



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE ALAGOAS
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA
ÁREA DE PRODUÇÃO VEGETAL**



FÁTIMA CONCEIÇÃO DE JESUS FREIRE

**CARACTERÍSTICAS FISIOLÓGICAS DE MUDAS DE CRAIBEIRA SOB
CONDIÇÕES DE DEFICIÊNCIA HÍDRICA**

**RIO LARGO-AL
2016**

FÁTIMA CONCEIÇÃO DE JESUS FREIRE

**CARACTERÍSTICAS FISIOLÓGICAS DE MUDAS DE CRAIBEIRA
SOB CONDIÇÕES DE DEFICIÊNCIA HÍDRICA**

Dissertação de Mestrado apresentada ao Programa de Pós - Graduação em Agronomia (Produção Vegetal), do Centro de Ciências Agrárias, da Universidade Federal de Alagoas, como requisito para obtenção do título de Mestre em Agronomia.

Orientador: Prof. Dr. Laurício Endres

Coorientador: Prof. Dr. Gilberto Costa Justino

RIO LARGO- AL
2016

Catálogo na fonte
Universidade Federal de Alagoas
Biblioteca Central
Divisão de Tratamento Técnico

Bibliotecária Responsável: Helena Cristina Pimentel do Vale

F866c Freire, Fátima Conceição de Jesus.
Características fisiológicas de mudas de craibeira sob condições de deficiência hídrica / Fátima Conceição de Jesus Freire. – 2016.
64 f. : il.

Orientador: Laurício Endres
Coorientador: Gilberto Costa Justino
Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) – Universidade Federal de Alagoas. Centro de Ciências Agrárias. Rio Largo, 2016.

Bibliografia: f. 56-64.

1. *Tabebuia aurea*. 2. Craibeira. 3. Caatinga. 4. Déficit hídrico. 5. Trocas gasosas. 6. Sistema antioxidante. I. Título.

CDU: 581.1

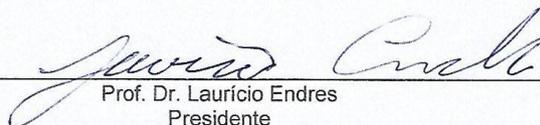
TERMO DE APROVAÇÃO

FÁTIMA CONCEIÇÃO DE JESUS FREIRE

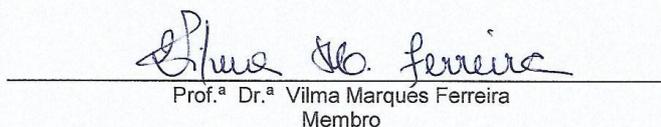
(Matrícula 14230042)

“CARACTERÍSTICAS FISIOLÓGICAS DE MUDAS DE CRAIBEIRA SOB CONDIÇÕES
DE DEFICIÊNCIA HÍDRICA”

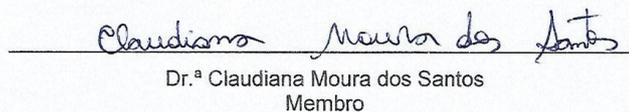
Dissertação apresentada e avaliada pela banca examinadora em vinte e três de maio de 2016, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Agronomia, área de concentração em Produção Vegetal do Programa de Pós-Graduação em Agronomia “Produção Vegetal” da Unidade Acadêmica Centro de Ciências Agrárias da UNIVERSIDADE FEDERAL DE ALAGOAS.



Prof. Dr. Laurício Endres
Presidente



Prof.ª Dr.ª Vilma Marques Ferreira
Membro



Dr.ª Claudiana Moura dos Santos
Membro

RIO LARGO – AL
Maio/2016

OFEREÇO

A Deus, Pai Todo Poderoso,
Criador do Céu e da Terra.

À minha Família.

E a todas as pessoas que conspiraram a meu favor pela
realização deste trabalho.

