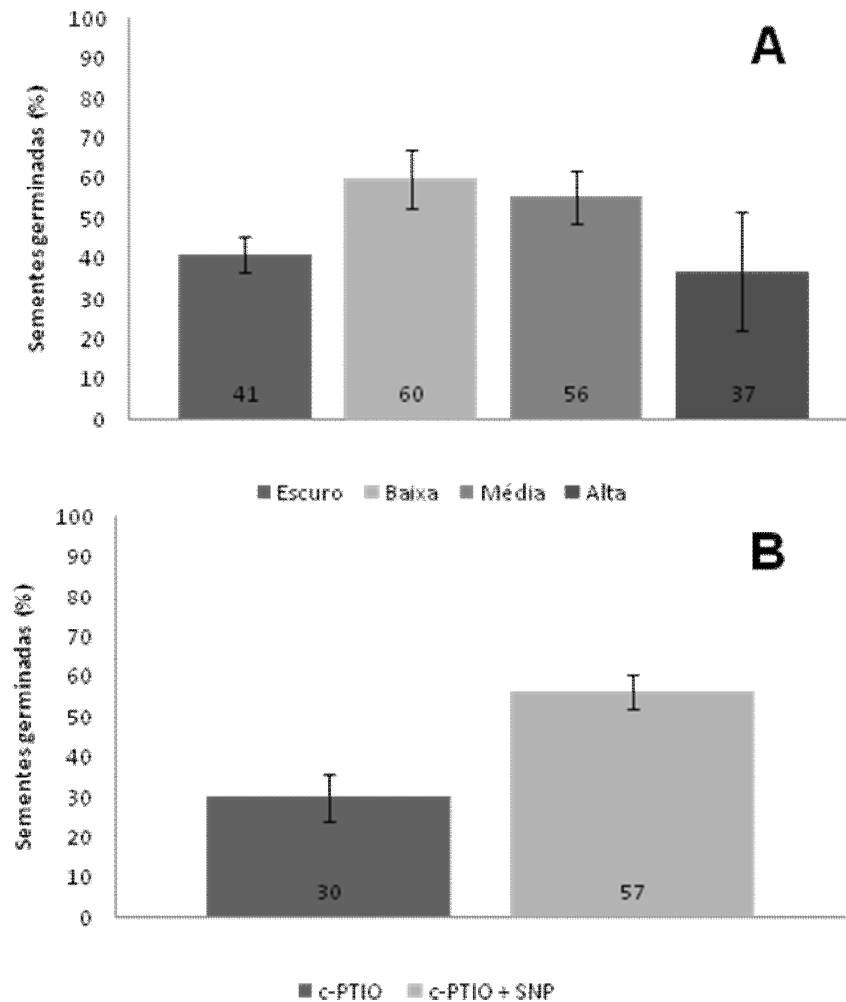


Figura 5. Porcentagem de germinação das sementes de angico (*P. dubium*). A – Tratamento com diferentes intensidades luminosas escuro ($0 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$), baixa ($50 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$), média ($250 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) e alta ($1200 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$); B – Tratamentos com c-PTIO e c-PTIO + SNP. Barras de erro padrão da média.

As sementes de braúna se comportaram de maneira diferente. No escuro observou maior porcentagem de germinação chegando a 55%, porém seu IVG foi menor quando comparado ao tratamento de baixa intensidade luminosa ($50 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$). Isto é, as sementes no escuro obtêm uma maior porcentagem de germinação, porém em um processo mais lento. Já na intensidade luminosa baixa ($50 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$), há uma baixa porcentagem de germinação, porém as sementes germinaram mais rápido (TABELA 5).

Tabela 5. Condições de germinação da braúna (*M. brauna*) nos tratamentos de análise da produção de NO. Os parâmetros analisados foram a porcentagem de germinação (%G) e o Índice de Velocidade de Germinação (IVG). Erro padrão da media.

	%G	IVG
Escuro	55,3 ± 3,7	1,64 ± 0,2
Baixa	4 ± 1,6	2,15 ± 0,6

A produção de óxido nítrico nas primeiras fases da germinação das sementes de angico é caracterizada por um pico de produção de NO no escuro, onde não há um catabolismo do NO, e também aumento da produção desse gás. Porém, no tratamento de baixa intensidade luminosa ($50 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) verificou-se que ocorre a produção mais adequada da quantidade de NO necessária a germinação que é de aproximadamente 10 nmoles.g^{-1} de MF.h^{-1} . Quando aumenta a intensidade luminosa, a produção de NO tende a decrescer, diminuindo também a porcentagem de germinação. Ainda verificou-se que o c-PTIO conseguiu realizar a função de sequestro do NO, pois houve catabolismo do NO e baixa porcentagem de germinação das sementes (FIGURA 6).

No angico a germinação completa leva 48 horas para ocorrer, sendo que após esse tempo a plântula começa a se estabelecer formando suas raízes primárias e expandindo o cotilédono. Após o tempo de 48h houve uma queda na produção de NO em todos os tratamentos, o que sugere que o NO sinaliza, principalmente, as primeiras fases da germinação, não sendo tão importante após esse processo.

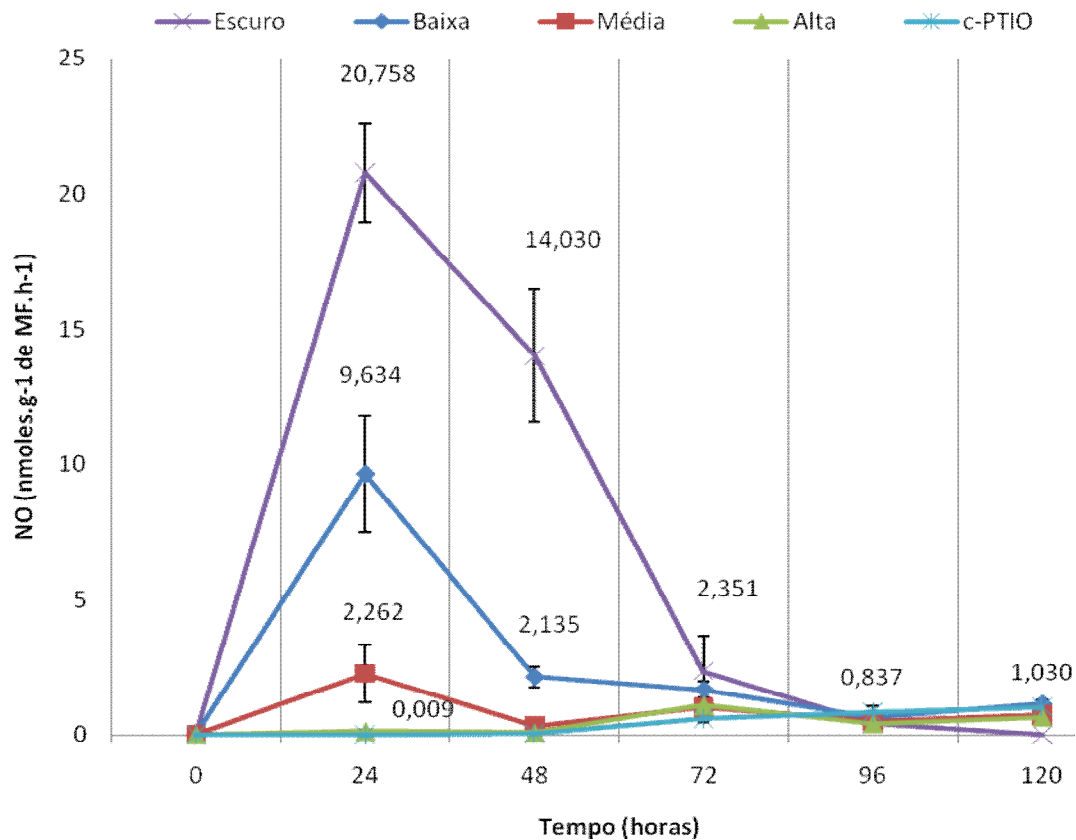


Figura 6. Produção de óxido nítrico em nmoles.g^{-1} de MF.h^{-1} das sementes de angico (*P. dubium*) durante 120 horas. Sendo realizadas as medidas pelo método de acúmulo a cada 24h, nos tratamentos de escuro ($0 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$), baixa ($50 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$), média ($250 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) e alta ($1200 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) intensidades luminosas, e de produção de NO com o tratamento de c-PTIO. Barras de erro padrão da média.

Para as sementes de braúna, a concentração necessária de NO para a sinalização das primeiras fases da germinação foi de 5nmoles.g^{-1} de MF.h^{-1} , obtido no tratamento de baixa intensidade luminosa ($50 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$). Assim, o tempo de duração das primeiras fases da germinação é de 72h, sendo que após esse tempo começa o estabelecimento da plântula, e diminui a produção de NO (FIGURA 7).

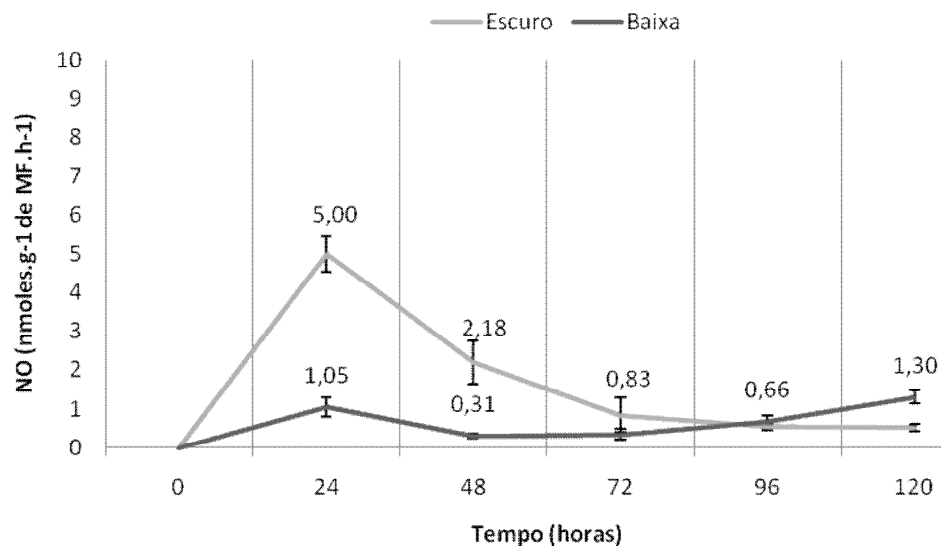


Figura 7. Produção de óxido nítrico em nmoles.g^{-1} de MF.h^{-1} das sementes de braúna (*M. brauna*) durante 120 horas. Sendo realizadas as medidas pelo método de acúmulo a cada 24h, nos tratamentos de escuro ($0 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) e baixa ($50 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) intensidades luminosas. Barras de erro padrão da média.

5.3. Produção de etileno pelas sementes de angico (*P. dubium*)

As sementes de angico terminam a germinação com 48h, assim sendo, após esse tempo observa-se um aumento na produção de etileno pelas sementes. Indicando que essa substância não sinaliza a germinação, mas o estabelecimento e o desenvolvimento da plântula. Porém é observado um pico de produção de etileno maior no tratamento de alta intensidade luminosa ($1200 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) quando comparada as outras intensidades. Essa maior produção pode ser relacionada ao fato da baixa porcentagem de germinação obtida nesse tratamento, assim é relevante relacionar a produção de etileno com o estresse luminoso sofrido pelas sementes (FIGURA 8).

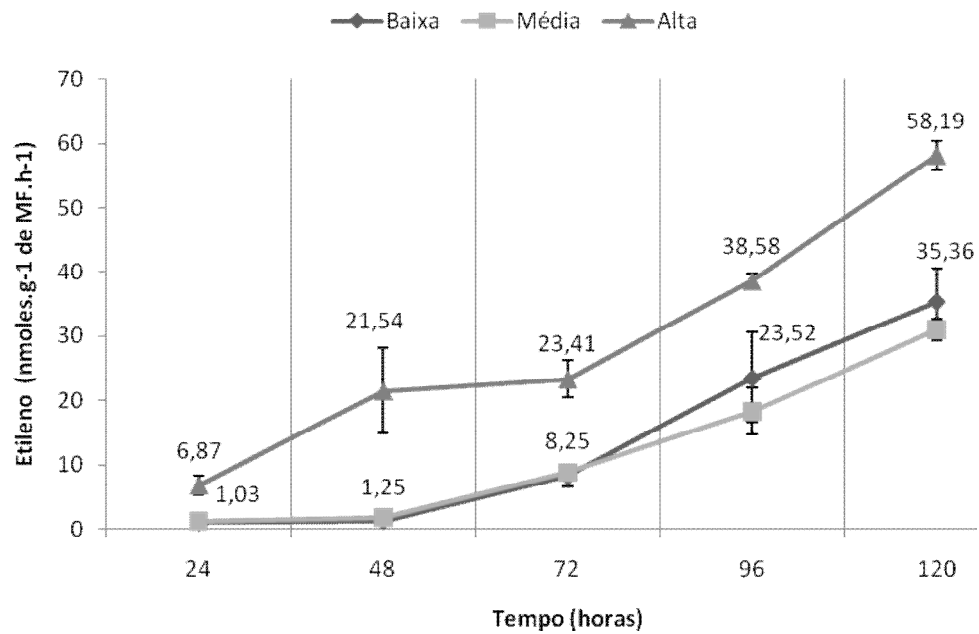


Figura 8. Produção de etileno em nmoles.g⁻¹ de MF.h⁻¹ das sementes de angico (*P. dubium*) durante 120 horas. Sendo realizadas as medidas pelo método de acúmulo a cada 24h, nos tratamentos de baixa (50 $\mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$), média (250 $\mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) e alta (1200 $\mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) intensidades luminosas. Barras de erro padrão da média.

6. CONCLUSÃO

- Condições mais adequadas de germinação:
 - Dormência: O Angico, *P. dubium* necessita de quebra de dormência tegumentar com escarificação mecânica.
 - Luminosidade: A Braúna, *M. brauna*, demonstrou uma condição de germinabilidade maior no escuro, sendo então caracterizada como fotoblástica negativa ou tolerante a sombra. Já o Angico, *P. dubium*, obteve condição oposta, tendo maior germinabilidade na luz, sendo considerada fotoblástica positiva ou pioneira.
 - Temperatura: As duas espécies germinaram melhor nas temperaturas de 25 e 30°C, o que está dentro da normalidade para as espécies tropicais nativas.
- Produção de óxido nítrico e etileno nas primeiras fases da germinação:
 - Angico: em baixa intensidade luminosa ($50 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) obteve maior porcentagem de germinação e a produção mais adequada de NO (10 nmoles.g^{-1} de MF.h⁻¹). No escuro a porcentagem de germinação foi mais baixa, porém obteve a maior produção de NO (20 nmoles.g^{-1} de MF.h⁻¹), indicando que não houve catabolismo do NO. Em alta intensidade luminosa a porcentagem de germinação foi baixa devido a baixa produção de NO, porém, o estresse luminoso levou a uma produção de etileno maior que nas condições ideais.
 - Braúna: no escuro houve maior porcentagem de germinação com a produção ideal de NO (5 nmoles.g^{-1} de MF.h⁻¹).

- Sinalização do NO na germinação: nas sementes de angico, o NO foi o sinalizador da germinação, pois o SNP mostrou-se ser promotor da germinação, e o c-PTIO bloqueou o processo germinativo.

7. REFERÊNCIAS

AGUIAR, F.F.A.. A Fenologia do pau-brasil (*Caesalpinia echinata* Lam.) em Moji-guaçu, SP. **Ecossistema**, 26, 107-112, 2001.

