

UNIVERSIDADE DO ESTADO DO AMAZONAS  
ESCOLA NORMAL SUPERIOR  
LICENCIATURA EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS

GABRIELA MACIEL ALENCAR

**TROCAS GASOSAS E INDICADORES DE ESTRESSE EM PLANTAS JOVENS DE  
PAU-DE-BALSA [*Ochroma pyramidale* (Cav. ex Lamb.) Urban] E JATOBÁ  
(*Hymenaea courbaril* L.) SUBMETIDAS A DOIS AMBIENTES DE LUZ**

MANAUS – AM

2017

GABRIELA MACIEL ALENCAR

**TROCAS GASOSAS E INDICADORES DE ESTRESSE EM PLANTAS JOVENS DE  
PAU-DE-BALSA [*Ochroma pyramidale* (Cav. ex Lamb.) Urban] E JATOBÁ  
(*Hymenaea courbaril* L.) SUBMETIDAS A DOIS AMBIENTES DE LUZ**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao curso de Licenciatura em Ciências Biológicas da Universidade do Estado do Amazonas como requisito à obtenção do grau de Licenciada em Ciências Biológicas.

Orientador: Professor Doutor Jair Max Furtunato Maia

Coorientador: Mestre Adamir da Rocha Nina Junior

MANAUS – AM

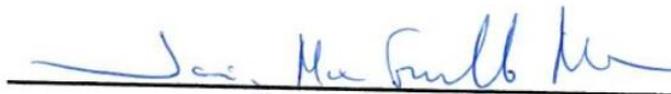
2017

**TERMO DE APROVAÇÃO**

GABRIELA MACIEL ALENCAR

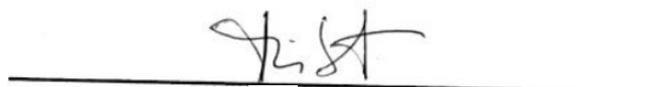
**TROCAS GASOSAS E INDICADORES DE ESTRESSE EM PLANTAS JOVENS DE  
PAU-DE-BALSA [*Ochroma pyramidale* (Cav. ex Lamb.) Urban] E JATOBÁ  
(*Hymenaea courbaril* L.) SUBMETIDAS A DOIS AMBIENTES DE LUZ.**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao curso de Licenciatura em Ciências Biológicas da Universidade do Estado do Amazonas como requisito à obtenção do grau de Licenciada em Ciências Biológicas pela seguinte banca examinadora:



Prof. Dr. Jair Max Furtunato Maia

Orientador – Universidade do Estado do Amazonas, UEA.



Profª. Drª. Maria Astrid Rocha Liberato

Universidade do Estado do Amazonas, UEA.



Dr. Marciel José Ferreira

Universidade Federal do Amazonas, UFAM.

Manaus, 7 de Dezembro de 2017

## Ficha Catalográfica

Alencar, Gabriela Maciel

A368t Trocas gasosas e indicadores de estresse em plantas jovens de pau-de-balsa [*Ochroma pyramidale* (Cav. ex Lamb.) Urban] e jatobá (*Hymenaea courbaril* L.) submetidas a dois ambientes de luz / Gabriela Maciel Alencar. 2017

34 f.: il.; 31 cm.

Orientador: Jair Max Furtunato Maia

Coorientador: Adamir da Rocha Nina Junior

TCC de Graduação (Licenciatura em Ciências Biológicas) - Universidade do Estado do Amazonas.

1. ecofisiologia vegetal. 2. espécies florestais nativas. 3. pigmentos fotossintéticos. 4. fluorescência. I. Maia, Jair Max Furtunato II. Universidade Federal do Amazonas III. Título

Aos meus pais José Roberto e Elisabete, dedico.

## AGRADECIMENTOS

Primeiramente, agradeço aos meus pais por todo o incentivo na minha formação acadêmica, por sempre mostrarem que a Licenciatura e a Educação são áreas fundamentais para o desenvolvimento pessoal e para a sociedade.

Agradeço aos meus irmãos, Thaísa e Rodrigo por sempre estarem presente em cada momento da minha vida, aplaudindo a cada vitória e consolando a cada tropeço. Vocês são importantíssimos e foram responsáveis, também pela minha formação acadêmica.

Agradeço à minha família, por torcerem e incentivarem também a seguir a academia e a amar a licenciatura e a pesquisa.

Agradeço às amigas Socorro Lima e Adrieny Lira por acreditarem sempre na minha paixão pela Biologia e me darem “um empurrãozinho” desde os preparativos para a seleção do curso e às amigas Amanda Pantoja e Karina Kethelen pela companhia e ajuda mútua em todos esses anos.

Agradeço aos professores da UEA, por auxiliarem na minha formação e por facilitarem a compreensão da caminhada da pesquisa e da importância de um bom professor em sala de aula.

Agradeço ao meu orientador Jair Maia pelas longas conversas sobre a Ecologia e por acreditar em mim a cada desafio proposto.

Agradeço à equipe do Laboratório de Fisiologia e Bioquímica Vegetal do INPA e ao meu coorientador Adamir Nina Junior, por todo o auxílio durante esta pesquisa.

E um agradecimento mais que especial à Jessica Ortiz, por trilhar este caminho junto comigo. Obrigada por estar presente em todas as situações destes anos, por incentivar meus objetivos e sonhar junto, por torcer e vibrar a cada conquista, por ouvir meus choros e sempre me dizer: vai dar tudo certo.

## RESUMO

A principal ameaça à biodiversidade dos ecossistemas tropicais é a destruição das florestas e a perda de habitats que tornam as áreas suscetíveis à degradação ecológica, causando prejuízos à flora e à fauna. Uma das estratégias para reestabelecer os ecossistemas degradados e facilitar a sucessão ecológica é o plantio de mudas de espécies pioneiras e não pioneiras de forma aleatória em linhas ou em grupos adensados, o que torna importante os estudos ecofisiológicos para o monitoramento das respostas fisiológicas das mudas influenciadas pelo meio ambiente, em que a intensidade luminosa e a temperatura do ar afetam a atividade fotossintética. O objetivo da pesquisa foi analisar o desempenho fotossintético de mudas de pau-de-balsa [*Ochroma pyramidale* (Cav. ex Lamb.) Urban] e de jatobá (*Hymenaea courbaril* L.) em ambientes de alta e baixa irradiância no Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), *Campus* V-8, Manaus. Sementes de pau-de-balsa e de jatobá foram cedidas da Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária – Embrapa/AM e da Fazenda Experimental da UFAM e postas para germinar no INPA. As mudas foram aclimatadas em viveiro (com 50% de sombreamento) por três meses, onde foi realizada a primeira medida, logo, trinta mudas de cada espécie foram separadas em dois ambientes: a pleno sol (alta irradiância) e em sombra de outras árvores (baixa irradiância). O desempenho fotossintético foi analisado com o *Infrared Gas Analyzer* (IRGA) pelas variáveis de fotossíntese máxima (A), condutância estomática (gs), rendimento quântico ( $\alpha$ ), irradiância de compensação ( $I_c$ ), irradiância de saturação ( $I_s$ ) e respiração no escuro (Rd); e o estresse luminoso foi analisado pela emissão de fluorescência da clorofila *a*, que foi medida pelo rendimento do fotossistema II (Fv/Fm) e pela quantidade de pigmentos fotossintéticos (clorofila *a*, clorofila *b* e carotenoides). Para as análises dos dados, as médias foram submetidas ao teste de normalidade Shapiro-Wilk e à análise de variância Kruskal-Wallis, levando em consideração o nível de significância de 5%. Os resultados obtidos demonstram que a espécie pau-de-balsa obtém melhor desempenho fotossintético aclimatada a pleno sol e a espécie jatobá não apresentou diferença na taxa fotossintética entre os tratamentos de sol e sombra, porém, as mudas aclimatadas a pleno sol obtiveram maior estresse luminoso quando comparado ao tratamento de aclimação a ambiente sombreado.