DEDICO

À natureza, com destaque para o Reino Plantae, que disponibilizou a *Tabebuia aurea*, a qual se constituiu em um livro oferecendo um conteúdo valioso em todas as suas folhas, que além de eliminar água e absorver dióxido de carbono exsudou conhecimentos.

AGRADECIMENTOS

Sinto-me no dever de firmar minha sincera gratidão:

A Deus que sempre se fez presente em minha vida e por ter-me concedido a oportunidade de fazer uso do dom da inteligência, iluminando-me as ideias.

A meus pais (*in memoriam*) Júlio Secundino de Jesus e Morenita Costa Carnaúba .

Ao meu esposo, Valdi Freire da Fonseca e filhos Sheyla de Jesus Freire, Cynthia de Jesus Freire, Valdi Freire da Fonseca Filho e netos Jean Michel Freire Cordeiro e Michelle Freire Cordeiro pelo apoio e tolerância à minha ausência no decorrer de todo o tempo de estudo e elaboração deste trabalho.

À Universidade Federal de Alagoas/UFAL, ao Centro de Ciências Agrárias (CECA), à Coodenação do Curso de Pós-Graduação Mestrado em Agronomia/Produção Vegetal e aos funcionários da Secretaria da Pós-Graduação pela oportunidade da realização deste curso.

Ao Prof. Dr. Laurício Endres (Orientador) e ao Prof. Dr. Gilberto Costa Justino (Coorientador), pelos conhecimentos repassados, pelo incentivo à pesquisa, respeito às minhas dificuldades, paciência e amizade.

Aos professores - Prof. Dr. Laurício Endres, Prof. Dr. José Vieira Silva, Prof. Dr. Abel Washington de Albuquerque, Prof^ª. Dra. Vilma Marques Ferreira, Prof. Dr. Paulo Vanderlei Ferreira, Prof. Dr. Rafael Ricardo Vasconcelos da Silva pelos ensinamentos, orientações, dedicação e amizade.

Aos amigos da disciplina Fisiologia Vegetal do Instituto de Ciências Biológicas e da Saúde ICBS/UFAL, sob a coordenação do Prof. Dr. Gilberto Costa Justino que juntos trabalhamos na instalação, manutenção do experimento e elaboração de análises Juliana da Silva Pinheiro, Jayne Silva Santos, Caroline Soares Nobre e Silva, Wanila Silva Matias dos Santos, Arthur Gomes Lima da Silva e Juliane Pereira de Souza, pois sem vocês seria impraticável a realização deste trabalho.

Gratidão especial ao doutorando Sebastião de Oliveira Maia Júnior pela sua dedicação, disponibilidade e atenção.

A todos os amigos do Laboratório de Fisiologia Vegetal (CECA) pelo bom convívio, amizade e colaboração, especialmente Jailma Ribeiro de Andrade, Polyana Geysa da Silva Cavalcante e Vicente Mota da Silva.

Especial agradecimento a Isabella Cardoso Pereira da Silva (Técnica do Laboratório de Fisiologia Vegetal-CECA) pela sua atenção, disponibilidade, ajuda e conhecimentos técnicos transmitidos.

Aos participantes da banca examinadora Prof^ª. Dra.Vilma Marques Ferreira e Dra. Claudiana Moura dos Santos pelas sugestões e correções.

A todos os amigos que participaram do curso, pelo prazer da convivência de forma coesa e por compartilharmos do mesmo ideal.

De forma geral agradeço a todos que direta ou indiretamente me ajudaram a concluir mais essa etapa da minha vida.

OBRIGADA

A sabedoria popular diz que:

“Aonde nasce Craibeira, tem um olho d’água” ou “quando as Craibeiras florescem bastante, significa que o próximo ano será bom de inverno”.

Autor desconhecido.