AN, L. Z.; LIU, Y. H.; ZHANG, M. X.; CHEN, T.; WANG, X. L. Effects of nitric oxide on growth of maize seedling leaves in the presence or absence of ultraviolet-B radiation. **Journal of Plant Physiology**, v. 162, p. 317-326, 2005.

ANDRADE, A.C.S. de; SOUZA, A.F. de; RAMOS, F.N.; PEREIRA, T.S.; CRUZ, A.P.M. Germinação de Sementes de Jenipapo: temperatura, substrato e morfologia do desenvolvimento pós-seminal. *Pesq. agropec. bras.*, Brasília, v.35, n.3, p.609-615, mar. 2000.

BARBEDO, J. C.; BLIA, D. A. C.; FIGUEIREDO-RIBEIRO, R. L. Desiccation tolerance and storage of seeds of *Caesalpinia echinata* Lam. (Brazil Wood), a species from the Atlantic Forest. **Rev. Bras. Bot.**, Vol. 25. no.4, p. 431-439. ISSN 0100-8404. 2002.

BELIGNI, M.V.; LAMATTINA, L. Nitric oxide stimulates seed germination deetiolation, and inhibits hypocotyls elongation, three light- inducible responses in plants. **Planta**, v.210, p.215-221, 2000.

BETHKE, P.C. et al. Dormancy of *Arabidopsis* seeds and barley grains can be broken by nitric oxide. **Planta**, v.219, p.847-855, 2004.

BEWLEY, J.D.; BLACK, M. Seeds: physiology of development and germination. **Plenum Press**, New York. 1995

BORGES, E.E.L.; BORGES, R.C.G.; TELES, F.F.F. Avaliação da Maturação e Dormência de Sementes de Orelha de Negro. **Revista Brasileira de Sementes**, vol. 02, nº 2, p.29-32, 2000

BRASIL. Ministério da Agricultura e Reforma Agrária. Regras para Análise de Sementes. Brasília: SNDA/DNDU/CLA, 365p. 1992.

CARVALHO, N. M.; NAKAGAWA, J. Sementes: ciência, tecnologia e produção. 3a ed. Fundação Cargill, Campinas. 1998

CAVALCANTE, A.M.B., PEREZ, S.C.J.G.A. Efeitos da temperatura sobre a germinação de sementes de *Leucaena leucocephala* (Lam) de Wit . **Revista Brasileira de Sementes**, v.17, n.1, p. 1-8, 1995.

FERREIRA, A.G.; CASSOL, B.; ROSA, S.G.T.; SILVEIRA, T.S.; STIVAL, A.L.; SILVA, A.A. Germinação de sementes de Asteraceae nativas. **Acta Botanica Brasilica**, v.15, n.2, p. 231-242, 2001.

FERREIRA, A.G.; BORGUETTI, F. et. al. **Germinação**: do básico ao aplicado. Porto Alegre: Artmed, 2004.

FLECK, N. G. et al. Efeitos de fontes nitrogenadas e de luz na germinação de sementes de *Bidens pilosa* e *Sida rhombifolia*. **Planta Daninha**, v. 25, n.3, p. 595-600, 2001.

GALLAGHER, R. S.; CARDINA, J. Phytochrome-mediated *Amaranthus* germination. I: Effect of seed burial and germination temperature. **Weed Sci.**, v. 46, p. 48-52, 1998.

GOULD, K. S.; LAMOTTE, O.; KLINGUER, A.; PUGIM, A.; WENDEHHENE, D. Nitric oxide production in tobacco leaf cells: a generalized stress response? **Plant Cell and Environment**, v. 26, p. 1851-1862, 2003.

GRADWOHL, J.; GREENBERG, R. "Small forest reserves: making the best of a bad situation". **Climatic change**, v. 19, p. 235-256, 1991.

KERBAUY, G. B. Fisiologia Vegetal. Ed. Guanabara Koogan S.A. 2ª Ed. Rio de Janeiro, 2008.

KETRING, D.L. Ethylene and seed germination. In: Khan, A.A. (Ed.) **The physiology and biochemistry of seed dormancy and germination**. Amsterdam, North Holland, 1997. p.157-178.

KETRING, D.L.; MORGAN, P.W. Ethylene as a component of the emanations from germinating peanut seeds and its effect on dormant Virginia-type peanut seeds. **Plant Physiology**, 44:326-330, 1999.

LABORIAU, L. G.; AGUDO, M. On the physiology of seed germination in *Salvia hispanica* L. I Temperature Effects. *Anais da Academia Brasileira de Ciencias*, v. 59, n.1, p.37-56, 1987.

LARCHER, W. **Ecofisiologia Vegetal**. Rima Artes e Textos, São Carlos. 2000.

LEAL FILHO, N.; BORGES, E.E.L. Influência da temperatura e da luz na germinação de sementes de canudo de pito (*Mabea fistulifera* Mart.). **Revista Brasileira de Sementes** 14:57-60. 1992.

MAGALHÃES, J.R.; SILVA, F.; SALGADO, I.; FERRARESE FILHO, O.; ROCKEL, P.; KAISER, W.M. Nitric oxide and nitrate reductase in higher plants. *Physiology and Molecular Biology of Plants*, v. 8, p.85-89, 2006.

PEREZ, S.C.J.G.A. Ecofisiologia de sementes florestais. Informativo ABRATES, 5(3):13-20. 1995.

PEREZ, S.C.J.G.A.; MORAES, J.A.P.V. Influências da temperatura, da interação temperatura-giberelina e do estresse térmico na germinação de *Prosopis juliflora* (Sw.) DC. Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal 2:41-53. 1990.

PURGATTO, E.; DO NASCIMENTO, J. R. O.; LAJOLO, F. M.; CORDENUNSI, B. R. The onset of starch degradation during banana ripening is concomitant to changes in the content of free and conjugated forms of indole-3-acetic acid. **Journal Plant Physiology**, v. 159, p. 1105-1111, 2002.

RANDI, A.M.; FELIPPE, G.M. Efeito da temperatura, luz e reguladores de crescimento na germinação de *Stevia rebaudiana* Bert. Ciência e Cultura 33:404-411. 1991.

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

RUAN, H. H.; SHEN, W. B.; XU, L. L. Nitric oxide involved in the abscisic acid induced proline accumulation in wheat seedling leaves under salt stress. *Acta Botanica Sinica*, v. 46, p. 1307-1315, 2004 a.

RUAN, H. H.; SHEN, W. B.; XU, L. L. Nitric oxide modulates the activities of plasma membrane H⁺-ATPase and PPase in wheat seedlings roots and promotes the salt tolerance against salt stress. *Acta Botanica Sinica*, v. 46, p. 415-422, 2004 b.

SANTOS, D. L. dos. Aspectos fisiológicos de cedro rosa (*Cedrela fissilis* VELLOZO) – Meliaceae. Tese apresentada ao Instituto de Biociências da

Universidade Estadual Paulista "Julio Mesquita Filho" Campus de Rio Claro, SP. 2003.

SANTOS, C.M.R; FERREIRA, A.G.; AQUILA, M.E.A. Características de Frutos e Germinação de Sementes de Seis Espécies de Myrtaceae Nativas do Rio Grande do Sul. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 14, n. 2, p. 13-20, 2004.

SHI, Q. H.; DING, F.; WANG, X. F.; WEI, M. Exogenous nitric oxide protect cucumber roots against oxidative stress induced by salt stress. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 45, p. 542-550, 2007.

SOUZA, E.B.; PACHECO, M.V.; MATOS, V.P.; FERREIRA, R.L.C. Germinação de Sementes de *Adenantha pavonina* L. em Função de Diferentes Temperaturas e Substratos. R. Árvore, Viçosa-MG, v.31, n.3, p.437-443, 2007

TAKAKI, M. New proposal of classification of seeds based on forms of phytochrome instead of photoblastim. Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal. 13(1): 103-107. 2000.

TIAN, X. R.; LEI, Y. B. Physiological responses of wheat seedlings to drought and UV-B radiation. Effect of exogenous sodium nitroprusside application. **Russian Journal Plant Physiology**, v. 54, p. 676-682, 2007.

ZHAO, L. Q.; ZHANG, F.; GUO, J. K.; YANG, Y. L.; LI, B.B.; ZHANG, L.X. Nitric oxide functions as a signal in salt resistance in the calluses from two ecotypes of reed. **Plant Physiology**, v. 134, p. 849-857, 2004.

CAPÍTULO 2

EFEITOS DA RADIAÇÃO SOLAR EM PLANTAS JOVENS DE
PEROBA, *Paratecoma peroba*, E JEQUITIBÁ, *Cariniana legallis*.

1. INTRODUÇÃO

A luz é o fator limitante mais importante no crescimento de árvores da floresta tropical na fase juvenil (arvoretas), o que torna as aberturas do dossel e as clareiras essenciais para o crescimento e a sobrevivência de arvoretas e, conseqüentemente, para a dinâmica da floresta. No entanto, o aumento súbito da irradiância durante a formação de aberturas e clareiras pode induzir a fotoinibição da fotossíntese em plantas aclimatadas ao sub-bosque (HOUTER; PONS, 2005) e, em casos extremos, resultar na foto-oxidação do tecido foliar.

O aparato fotossintético da planta é capaz de chegar a uma ótima eficiência em relação à absorção e a utilização da luz visível. Entretanto, a forte radiação introduz uma quantidade de energia fotoquímica na folha maior que a capacidade de utilização dessa energia na fotossíntese, sobrecarregando os processos fotossintéticos e resultando em uma baixa utilização quântica e em um baixo rendimento assimilatório (fotoinibição). Uma alta irradiância é capaz de degradar os pigmentos fotossintéticos e as estruturas dos tilacóides (LARCHER, 2000). Além disso, a exposição de plantas jovens a luz solar direta pode intensificar os efeitos de fotoinibição, ocasionada principalmente pelo aumento da temperatura foliar e quedas drásticas no potencial hídrico da folha, que por sua vez, afeta diretamente a condutância e a transpiração (VALLADARES; NIINEMETS, 2008). A fotoinibição pode ser evidenciada a partir de medidas de fluorescência da clorofila *a*, expressa na forma de eficiência quântica máxima do FSII ou F_V/F_M (BJÖRKMAN, 1997).

Reduções na razão F_V/F_M têm sido relacionadas à indução fotoinibição, como relatado em árvores tropicais submetidas a aumento da irradiância (DIAS; MARENCO, 2007) e em plantas expostas a tensões ambientais que afetam a funcionalidade FSII (LONG; HUMPHRIES; FALKOWSKI, 1994). Na verdade, a exposição das folhas a intensa luminosidade pode danificar a proteína D1 do FSII interferindo no transporte de elétrons ao longo da cadeia transportadora, e pode reduzir a efetividade da fase fotoquímica da fotossíntese (GONÇALVES; SANTOS Jr., 2005). A luminosidade pode influenciar na fotossíntese e

eficiência fotoquímica potencial das plantas quando expostas à luz direta ou em sombra. De fato, algumas arbóreas tropicais mostram redução na F_v/F_M em áreas de sol e no decorrer do dia (MENGARDA, 2010). No entanto, algumas espécies tolerantes ao sol possuem melhor utilização da energia luminosa e capacidade de dissipar o excesso de energia em relação às secundárias tardias. A Figura 9 relata o processo de assimilação da luz e sua transformação em NADPH através da análise da fluorescência da clorofila *a*.

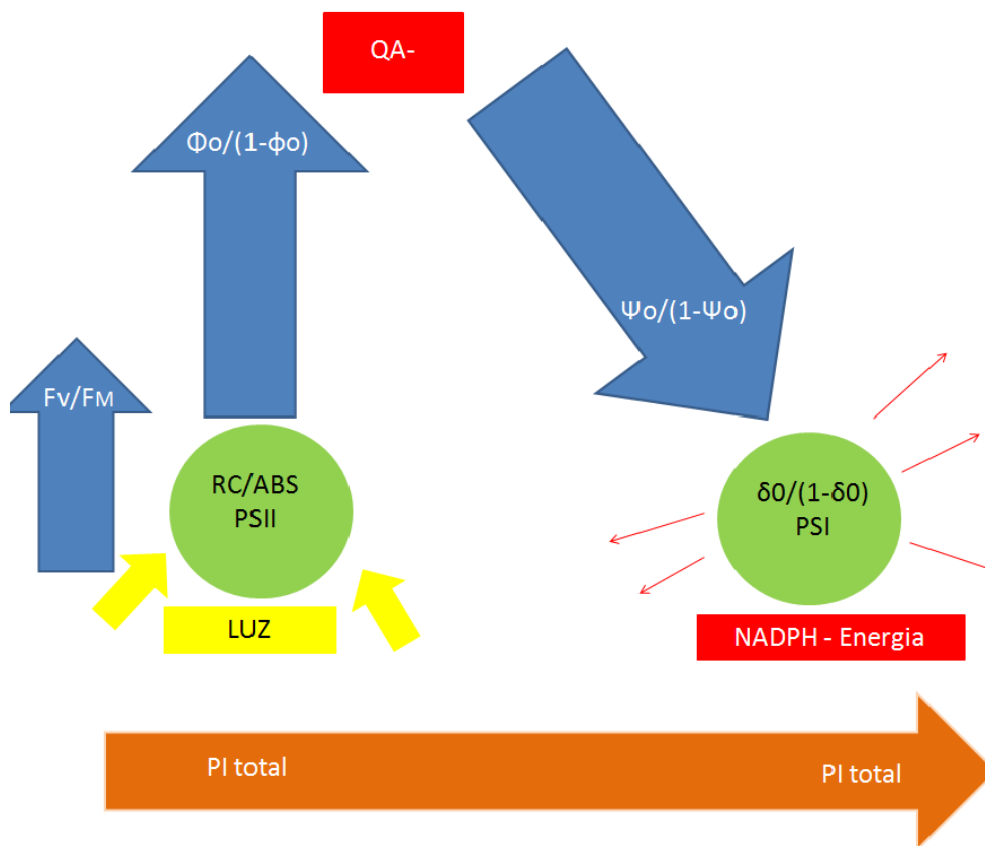


Figura 9. Esquema de demonstração da fluorescência transiente da clorofila *a*. A luz chega aos centros de reação (RC/ABS) do fotossistema II (PSII) e é adsorvida. A força das reações fotoquímicas que ocorre no PSII ($\Phi_o/(1-\phi_o)$) leva ao transporte de elétrons e a redução da feofitina. A força relacionada após a redução da Quinona a^- ($\Psi_o/(1-\Psi_o)$), leva a fosforilação do ATP e a transferência de elétrons para o Fotossistema I (PSI). No PSI a performance de

redução ($\delta 0/(1-\delta 0)$) é que vai reduzir a ferredoxina para a produção de NADPH ou energia. Índice de desempenho total da fluorescência (PI total) demonstra como a planta se comporta utilizando todos os parâmetros anteriores somados, e o do uso da energia luminosa pelo PSII (F_V/F_M).

De acordo com a forma com que respondem a alterações na irradiância, as plantas podem ser classificadas em plantas de sol e plantas de sombra (BJÖRKMAN, 1991). Espécies tolerantes ao sol (pioneiras) e tolerantes à sombra (clímax) normalmente reagem de forma diferente às alterações no ambiente luminoso (OGUCHI; HIKOSAKA; HIROSE, 2005).

Plantas desenvolvidas exclusivamente à sombra têm capacidade limitada para aumentar as taxas de fotossíntese em ambientes de alta irradiância devido à incapacidade de aumentar a atividade da rubisco, enquanto em plantas desenvolvidas ao sol ocorre o contrário. Os fatores que limitam a fotossíntese variam de acordo com o regime de luz no ambiente de crescimento (LAISK et al., 2005).