Palavras chave: ecofisiologia vegetal, espécies florestais nativas, pigmentos fotossintéticos, fluorescência.

## ABSTRACT

The main threat of tropical ecosystems' diversity is the destruction of forest and the loss of habitats which turns the area susceptible to ecological degradation, causing damage to the flora and fauna. Among the strategies to restore the degraded ecosystems and facilitate the ecological succession is the planting of seedlings of pioneer and non-pioneer species randomly in rows or in densified groups, which makes important the study of ecophysiology for the monitoring of physiological responses of seedlings in the environment, in which the luminous intensity and air temperature affect the photosynthetic activity. The aim of this study was to analyze the ecophysiological behavior of *pau-de-balsa* [*Ochroma pyramidale* (Cav. ex Lamb.) Urban] and *jatobá* seedlings (*Hymenaea courbaril* L.) submitted to treatment in high and low irradiance environments at the National Institute of Amazonian Research (INPA), *Campus V-8*, Manaus. *Pau-de-balsa* and *jatobá* seeds were ceded by the Brazilian Agricultural Research Corporation – Embrapa/AM and the Experimental Farm of UFAM and put to germinate at INPA. The seedlings were put to acclimatize in nursery for three months and the first measurement was performed in this environment, then, thirty seedlings of each species were separated into two environments: at full sunlight (high irradiance) and in shadow of other trees (low irradiance). The photosynthetic performance was analyzed using the Infrared Gas Analyzer (IRGA) by the variables of maximum photosynthesis (A), stomatal conductance (gs), quantum yield ( $\alpha$ ), compensation irradiance (Ic), saturation irradiance (Is) and respiration dark (Rd); and the luminous stress was analyzed by fluorescence emission of chlorophyll *a*, which was measured by the yield of photosystem II (Fv / Fm) and by the amount of photosynthetic pigments (chlorophyll *a*, chlorophyll *b* and carotenoids). For data analysis, the means were submitted to the Shapiro-Wilk normality test and the Kruskal-Wallis analysis of variance, with a significance level of 5%. The results obtained demonstrate that *pau-de-balsa* obtained better photosynthetic performance when acclimatized at full sunlight, meanwhile, *jatobá* showed no difference in the photosynthetic rate between treatments of high and low irradiance, on the other hand, seedlings acclimatized at full sunlight obtained greater luminous stress when compared to the treatment of acclimatization to shaded environment.

Keywords: plant ecophysiology, native forest species, photosynthetic pigments, fluorescence.

**LISTA DE FIGURAS**

Figura 1: Fotossíntese líquida ( $A_{líquida}$ ) de pau-de-balsa e de jatobá nos tratamentos sol e sombra (PAR =  $1000 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) ao longo do experimento.....26

Figura 2: Rendimento quântico do fotossistema II (Fv/Fm) de pau-de-balsa e de jatobá nos tratamentos sol e sombra ao longo do experimento.....28



## LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Trocas gasosas de pau-de-balsa e jatobá nos tratamentos de alta e baixa irradiância.....	25
Tabela 2 – Pigmentos fotossintéticos de pau-de-balsa e jatobá no início e fim do experimento.....	27
Tabela 3 – Rendimento quântico do Fotossistema II (Fv/Fm) das espécies nos tratamentos. ....	28

**Nenhuma entrada de sumário foi encontrada.**

## LISTA DE ABREVIATURAS

ATP – Adenosina Trifosfato

CO<sub>2</sub> – Dióxido de Carbono

DAP – Diâmetro à altura do peito

EMBRAPA – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária

IBAMA – Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis

INPA – Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia

IRGA - *Infrared Gas Analyzer*

LFBV – Laboratório de Fisiologia e Bioquímica Vegetal

PAR – Região Fotossinteticamente Ativa

PPFD – Densidade de fluxo de fótons ativos

SNUC – Sistema Nacional de Unidades de Conservação

UFAM – Universidade Federal do Amazonas

**LISTA DE SÍMBOLOS**

$\alpha$  – Rendimento quântico aparente

A – Fotossíntese máxima

Chl a – Clorofila a

Chl b – Clorofila b

Cx + c – carotenoides

Fv/Fm – Rendimento quântico máximo do Fotossistema II

gs – Condutância estomática

Ic – Irradiância de compensação

Is – Irradiância de saturação

Rd – Respiração no escuro

## SUMÁRIO

<b>1. INTRODUÇÃO .....</b>	<b>14</b>
<b>1.1. A ECOFISIOLOGIA COMO INSTRUMENTO DA ECOLOGIA DA RESTAURAÇÃO.....</b>	<b>15</b>
<b>1.2. TROCAS GASOSAS E PIGMENTOS FOTOSSINTÉTICOS .....</b>	<b>16</b>
<b>1.3. RESPOSTAS FISIOLÓGICAS AO ESTRESSE LUMINOSO .....</b>	<b>18</b>
<b>2. OBJETIVOS.....</b>	<b>19</b>
<b>2.1. OBJETIVO GERAL.....</b>	<b>19</b>
<b>2.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS .....</b>	<b>19</b>
<b>3. MATERIAL E MÉTODOS.....</b>	<b>20</b>
<b>3.1. LOCAL E MATERIAL DE ESTUDO.....</b>	<b>20</b>
<b>3.2. ESPÉCIES EM ANÁLISE .....</b>	<b>20</b>
<b>3.3. RESPOSTAS FOTOSSINTÉTICAS À LUZ .....</b>	<b>22</b>
<b>3.4. TEOR DE PIGMENTOS FOTOSSINTÉTICOS .....</b>	<b>24</b>
<b>3.5. FLUORESCÊNCIA DA CLOROFILA.....</b>	<b>25</b>
<b>3.6. DELINEAMENTO EXPERIMENTAL .....</b>	<b>25</b>
<b>4. RESULTADOS.....</b>	<b>26</b>
<b>4.1. TROCAS GASOSAS EM RELAÇÃO À LUZ.....</b>	<b>26</b>
<b>4.2. CAPACIDADE DE CAPTAÇÃO DE ENERGIA LUMINOSA .....</b>	<b>28</b>
<b>4.3. DESEMPENHO FOTOQUÍMICO EM RELAÇÃO À IRRADIÂNCIA .....</b>	<b>29</b>
<b>5. DISCUSSÃO .....</b>	<b>30</b>
<b>6. CONCLUSÕES.....</b>	<b>32</b>
<b>7. REFERÊNCIAS .....</b>	<b>33</b>

## 1. INTRODUÇÃO

A principal ameaça à biodiversidade dos ecossistemas tropicais é a destruição das florestas e a consequente perda de habitats por conta do desmatamento para extração madeireira, criação de pastagens ou para usos na agricultura. (PRIMACK & RODRIGUES, 2001).

Estas ações antrópicas sobre o meio ambiente físico causam distúrbios nos ecossistemas através de mudanças no microclima, que influencia a ciclagem de nutrientes pela serrapilheira; do aumento do nível de CO<sub>2</sub> na atmosfera, que colabora para o agravamento do aquecimento regional e global; da fragmentação de habitats, que intensifica o efeito de borda e possibilita a entrada de espécies exóticas no ambiente; da compactação do solo após a retirada da vegetação, que reduz a taxa de germinação de sementes retardando a sucessão florestal e da abertura de clareiras, que intensifica a irradiância sobre o sub-bosque e prejudica os processos fotossintéticos das plântulas (ARATO *et al.*, 2003; FEARNSIDE, 2005; VIDAL *et al.*, 2007; LIMA-RIBEIRO, 2008; GONÇALVES *et al.*, 2012).