RESUMO

Craibeira (*Tabebuia aurea*) é uma espécie nativa do bioma Caatinga, apresentando estratégias que lhe permite o seu crescimento e desenvolvimento frente às condições adversas deste bioma. O objetivo do presente trabalho foi avaliar as características fisiológicas de plantas jovens de craibeira (*Tabebuia aurea*) sob condições de deficiência hídrica. Para isso, o experimento foi conduzido em vasos em casa de vegetação com mudas de aproximadamente três meses que foram submetidas a deficiência hídrica por 29 dias, com a implementação de dois tratamentos, controle (irrigada) solo com potencial hídrico em torno de -0,26 MPa, e sob estresse (estressada) com potencial hídrico de -4,88 MPa, com nove repetições cada tratamento. Após 29 dias de estresse, foram avaliadas características morfológicas e fisiológicas das plantas. A craibeira sob deficiência hídrica apresentou redução na área foliar e no acúmulo de massa seca na folha e no caule; pôde-se observar também redução no potencial hídrico das folhas (antemanhã e meio-dia), índice SPAD, condutância estomática, transpiração, fotossíntese, eficiência quântica efetiva do fotossistema II. Por outro lado, a craibeira sob condições de estresse aumentou a eficiência instantânea no uso da água, eficiência intrínseca no uso da água, o teor de prolina foliar e aumento da atividade das enzimas superóxido dismutase e ascorbato peroxidase sob estresse. Diante dos resultados, chegou-se a conclusão que a deficiência hídrica em plantas de craibeira limitou o potencial hídrico foliar, e a abertura dos estômatos prejudicando a fotossíntese o que ocasionou prejuízo no acúmulo de massa seca. Apesar de esta espécie estar sob os efeitos do déficit hídrico, ocorreu a atividade osmorreguladora da prolina e atividade protetora do sistema antioxidante enzimático contra os efeitos deletérios das espécies reativas de oxigênio, não havendo comprometimento de membrana celular. A espécie estudada possui rusticidade e plasticidade fenotípica e, provavelmente é uma boa indicação para processos de reflorestamento, revelando um potencial de resistência à seca, suportando baixos níveis de potencial hídrico do solo, altos níveis de déficit de pressão de vapor e radiação solar, conseguindo ajustar o seu metabolismo em condições adversas.

Palavras-chave: *Tabebuia aurea*. Craibeira. Caatinga. Déficit hídrico. Trocas gasosas. Sistema antioxidante.

ABSTRACT

Tabebuia aurea is a native species of the Caatinga biome, popularly called “craibeira”, able to grow and develop itself under adverse conditions. The objective of this study is to evaluate the physiological characteristics of this plant under hydric stress conditions. Thus, the experiment was conducted in pots in a greenhouse with seedlings of approximately three months which were submitted to 29 days at controlled environmental conditions applying nine replicates per each distinct treatment: controlled (irrigated), with soil hydric potential around -0.26 MPa and under stress, with hydric potential of -4.88 MPa. After this period of culture, morphological and physiological characteristics of the plants were evaluated. It was verified that under hydric stress, plants decrease the leaf area and accumulated dry mass in leaf and stem. Other reductions were presented in the hydric potential in leaves (during predawn and noon), SPAD index, stomatal conductance, transpiration, photosynthesis, effective quantum efficiency of photosystem II. In the other hand, there is an increase in the instantaneous and intrinsic water use efficiencies, leaf proline content, besides the grown in activity of enzymes dismutase superoxide and ascorbate peroxidase. Considering these results, the conclusion is the hydric stress leads a limitation of the leaf hydric potential and the stomatal opening, causing injury in the photosynthesis process. As a consequence, *Tabebuia aurea* has damage in dry mass accumulation. Despite this species is under the effects of hydric deficit, it occurred proline osmoregulatory activity and enzymatic antioxidant system protective activity against the harmful effects of oxygen reactive species; there was no cell membrane degradation. The studied species has rusticity and phenotypic plasticity. Thus, it is probably recommended for reforestation processes once the drought resistance potential enables to support low levels of soil hydric potential, high levels of vapor pressure deficit and solar radiation, due to the adjustment of its metabolism under adverse conditions.