Nos ambientes sombreados as plantas de sol apresentam alongamento de internó, redução da área foliar e das ramificações e emissão de folhas de cor verde-clara, caracterizando o estiolamento. Para compensar reduções na quantidade e mudanças na qualidade de luz, plântulas mantidas em sombreamento ampliam a eficiência da captura de luz com aumento da razão raiz/parte aérea. Essas mudanças morfofuncionais caracterizam um maior investimento por parte das plântulas em aproveitar o pouco de luz disponível. Em geral, espécies de crescimento rápido respondem positivamente a luz, aumentando as taxas de germinação e a velocidade de desenvolvimento das plântulas. Em ambientes iluminados, as taxas de respiração e fotossíntese aumentam tanto nessas espécies quanto nas de crescimento lento. Entretanto, a magnitude do aumento é determinada pelo que denomina plasticidade fotossintética, que pode ser definida como amplitude das taxas máximas de fotossíntese. Espécies de crescimento rápido, quando submetidas à alta intensidade luminosa, aumentam em várias vezes a taxa de assimilação de

carbono; da mesma forma, essas taxas podem diminuir bruscamente quando submetidas à baixa luminosidade, caracterizando uma grande plasticidade fotossintética. Por outro lado, espécies de crescimento lento possuem uma amplitude muito menor de variação na taxa fotossintética quando comparadas as de crescimento rápido, indicando adaptações a ambientes sombreados (FERREIRA; BORGUETTI, 2004).

Alguns estudos têm evidenciado a plasticidade fisiológica de espécies em relação à radiação fotossinteticamente ativa disponível, por meio de avaliações de crescimento inicial em relação a diferentes níveis de sombreamento. Tais estudos permitem apresentar propostas para a recolonização de áreas degradadas em diferentes graus de recuperação. Apesar desses esforços, o número de informações ainda é insuficiente, em decorrência do grande número de espécies e variáveis ambientais envolvidas, necessitando o desenvolvimento de estudos sobre a ecofisiologia de espécies potenciais, nativas ou exóticas, para os processos de regeneração, formação de matas ciliares e recuperação de ambientes perturbados devido à ação antrópica ou a causas naturais (ALMEIDA et.al., 2005).

O crescimento das plantas pode refletir a habilidade de adaptação das espécies às condições de radiação do ambiente em que estão se desenvolvendo. Geralmente as características de crescimento são utilizadas para inferir o grau de tolerância ou de intolerância das espécies à baixa disponibilidade de luz (SCALON et. al., 2002). O sucesso na adaptação de uma espécie a ambientes com baixa ou alta radiação está associado à eficiência na partição dos fotoassimilados para diferentes partes da planta e na rapidez em ajustar variáveis morfofisiológicas no sentido de maximizar a aquisição dos recursos primários (DIAS-FILHO, 1997). Assim, postula-se que as espécies características de estádios finais de sucessão apresentam um crescimento mais lento em relação às dos estádios iniciais e intermediários (BAZZAZ, 1999).

Ajustes morfológicos, estruturais e do padrão de alocação de biomassa relacionados às folhas, podem alterar a quantidade de luz que alcança o cloroplasto, auxiliando na aclimação do vegetal em relação à quantidade de luz (OSUNKOYA et al. 1994). Assim, alterações na relação entre massa e área foliar (SOUZA; VÁLIO, 2003; REGO; POSSAMAI, 2006; SHIPLEY, 2006; MAGALHÃES; MARENCO; MENDES, 2009), e modificações na estrutura anatômica foliar (DICKISON, 2000; CAO, 2000; FERMINO-Jr, 2004; BOEGER et al. 2006; LIMA Jr et al. 2006) estão diretamente relacionadas com processos fotossintéticos e outras características inerentes ao crescimento da planta (LIMA Jr et al. 2006), e podem indicar plasticidade adaptativa de uma espécie à luminosidade (MENGARDA, 2010).

Alterações na estrutura interna foliar constituem aspectos decisivos na capacidade de aclimação das espécies expostas a diferentes condições de ambiente (HANBA; KOGAMI; TERASHIMA, 2002; SCHLUTER et al., 2003). Em adição, as características fotossintéticas geralmente variam em resposta a diferentes regimes de irradiância (SCHLUTER et al., 2003). Folhas de árvores crescendo num ambiente de sombra apresentam modificações nas características fotossintéticas, bioquímicas, organização de células do mesófilo e frequência estomática quando comparadas com folhas crescendo num ambiente de maior irradiância (SIMS; SEEMANN; LUO, 1998; SCHLUTER et al., 2003). A difusão da radiação no mesófilo depende da estrutura interna do limbo foliar e da organização de suas células. Todavia, a variação na condutância em resposta a esses diferentes níveis de luminosidade tem sido pouco estudada (EVANS; LORETO, 2000).

Os carboidratos atuam no ajuste osmótico e, portanto, na manutenção da turgescência celular, permitindo a abertura estomática e a fotossíntese sob condições de redução do potencial hídrico, que pode ocorrer em decorrência do aumento da temperatura foliar em condições de alta irradiância (TURNER, 1997). A sacarose, além de fornecer substrato para a síntese de material celular e de outros carboidratos de reserva, ainda atua como molécula sinalizadora do metabolismo do desenvolvimento vegetal, através da

modulação da expressão gênica e do *turnover* de proteínas (FARRAR; POLLOCK; GALLAGHER, 2000). Os carboidratos solúveis, como frutose, glicose e rafinose, desempenham inúmeras funções metabólicas, de sinalização e proteção (FARRAR; POLLOCK; GALLAGHER, 2000; HELDT, 2005; SOUZA; MORAIS; FIGUEIREDO-RIBEIRO, 2005). Os teores e a dinâmica de carboidratos podem ser sinalizadores de uma condição de estresse, ou ainda serem alterados a partir da necessidade da planta se adaptar a uma nova condição ambiental (SMEEKENS, 2000).

Os teores e a dinâmica dos carboidratos podem ser sinalizadores de uma condição de estresse, ou ainda serem alterados a partir da necessidade da planta se adaptar a uma nova condição ambiental (SMEEKENS 2000). A variação do conteúdo caulinar dos carboidratos solúveis pode indicar que, além do papel de reserva, estes compostos estejam relacionados a mecanismos adaptativos em resposta a estresse (DIAS-TAGLIACOZZO et al. 2004; WÜRTH et al. 2005; CHAVES FILHO; STACCIARINI-SERAPHIN, 2001; MENDES et al. 2007; CUZZUOL; CLIPPEL, 2009).

2. HIPÓTESES

- A radiação luminosa dependendo da intensidade pode funcionar como um fator causador de estresse em algumas espécies de plantas, como o jequitibá e a peroba.
- A quantidade de carboidratos solúveis e insolúveis de parede de xilema, o crescimento da planta, a florescência da clorofila a e a morfoanatomia foliar são aspectos que podem determinar os efeitos da radiação luminosa intensa causadora de estresse nas plantas de peroba.

3. OBJETIVOS

Determinar as melhores condições de cultivo, a sol ou sombra, das mudas jovens de jequitibá e peroba analisando as quantidades de carboidratos de parede do xilema, a fluorescência da clorofila a e o crescimento da muda e sua anatomia foliar.

3.1. Objetivos Específicos:

- Analisar a fluorescência da clorofila a nos tratamentos a pleno sol ($1900 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) e sombra ($59 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) para determinar o índice de desempenho fotossintético das plantas de peroba e jequitibá
- Quantificar a produção de carboidratos de parede de xilema para visualizar a capacidade das plantas de jequitibá e peroba regularem seu metabolismo de acordo com as condições dos tratamentos a pleno sol ($1900 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) e na sombra ($59 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$).
- Realizar a análise de crescimento nas espécies no tempo inicial e 60 dias após a exposição das plantas a pleno sol ($1900 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) e sombra ($59 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$).
- Caracterizar as diferenças morfo-anatômicas nas folhas de peroba e jequitibá expostas a pleno sol ($1900 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) e sombra ($59 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$).

4. MATERIAIS E MÉTODOS

Os experimentos foram conduzidos no Laboratório de Ecofisiologia Vegetal – Setor Botânica e em casa de vegetação localizados no Campus Universitário de Goiabeiras da Universidade Federal do Espírito Santo (UFES), Vitória, ES (20°18'52"S e 40°19'06"W), durante o período de março/2010 a maio/2010. E no Laboratório Max Feffer – Departamento de Genética da Escola Superior em Agronomia Luiz de Queiroz (ESALQ - USP), Piracicaba, SP, durante o mês de setembro/2010.

4.1. Tratamentos

Plantas de peroba (*P. peroba*) e jequitibá (*C. legallii*) com aproximadamente um ano de idade foram disponibilizadas pela empresa Arcos Marco Raposo Ind. Com. Importexport Ltda, localizada no município de Domingos Martins, ES. O estudo foi conduzido entre os meses de março/2010 e maio/2010, período marcado pela estação de outono, quando a precipitação foi de aproximadamente 400 mm no mês de março, temperatura mínima por volta de 24°C e a máxima em torno de 32°C (INCAPER, 2010).

As plantas envasadas em recipientes plásticos (12 litros) contendo terra misturada (1:1:1) sem adubação, foram divididas em dois tratamentos: grupo sombreado, casa de vegetação (59 $\mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ de radiação incidente), constituindo o grupo controle; e grupo pleno sol (1900 $\mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ de radiação incidente), transferido para ambiente externo a casa de vegetação. Para evitar a perda de umidade do solo, os vasos das plantas do grupo pleno sol, foram envoltos com papel alumínio e sua superfície coberta com vermiculita, além disso, foram feitas regas diárias, para que não houvesse restrição hídrica.

A coleta de amostras e medidas fisiológicas foi realizada nos tempos: 0 e 60 dias após o estabelecimento do experimento, totalizando duas análises, uma inicial e outra final.

O experimento foi estabelecido em delineamento inteiramente casualizado (DIC) com oito repetições. Os resultados da análise de fluorescência são apresentados em valores de percentual em relação ao controle. Para os demais dados foi realizada análise de variância (ANOVA) e as médias comparadas pelo teste Tukey, 5% ou feito barras de erros padrão da média.

4.2. Fluorescência da Clorofila *a*

A cinética da emissão da fluorescência da clorofila *a* foi mensurada em um fluorômetro portátil Handy PEA (Plant Efficiency Analyzer, Hanstech, King's Lynn, Norkfolk, UK). As medidas foram realizadas entre as 8:00 e 9:00 horas, com a adequação da área foliar ao escuro por 30 minutos. Imediatamente após a adequação ao escuro as folhas foram expostas a um pulso saturante de luz vermelha de cerca de $3000 \text{ mmol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ fornecido por um conjunto de três LED's (pico de 650 nm), aplicado sobre a superfície da folha para proporcionar uma iluminação homogênea sobre a área exposta (4 mm de diâmetro). Os resultados da cinética da fluorescência transiente foram tabulados com o programa do Handy PEA (PEA Plus) para uma planilha eletrônica. Este software extrai os valores básicos da fluorescência: fluorescência inicial (F_0), fluorescência máxima (F_M), fluorescência variável (F_V). A fluorescência transiente da clorofila *a* foi analisada de acordo com o teste J-I-P. A partir da curva transiente, a análise dos parâmetros básicos conduziu ao cálculo e derivação de uma variedade de parâmetros específicos da fluorescência, que fornecem informações estruturais e funcionais do FSII. Foram expressos os valores de fluxo específico por centro de reação (RC). ABS refere-se à absorção de fótons por molécula de clorofila do complexo antena. Parte da energia absorvida (ABS/RC) pode ser capturada pelo centro de reação do FSII (P680) (TR_0/RC), ou dissipada na forma de calor ou de fluorescência (DI_0/RC). Da energia capturada, parte pode ser convertida em energia redox para o transporte de elétrons (ET_0/RC) entre Quinona A e B. Foi mensurada razão entre o número de centros de reação ativos do FSII pela quantidade de luz absorvida pelo sistema antena (RC/ABS) e determinados o rendimento quântico máximo potencial do FSII ($F_V/F_M = \phi P_0$), o rendimento quântico efetivo

do FSII ($\phi P_0 / (1 - \phi P_0) = F_V / F_0$), e o índice de desempenho (P.I.), permitindo, assim, quantificar o comportamento do FSII nos diferentes períodos e condições avaliados. Todos os dados foram normalizados e não se aplicou testes estatísticos.

4.3. Análise de Carboidratos de Parede

Foram retirados segmentos de caule de três indivíduos de cada tratamento de aproximadamente 5 cm de distância da base do caule com massa fresca entre 3,0 a 5,0g (\pm 5 cm de comprimento). Os três indivíduos de cada tratamento foram congelados em ultrafreezer -70°C . Posteriormente, as amostras foram liofilizadas em liofilizador (Terrone modelo LS 3000), no laboratório de Química de Proteínas do Centro de Ciências da Saúde – UFES.

A extração e quantificação dos carboidratos foram realizadas no laboratório Max Feffer de Genética de plantas do Departamento de Genética da Escola Superior de Agricultura “Luis de Queiroz” (ESALQ – USP – Piracicaba/SP).

Uma vez liofilizadas as amostras, separou-se manualmente a casca (floema + periderme) do xilema. Utilizou-se o xilema, onde foi moído em moinho (tipo micro-wiley) (AMERICAN SOCIETY FOR TESTING AND MATERIALS, 2001b). Após a moagem do material foram realizadas as extrações de açúcares solúveis.

Carboidratos Solúveis

Os açúcares solúveis fucose, raminose, arabinose, galactose, glicose, xilose e total, foram extraídos em etanol 80% a 60°C durante 60min. O material foi filtrado com auxílio de uma bomba de vácuo e a fase líquida resultante do processo foi diluída até 100mL para posterior análise. Os açúcares foram determinados pela cromatografia de troca aniônica de alta eficiência com detector de pulso amperométrico (HPEA-PAD) através do HPLC Dionex ICS 2500 com uma coluna CaboPac PA1 (4x250mm) e uma coluna guarda

CaboPac PA1 (4x50mm). A concentração de cada monossacarídeo foi construída de acordo com a cromatografia das amostras com os padrões: para casca – glicose, frutose, sacarose e total; para xilema – fucose, raminose, arabinose, galactose, glicose, xilose e total. A fase sólida livre de extrativos foi seca e reservada para a composição química da parede celular via hidrólise ácida (H_2SO_4 72%).

Os carboidratos foram determinados via HPEA-PAD (High Performance Ânion Exchange – Pulsed Amperometric Detection) (AMERICAN SOCIETY FOR TESTING AND MATERIALS, 2001a).

4.4. Análise de crescimento

Medidas iniciais e finais (60 dias de tratamento) foram realizadas nas plantas de peroba e jequitibá. Foram realizadas as seguintes medidas: altura total, área foliar total, número de folhas, massa fresca e seca de folhas, caule, raiz e total. Além disso foram calculadas as seguintes relações: razão raiz/parte aérea, massa foliar específica (MFE), área foliar específica (AFE), área foliar unitária (AFU), razão de área foliar (RAF), taxa de crescimento relativo (TCR), razão de massa foliar (RMF), taxa de crescimento relativo (TCR) e taxa assimilatória líquida (TAL), de acordo com Hunt (1982).

MFE (g/cm^2): massa seca de folhas/área foliar total;

AFE (cm^2/g): área foliar total/massa seca de folhas;

RAF (cm^2/g): área foliar total/ massa seca total;

AFU ($cm^2.g^{-1}$): área foliar total / número de folhas

TCR ($g.g.dia^{-1}$): $\ln M_2 - \ln M_1 / t_2 - t_1$;

TAL ($g.cm^2.dia^{-1}$): $(\ln A_2 - \ln A_1 / A_2 - A_1) \times (M_2 - M_1 / t_2 - t_1)$

Onde: M: massa seca total; Ln: logaritmo natural; t: tempo; A: área; t: tempo

RMF (%): massa foliar/massa seca total.