Um dos maiores problemas deste tipo de uso do recurso natural são as consequentes áreas degradadas, que de acordo com a Instrução Normativa n.º. 4, de 13 de Abril de 2011 do Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA), é uma área impossibilitada de retornar naturalmente a um ecossistema que se assemelhe ao estado anteriormente conhecido. Assim, estratégias de regeneração florestal são necessárias para facilitar os processos de sucessão ecológica (FEARNSIDE, 2005; IBAMA, 2011).

Entre os processos de regeneração florestal, de acordo com a Lei n.º 9.985/2000 do Sistema Nacional de Unidades de Conservação – SNUC, tem-se a restauração, em que se procura retornar uma porção degradada a uma condição mais próxima da original e a recuperação, em que seja possível restituir a área para uma condição não degradada, não necessariamente a condição original (MMA, 2002).

Na Amazônia, busca-se por algumas técnicas de regeneração de baixo custo e capazes de induzir a sucessão natural (GLEASON, 1926; CLEMENTS, 1936; YARRANTON & MORRISON, 1974; HOWE & MIRITI, 2004; FILHO *et al.*, 2013). A técnica mais antiga de regeneração florestal é a semeadura direta no campo, que pode ser feita a lanço ou em covas (PANCEL, 1993), porém também tem sido testada

a nucleação, que consiste na transposição do banco de sementes do solo florestal (TRES *et al.*, 2007; MIRANDA NETO *et al.*, 2010).

Outra técnica que tem sido utilizada no manejo de áreas degradadas é o plantio de mudas de espécies nativas, pioneiras e não pioneiras, plantadas de forma aleatória, em linhas ou em grupos adensados (SOARES, 2009) com o objetivo de acelerar a reestruturação de nutrientes no solo, a formação de serrapilheira e o processo de sucessão secundária (ALVES *et al.*, 2006).

Por isso, é importante que o estado fisiológico das mudas seja conhecido e monitorado para um melhor desenvolvimento em campo, durante o plantio e em fase de crescimento, pois fatores abióticos afetam a atividade fotossintética dos vegetais (MARENCO & LOPES, 2005).

### **1.1. A ECOFISIOLOGIA COMO INSTRUMENTO DA ECOLOGIA DA RESTAURAÇÃO**

A ecofisiologia vegetal tem sido utilizada na compreensão das adaptações fisiológicas das plantas sob as influências das condições do meio ambiente físico e no auxílio do entendimento dos processos envolvidos no crescimento de mudas para aplicações práticas de manejo e de uso sustentável dos recursos naturais bem como no entendimento do funcionamento e produtividade florestal (GENTIL, 2010; GONÇALVES *et al.*, 2012).

As adaptações fisiológicas são respostas às variações temporais e espaciais do meio ambiente. As variações temporais são: a duração do fotoperíodo, que é a quantidade de luz disponível no ambiente e pode ser influenciado pelos diferentes estratos florestais; a sazonalidade da temperatura do ar e precipitação, influenciadas pela intensidade de radiação solar; e as variações imprevisíveis, que podem alterar o ambiente rapidamente, como a passagem de frentes frias ou eventos naturais como El Niño e La Niña. Já as variações espaciais são influenciadas pelo clima, pela topografia do terreno, pelo tipo de solo e pela ação antrópica que impõem mecanismos de adaptação aos organismos através da seleção natural (GONÇALVES *et al.*, 2007; RICKLEFS, 2010; GONÇALVES *et al.*, 2012).

Os atributos fisiológicos explicam as adaptações de indivíduos a partir de gradientes ambientais, pois esses atributos funcionais influenciam no crescimento, reprodução e dispersão dos indivíduos ao longo dos ecossistemas e,

consequentemente, na dispersão das espécies ao longo dos gradientes ambientais (VAZ, 2011). Esta distribuição está associada à plasticidade que os indivíduos possuem no processo de aclimação ao ambiente em que crescem e se desenvolvem como plantas de sol, crescendo em áreas ensolaradas e plantas de sombra, quando crescem em ambientes sombreados (TAIZ & ZEIGER, 2013).

A partir da capacidade de aclimação a um determinado ambiente, as plantas são classificadas em grupos ecológicos, que podem ser: plantas de sol ou heliófilas e plantas de sombra ou ombrófilas. As plantas de sol estão aclimatadas a ambientes de alta irradiância e possuem alto ponto de compensação luminosa para iniciar o processo de fotossíntese. Já as plantas de sombra estão aclimatadas a ambientes de baixa irradiância e possuem um baixo ponto de compensação luminosa (MUROYA, 1997).

Com base em outras características, as plantas são classificadas em pioneiras e de clímax na sucessão ecológica, sendo úteis nos programas de conservação e reflorestamento de áreas degradadas. As espécies pioneiras, são as primeiras a colonizarem um ambiente aberto, crescem rápido e suportam luminosidade direta (MARENCO *et al.*, 2001), enquanto as espécies de clímax, secundárias tardias, são consideradas de fácil adaptação a ambientes com diferentes características edafoclimáticas (NASCIMENTO *et al.*, 2014).

A adaptação das plantas pode ser medida pela capacidade de se desenvolver em determinado ambiente ou situação, isto significa que as organelas responsáveis em manter a fisiologia da planta estão em bom estado, para que a planta consiga realizar as trocas gasosas, de fotossíntese e respiração e alocar a energia assimilada pelos pigmentos fotossintéticos, em carboidratos para suprir o crescimento em altura e diâmetro e produção de biomassa radicular, caulinar e foliar (NETO, 2004; GONÇALVES, 2012).

## **1.2. TROCAS GASOSAS E PIGMENTOS FOTOSSINTÉTICOS**

A luz é um recurso indispensável, dentro dos fatores ambientais, para o desenvolvimento do vegetal, por favorecer a energia necessária para as trocas gasosas (MORINI e PERRONI, 2006). A fotossíntese é o processo pelo qual a planta utiliza a energia solar para sintetizar compostos carbonados que serão armazenados e posteriormente usados nos processos celulares da planta, atuando no metabolismo

e servirão como fonte de energia para os níveis tróficos da teia alimentar (RICKLEFS, 2010).

As plantas possuem em suas células organelas especializadas para a captação de energia solar, os cloroplastos. Dentro dos cloroplastos, existem os tilacóides, que são um conjunto de membranas internas, onde estão localizados o complexo antena e o centro de reação, responsáveis pela fotossíntese. O complexo antena é formado por moléculas de pigmentos, que captam a energia solar na faixa do visível, dentre eles a clorofila *a* (P700), clorofila *b* (P680) e os carotenoides, que são constituintes das membranas dos tilacóides e pigmentos acessórios (TAIZ e ZEIGER, 2013).

Existem dois centros de reação: o fotossistema I (PSI) e o fotossistema II (PSII) que participam do processo de transferência de elétrons e formação dos produtos da fotossíntese (TAIZ e ZEIGER, 2013). Os teores de pigmentos totais e da razão de clorofila *a* e *b*, são uma importante ferramenta para analisar a capacidade de adaptação das plantas ao ambiente (SOUZA, 2011).

No processo de fotossíntese, a planta absorve a radiação luminosa pelos pigmentos fotossintéticos, as moléculas de água do solo pelas raízes e o CO<sub>2</sub> da atmosfera através da abertura dos estômatos, que podem estar localizados nas faces abaxial, adaxial ou em ambas as faces das folhas (SOUZA, 2003). Durante a absorção de CO<sub>2</sub> da atmosfera, as células-guarda dos estômatos mudam a conformação dos feixes e fazem com que o estômato se abra e o CO<sub>2</sub> entre na folha por difusão. Porém, nesse processo, ocorre a perda de água da planta para a atmosfera, a transpiração estomática, em forma de vapor (TAIZ & ZEIGER, 2013). O carbono será utilizado pela planta no processo fotossintético e a perda de água não é vantajoso para a planta, pois seria um material usado no processo da fotossíntese (GENTIL, 2010).