Keywords: *Tabebuia aurea*. Craibeira. Caatinga. Hydric deficit. Gas exchange. Antioxidant system.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - <i>Tabebuia aurea</i> - Hábito arbóreo (A). Folhas e flores (B) e frutos (C)	22
Figura 2 - Solo seco para experimento (A), solo peneirado (B). Galpão do Laboratório de Fisiologia Vegetal-CECA/UFAL. Experimento com <i>Tabebuia aurea</i>	28
Figura 3 - Mudas de <i>Tabebuia aurea</i> , sob o período de aclimatação, em casa de vegetação – CECA/UFAL.....	29
Figura 4 - Aferição diária da umidade do solo. Experimento com <i>Tabebuia aurea</i> , em casa de vegetação-CECA/UFAL.....	33
Figura 5 - Coleta de amostra de solo, para quantificação do potencial hídrico diário. Experimento com <i>Tabebuia aurea</i> , em casa de vegetação-CECA/UFAL.....	34
Figura 6 - Determinação de Área Foliar em 03/03/2015. Laboratório de Fisiologia Vegetal-CECA/UFAL. Experimento com <i>Tabebuia aurea</i>	34
Figura 7 - Embalagens de partes aéreas e raiz (<i>Tabebuia aurea</i>) para serem submetidas à secagem em estufa, no Laboratório de Fisiologia Vegetal-CECA/UFAL ...	35
Figura 8 - Utilização da bomba de Scholander. Determinação do Potencial Hídrico Foliar, em casa de vegetação-CECA/UFAL. Experimento com <i>Tabebuia aurea</i>	35
Figura 9 - Leitura SPAD, em casa de vegetação-CECA/UFAL. Experimento com <i>Tabebuia aurea</i>	36
Figura 10 - Utilização do IRGA na aferição de trocas gasosas, em casa de vegetação-CECA/UFAL. Experimento com <i>Tabebuia aurea</i>	36
Figura 11 - Determinação do teor de Prolina Foliar. Laboratório de Fisiologia Vegetal-CECA/UFAL. Experimento com <i>Tabebuia aurea</i>	38

LISTA DE GRÁFICOS

- Gráfico 1 - Temperatura máxima, média e mínima (A), radiação (C) e DPV (E) referentes ao período de avaliação do experimento - supressão hídrica, de 03/02/2015 a 03/03/2015 e, temperaturas (B), radiação solar (D) e DPV (F) realizados ao longo do dia de avaliação do estresse 03/03/2015 registrados na casa de vegetação. Experimento com *Tabebuia aurea*..... 31
- Gráfico 2- Potencial Hídrico do Solo, referente ao dia 03/03/2015, final do experimento e dia correspondente à coleta de material para todas as análises. *Tabebuia aurea*. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade..... 32
- Gráfico 3 - Potencial Hídrico do Solo aferidos durante 29 dias, correspondente ao período de 03/02/2015 a 03/03/2015, em casa de vegetação-CECA/UFAL. Experimento com *Tabebuia aurea*..... 33
- Gráfico 4 - Acúmulo de Massa Seca das Folhas (A), Caules (B) e Raízes (C) em *Tabebuia aurea* com dois tratamentos irrigada e estressada, em casa de vegetação. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade..... 41
- Gráfico 5 - Área Foliar de *Tabebuia aurea* com dois tratamentos irrigada e estressada, em casa de vegetação. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade..... 42
- Gráfico 6 - Medida do Potencial Hídrico das Folhas no dia 03/03/2015, na antemã e ao meio-dia, nos tratamentos irrigada e estressada, em casa de vegetação. *Tabebuia aurea*. Médias dentro do mesmo horário seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade.....43
- Gráfico 7 - Medida de Índice SPAD das Folhas de *Tabebuia aurea*, no dia 03/03/2015, nos tratamentos irrigada e estressada, em casa de vegetação. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade..... 44
- Gráfico 8 - Condutância estomática (gs) mol H₂O m⁻² s⁻¹ em plantas de *Tabebuia aurea* nos tratamentos irrigada e estressada, em casa de vegetação. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade..... 45
- Gráfico 9 - Transpiração (E) mol H₂O m⁻² s⁻¹ em plantas de *Tabebuia aurea* nos tratamentos irrigada e estressada, em casa de vegetação. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade..... 46