RMR (%): massa radicular/massa seca total

RMC (%): massa caulinar/massa seca total

4.5. Anatomia Foliar

As análises da anatomia foliar foram realizadas no Laboratório de Anatomia Vegetal, do Setor de Botânica da UFES. Folhas completamente expandidas abaixo de 30 cm do ápice caulinar de jequitibá (*C. legallis*) (FIGURA 10 - A) e folhas completamente expandidas do quinto nó, a partir do ápice caulinar de peroba (*P. peroba*) (FIGURA 10 – B e C) foram fixadas em FAA 50 (Formaldeído, Ácido acético e Etanol) (JOHANSEN, 1940), e estocadas em álcool 70%, sendo posteriormente desidratadas em série etanólica crescente e incluídas em historresina (Leica Historesin R), segundo Gerrits (1964). Foram realizadas secções transversais de 6 a 10 µm de espessura, com auxílio de micrótomo rotativo, as quais foram coradas com Azul de Toluidina 0,05%, pH 4,7 (O'BRIEN; FEDER; MCCULLY, 1964) e montadas entre lâmina e lamínula, em bálsamo do Canadá.

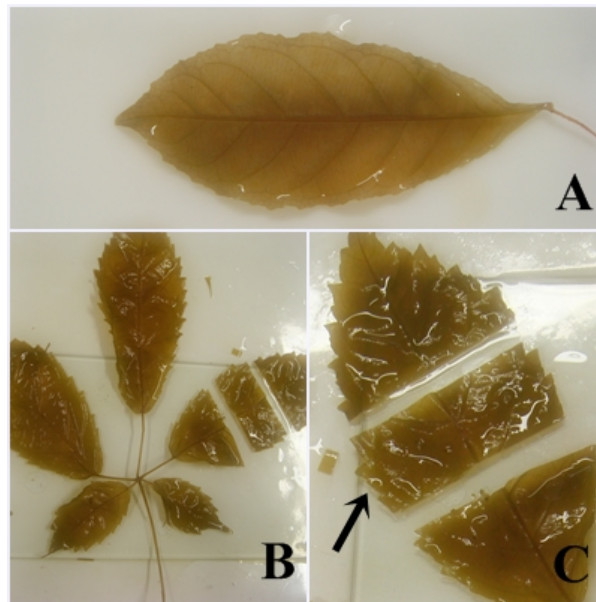


Figura 10. Folhas de peroba (*P. peroba*) e jequitibá (*C. legallis*) utilizadas na anatomia foliar. A – Folha de jequitibá 30 cm abaixo do ápice caulinar; B – Folha do 5 nó de peroba-amarela; C – Foliolo de peroba do terço mediano da folha. Seta indica o terço mediano do folíolo a fim de serem feitos os cortes anatômicos.

A análise anatômica quantitativa foi realizada por meio de medições da espessura total do limbo, da cutícula, da epiderme de ambas as faces da folha, e dos parênquimas paliçádico e lacunoso. Foi determinada a densidade estomática (mm^2) por meio de impressão da face abaxial das folhas. As medições foram realizadas com auxílio do software analisador de imagens TSview. Os valores médios foram obtidos a partir de 30 medições para cada característica. Os dados foram submetidos à análise de variância e teste Tukey, 5%.

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Morfologicamente o caule de peroba no sol adquiriu maior proteção a perda de água, pois aumentou muito a sua periderme (FIGURA 11 – A). As folhas de peroba no sol sofreram injúrias, suas nervuras apresentaram aspecto de necrose (FIGURA 11 – B). No jequitibá não houve injúrias nas folhas de sol, mas as folhas desse tratamento se mostraram mais claras quando comparadas as folhas do tratamento de sombra (FIGURA 11 – B).

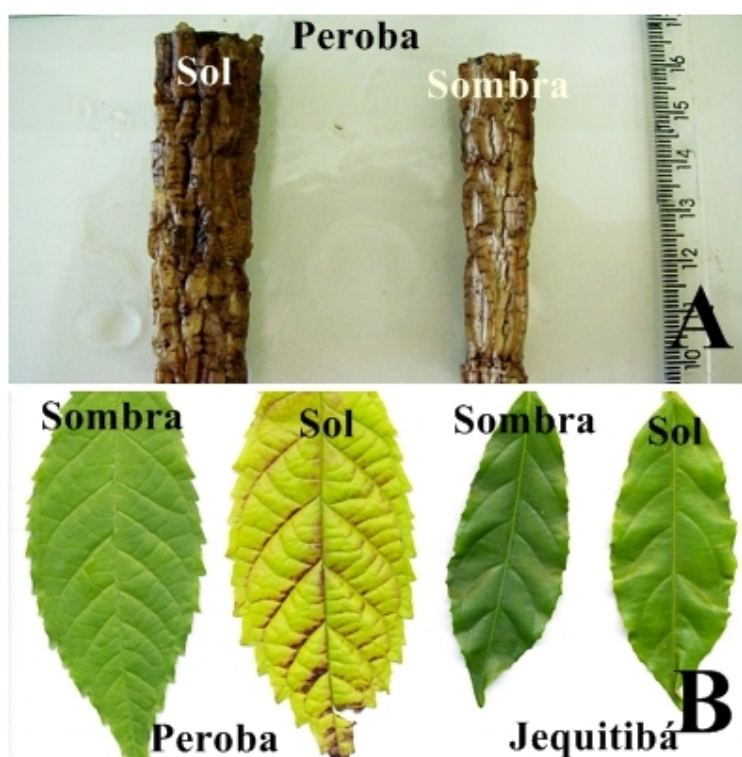


Figura 11. Diferenças morfológicas no caule de peroba, e nas folhas de peroba (*P. peroba*) e jequitibá (*C. legallii*). A – Caule de peroba no tratamento de sol e sombra; B – Folíolos de peroba e folhas de jequitibá de sombra e sol, da esquerda para direita, respectivamente.

No grupo de plantas tolerantes à sombra, as estratégias de aclimação à alta irradiância variam entre espécies. De acordo com Kursar; Coley (1999), após a transferência à alta irradiância, *Hybanthus prunifolius* sofre fotoinibição severa

e perda quase total das folhas desenvolvidas à sombra. Já em *Ouratea lucens*, a transferência à alta irradiância causa apenas fotoinibição moderada e retém a maioria das folhas produzidas em baixa irradiância. Em algumas espécies, a aclimação à alta irradiância pode ocorrer na própria folha (OGUCHI; HIKOSAKA; HIROSE, 2005). Porém, em outras espécies, a produção de novas folhas com morfologia e fisiologia adequadas ao novo ambiente é a principal estratégia do processo de aclimação (KURSAR; COLEY, 1999), o que parece ser o caso de acariquara (MAGALHÃES; MARENCO; MENDES, 2009). Mengarda (2010) cita que a fotoinibição da fotossíntese e a oxidação da clorofila em plantas de pau-brasil expostas à radiação solar podem ser evidenciadas pelas queimaduras e sintomas de clorose dos foliólulos já nas 72 horas de exposição à radiação solar direta. De acordo com Laisk et al. (2005), plantas desenvolvidas no sol investem menos em complexos coletores de luz, isso porque em alta irradiância, as folhas absorvem mais energia radiante que a capacidade de processamento do aparato fotossintético, e o excesso de energia pode levar a fotoinibição da fotossíntese.

5.1. Fluorescência da Clorofila *a*

De acordo com a curva O-J-I-P (FIGURA 12), observa-se que entre as duas espécies estudadas e seus tratamentos, todas possuem uma curva diferente da outra, demonstrando que a fotossíntese de plantas a pleno sol, possuem uma eficiência fotossintética menor do que nas plantas submetidas à sombra. Sendo que, o tF_M das plantas a pleno sol (ou ponto P) foi menor quando comparado com as plantas no sombreamento.

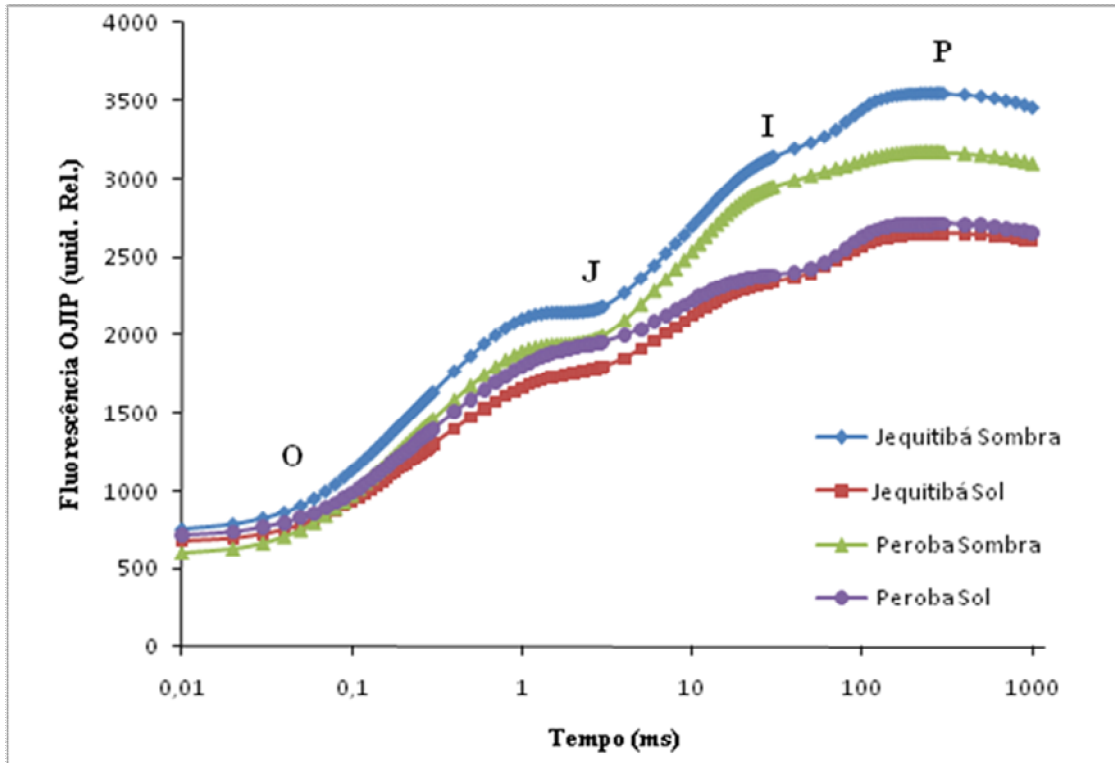


Figura 12. Curva de fluorescência transiente (curva OJIP) nas plantas de peroba (*P. peroba*) e jequitibá (*C. legallii*) no sol e na sombra. Em 0,05ms indica o ponto O, em 2ms (ponto J), em 30ms (ponto I) e no máximo (ponto P).

Em peroba na sombra, os centros de reação ativos para receber a luminosidade, o índice de desempenho é positivo quando comparado com as plantas de sol, isto é, o fotossistema II está mais preparado para recepção da luz nas plantas de sombra do que nas plantas de sol. Ao observar a força das reações fotoquímicas ($\Phi_0/(1-\Phi_0)$) e as forças relacionadas as reações após a redução de Q_a^- ($\Psi_0/(1-\Psi_0)$), percebe-se um índice de desempenho muito superior nas plantas de sombra quando comparadas com as plantas de sol. Porém, quando os elétrons chegam no fotossistema I ocorrendo as reações de oxi-redução nesse fotossistema ($\delta_0/(1-\delta_0)$) as plantas de sol possuem um índice de desempenho muito maior do que nas plantas de sombra. Assim, mesmo tendo poucos centros de reação ativos, mesmo tendo dificuldades durante o transporte de elétrons na cadeia da fotossíntese, a oxi-redução no fotossistema I é maior, o que garante a planta de sol, transformar o pouco de absorção de luz em NADPH (FIGURA 13). O índice de desempenho total

(PI_{total}) é maior nas plantas de sombra do que no tratamento de sol, seguido do uso do rendimento da energia luminosa no PSII (F_V/F_M).

No jequitibá do tratamento de sombra o centro de reação ativo para receber a luminosidade é negativo quando comparado com as plantas de sol. Observando a força das reações fotoquímicas ($\Phi_o/(1-\phi_o)$) e as forças relacionadas as reações após a redução de Qa^- ($\Psi_o/(1-\Psi_o)$), percebe-se um índice de desempenho superior nas plantas de sombra quando comparadas com as plantas de sol. Logo após, os elétrons chegam no fotossistema I ocorrendo as reações de oxi-redução nesse fotossistema ($\delta_o/(1-\delta_o)$), e as plantas de sol obtêm um índice de desempenho muito maior do que nas plantas de tratamento sombra. Assim, mesmo tendo poucos centros de reação ativos, dificuldades durante o transporte de elétrons na cadeia da fotossíntese, a oxi-redução no fotossistema I é maior, o que garante a planta de sol, transformar o pouco de absorção de luz em NADPH (FIGURA 13). O índice de desempenho total (PI_{total}) é maior nas plantas de sombra, seguido do uso do rendimento da energia luminosa no PSII (F_V/F_M). No aspecto da fluorescência da clorofila a, o jequitibá pode ser considerado uma planta de sombra, devido ao comportamento diante aos tratamentos.

Rossato et.al. (2010) ressalta que sob intensidades luminosas elevadas, uma baixa capacidade de transferência de energia do FS II limita o processo fotossintético. A menor proporção de centros de reação do FS II abertos é um indicativo da saturação do transporte de elétrons associada a uma baixa capacidade do complexo antena de dissipar níveis elevados de energia (HORTON; RUBAN; WALTERS, 1996). Portanto, a energia luminosa absorvida em excesso por estas folhas pode resultar numa maior susceptibilidade de foto-oxidação (MELIS, 1999). Uma importante implicação deste padrão de fluorescência das folhas de sombra e apontar para uma capacidade relativamente grande de aproveitamento de feixes de luz de grande intensidade que podem penetrar nas camadas mais baixas do dossel das matas.