É possível avaliar a adaptação e a estabilidade das plantas a diferentes ambientes a partir da análise das trocas uma vez que a resistência estomática pode influenciar na fotossíntese líquida e na consequente redução no crescimento das plantas. Aproximadamente, 90% da produção das plantas ocorre por atividade fotossintética. (FERRAZ, 2012).

### 1.3. RESPOSTAS FISIOLÓGICAS AO ESTRESSE LUMINOSO

O excesso de luminosidade no ambiente sobre as plantas é uma condição de estresse, devido à sua influência no fechamento dos estômatos que resulta numa menor taxa fotossintética, com a diminuição nas taxas de assimilação de carbono (GONÇALVES, *et al.*, 2012).

Além do fechamento estomático, sob quantidade de luz acima do que o aparato fotossintético é capaz de suportar, ocorre a fotoinibição, em que o fotossistema II (PSII), região onde ocorre a transferência de elétrons na fotossíntese, é inativado por dano direto causando declínio na atividade fotossintética. A fotoinibição é, então, estimada através da quantidade de fluorescência emitida pela clorofila, em um processo de liberação do excesso de energia, que pode ser como calor, para outra molécula ou como fluorescência (MAXWELL *et al.*, 2000; TAIZ e ZEIGER, 2013). O rendimento quântico máximo do PSII é estimado pela razão  $F_v/F_m$  e indica a liberação do excesso de energia capturada e da qualidade do aparato fotossintético, em que os valores abaixo de 0,75 demonstram que as folhas estão sob dano de fotoinibição (NASCIMENTO, 2009).

Algumas espécies expostas às condições estressantes como excesso de radiação podem obter deficiência na síntese de pigmentos fotossintéticos e acessórios e aumento na eficiência de transporte de elétrons. Ainda que as moléculas de clorofila se degradem com alta emissão de luz, são constantemente refeitas, porém, em alta irradiância, a velocidade de destruição das moléculas excede a de equilíbrio, aumentando a fração de clorofila *a* em relação a clorofila *b* (TAIZ & ZEIGER, 2013; CAVALCANTE, 2014).

## **2. OBJETIVOS**

### **2.1. OBJETIVO GERAL**

Analisar o desempenho fotossintético de mudas de *Ochroma pyramidale* (Cav. Ex Lamb) Urban (pau-de-balsa) e de *Hymenaea courbaril* L. (jatobá) em ambientes de alta e baixa irradiância.

### **2.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

- a)** Avaliar as trocas gasosas das espécies em resposta à alta e baixa irradiância;
- b)** Verificar o desempenho fotoquímico das espécies em resposta à alta e baixa irradiância;
- c)** Observar a taxa de captação de energia das espécies em resposta à alta e baixa irradiância.

### 3. MATERIAL E MÉTODOS

#### 3.1. LOCAL E MATERIAL DE ESTUDO

A pesquisa foi realizada no Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, *Campus V-8*, no Laboratório de Fisiologia e Bioquímica Vegetal – LFBV (3°8'S e 59°58'W), no período de 01 de Agosto de 2016 a 30 de Junho de 2017, em Manaus-AM.

Para a realização do estudo, sementes de pau-de-balsa (*Ochroma pyramidale* [Cav. ex Lamb.] Urban) e de jatobá (*Hymenaea courbaril* L.) foram cedidas da Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária – Embrapa/AM e da Fazenda Experimental da UFAM e postas para germinar no LFBV. As sementes de pau-de-balsa foram semeadas em papel filtro em câmara de germinação e as sementes de jatobá foram semeadas em substrato de areia lavada e autoclavada.

Após a germinação, as mudas foram transplantadas para sacos de 0,5 kg com substrato de terra preta e serragem na proporção de 3:1 e mantiveram-se em casa de vegetação durante 3 meses. Em seguida, 30 mudas de cada espécie foram transplantadas para sacos de 2 kg com o mesmo substrato e proporção e mantidas por 30 dias em viveiro para aclimação.

Após esse período, foi realizada a primeira medida em ambiente de viveiro, com 50% de sombreamento e em seguida, as mudas foram divididas e submetidas ao tratamento de luminosidade: 15 plantas a pleno sol (alta irradiância –  $773.21 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) e 15 plantas em ambiente sombreado sob a copa de outras árvores (baixa irradiância –  $9.80 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ).

#### 3.2. ESPÉCIES EM ANÁLISE

A seleção das espécies baseou-se na disponibilidade de matrizes e de sementes na cidade de Manaus. Das espécies utilizadas, pau-de-balsa (*Ochroma pyramidale* [Cav. ex Lamb.] Urban) da família Malvaceae, é nativa da Amazônia Ocidental, classificada como pioneira no grupo funcional e jatobá (*Hymenaea courbaril* L.) da família Fabaceae, é nativa do Brasil, classificada como não pioneira ou de clímax (DALBERTO, 2012; NASCIMENTO, 2014).

**a) Pau-de-balsa (*Ochroma pyramidale* [Cav. ex Lamb.] Urban) -  
Malvaceae**

Possui ampla distribuição Neotropical, incluindo as Antilhas e ocorre desde o Sul do México à Amazônia brasileira. Prefere terras baixas e em vales entre montanhas, mas também pode ser encontrada até 2000m de altitude. Cresce em solos férteis, úmidos, bem drenados, argilosos, neutros ou alcalinos mas pode desenvolver-se relativamente bem em solo arenoso com fina camada orgânica, em margens inundáveis de rios e igapós (DALBERTO, 2012).

As sementes podem permanecer em dormência por longo tempo e germinam abundantemente quando as condições de luz, temperatura e umidade são propícias. São consideradas espécies pioneiras e regeneram em clareiras florestais, campos abandonados ou em solos aluviais recentes (NETTO, 1994).

A germinação é epígea, fanerocotiledonar com cotilédones foliares. As sementes apresentam dormência física pela impermeabilidade do tegumento, necessitando tratamento pré-germinativo (escarificação manual ou imersão em água quente por 20 minutos), que aumenta o sucesso germinativo de 11 a 20% para 60 e 89% (LEÃO *et al.*, 2008).

Por estas características e por ter valor econômico e social, a espécie é constantemente usada em programas de reflorestamento em área degradada, já que seu crescimento é rápido e é comum a utilização da madeira e da paina dos frutos de forma comercial (PINTO *et al.*, 2004).

**b) Jatobá (*Hymenaea courbaril* L.) - Fabaceae**

Com distribuição do sul do México ao sudeste do Brasil, é encontrada em altitudes de até 900m acima do nível do mar, em solos arenosos e argilosos bem drenados de terra firme e em várzeas altas, mas raramente em campos abertos. Cresce bem em zonas úmidas com precipitação anual entre 1.500 e 3.000mm (COSTA *et al.*, 2011).

Classificada como não pioneira ou de clímax, atinge geralmente 30 a 45m de altura com diâmetro à altura do peito (DAP) de até 2m. De casca lisa (raramente

áspera com fissuras e sulcos profundos), possui coloração externa cinza ou castanho-acinzentada e coloração interna marrom-avermelhada (COSTA *et al*, 2011).

As sementes precisam ser escarificadas no lado oposto da protrusão da radícula, seguida de imersão em água, por 24 horas; imersão em água quente até a temperatura voltar à ambiente; ou imersão em ácido sulfúrico concentrado, por 30 minutos, seguida por lavagem em água corrente, por 10 minutos, para quebra de dormência (Informativo Rede de Sementes da Amazônia, 2005).

A semeadura pode ser feita, a 1cm de profundidade e 10cm de distância, em sementeira com areia peneirada lavada ou em embalagem individual. A germinação é epígea e fanerocotiledonar (assim como em *Ochroma pyramidale*), iniciando aos 20 dias e finalizando aos 40 dias, com porcentagem de 80-100% (MELO e MENDES, 2005).