Gráfico 10 - Eficiência instantânea no uso da água, EUA (A) e a eficiência intrínseca no uso da água, EIUA (B) em folhas de <i>Tabebuia aurea</i> nos tratamentos irrigada e estressada, em casa de vegetação. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade.....	47
Gráfico 11 - Assimilação líquida de carbono (A) $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-2}$ à radiação fotossinteticamente ativa (<i>AxPAR</i>) em plantas de <i>Tabebuia aurea</i> nos tratamentos irrigada e estressada, em casa de vegetação. Média seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade.....	48
Gráfico 12 - Eficiência quântica máxima do PSII (Fv/Fm) (A). Eficiência quântica efetiva do PSII (YII) (B), em <i>Tabebuia aurea</i> nos tratamentos irrigada e estressada, em casa de vegetação. Média seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade.....	49
Gráfico 13 - Teor de Prolina em Folhas de <i>Tabebuia aurea</i> nos tratamentos irrigada e estressada, antemanhã e ao meio-dia. Médias dentro do mesmo horário seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade.....	50
Gráfico 14 - Quantificação de SOD (A), CAT (B) e APX (C) em Folhas de <i>Tabebuia aurea</i> nos tratamentos irrigada e estressada, antemanhã e ao meio-dia. Médias dentro do mesmo horário seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade.....	52
Gráfico 15 - Quantificação de MDA em Folhas de <i>Tabebuia aurea</i> nos tratamentos irrigada e estressada, antemanhã e ao meio-dia. Médias dentro do mesmo horário seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade.....	53

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Caracterização física e química do solo do experimento. SB: soma de bases, t: CTC efetiva, V: saturação por base.....	29
---	----

LISTA DE ABREVIATURAS, SIGLAS E SÍMBOLOS

A	Taxa fotossintética
APX	Ascorbato Peroxidase
CAM	Metabolismo Ácido das Crassuláceas
CAT	Catalase
CECA	Centro de Ciências Agrárias
cm	Centímetro
CO ₂	Dióxido de carbono
DHAR	Desidroascorbato redutase
DIC	Delineamento Inteiramente Casualizado
EDTA	Ácido tetracético etilenodiamidina
EROs	Espécies Reativas de Oxigênio
EIUA	Eficiência intrínseca no uso da água
EUA	Eficiência instantânea no uso da água
Fv/Fm	Eficiência fotoquímica máxima do fotossistema II
g	Giros
g	Grama
GPX	Glutathione peroxidase
GR	Redutase da glutathione
gs	Condutância estomática
H ₂ O ₂	Peróxido de hidrogênio
HO•	Radical hidroxilo
Índice SPAD	Estimativa do conteúdo de clorofila, leitura SPAD
IRGA	Analisador portátil de CO ₂ infravermelho
Kg	Quilograma
kPa	Quilopascal
L	Litro
m	Metro
M	Molar
MDA	Ácido Malondialdeído
MF	Massa fresca
mg	Miligrama
MgCO ₃	Carbonato de magnésio