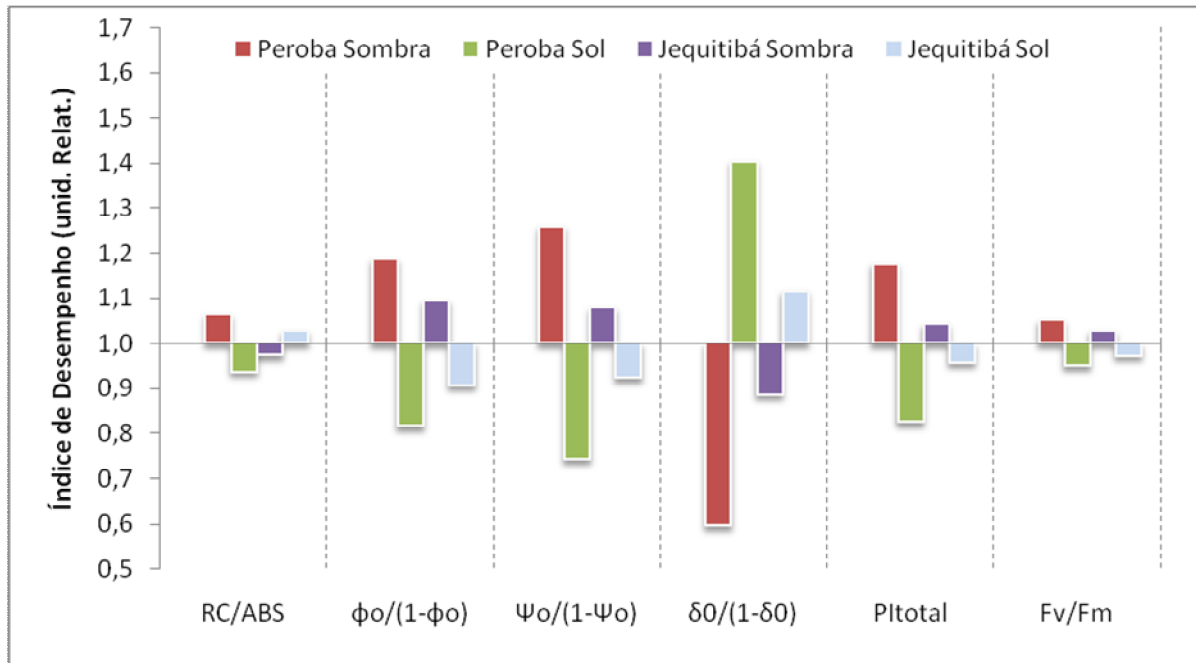


Figura 13. Parâmetros de análise da fluorescência transiente nas plantas de peroba (*P. peroba*) e jequitibá (*C. legallii*). RC/ABS, centros de reação ativos no fotossistema II; $\Phi_0/(1-\Phi_0)$, força das reações fotoquímicas; $\Psi_0/(1-\Psi_0)$, força relacionada as reações após redução de Q_A^- ; $\delta_0/(1-\delta_0)$, performance das reações de oxi-redução no fotossistema I; PI_{total} , índice de vitalidade total da amostra; e F_v/F_m , rendimento do uso da energia luminosa pelo fotossistema II.

5.2. Carboidratos solúveis de parede do xilema

Para as duas espécies, peroba e jequitibá, a glicose e os carboidratos totais obtiveram diferenças em relação aos tratamentos de sol e sombra. Sendo que no sol a concentração desses açúcares foi maior quando comparado ao tratamento de sombra (FIGURA 14 – A). Para os demais açúcares, somente a arabinose foi maior no sol em peroba, quando comparado ao tratamento sombra (FIGURA 14 – B). Já em jequitibá houve diferença na concentração da fucose, sendo maior no sol do que na sombra. As variações dos carboidratos podem indicar que, além do papel de reserva, estes compostos estejam relacionados a mecanismo adaptativos em resposta a estresse, como observado por Dias-Tagliacozzo et al. (2004) em condições de baixa

temperatura e dessecação, por Würth et al. (2005) durante estiagem, e por Chaves Filho; Stacciarini-Seraphin (2001), Mendes et al. (2007) e Cuzzuol; Clippel (2009) em plantas sob restrição hídrica. Além de compostos protetores contra diferentes estresses, quando uma planta entra em crescimento ativo, o metabolismo de carboidratos se torna mais intenso, elevando principalmente os teores de glicose (BORBA; SCARPARE FILHO; KLUGE, 2005). Assim sendo, o aumento do nível do conteúdo de carboidratos, glicose, totais nas plantas de sol pode ter ocorrido pelo aspecto protetor, nas plantas de peroba, mas também devido ao crescimento ativo das plantas de jequitibá.

De acordo com Larcher (2000), a planta sob estresse atravessa uma sucessão de fases: o início do distúrbio é caracterizado pela perda da estabilidade das estruturas e das funções metabólicas (fase de sinalização). Se a intensidade do agente estressor continuar, a planta entra na fase de rustificação, quando ocorre a síntese protéica e de outras substâncias de proteção. O sucesso da rustificação leva a fase de resistência ao estresse contínuo, ou seja, um ajustamento ou adaptação à nova condição de crescimento. Mendes et al. (2007) observaram que após o término do estresse, os teores de carboidratos apresentaram redução, voltando aos valores pré-estresse. No entanto, a redução dos teores de carboidratos pode estar relacionada também à menor atividade fotossintética, como observado em espécies tropicais por Lemos Filho (2000) e Franco; Matsubara; Orthen (2007).

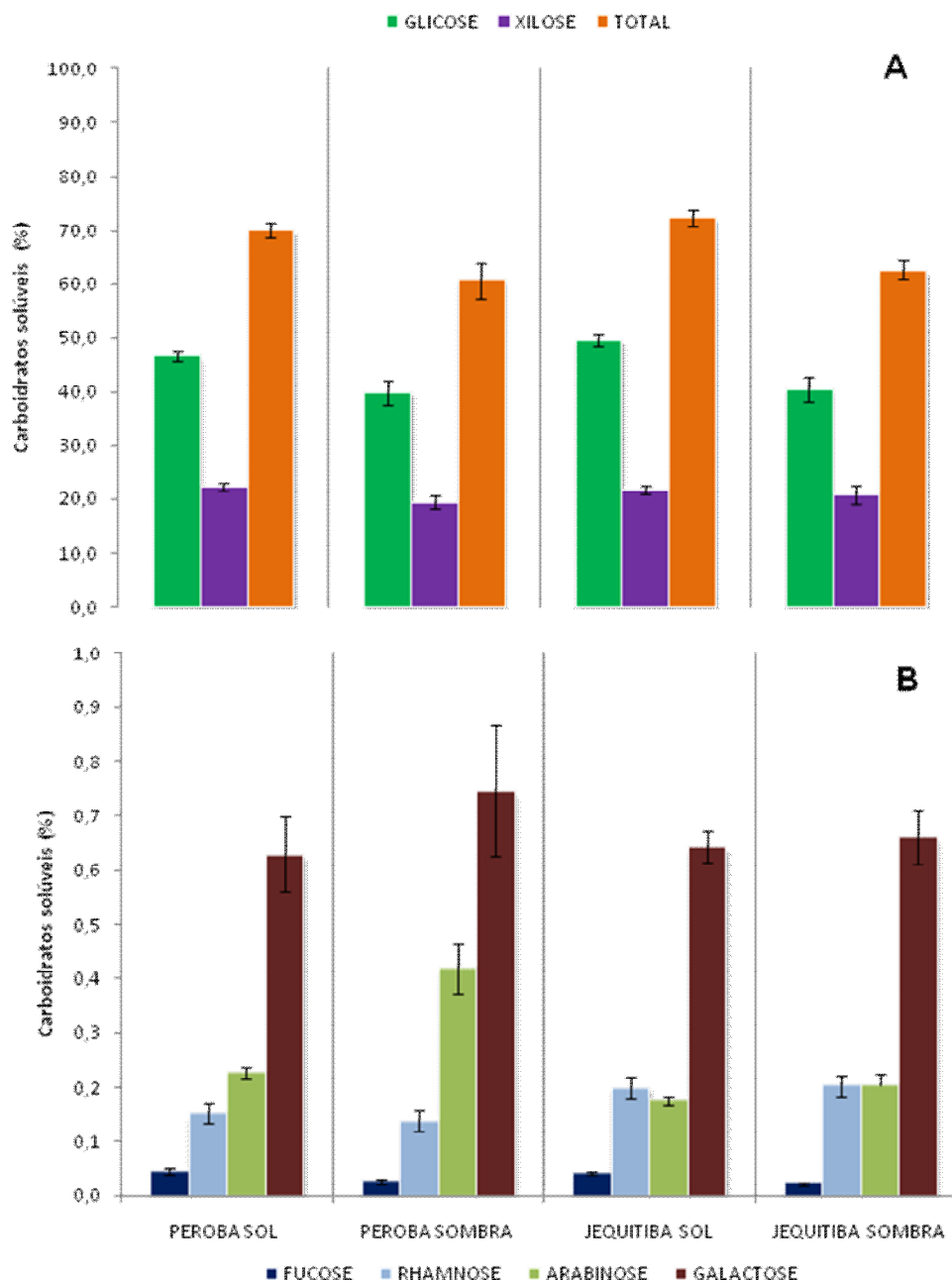


Figura 14. Porcentagem de carboidratos solúveis de parede do xilema de peroba (*P. peroba*) e jequitibá (*C. legallii*) no sol e na sombra. A – Glicose, Xilose e totais; e B – Fucose, raminose, arabinose e galactose. Barras de desvio padrão do erro. Letras maiúsculas diferem entre espécies, e letras minúsculas diferem entre tratamentos.

5.3. Análise de crescimento

Houve diferenças entre os tratamentos de peroba e de jequitibá no sol e na sombra. A área foliar total foi maior no tratamento de sombra para peroba, diferentemente do jequitibá que não houve diferenças entre os tratamentos (FIGURA 15 – A). Esse resultado pode indicar a abscisão nas folhas de peroba no tratamento de sol, e também uma melhor adaptação dessas folhas na sombra. Resultados semelhantes aos de peroba foram obtidos para outras espécies como *Garcinia mangostana* (WIEBEL et al., 1994) e *Cabralea canjerana* (CARVALHO, 1996). Estudos semelhantes indicam que a área foliar das espécies tolerantes ao sombreamento tende a aumentar com o sombreamento, pois expande a superfície fotossintética, assegurando aproveitamento mais eficiente das baixas intensidades luminosas (JONES; MCLEOD, 1990).

A alocação de carbono é indicada pela massa seca total, assim observa-se uma maior massa seca nas plantas do tratamento de sombra da peroba, e o contrário para as plantas de jequitibá, onde a maior alocação de carbono foi nas plantas de sol (FIGURA 15 – B). Porém, quando relacionada à razão entre a raiz/parte aérea, no tratamento de sol das plantas de peroba obtiveram um maior resultado, indicando um maior crescimento das raízes quando comparados com o desenvolvimento da parte aérea (caule + folhas), o mesmo acontece com o jequitibá (FIGURA 15 – C). A alta razão R/PA é resultado de maior investimento de biomassa para as raízes, possibilitando maior absorção de água para suprir a demanda transpiratória em alta irradiância (POORTER 1999). A plasticidade fenotípica em função do nível de sombreamento é evidenciada pela variação marcante na relação raiz/parte aérea, característica de espécies pioneiras, que tendem a exibir uma grande plasticidade ao longo de gradientes ambientais (MAZZEI et al. 1999).

A quantidade total de matéria seca acumulada pela planta é reflexo direto da produção fotossintética líquida, somada à quantidade de nutrientes minerais absorvidos (ENGEL, 1999). As espécies possuem comportamentos

ecofisiológicos diferentes. Para a espécie clímax *Quercus robur* L., Welander; Ottosson (2000) observaram um incremento no acúmulo de matéria seca total com o aumento na disponibilidade de luz. Resultados semelhantes foram obtidos em duas outras espécies de carvalho sob duas condições de luminosidade, com melhor desempenho das plantas a pleno sol em termos de matéria seca total, de raízes, caules e folhas (KE; WERGER, 1999), como no caso do jequitibá.

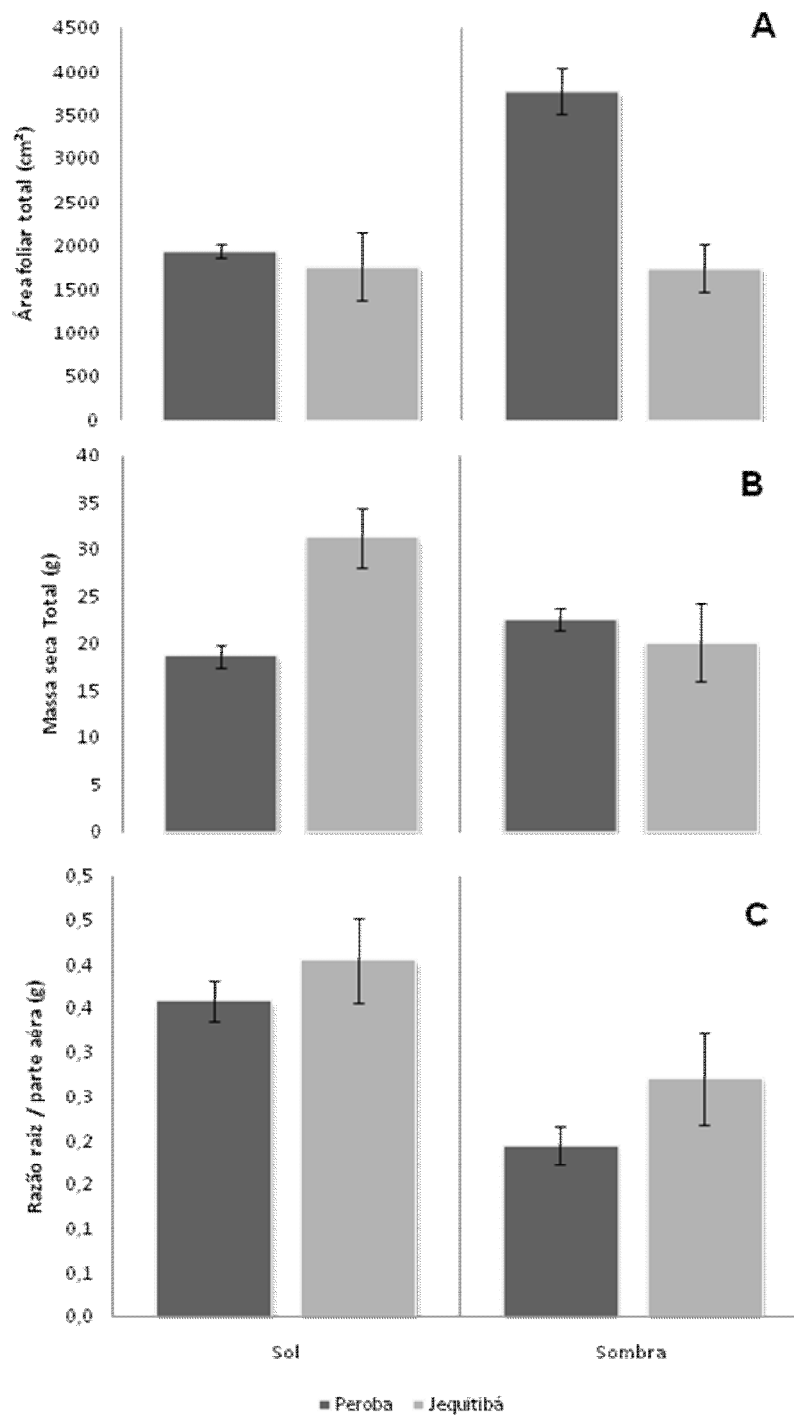


Figura 15. Parâmetros de análise de crescimento nas plantas de peroba (*P. peroba*) e jequitibá (*C. legallís*) no sol e na sombra. A – Área foliar total (cm²); B – Massa seca total (g); C – Razão Raiz/Parte aérea (g). Barras de erro padrão da média.

Os investimentos das plantas peroba e jequitibá em estruturas foliares são evidenciados pela análise das variáveis: MFE, AFE, RAF, RMF e AFU (Tabela 6). A massa foliar específica (MFE) foi maior nas folhas das plantas de tratamento de sombra para peroba, porém não houve diferenças nas folhas de jequitibá. Alta MFE é resultado de diminuição do tamanho das folhas e de aumento na massa seca foliar, representando um aumento na quantidade e capacidade do aparato fotossintético por unidade de área (ELLSWORTH; REICH 1992). A diminuição do tamanho das folhas reduz a camada adjacente entre atmosfera e folha, permitindo maior perda de calor por convecção para o ambiente, sendo necessária, dessa maneira, menor transpiração para resfriar a folha (POORTER 1999).