As mudas devem ser repicadas para sacos de polietileno, contendo terra preparada com esterco curtido, quando os eófilos tornarem-se visíveis. Devem ser mantidas em viveiro, com sombreamento parcial, e ser transplantadas quando atingirem cerca de 30cm de altura (Informativo Rede de Sementes da Amazônia, 2005).

A espécie tem grande importância econômica, é utilizada como fitoterápico, pelo chá da casca da árvore ou a resina extraída da planta. A madeira é também usada na construção de móveis e barcos (MEDINA *et al.*, 2010).

### **3.3. RESPOSTAS FOTOSSINTÉTICAS À LUZ**

A medida do desempenho fotossintético foi realizada pelo *Infrared Gas Analyzer* (IRGA), um medidor de fotossíntese portátil do modelo LI-COR 6400. O aparelho funciona como um sistema aberto, em que o fluxo de ar e CO<sub>2</sub> passa constantemente entre a câmara de medição e a amostra e os valores são mensurados através da medida dos gases. É possível controlar a quantidade de luz e de CO<sub>2</sub> que a amostra irá receber e assim, fazer curvas para analisar as variáveis fisiológicas.

Os dados foram coletados entre 8h e 12h, em uma folha completamente expandida e em bom estado fitossanitário de dois indivíduos de cada espécie e de cada tratamento, escolhidos aleatoriamente por mês. O IRGA foi ajustado para trabalhar com fluxo de 400  $\mu\text{mol s}^{-1}$  de CO<sub>2</sub> (proveniente de um cilindro de CO<sub>2</sub>

atmosférico), temperatura do bloco em 31°C e 21  $\mu\text{mol mol}^{-1}$  de vapor de água (SANTOS *et al.*, 2013).

A curva de luz foi feita mensalmente utilizando-se a densidade de fluxo de fótons (PPDF) partir da sequência: 2000, 1500, 1250, 1000, 750, 500, 250, 150, 100, 75, 50, 25, 0  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ . A partir da incidência luminosa sobre cada amostra, foram obtidos os valores de fotossíntese líquida, condutância estomática, respiração no escuro e transpiração (SANTOS *et al.*, 2013).

Os valores da fotossíntese líquida de cada planta, obtidos da curva de luz, foram ajustados pelo Modelo da Exponencial no *software Statistic 9.0* de acordo com Iqbal *et al.*, 1997 (SANTOS JUNIOR, 2003):

$$P_n = (P_{nmax} + R_d) * \left\{ 1 - \exp * \left[ \frac{-\alpha * I}{(P_{nmax} + R_d)} \right] \right\} - R_d$$

Em que:  $P_n$  = fotossíntese líquida;  $P_{nmax}$  = fotossíntese líquida máxima;  $R_d$  = respiração no escuro, que equivale ao valor de  $P_n$  quando  $I$  for igual a 0;  $\alpha$  = rendimento quântico, estimado pelo modelo e  $I$  = irradiância (PPFD).

A partir deste modelo foi possível estimar a fotossíntese máxima ( $A$ ), a respiração no escuro ( $R_d$ ) e o rendimento quântico aparente ( $\alpha$ ) de cada muda em cada tratamento.

A irradiância de compensação e a irradiância de saturação foram obtidas a partir das equações, de acordo com Santos Junior (2003):

$$I_c = \frac{-R_d}{\alpha}$$

$$I_s = \left[ \frac{(P_{nmax} + R_d)}{-\alpha} \right] * \ln \left\{ -1 \left[ \frac{(0,95P_{nmax} + R_d)}{(P_{nmax} + R_d)} \right] + 1 \right\}$$

Em que:  $I_c$  = irradiância de compensação;  $R_d$  = respiração no escuro;  $\alpha$  = rendimento quântico;  $I_s$  = irradiância de saturação;  $P_{nmax}$  = fotossíntese líquida máxima;  $\ln$  = logaritmo neperiano.

Com estas variáveis foi possível avaliar o desempenho fotossintético e de trocas gasosas em relação às intensidades luminosas de cada tratamento.

### 3.4. TEOR DE PIGMENTOS FOTOSSINTÉTICOS

A determinação dos teores de clorofila *a*, clorofila *b* e carotenoides foi realizada pelo método químico de extração de pigmentos, que consiste na coleta de material vegetal (folhas frescas), de três indivíduos de cada espécie para extração de pigmentos no início e no fim do experimento.

As folhas de cada indivíduo foram coletadas, acondicionadas em papel alumínio e transportadas ao LFBV/INPA. Foi obtido 0,1g de folhas de cada espécie a partir de discos de 6 mm de diâmetro com furador de metal (LICHTENTHALER & WELLBURN, 1983).

Os discos foram macerados em solução contendo 10 mL de acetona (80% v/v) e 0,0722 g de MgCO<sub>3</sub> (0,5% p/v) para cada amostra. Posteriormente, o volume do extrato foi completado para 20 mL com acetona 80% e filtrado em papel filtro qualitativo nº 2. O extrato obtido foi lido em espectrofotômetro de acordo com as absorvâncias das clorofilas *a* (chl<sub>a</sub>), clorofila *b* (chl<sub>b</sub>) e carotenoides (Cx+c), respectivamente λ= 663 nm, 645 nm e 480 nm.

As concentrações das clorofilas no extrato foram calculadas com base na massa foliar (μmol g<sup>-1</sup>), a partir das equações descritas por Hendry e Price (1993) e Hendry e Grime (1993) de acordo com Werner *et al* (2009):

$$chl\ a\ (\mu mol\ g^{-1}\ ou\ \mu mol\ cm^{-2}) = \frac{(12,7xA_{663} - 2,69xA_{645})x1,119xV}{1000xg}$$

$$chl\ b\ (\mu mol\ g^{-1}\ ou\ \mu mol\ cm^{-2}) = \frac{(22,9xA_{645} - 4,68xA_{663})x1,102xV}{1000xg}$$

$$cx + c\ (\mu mol\ g^{-1}\ ou\ \mu mol\ cm^{-2}) = \frac{(A_{480} + 0,114xA_{663} - 0,638xA_{645})xV}{112,5xg}$$

Em que: A = absorvância no comprimento de onda indicado; V = volume final do extrato (clorofila + acetona); g = massa dos discos frescos.

### 3.5. FLUORESCÊNCIA DA CLOROFILA

O fluxo de fluorescência da clorofila *a* foi medido com fluorômetro portátil modelo PEA (*Plant Efficiency Analyzer*) MK2 9600. O aparelho emite luz nos comprimentos de onda 580 a 700 nm, com pico de 650 nm. A luz de excitação utilizada é a correspondente à intensidade máxima do aparelho, de  $3000 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ .

Mensalmente, duas folhas de cada indivíduo foram aclimatadas por 30 minutos no escuro utilizando clipes foliares específicos com sistema de janela que permite a abertura e o fechamento. Esse tempo de aclimação é necessário para que o aparato fotossintético pare de processar informações e que os receptores de elétrons estejam oxidados. Em seguida, as folhas receberam um pulso de luz saturante  $3000 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  do equipamento no comprimento de onda de 650 nm por 1 segundo.

Os dados foram coletados nos mesmos indivíduos utilizados para as medidas de trocas gasosas, em folhas completamente expandidas, entre o período de 8h e 12h.

Do aparelho foi obtido o rendimento quântico máximo do Fotossistema II ( $F_v/F_m$ ), e os dados foram analisados a partir do valor de referência de 0,75 para estresse luminoso (TATAGIBA, 2007; MARTINAZZO, 2011).