A área foliar específica (AFE) indica o investimento da planta em tornar suas folhas mais impermeáveis. Isso é evidenciado no tratamento de sol das plantas de peroba, já que a AFE foi muito maior do que comparado com o tratamento de sombra da mesma espécie. Porém, para as folhas de jequitibá a AFE foi maior na sombra. A área foliar específica é uma variável altamente plástica e dependente das condições ambientais, principalmente a luz (DAHLGREN et al. 2006). Muitos estudos têm demonstrado que os menores valores dessa variável são encontrados geralmente em condições de alta luminosidade (MARKESTEIJN; POORTER; BONGERS, 2007; SARIJEVA; KNAPP; LICHTENTHALER, 2007). Maiores valores da AFE, encontrados para as folhas de sombra, demonstram um menor investimento na lignificação de tecidos como epiderme e cutícula, assim espécies crescendo em condição de sombreamento investem menos na espessura e lignificação destes tecidos, fato este encontrado para uma espécie da restinga quando crescendo em condições luminosas desfavoráveis (PEREIRA; BARROS; SCARANO, 2009), que no presente estudo é demonstrado pelo jequitibá. As estruturas relacionadas anteriormente podem só atuar como fotoproteção (FAHN; CUTLER 1992), mas também como estruturas impermeáveis que evitam a perda de água pela epiderme (OLIVEIRA; MEIRELLES; SALATINO, 2003). Desta forma, altos valores de AFE, corresponderiam a uma alta capacidade competitiva por luz, em termos de fotossíntese na base de massa; entretanto

esse fato pode levar a uma baixa resistência ao estresse, principalmente em relação ao excesso de luz (DAHLGREN et al. 2006).

A razão de área foliar (RAF) foi maior no tratamento de sombra para ambas as espécies, indicando um aumento da área foliar na sombra, isto é, folhas mais expandidas. A razão de massa foliar (RMF) foi maior nas plantas de sombra para ambas as espécies, indicando uma maior alocação de carbono nessas folhas. E a área foliar unitária (AFU), também indica um maior aumento da capacidade fotossintética foliar, que nas plantas de sombra de peroba é mais evidenciado do que nas plantas de sol da mesma espécie. Porém o jequitibá, para esse parâmetro, não houve diferenças entre os tratamentos.

Assim, quando sob baixa quantidade de luz as espécies tendem a aumentar a absorção de luz, alocando mais biomassa para as folhas que para raízes e aumentando a área foliar, o que resulta em folhas mais finas e maiores (baixa MFE), em maior RAF e em menor R/PA (POORTER 1999); quando sob alta quantidade de luz, as espécies tendem a restringir a transpiração e aumentar a capacidade fotossintética, através do aumento da MFE, resultando em folhas menores e mais grossas, menor RAF e maior razão R/PA (LEE et al. 1996).

A razão de massa radicular (RMR) (Tabela 6) foi maior nos tratamentos de sol de ambas as espécies, o que evidencia o maior investimento da planta nas raízes nessas condições. Resultados semelhantes foram encontrados para o crescimento inicial de mudas de *Pelthophorum dubium* (FERREIRA et al., 1997) e *Muntingia calabura* (CASTRO, 2002). A base do caule é que experimenta, naturalmente, um sombreamento proporcionado pelas folhas superiores, ocorrendo uma menor produção de fotoassimilados por parte das folhas inferiores, que são encarregadas de atender a demanda de carbono nas raízes (WELANDER; OTTOSSON, 2000). Uma maior alocação de biomassa para raízes em plantas sob condições de pleno sol também foi observado por DIAS-FILHO (1997) em *Solanum crinitum*, espécie pioneira, na qual a distribuição de biomassa para as raízes em baixa luminosidade foi reduzida de 15% em relação a plantas sob pleno sol. Como sugerido por Thompson et al.

(1992) e Walters et al. (1993), esta menor distribuição para raízes sobre baixas condições de luminosidade provavelmente revela uma resposta a atributos que propiciou um maior ganho de carbono sobre irradiância reduzida, como um aumento na razão de área foliar ou razão de massa foliar, ou que reflita uma estratégia buscando luminosidade como um aumento na altura.

A razão de massa caulinar (RMC) (Tabela 6) não foi diferente entre os tratamentos para peroba, o que contraria o aspecto morfológico apresentado anteriormente. Essa espécie obteve um maior espessamento de periderme no sol, mas não foi seguido de maior alocação de carbono.

Tabela 6. Parâmetros de análise de crescimento nas plantas de peroba (*P. peroba*) e jequitibá (*C. legallii*) de sol e sombra. Análise de altura, massa foliar específica (MFE), área foliar específica (AFE), razão de área foliar (RAF), razão de massa radicular (RMR), razão de massa caulinar (RMC), razão de massa foliar (RMF), área foliar unitária (AFU) e taxa de crescimento absoluto (TCA). Valores com erro padrão da média.

	Peroba		Jequitibá	
	Sol	Sombra	Sol	Sombra
Altura (cm²)	45,2 ± 3,2	47,4 ± 2,1	90,0 ± 3,5	87,47 ± 2,4
MFE (g.cm² -¹)	0,118 ± 0,01	0,132 ± 0,05	0,007 ± 0,0	0,005 ± 0,0
AFE (cm².g⁻¹)	1705,3 ± 118	378,5 ± 22,5	144,1 ± 4,6	173,2 ± 3,3
RAF (cm².g⁻¹)	103,7 ± 7,8	164,8 ± 10,7	55,1 ± 2,9	85,7 ± 3,1
RMR (g.g⁻¹)	0,26 ± 0,1	0,19 ± 0,1	0,28 ± 0,02	0,21 ± 0,01
RMC (g.g⁻¹)	0,34 ± 0,1	0,34 ± 0,02	0,33 ± 0,07	0,29 ± 0,006
RMF (g.g⁻¹)	1,50 ± 0,1	1,75 ± 0,07	0,38 ± 0,02	0,49 ± 0,01
AFU (cm².n° de folhas -¹)	77,94 ± 5,4	138,06 ± 7,5	20,21 ± 2,1	19,71 ± 2,21
TCA (g.g.dia⁻¹)	1,24 ± 0,2	1,86 ± 0,09	2,12 ± 0,8	0,38 ± 0,7

Os parâmetros de crescimento e de assimilação são indicados por TCA, TCR e TAL. A taxa de crescimento absoluto (TCA) (Tabela 6) foi maior nas plantas de sombra para peroba, e maior nas plantas de sol para jequitibá, o mesmo acontece com a taxa de crescimento relativo (TCR) (FIGURA 16 – A). Isso indica que as plantas de peroba obtêm maior crescimento nas condições de sombra. E as plantas de jequitibá crescem mais quando colocadas nas

condições a pleno sol. A taxa assimilatória líquida (TAL) (FIGURA 16 - B) indica a assimilação da radiação em fotoassimilados para a planta, sendo que nos tratamentos de peroba não houve diferenças, mas para o jequitibá a maior assimilação ocorreu no sol, sendo então essa a melhor condição para a espécie.

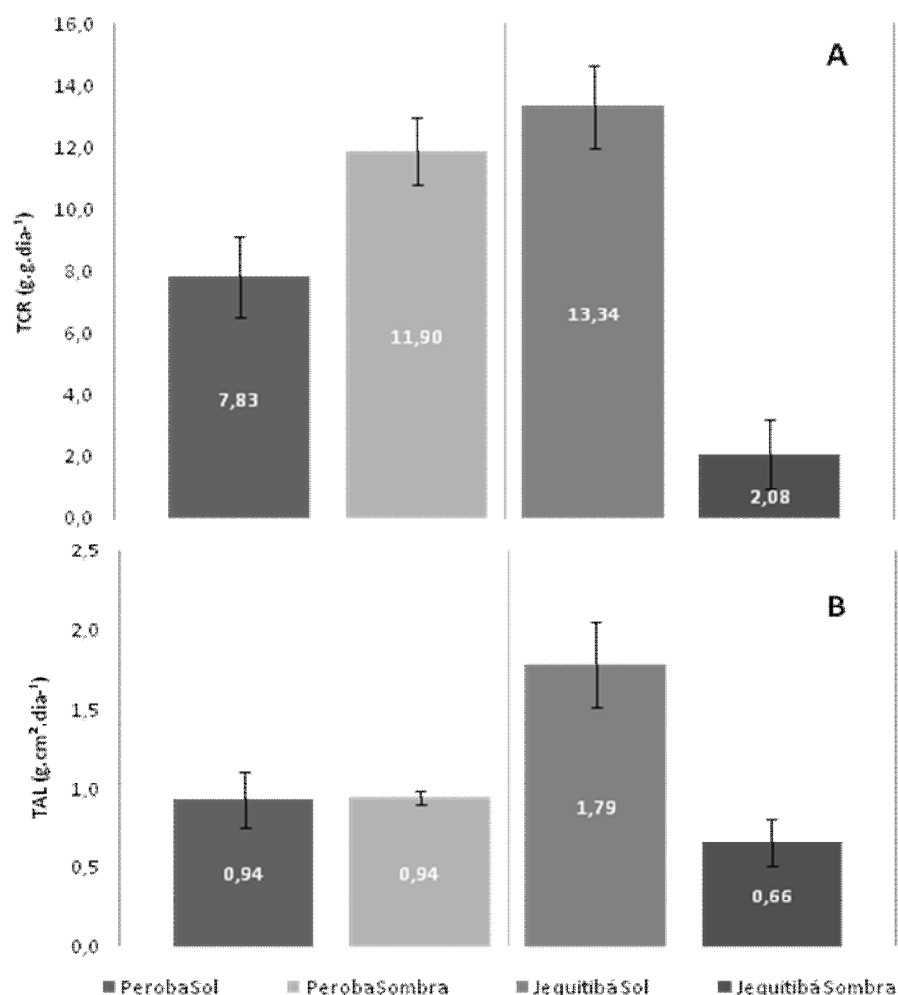


Figura 16. Parâmetros de análise de crescimento nas plantas de peroba (*P. peroba*) e jequitibá (*C. legallis*) no sol e na sombra. A – Taxa de crescimento relativo (g.g.dia⁻¹); B – taxa assimilatória líquida (mg.cm².dia⁻¹).

Assim, Claussen (1996) discute as implicações ecológicas de algumas alterações em plantas expostas ao sol: a mais alta razão raiz/parte aérea

(Raiz/PA) e menor razão de massa foliar (RMF) em plantas de ambientes mais iluminados indicam que a biomassa foi distribuída mais para raízes que para órgãos fotossintetizantes, permitindo maior absorção de água e nutrientes, estratégia esta que garantiria maior capacidade para suportar as maiores taxas de fotossíntese e transpiração que ocorrem nestes ambientes; uma baixa razão de área foliar (RAF) seria benéfica uma vez que menos material vegetal é exposto a eventuais danos por excesso de luz; uma alta massa foliar específica (MFE) (folhas mais grossas) seria benéfica porque menos material vegetal por unidade de área seria diretamente exposto à luz, reduzindo a perda de água e aumentando o auto-sombreamento entre cloroplastos.

5.4. Anatomia foliar

As folhas de peroba mostraram um aumento na espessura do parênquima lacunoso (Tabela 7) para o tratamento de sombra, para os demais parâmetros não houve diferenças estatísticas. No jequitibá no tratamento de sombra houve aumento da espessura na cutícula adaxial e do parênquima lacunoso do tratamento de sombra. No sol houve aumento na densidade estomática na epiderme abaxial de suas folhas (Tabela 7).

Tabela 7. Dados anatômicos de folhas de peroba e jequitibá nas condições de sol e sombra. Valores médios da cutícula e epiderme adaxial, mesofilo total, parênquima paliçádico e lacunoso, e epiderme, cutícula e densidade estomática da epiderme abaxial. Letras minúsculas equivalem à diferença entre as espécies, e as letras maiúsculas mostram a diferença entre os tratamentos de uma mesma espécie.

			Peroba	Jequitibá
Cutícula Adaxial	Espessura (µm)	Sol	4,391 bA	5,810 aB
		Sombra	4,818 bA	6,943 aA
Epiderme Adaxial		Sol	28,032 bA	49,360 aA
		Sombra	32,215 bA	46,954 aA
Mesofilo Total		Sol	183,282 bA	359,704 aA
		Sombra	215,739 bA	374,189 aA
Parênquima Paliçádico		Sol	105,098 bA	140,160 aA
		Sombra	115,613 bA	135,353 aA
Parênquima lacunoso		Sol	89,978 bA	235,169 aA
		Sombra	107,981 bB	254,450 aB
Epiderme Abaxial		Sol	23,044 bA	35,739 aA
		Sombra	25,273 bA	37,788 aA
Cutícula Abaxial		Sol	3,947 bA	4,816 aA
		Sombra	3,613 bA	4,881 aA
Densidade estomática (Ep Abaxial)	mm ²	Sol	21,000 bA	32,850 aA
		Sombra	21,000 aA	23,375 aB

Quando analisadas as Figura 17 – A e B, não percebe alterações nas nervuras principais do jequitibá. Contudo, o mesofilo nas folhas de sombra (FIGURA 17 – C), essa possui mais camadas de parênquima paliçádico e lacunoso, além das células estarem mais organizadas do que quando comparadas com mesofilo das folhas de sol (FIGURA 17 – D). Na epiderme adaxial das folhas de sombra percebemos que estas estão com paredes mais curvas do que as do sol (FIGURA 17 – C e D). A epiderme abaxial do jequitibá sofreu grandes alterações entre os tratamentos. Na sombra os estômatos são maiores, porém menos numerosos (FIGURA 17 – E), diferentemente no sol os estômatos são menores, porém mais numerosos (FIGURA 17 – F). A espécie demonstrou possuir uma grande facilidade em se adaptar anatomicamente ao ambiente de pleno sol.

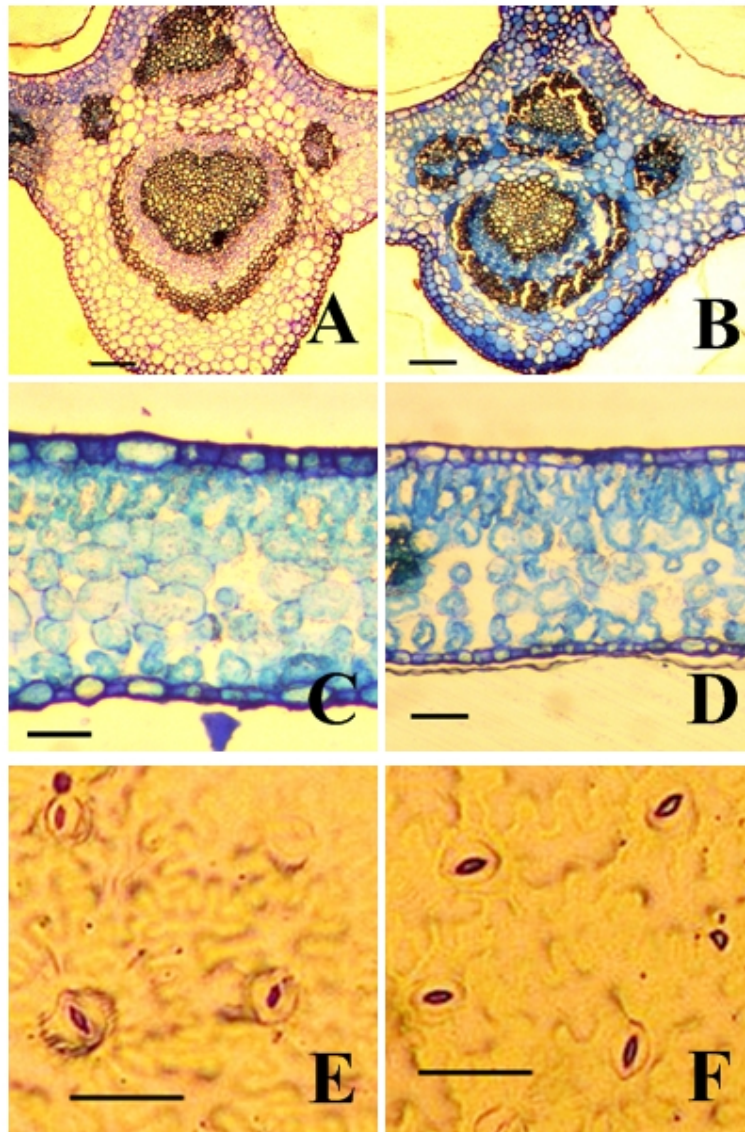


Figura 17. Secções de jequitibá. A – Nervura principal no tratamento de sombra (Barra 200µm); B – Nervura principal no tratamento de sol (Barra 200µm); C – Corte transversal no tratamento de sombra (Barra 20µm); D – Corte transversal no tratamento de sol (Barra 20µm); E – Impressão estomática da epiderme abaxial de sombra (Barra 100µm); F – Impressão estomática da epiderme abaxial de sol (Barra 100µm).

Apesar de não ter demonstrado nas análises estatísticas, nas plantas de peroba houve um leve aumento na espessura da epiderme adaxial, do parênquima paliçádico e no mesofilo total. No parênquima lacunoso, o aumento no tratamento a pleno sol foi comprovado estatisticamente (Tabela 7). Porém não houve diferenças entre as medidas de cutícula, epiderme e densidade estomática, o que indica uma baixa plasticidade fenotípica da espécie em se adaptar a condição de alta radiação solar, já que as folhas de peroba sofreram injúrias após 60 dias no sol, tornando-se amareladas com indícios de necrose. Porém, quando comparadas as nervuras de ambos os tratamentos (FIGURA 18), observamos que a pleno sol as nervuras sofreram alterações anatômicas no mesofilo. O parênquima se modifica, formando uma massa de células indiferenciadas (FIGURA 18 - B), depois as células se diferenciam em uma estrutura com células justapostas como uma epiderme (FIGURA 18 - D), e assim a estrutura se desenvolve uma estrutura com tricomas limitadas por células epidérmicas dentro do mesofilo (FIGURA 18 - C). Essas características anatômicas estão diretamente relacionadas com as características morfológicas da folha com a necrose foliar. Ainda percebe-se que no mesófilo das folhas no tratamento de sombra (FIGURA 19 - A) as células estão melhores organizadas e o parênquima paliçádico com muitos espaços intercelulares. Porém, nas folhas de sol, as células possuem formatos irregulares, mas ainda se consegue distinguir um parênquima paliçádico de um parênquima lacunoso com poucos espaços intercelulares (FIGURA 19 - B). Quanto ao formato das células epidérmicas adaxiais, as mesmas sofreram modificações, no sol as paredes são mais retas e as células mais justapostas, quando comparadas com as células epidérmicas no sol (FIGURA 19 - A e B). A densidade estomática e a forma das células dos estômatos e da epiderme não diferenciaram entre os tratamentos (Tabela 7 e FIGURA 19 - C).

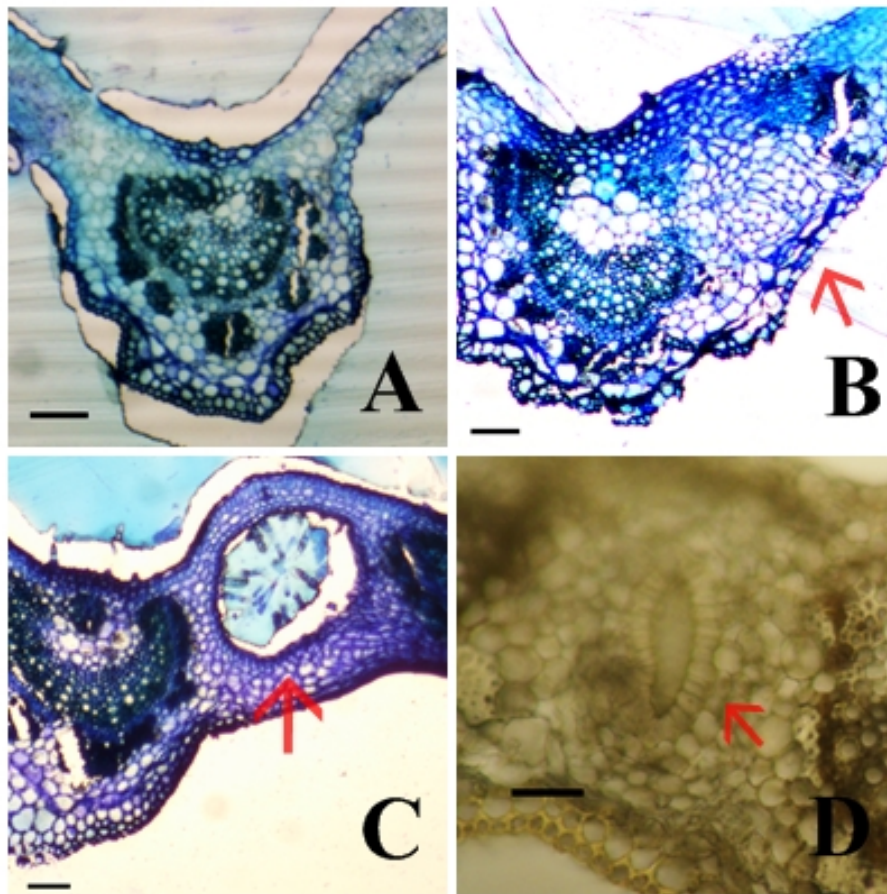


Figura 18. Secções de peroba (*P. peroba*). A – Nervura principal no tratamento de sombra (Barra 100μm); B e C – Nervura principal no tratamento de sol (Barra 200μm), seta indica alteração na estrutura da nervura; D – Detalhe do início da alteração na estrutura ao lado da nervura principal (Barra 20μm). Setas vermelhas indicam a alteração no mesofilo.

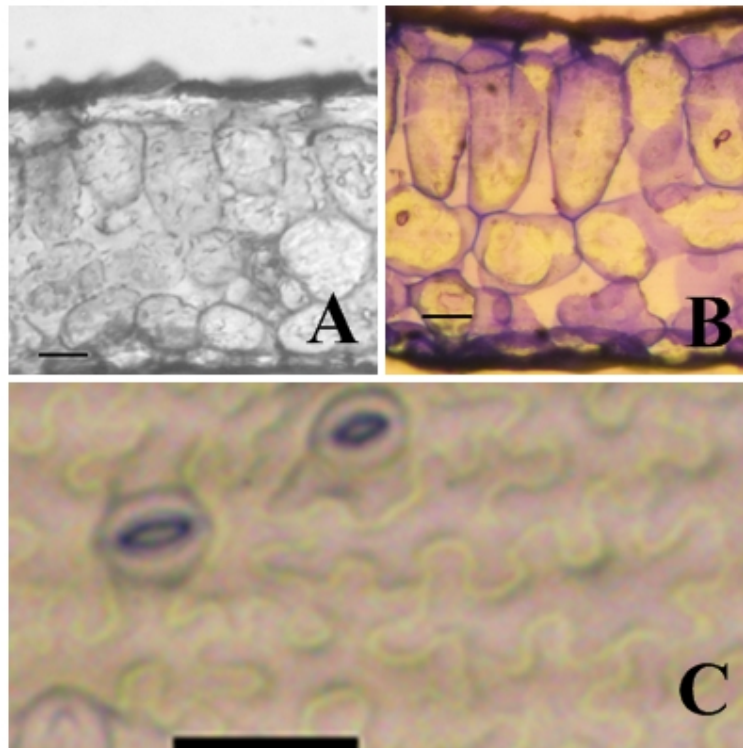


Figura 19. Secções de peroba (*P. peroba*). A – Corte transversal de peroba no tratamento de sombra (Barra 20 μ m); B – Corte transversal de peroba no tratamento de sol (Barra 20 μ m); G – Impressão estomática da epiderme abaxial de sol (Barra 100 μ m).

De acordo com Morais et.al. (2003), o aumento do sombreamento provoca redução no número de estômatos, e na espessura do mesófilo e incremento dos espaços intercelulares, e essas características estão relacionadas ao processo fotossintético. Para Eames; Mac Daniels (1997) as folhas mesomorfas caracterizam-se por apresentar mesófilo dorsiventral com um só estrato de parênquima paliçádico e estômatos restritos à face abaxial, ao nível das demais células epidérmicas. Nobel (1991) cita que os fatores ambientais podem afetar a anatomia foliar, especialmente durante o desenvolvimento deste órgão, podendo causar mudanças no número de camadas do mesófilo. Standley (1997) constatou que indivíduos de *Carex stricta* L. (Cyperaceae) mesmo crescendo sob intensidades de luz diferentes, apresentam sempre o parênquima paliçádico bem desenvolvido, indicando que essa característica não é uma resposta fenotípica às diferenças ambientais. Chazdon; Kaufmann

(1993) analisaram as folhas do arbusto tropical *Piper arieianum* (Piperaceae) e verificaram uma variação significativa dependente da luz na espessura total foliar, espessura da epiderme superior, espessura do paliçádico e alongamento dos estratos do parênquima lacunoso.

O aumento da densidade de estômatos com aumento de irradiância é uma resposta encontrada em muitas espécies. Esses resultados estão de acordo com os obtidos por Voltan; Fahl; Carelli (1992) e Santiago et.al. (2001), que verificaram, em cultivares de cafeeiros e pimenta-longa, que o número de estômatos por unidade de área decresce literalmente com a diminuição do nível de luz. Hanba; Kogami; Terashima (2002) citam que na superfície abaxial, os estômatos são duas vezes mais numerosos por unidade de área nas folhas de sol do que nas de sombra. Esse aspecto foi observado na face abaxial da epiderme dos indivíduos *S. thalia* crescidos nos dois ambientes (ESPÍRITO SANTO; PUGIALLI, 1999). O aumento da frequência de estômatos pode ser correlacionado com uma maior condutância estomática visto que o potencial de fixação de carbono e também de transpiração é muito maior na folha de sol. (ATROCH et al., 2001; HANBA; KOGAMI; TERASHIMA, 2002).

Diante dos resultados, verificou-se que a anatomia foliar pode influenciar a fotossíntese e o crescimento das plantas e, assim, promover grandes diferenças na eficiência do uso da luz (SCHLUTLER et al., 2003), demonstrando que há uma plasticidade adaptativa nessas espécies (NAKAZONO et al., 2001; IVANOVA; P'YANKOV, 2002; PIEL et al., 2002; SCHLUTER et al., 2003).

6. CONCLUSÃO

- Fluorescência da clorofila a:
 - Ambas as espécies demonstraram ter desempenho fotossintético mais adequado nas condições de sombra ($59 \mu\text{moles.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$).

- Carboidratos de parede do xilema:
 - Em ambas as espécies os carboidratos totais e a glicose foram mais concentradas nas plantas de sol, pelo aspecto protetor desses açúcares.

- Análise de crescimento:
 - Peroba demonstrou obter melhor crescimento e desenvolvimento no tratamento de sombra. E o jequitibá demonstrou ser indiferente aos tratamentos, porém com preferência a pleno sol.

- Anatomia foliar:
 - O jequitibá mostrou grande facilidade de se adaptar ao ambiente de pleno sol, tendo então uma boa plasticidade fenotípica. Porém, peroba desenvolveu uma estrutura que se relaciona com as necroses foliares, sofrendo injúrias a pleno sol.

Assim, peroba pode ser classificada como uma espécie tolerante a sombra ou clímax devido as suas características e comportamento. E o jequitibá pode ser classificado como uma espécie pioneira, com grande plasticidade fenotípica.

7. REFERÊNCIAS

ALMEIDA, S. M. Z.; SOARES, A. M.; CASTRO, E. M.; VIEIRA, C.V.; GAJEGO, E. B. Alterações morfológicas e alocação de biomassa em plantas jovens de espécies florestais sob diferentes condições de sombreamento. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.35, n.1, p.62-68, jan-fev, 2005

AMERICAN SOCIETY FOR TESTING AND MATERIALS. **ASTM E 1758-01**. Standard Test Method for Determination of Carbohydrates in Biomass by High Performance Liquid Chromatography. USA. 2001a

AMERICAN SOCIETY FOR TESTING AND MATERIALS. **ASTM E 1757-01**. Standard Test Method for Determination of Carbohydrates in Biomass by High Performance Liquid Chromatography. USA. 2001b.

ATROCH, E.M.A.C. et al. Crescimento, teor de clorofilas, distribuição de biomassa e características anatômicas de plantas jovens de *Bauhinia forficata* Link. submetidas a diferentes condições de sombreamento. **Ciência e Agrotecnologia**, v.25, p.853-862, 2001.

BAZZAZ, F.A. The physiological ecology of plant succession. **Annual Review of Ecology and Systematics**, Palo Alto, v.10, p.351-371, 1999.

BJÖRKMAN, O. Responses to different quantum flux densities. In: LANGE, O.L.; NOBEL, P.S.; OSMOND, C.B.; ZIEGLER, H. (Ed.). **Physiological Plant Ecology**. Berlin: Springer-Verlag,. p.57-108. (Encyclopedia of Plant Physiology. New Series, 12A). 1991

BJÖRKMAN, O. Fluorescence in leaves and its relationship to photon yield of photosynthesis in photoinhibition. In: Kyle DJ, Osmond CB, Arntzen CJ (eds), Photoinhibition, pp.123. Elsevier Publishers, Amsterdam, The Netherlands. 1997

BOEGER, M.R.T. et al. Estrutura foliar de seis espécies do sub-bosque de um remanescente de Floresta Ombrófila Mista. *Hoehnea* 33(4):521-531. 2006.

BORBA, M.R.; SCARPARE FILHO, J. A.; KLUGE, R.A. Teores de carboidratos em pessegueiros submetidos a diferentes intensidades de poda verde em clima tropical. *R Bras Frutic* 27(1):68-72. 2005

CAO KF. Leaf anatomy and chlorophyll content of 12 woody species in contrasting light conditions in a Bornean heath forest. *Can J Bot* 78:1245-1253. 2000.

CARVALHO, P. E. R. Influência da intensidade luminosa e do substrato no crescimento, no conteúdo de clorofila e na fotossíntese de *Cabralea canjerana* (Vell.) MART. Subsp. Canjerana, *Calophyllum brasiliense* CAMB. e *Centrolobium robustum* (Vell) MART. EX Benth., na fase juvenil. 157 f. Tese (Doutorado) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba. 1996.

CASTRO, E. M. Alterações anatómicas, fisiológicas e fitoquímicas em plantas de *Mikania glomerata* Sprengel (guaco) sob diferentes fotoperíodos e níveis de sombreamento. 2002. 221 f. Tese (Doutorado em Fitotecnia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2002.

CHAVES FILHO JT, STACCIARINI-SERAPHIN E. Alteração no potencial osmótico e teor de carboidratos solúveis em plantas jovens de lobeira (*Solanum lycocarpum* St.-Hil.) em resposta ao estresse hídrico. *R Bras Bot* 24(2): 199-204. 2001.

CHAZDON, R.L.; KAUFMAN, S. Plasticity of leaf anatomy of two forest shrubs in relation to photosynthetic light acclimation. **Functional Ecology**, Oxford, v.7, p.385-394, May 1993

CLAUSSEN, J.W. Acclimation abilities of three tropical rainforest seedlings to an increase in light intensity. **Forest Ecology and Management**, Amsterdam, v.80, n.1/3, p.245- 255, 1996.