### 3.6. DELINEAMENTO EXPERIMENTAL

O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado (DIC), sendo dois tratamentos: plantas a pleno sol (alta irradiância) e plantas em sombra (baixa irradiância), compostos de 15 plantas cada.

Todos os dados foram submetidos ao teste de normalidade Shapiro-Wilk e a análise dos dados foram realizados pelo teste não paramétrico Kruskal-Wallis para o nível de significância de 5%, pois as amostras não obtiveram similaridade estatisticamente.

Todos os testes foram processados no programa *Stata/MP 13.0*. Statistical Software. College Station, TX: StataCorp LP.

## 4. RESULTADOS

### 4.1. TROCAS GASOSAS EM RELAÇÃO À LUZ

As maiores taxas de fotossíntese ( $A_{m\acute{a}x}$ ) foram obtidas das mudas aclimatadas sob alta irradiância (à pleno sol), com a maior taxa em pau-de-balsa (*Ochroma pyramidale*) e menor taxa nas mudas de jatobá (*Hymenaea courbaril*) aclimatadas em baixa irradiância (sombra). Ao comparar o desempenho fotossintético das espécies pelo tratamento estabelecido, houve diferença significativa entre pau-de-balsa do sol e pau-de-balsa da sombra, mas não houve diferença na  $A_{m\acute{a}x}$  de jatobá no sol e na sombra. O desempenho das mudas no sol e na sombra, em ambas as espécies, mostraram-se semelhantes estatisticamente, isto significa que as espécies reagem ao ambiente de forma similar, se em ambiente com muita luz, a taxa de fotossíntese nas duas espécies aumentou, e se em ambiente com pouca luz, a taxa de fotossíntese de ambas as espécies mantem-se baixa (Tabela 1).

**Tabela 1 – Trocas gasosas de pau-de-balsa e jatobá nos tratamentos de alta e baixa irradiância.**

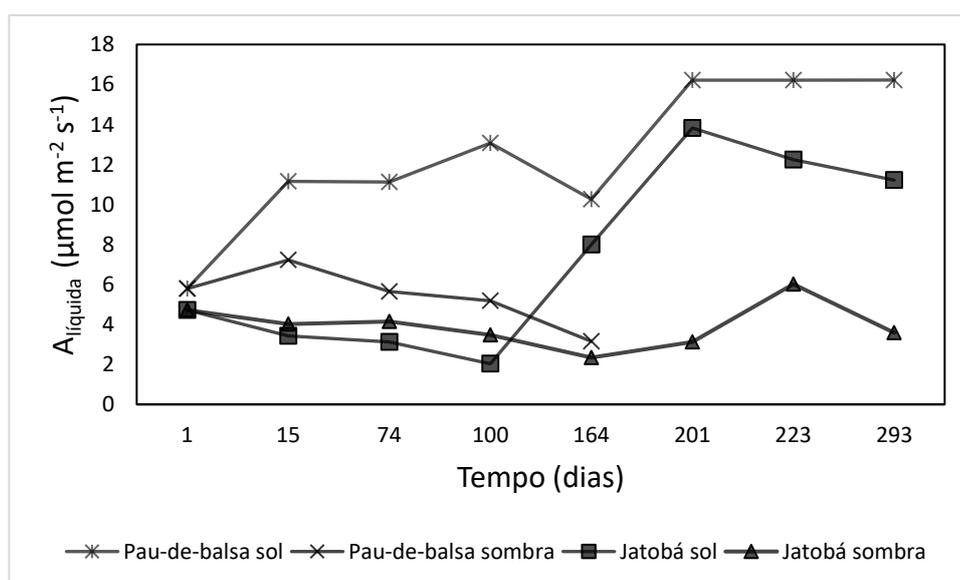
Variáveis	Tratamento/Espécie				p-valor
	Sol Pau-de-balsa	Sombra Pau-de-balsa	Sol Jatobá	Sombra Jatobá	
Fotossíntese máxima ( $A_{m\acute{a}x}$ )	11,37 (Aa)	5,35 (Bb)	7,05 (Ca)	3,66 (Cb)	0.0060
Rendimento quântico ( $\alpha$ )	0,05 (Aa)	0,05 (Ab)	0,05 (Ba)	0,06 (Cb)	0.0017
Respiração no escuro (Rd)	-1,24 (Aa)	-0,77 (Bb)	-0,85 (Ca)	-0,63 (Cb)	0.0127
Irradiância de compensação (Ic)	26,31 (Aa)	20,36 (Ab)	19,12 (Ba)	15,73 (Bb)	0.1099
Irradiância de saturação (Is)	552,51 (Aa)	288,28 (Bb)	309,42 (Ca)	151,80 (Cb)	0.0018
Condutância estomática (gs)	0,17 (Aa)	0,096 (Ab)	0,080 (Ba)	0,046 (Bb)	0.0962
Transpiração (Trans)	3,05 (Aa)	2,31 (Ab)	1,88 (Ba)	1,31 (Bb)	0.0835

*Médias seguidas por letras distintas que diferem estatisticamente pelo teste Kruskal-Wallis para  $p < 0,05$ . Letras maiúsculas equivalem à diferença entre os tratamentos nas espécies pau-de-balsa e jatobá e letras minúsculas equivalem à diferença entre espécies nos tratamentos sol e sombra.*

Em relação ao rendimento quântico aparente ( $\alpha$ ) houve diferença apenas entre os tratamentos para jatobá, com maior rendimento nas mudas aclimatadas na sombra e a respiração no escuro ( $R_d$ ), foi diferente apenas para pau-de-balsa, aclimatado à pleno sol. As mudas de ambas as espécies aclimatadas em ambiente sombreado, exigem a mesma quantidade de radiação solar que as mudas aclimatadas à pleno sol ( $I_c$ ), porém pau-de-balsa, nos tratamentos de sol e sombra, exibem diferenças na irradiância de saturação ( $I_s$ ), e as mudas da sombra saturam com menos da metade da radiação que as mudas à pleno sol toleram. Não houve diferenças estatísticas entre as espécies e os tratamentos para condutância estomática ( $g_s$ ) e transpiração ( $trans$ ) como pode ser observado na Tabela 1.

A análise da variação da fotossíntese líquida ( $A_{líquida}$ ) (Figura 1), com  $1000 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  de radiação luminosa indica que houve um aumento contínuo na taxa de fotossíntese de pau-de-balsa crescendo a pleno sol, enquanto que nos indivíduos aclimatados em ambiente sombreado, a taxa de fotossíntese diminuiu até a morte das mudas. Por outro lado, nas mudas de jatobá aclimatados à pleno sol, houve aumento na fotossíntese somente após 100 dias de aclimação e as mudas em ambiente sombreado mantiveram a taxa de fotossíntese constante.

Figura 1: Fotossíntese líquida ( $A_{líquida}$ ) de pau-de-balsa e de jatobá nos tratamentos sol e sombra ( $1000 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  de luz) ao longo do experimento.



## 4.2. CAPACIDADE DE CAPTAÇÃO DE ENERGIA LUMINOSA

O conteúdo de pigmentos foi obtido no início e no fim do experimento, sendo que no início, as mudas estavam sob condição de viveiro, portanto, na Tabela 2 está representado um valor por espécie. No final do experimento, não foi possível comparar os dados com as mudas de pau-de-balsa aclimatadas na sombra, pois não toleraram ao sombreamento até o fim do experimento.

Os indivíduos de jatobá obtiveram índices de clorofila *a* e *b* e carotenoides superiores aos de pau-de-balsa no início do experimento e no final, as mudas de jatobá aclimatados na sombra obtiveram maiores conteúdos de pigmentos em comparação aos indivíduos aclimatados à pleno sol (Tabela 2).

**Tabela 2 – Pigmentos fotossintéticos de pau-de-balsa e jatobá no início e fim do experimento.**

Variáveis	Tratamento/Espécie			
	Sol Pau-de-balsa	Sombra Pau-de-balsa	Sol Jatobá	Sombra Jatobá
<b>Início</b>				
Clorofila a (chl a)		12.96		21.67
Clorofila b (chl b)		4.95		13.87
Carotenoides (cx + c)		0.62		1.37
Clorofila total		1.24		2.32
Clorofila a/ clorofila b		6.06		3.15
<b>Fim</b>				
Clorofila a (chl a)	7.26	X	11.04	12.52
Clorofila b (chl b)	8.63	X	12.01	14.01
Carotenoides (cx + c)	0.51	X	0.75	0.81
Clorofila total	0.95	X	1.40	1.60
Clorofila a/ clorofila b	1.52	X	1.65	1.62

*Conteúdo de chl a, chlb e cx + c obtido pela equação de Hendry e Price (1993) e conteúdo de clorofila total e razão clorofila a por clorofila b foram obtidas da absorbância pelos espectros de onda. X = todos os indivíduos morreram antes do final do experimento.*

### 4.3. DESEMPENHO FOTOQUÍMICO EM RELAÇÃO À IRRADIÂNCIA

Os resultados de estresse luminoso com base no rendimento quântico do Fotossistema II (FSII) foram analisados a partir do valor de referência proposto por Silva (2015) para espécies lenhosas de Floresta Tropical pela razão entre fluorescência variável e fluorescência máxima (Fv/Fm) de 0,75 (Tabela 3).

Não houve diferenças estatísticas entre as espécies e nem nos tratamentos estabelecidos, e com base no valor de referência, houve estresse luminoso somente nas mudas de jatobá aclimatados à pleno sol.

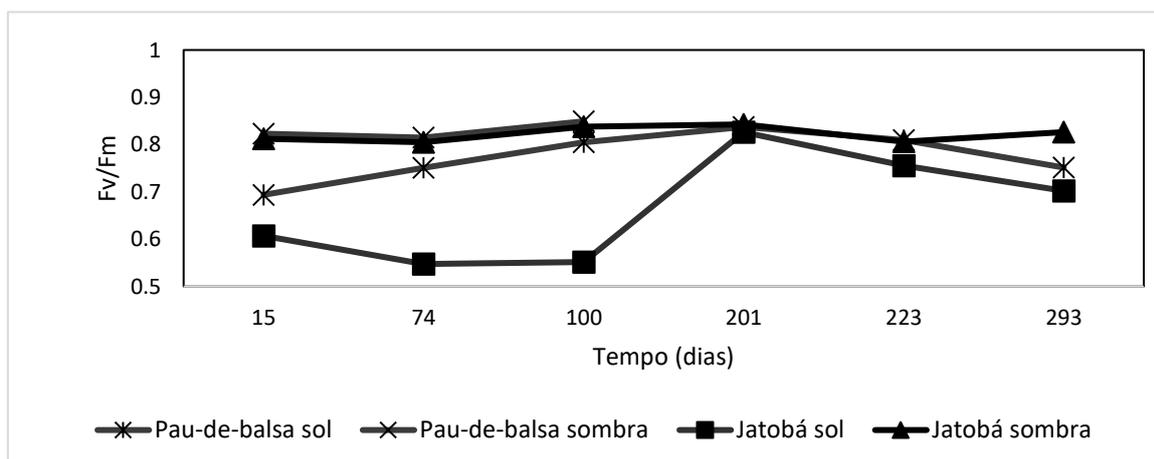
**Tabela 3 – Rendimento quântico do Fotossistema II (Fv/Fm) das espécies nos tratamentos.**

Fluorescência	Tratamento/Espécie				p-valor
	Sol Pau-de-balsa	Sombra Pau-de-balsa	Sol Jatobá	Sombra Jatobá	
Fv/Fm	0,77	0,82	0,66	0,82	0.4484

*Média do rendimento quântico do Fotossistema II e p-valor a partir do teste estatístico Kruskal-Wallis para  $p < 0,05$ .*

Mensalmente, os valores de Fv/Fm variaram semelhantemente à taxa de fotossíntese líquida, sendo que as mudas de jatobá aclimatadas à pleno sol exibiram uma capacidade baixa em captar a energia do sol nos primeiros meses do experimento e isso refletiu também na resposta fotossintética ao ambiente (Figura 2).

Figura 2: Rendimento quântico do fotossistema II (Fv/Fm) de pau-de-balsa e de jatobá nos tratamentos sol e sombra ao longo do experimento.



## 5. DISCUSSÃO

As plantas possuem muitas estratégias que auxiliam na adaptação ao ambiente, sendo uma delas, o ajuste fisiológico e morfológico que moldam as espécies a colonizarem determinado hábitat. As respostas fisiológicas de trocas gasosas com o meio externo fazem parte dessa adaptação a ambientes de sol e de sombra (GONÇALVES *et al.*, 2012).

As taxas de fotossíntese ( $A_{máx}$ ), condutância estomática (gs) e transpiração (trans) são correlacionadas, uma vez que para ocorrer a fotossíntese, os estômatos precisam abrir e o  $CO_2$  se difundir para dentro do tecido e conseqüentemente há perda de água por transpiração (TAIZ & ZEIGER). O desempenho de pau-de-balsa (*Ochroma pyramidale*) e de jatobá (*Hymenaea courbaril*) em relação a essas variáveis se mostrou eficiente, já que a condutância estomática e a taxa de transpiração não obtiveram diferenças estatísticas e a fotossíntese ocorreu a partir da condutância estomática.

O rendimento quântico aparente ( $\alpha$ ) foi menor nas mudas de pau-de-balsa e jatobá aclimatadas à pleno sol e nas mudas de pau-de-balsa aclimatadas em sombra, indicando que esses indivíduos possuíram uma capacidade reduzida em utilizar fótons para assimilar  $CO_2$  (CUNHA *et al.*, 2016).

De acordo com a literatura consultada, plantas na sombra obtêm menores valores de irradiância de compensação ( $I_c$ ) e plantas à alta irradiância obtêm valores altos de irradiância de saturação ( $I_s$ ), porém nos dados encontrados para pau-de-balsa e jatobá, não houve diferença significativa na  $I_c$ , apesar de manter o padrão comentado em literatura e na  $I_s$ , houve diferença entre os tratamentos em pau-de-balsa, indicando que essa espécie se adequa melhor em um único tipo de ambiente (NASCIMENTO, 2009).

Através da análise das trocas gasosas das mudas de pau-de-balsa aclimatadas à sombra, é observado que a diminuição da fotossíntese ( $A_{líquida}$ ) com o passar do tempo de experimento, pode ser explicada pela exigência da mesma quantidade de radiação quanto as mudas aclimatadas à pleno sol, pois não houve diferença estatística entre elas. Assim também, não pode ser explicada por fechamento estomático, pois a condutância estomática (gs) esteve alta.

O excesso de luminosidade pode ter sido a causa da fotodestruição dos pigmentos nas mudas de pau-de-balsa aclimatadas à pleno sol, analisado pela

redução na quantidade de clorofila *a* e clorofilas totais. Nas mudas de jatobá, houve redução no conteúdo de clorofila *a*, tanto nas mudas de sombra quanto nas mudas de sol, porém houve aumento de conteúdo de clorofila *b* nas mudas aclimatadas em sombra, induzindo uma adaptação ao ambiente no que se relaciona ao investimento no transporte de elétrons, já que a intensidade luminosa não induz no investimento em captação de fótons (NASCIMENTO, 2009; CUNHA, 2016).

O conteúdo de pigmentos das mudas de jatobá aclimatadas na sombra foi maior que as mudas aclimatadas no sol, e a relação clorofila *a*/clorofila *b* foi maior nas mudas aclimatadas ao sol, sugerindo que uma destruição de pigmentos de captação luminosa e investimento de pigmentos que fazem a transferência de energia entre os fotossistemas. Silvestrini (2007), encontrou o mesmo desempenho nas mudas de jatobá aclimatadas em ambiente de sol e sombra.