CRITCHLEY, C. Molecular adaptation to irradiance: the dual functionality of photosystem II. In: SINGHAL, G.S. et al. (Ed) *Concepts in photobiology: photosynthesis and photomorphogenesis*. New Delhi: Narosa publishing House, 1999. p. 573-587.

CUZZUOL GRF, CLIPPEL JK. Aspectos ecofisiológicos de *Sinningia aghensis* Chautems em condições de campo. *Hoehnea* 36(1):73-81. 2009.

DAHLGREN, J.P.; ERIKSSON, O.; BOLMGREN, K.; STRINDELL, M.; EHRLÉN, J. Specific leaf area as a superior predictor of changes in field layer abundance during forest succession. **Journal of Vegetation Science** 17: 577-582. 2006.

DIAS-FILHO, M.B. Physiological response of *Solanum crinitum* Lam. to contrasting light environments. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, Brasília, v.32, n.8, p.789-796, 1997.

DIAS-TAGLIACOZZO GM et al. Fructan and water suppression in intact and fragmented rhizophores of *Vernonia herbaceae*. *Braz Arc Biol Technol* 47:363-373. 2004.

DICKISON WC. *Integrative Plant Anatomy*. Academic Press, London, 2000.

EAMES, A. J.; MAC DANIELS, L. H. *An Introduction to plant anatomy*. Mc Graw-Hill Book Company Inc., New York - London, 2nd ed., 427 p. 1997

ELLSWORTH, D.S.; REICH, P.B. Leaf mass per area, nitrogen content and photosynthetic carbon gain in *Acer saccharum* seed-lings in contrasting forest light environments. **Functional Ecology**, Oxford, v.6, p.423-435, 1992.

ENGEL, V.L. Influência do sombreamento sobre o crescimento de essências nativas, concentração de clorofila nas folhas e aspectos de anatomia. Piracicaba, São Paulo: ESALQ, 1989. 202p. Dissertação (Mestrado)-Universidade de São Paulo, 1999.

ESPIRITO SANTO, A.; PUGIALLI, H. R. L. Estudo da Plasticidade Anatômica Foliar de *Stromanthe thalia* (Vell.) J.M.A. Braga (Marantaceae) em Dois Ambientes de Mata Atlântica. *Rodriguésia* 50(76/77): 109-124. 1999

EVANS, J.R.; LORETO, F. Acquisition and diffusion of CO₂ in higher plant leaves. In: LEEGOOD, R. C.; SHARKEY, T. D.; von CAEMMER. S. (Ed.). **Photosynthesis physiology and metabolism**. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers, 2000. p. 321-351.

FAHN, A.; CUTLER, D. **Xerophytes**. Gebruder Borntraeger, Berlin. 1992.

FARRAR, J.; POLLOCK, C.; GALLAGHER, J. Sucrose and the integration of metabolism in vascular plants. **Plant Science**, v. 154, p. 1-11, 2000.

FERMINO-JR PCP. Anatomia ecológica comparada de folhas de *Guapira opposita* (Vell.) Reitz (Nyctaginaceae) na vegetação de restinga e na Floresta Ombrófila Densa. Dissertação, Universidade Federal de Santa Catarina. 2004

FERREIRA, M. G. M. et al. Efeito do sombreamento na produção de mudas de quatro espécies florestais nativas. **Revista Árvore**, v.1, n. 2, p. 121-133, 1997.

FERREIRA, A.G.; BORGUETTI, F. et. al. **Germinação**: do básico ao aplicado. Porto Alegre: Artmed, 2004.

FRANCO AC, MATSUBA S, ORTHEN B. Photoinhibition, carotenoid composition and the co-regulation of photochemical and non-photochemical quenching in neotropical savanna trees. *Tree Physiol* 27:717-725. 2007.

GERRITS, P. O. The application of glycol metacrylate histotechnology: some fundamental principles. **Leica Gmbh**, 1964.

GONÇALVES, J.F.C; SANTOS JR U.M. Utilization of the chlorophyll *a* fluorescence technique as a tool for selecting tolerant species to environments of high irradiance. *Braz. J. Plant Physiol.* 17: 307-313. 2005

HANBA, Y. T.; KOGAMI, H.; TERASHIMA, L. The effects of growth irradiance on leaf anatomy and photosynthesis in *Acer* species differing in light demand. **Plant Cell and Environment**, v. 25, n. 8, p. 1021-1030, 2002.

HELDT, H-W. **Plant Biochemistry**. London : Elsevier Academic Press, 2005

HORTON, P.; RUBAN, A.V.; WALTERS, R.G. Regulation of light harvesting in green plants. **Annual Review of Plant Physiology** 47: 655-684. 1996.

HOUTER, N.C.; PONS, T.L. Gap size effects on photoinhibition in understory saplings in tropical rainforest. **Plant Ecology**, v.179, p.43-51, 2005.

HUNT, R. 1982. Plant growth curves. The functional approach to plant growth analysis. Edward Arnold, London

INCAPER, Instituto Capixaba de Pesquisa, Assistência Técnica e Extensão Rural, Governo do Estado do Espírito Santo. Disponibilizado em: http://hidrometeorologia.incaper.es.gov.br/?pagina=vitoria_sh Acessado em: 28/06/10.

IVANOVA, L. A.; P'YANKOV, V. I. Structural adaptation of the leaf mesophyll to shading. **Russian Journal of Plant Physiology**, v. 49, n. 3, p. 419-431, 2002.

JOHANSEN, P.A. Plant microtechnique. McGraw Hill Book Company, New York. 1940.

JONES, R. H.; McLEOD, K. W. Growth and photosynthetic responses to a range of light environments in chinese tollowtree e carolina ash seedlings. **Forest Science** Washington, v. 30, n. 4, p. 851-852, 1990.

KE, G.; WERGER, M.J.A. Different responses to shade of evergreen and deciduous oak seedlings and the effect on acorn size. **Acta Oecologica**, Berlin, v.20, n.6, p.579- 586, 1999.

KURSAR, T.A.; COLEY, P.D. Contrasting modes of light acclimation in two species of the rainforest understory. **Oecologia**, v.121, p.489-498, 1999.

LAISK, A.; EICHELMANN, H.; OJA, V.; RASULOV, B.; PADU, E.; BICHELE, I.; PETTAI, H.; KULL, O. Adjustment of leaf photosynthesis to shade in a natural canopy: rate parameters. **Plant, Cell & Environment**, v.28, p.375-388, 2005.

LARCHER, W. **Ecofisiologia vegetal**. São Carlos, SP, Rima, 2000. 531p.

LEE, D.W.; Simulating forest shade to study the development ecology of tropical: juvenile growth in three vines in India. **Journal of Tropical Ecology**, v.4, p.281-292, 1996

LEMOS FILHO JP. Fotoinibição em três espécies do cerrado (*Annona crassifolia*, *Eugenia dysenterica* e *Campomanesia adamantium*) na estação seca e na chuvosa. *R Bras Bot* 23:45-50. 2000.

LIMA JUNIOR, É. C.; ALVARENGA, A. A.; CASTRO, E. M.; VIEIRA, C. V.; OLIVEIRA, H. M. Trocas gasosas, características das folhas e crescimento de plantas jovens de *Cupania vernalis* Camb. submetidas a diferentes níveis de sombreamento. *Ciência Rural*, 35 (5): 1092-1097. 2005.

LONG, S.P.; HUMPHRIES, S.; FALKOWSKI, P.G. Photoinhibition of photosynthesis in nature. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, v.45, p.633-662, 1994.

MAGALHÃES, N. S.; MARENCO, R. A.; MENDES, K. R. Aclimação de mudas de acariquara à alta irradiância. *Pesq. agropec. bras.*, Brasília, v.44, n.7, p.687-694, jul. 2009

MARKESTEIJN, L.; POORTER, L.; BONGERS, F. Light-dependent leaf trait variation in 43 tropical dry forest tree species. ***American Journal of Botany*** **94(4)**: 515-525. 2007

MAZZEI, L.J. et al. Crescimento de plântulas de *Hymenaea coubaril* L. var. *stilbocarpa* (Hayne) Lee e Lang. em viveiro. ***Boletim do Herbário Ezechias Paulo Heringer***, Brasília, v.4, p.21-29, 1999.

MELIS, A. Photosystem-II damage and repair cycle in chloroplasts: what modulates the rate of photodamage *in vivo*? ***Trends in Plant Science*** **4**: 130-135. 1999.

MENDES, M.M. et al. Acclimation of *Myrtus communis* to contrasting Mediterranean light environments - effects on structure and chemical composition of foliage and plant water relations. ***Environmental and Experimental Botany***, Elmsford, v.45, n.2, p.165-178, 2007.

MENGARDA, L. H. G. Respostas Morfofisiológicas de Plantas Jovens de Pau-Brasil (*Caesalpinia echinata* Lam., LEGUMINOSAE) à Radiação Solar. Dissertação de mestrado. Universidade Federal do Espírito Santo. 2010.

MORAIS, H. et al. Características fisiológicas e de crescimento de cafeeiro sombreado com guandu e cultivado a pleno sol. ***Pesquisa Agropecuária Brasileira***, v. 38, n. 10, p. 1131-1137, 2003.

NAKAZONO, E.M., COSTA, M.C., FUTATSUGI, K. & PAULILO, M.T.S. 2001. Crescimento inicial de *Euterpe edulis* Mart. em diferentes regimes de luz. *Revista Brasileira de Botânica* 24:173-179.

NOBEL, P. S. Physicochemical and Environmental Plant Physiology. Academic Press, San Diego, 635 p. 1991

O'BRIEN, T. P., FEDER, N.; MCCULLY, M. E. Polychromatic staining of plant cell walls by toluidine blue O. **Protoplasma**, v. 59, p. 368-373, 1964.

OGUCHI, R.; HIKOSAKA, K.; HIROSE, T. Leaf anatomy as a constraint for photosynthetic acclimation: differential responses in leaf anatomy to increasing growth irradiance among three deciduous trees. **Plant, Cell & Environment**, v.28, p.916-927, 2005.

OSUNKOYA, O.O., ASH, J.E., GRAHAM, A.W. & HOPKINS, M.S. 1993. Growth of tree seedlings in tropical rain forests of North Queensland, Australia. *Journal of Tropical Ecology* 9:1-18.

PIEL, C. et al. Effect of local irradiance on CO₂ transfer in wainut. **Journal of Experimental Botany**, v. 53, n. 379, p.2423-2430, 2002.

PEREIRA, D.C.; BARROS, C.F.; SCARANO, F.R. In *situ* variation in leaf anatomy and morphology of *Andira legalis* (Leguminosae) in two neighbouring but contrasting light environments in a Brazilian sandy coastal plain. **Acta Botanica Brasilica** 23: 267-273. 2009.

POORTER, L. 1999. Growth responses of 15 rain-forest tree species to a light gradient : the relative importance of morphological and physiological traits. *Functional Ecology* 13:396-410.

REGO, G. M.; POSSAMAI, E. Efeito do Sombreamento sobre o Teor de Clorofila e Crescimento Inicial do Jequitibá-rosa. *Bol. Pesq. Fl., Colombo*, n. 53, p.179-194, jul./dez. 2006

ROSSATTO, D. R.; TAKAHASHI, F. S. C.; SILVA, L. C. R.; FRANCO, A. C. Características funcionais de folhas de sol e sombra de espécies arbóreas em uma mata de galeria no Distrito Federal, Brasil. *Acta bot. bras.* 24(3): 640-647. 2010

SANTIAGO EJA de et al. Aspectos da anatomia foliar da pimenta-longa (*Piper hispidinervium* C.DC.) sob diferentes condições de luminosidade. *Cienc Agrotec* 25(5):1035-1042. 2001.

SARIJEVA, G.; KNAPP, M.; LICHTENTHALER, H.K. Differences in photosynthetic activity, chlorophyll and carotenoid levels, and in chlorophyll fluorescence parameters in green sun and shade leaves of *Ginkgo* and *Fagus*. ***Journal of Plant Physiology* 164**: 950-955. 2007.

SCALON, S. de P.Q. et al. Crescimento inicial de mudas de espécies florestais nativas sob diferentes níveis de sombreamento. ***Revista Árvore***, v.26, p.1-5, 2002.

SCHLUTER, U. et al. Photosynthetic performance of an *Arabidopsis* mutant with elevated stomatal density (*sdd1-1*) under different light regimes. ***Journal of Experimental Botany***, v. 54, n. 383, p. 867-874, 2003.

SHIPLEY B. Net assimilation rate, specific leaf area and leaf mass ratio: which is most closely correlated with relative growth rate? A meta-analysis. *Funct Ecol* 20:565-574. 2006

SIMS, D. A.; SEEMANN, J. R.; LUO, Y. Elevated CO₂ concentration has independent effects on expansion rates thickness of soybean leaves across light and nitrogen gradients. ***Journal of Experimental Botany***, v. 49, n. 320, p. 583- 591, 1998.

SMEEKENS, S. Sugar-induced signal transduction in plants. ***Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology***, v. 51, p. 49-81, 2000.

SOUZA, A. de; MORAES, M. G. de, FIGUEIREDO - RIBEIRO R. de C. L. F. Gramíneas do cerrado: carboidratos não-estruturais e aspectos ecofisiológicos. *Acta Bot. Bras.* 19(1):81-90. 2005.

SOUZA RP, VÁLIO I FM. Seedling growth of fifteen Brazilian tropical tree species differing in successional status. *R Bras Bot* 26(1):35-47. 2003.

STANDLEY, L. A. Variation of stomatal distribution an *Carex aquatilis* (Cyperaceae). *Am. J. Bot.* 73(10): 1393-1399. 1997.

THOMPSON, W.A. et al. Photosynthetic response to light and nutrients in sun-tolerant and shade-tolerant rainforest trees. I. Growth, leaf anatomy and nutrient content. **Australian Journal of Plant Physiology**, East Melbourne, v.19, n.1, p.1-18, 1992.

TURNER, N. C. Further progress in crop water relations. In: SPARKS, D. L. (Ed.). **Advances in agronomy**. New York: Academic Press, 1997. p. 293-337.

VALLADARES, F.; NIINEMETS, U. Shade tolerance, a key plant feature of complex nature and consequences. **Annual Review of Ecology and Systematics** 39: 237-257. 2008.

VIEIRA, R. C.; MACHADO, R. D. Superfície foliar de *Bauhinia radiata* Vell em dois ambientes. *Hoehnea* 19(1/2): 111-116. 1992.

VOLTAN, R. B. Q. , FAHL, J. L.; CARELLI, M. L. C. Variações na anatomia foliar de cafeeiros submetidos a diferentes intensidades luminosas. **Revista Brasileira de Fisiologia**, v. 4, n.2, p. 99-105, 1992.

WALTERS, M.B. et al. Growth, biomass distribution and CO₂ exchange of northern hardwood seedlings in high and low light: relationships with successional status and shade tolerance. **Oecologia**, Berlin, v.94, n.1, p.7-16, 1993.

WELANDER, N.T.; OTTOSSON, B. The influence of low light, drought and fertilization on transpiration and growth in young seedlings of *Quercus robur* L. *Forest Ecology and Management*, Amsterdam, v.127, n.1/3, p.139-151, 2000.

WIEBEL, J.; CHACKO, E. K.; DOWNTON, W. J. S.; LUDDERS, P. Influence of irradiance on photon growth of mangosteen (*Garcinia mangostana* L.) seedlings. **Tree Physiology**, Vitoria, v. 14, n. 3, p. 263 -274, 1994.

WÜRTH MKR et al. Non-structural carbohydrates pools in a tropical forest. *Oecologia* 143:11-24. 2005