Além da fotodestruição de pigmentos, o excesso de luz causou fotoinibição nas mudas de jatobá aclimatadas à pleno sol, em que pôde ser observada pela diminuição do rendimento quântico do fotossistema II, pela razão  $F_v/F_m$ . A espécie é classificada como secundária na sucessão secundária, que não tolera muita radiação solar direta e tem crescimento em ambiente parcialmente sombreado, esta é uma alternativa para a ocorrência de estresse luminoso somente nesta espécie, já que pau-de-balsa é considerada uma espécie pioneira e que tolera radiação solar direta (CUNHA, 2016).

## 6. CONCLUSÕES

A utilização de espécies nativas para atividades de reflorestamento de área degradada pode ser bem-sucedida com as informações existentes sobre o funcionamento da fisiologia das espécies de interesse.

Em ambiente à pleno sol, pau-de-balsa mostrou desempenho fotossintético de tolerância, já que manteve as taxas de fotossíntese constantes, com boa condutância estomática à pleno sol. Apesar de haver perdido pigmentos fotossintéticos, a espécie não obteve estresse luminoso sob alta irradiância e nesse trabalho, as mudas de pau-de-balsa foram intolerantes ao sombreamento.

A utilização de jatobá à pleno sol requer maior cuidado, pois ainda que as taxas de fotossíntese não alteraram em sol e sombra, as mudas obtiveram estresse luminoso sob alta irradiância.

## 7. REFERÊNCIAS

ALVES, A.R.; SOUTO, J.B.; SOUTO, P.C. Aporte e decomposição de serrapilheira em área de caatinga na Paraíba. *Revista de Biologia e Ciências da Terra*, v.6, n.2, p.194-203, 2006.

ARATO, H. D.; MARTINS, S. V.; FERRARI, S. H. S. Produção e decomposição de serrapilheira em um sistema agroflorestal implantado para recuperação de área degradada em Viçosa-MG. *Revista Árvore*, v.27, n.5, p.715-721, 2003.

CLEMENTS, F. E. **Nature and structure of the climax**. *The Journal of Ecology*, 24(1), p. 252-284, 1936

FEARNSIDE, PHILIP M. Deforestation in Brazilian Amazonia: History, Rates, and Consequences. *Conservation Biology*, Belo Horizonte, v. 19, n.4, p. 680-688, 2005.

FILHO, N.L.; SANTOS, G.R.; FERREIRA, R. L. **Comparando técnicas de nucleação utilizadas na restauração de áreas degradadas na Amazônia brasileira**. *Revista Árvore*, 37(4), p. 587-597, 2013.

GENTIL, M. S. **Transpiração e eficiência do uso da água em árvores coloniais de *Eucalyptus* aos 4 anos em áreas com e sem irrigação em Eunápolis, Bahia**. Piracicaba, 2010. 72 p. Dissertação (Mestrado em Ciências na área Silvicultura e Manejo Florestal) – Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2010. [Orientador: Prof. Dr. José Luiz Stape].

GLEASON, H. A. **The individualistic concept of the plant Association**. *Bulletin of the Torrey Botanical Club*, 53(1), p. 7-26, 1926.

GONÇALVES, J. F. C.; SILVA, C. E. M.; JUSTINO, G. C.; NINA JUNIOR, A. D. R. **Efeito do ambiente de luz no crescimento de plantas jovens de mogno (*Swietenia macrophylla* King)**. *Scientia Forestalis*, 40, p. 337-344, 2012.

GONÇALVES, J.F.C.; SANTOS JUNIOR, ULYSSES M. ; NINA JUNIOR, A.R. ; CHEVREUIL, L.R . Energetic flux and performance index in copaiba (*Copaifera multijuga* Hayne) and mahogany (*Swietenia macrophylla* King) seedlings grown under two irradiance environments. *Brazilian Journal of Plant Physiology (Impresso)*, v. 19, p. 171-184, 2007.

HOWE, H. F.; MIRITI, M. N. **When seed dispersal matters**. *BioScience*, 54(7), p.651-660, 2004.

Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos recursos Renováveis (IBAMA). Instrução Normativa nº 4 de 13/04/2011 / IBAMA - Procedimentos para elaboração de Projeto de Recuperação de Área Degradada - PRAD ou Área Alterada, para fins de cumprimento da legislação ambiental. Disponível em: <http://www.ibama.gov.br/publicadas/publicada-no-diario-oficial-in-para-elaboracao-de-prad>. Acesso em: Junho/2016.

LIMA-RIBEIRO, M. S. Efeitos de borda sobre a vegetação e estruturação populacional em fragmentos de Cerradão no Sudoeste Goiano, Brasil. *Acta bot. bras.* 22(2): 535-545. 2008.

MARENCO, R.A.; LOPES, N.F. **Fisiologia Vegetal: Fotossíntese, respiração, relações hídricas e nutrição mineral**, Editora UFV. Viçosa, MG. 451p, 2005.

MIRANDA NETO, A.; KUNZ, S.H., MARTINS, S.V.; SILVA, K.A.; SILVA, D.A. Transposição do banco de sementes do solo como metodologia de restauração florestal de pastagem abandonada em Viçosa, MG. *Revista Árvore*, Viçosa-MG, v.34, n.6, p.1035 -1043, 2010.

PANCEL, L. **Forestation**. In: PANCEL, L. (Ed.). *Tropical forestry handbook*. Germany: Springer-Verlag, p. 645-725, 1993.

PRIMACK, R.B.; RODRIGUES, E. *Biologia da Conservação*. E. Rodrigues, Londrina, 2001.

RICKLEFS, R. E. *A Economia da Natureza*. 6. ed. Rio de Janeiro: Editora Guanabara Koogan, 2010.

SANTOS JUNIOR., U. M.; GONÇALVES, J. F. C. G.; FELDPAUSCH, T. R. **Growth, leaf nutrient concentration and photosynthetic nutrient use efficiency in tropical tree species planted in degraded areas in central Amazonia**. *Forest Ecology and Management*, v.226, n.1-3, p.299-309, 2003.

SILVESTRINI, M.; VALIO, I. F. M.; MATTOS, E. A. Photosynthesis and carbono gain under contrasting light levels in seedlings of a pioneer and a climax tree from a Brazilian semideciduous tropical forest. *Revista Brasil. Bot.*, v. 30, n. 3, p. 463-474, jul – set, 2007.

SOARES, S. M. P. Técnicas de restauração de áreas degradadas. Programa de pós-graduação em “Ecologia aplicada ao manejo e conservação dos recursos naturais”. Universidade Federal de Juiz de Fora. Juiz de Fora, MG, 2009. 10p.

TRES, D. R. et al. **Poleiros artificiais e transposição de solo para a restauração nucleadora em áreas ciliares**. *Revista Brasileira de Biociências*, v.5, s.1, p.312-314, 2007.

VAZ, M. C. Diversidade de estratégias ecológicas das espécies de árvores dominantes de uma floresta de terra firme da Amazônia Central. Dissertação – Mestrado em Ciências, área Ecologia – Instituto de Biociências, USP. São Paulo, 2011.

VIDAL, M. M., PIVELLO, V. R.; MEIRELLES, S.T., METZGER, J.P. Produção de serapilheira em floresta Atlântica secundária numa paisagem fragmentada (Ibiúna, SP): importância da borda e tamanho dos fragmentos. *Revista Brasil. Bot.*, V.30, n.3, p.521-532, jul.-set. 2007.

YARRANTON, G. A.; MORRINSON, R. G. **Spatial dynamics of a primary succession: nucleation**. *Journal of Ecology*, v.62, n.2, p.417-428, 1974.