min	Minuto
mL	Mililitro
mm	Milímetro
mM	Milimolar
MMA	Ministério do Meio Ambiente
MPa	Megapascal
MS	Massa seca
NaCl	Cloreto de sódio
NADPH	Nicotinamida adenina dinucleotídeo fosfato
NBT	Nitroblutetrazólico
nm	Nanômetro
nM	Nanomolar
λ	Lambda, comprimento de onda
O ₂	Oxigênio molecular
O ₂ ⁻	Íon superóxido
¹ O ₂	Oxigênio singleto
O ₂ • ⁻	Radical superóxido
pH	Potencial hidrogeniônico
POX	Peroxidases não específicas
PSI	Fotossistema I
PSII	Fotossistema II
PVPP	Polivinilpirrolidona
RuBP	Enzima Rubisco
S	Sul
SOD	Superóxido Dismutase
TFK	Tampão fosfato de potássio
URar	Umidade relativa do ar
W	Oeste
Watts	Unidade de potência
WP4C	Dewpoint Potentia Meter
YII	Eficiência quântica efetiva do fotossistema II
% p/p	Porcentagem peso por peso
% p/v	Porcentagem peso por volume
% v/v	Porcentagem volume por volume

Ψ_w	Potencial hídrico
Ψ_{wmd}	Potencial hídrico ao meio dia
μg	Micrograma
μl	Microlitro
μM	Micromolar
μmol	Micromol

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	18
2	REVISÃO DE LITERATURA.....	20
2.1	Caatinga.....	20
2.2	Descrição da espécie.....	21
2.3	Respostas das plantas à deficiência hídrica.....	23
2.4	Sistemas antioxidantes enzimáticos e peroxidação de lipídeos em resposta a deficiência hídrica em plantas.....	26
3	MATERIAL E MÉTODOS.....	28
3.1	Local e caracterização do ambiente.....	28
3.2	Resumo da estratégia experimental / Delineamento experimental.....	32
3.3	Área foliar e massa seca.....	34
3.4	Análises fisiológicas.....	35
3.4.1	Potencial Hídrico Foliar.....	35
3.4.2	Índice SPAD.....	36
3.4.3	Trocas Gasosas / Eficiência Fotoquímica.....	36
3.5	Análises Bioquímicas.....	37
3.5.1	Prolina.....	37
3.5.2	Proteínas Solúveis.....	38
3.5.3	Enzimas Antioxidantes – SOD, CAT e APX.....	38
3.5.3.1	Superóxido Dismutase (SOD) (EC 1.15.1.1).....	38
3.5.3.2	Catalase (CAT) (EC 1.11.1.6).....	39
3.5.3.3	Ascorbato Peroxidase (APX) (EC 1.11.1.11).....	39
3.5.4	Peroxidação dos Lipídeos / Quantificação de MDA.....	40
3.6	Análises Estatísticas.....	40
4	RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	41
4.1	Efeitos do Estresse Hídrico em <i>Tabebuia aurea</i>.....	41
4.1.1	Acúmulo de Massa Seca.....	41
4.1.2	Área Foliar.....	42
4.1.3	Potencial Hídrico das Folhas.....	43
4.1.4	Índice SPAD.....	44
4.1.5	Condutância Estomática.....	45

4.1.6	Transpiração.....	46
4.1.7	Eficiência Instantânea no Uso da Água / Eficiência Intrínseca no Uso Água.....	47
4.1.8	Fotossíntese, Rendimento Quântico Máximo e Efetivo do Fotossistema II.....	47
4.1.9	Acúmulo de Prolina em Folhas.....	50
4.1.10	Atividades das Enzimas Antioxidantes - SOD, CAT e APX.....	51
4.1.11	Peroxidação dos Lipídeos.....	53
5	CONCLUSÕES.....	55
	REFERÊNCIAS.....	56

1 INTRODUÇÃO

A Caatinga é o tipo de vegetação típica da região semiárida do Nordeste do Brasil (RIZZINI, 1997). Os aspectos microclimáticos desta área são resultantes principalmente das condições de altas temperaturas, reduzida umidade, retenção de calor e maior exposição ao vento (POREMBSKI, 2007). Na maior parte deste bioma, chove menos de 750 mm anuais, concentrados e distribuídos irregularmente. Os solos variam de rasos e pedregosos a profundos e arenosos, pouco férteis ou altamente férteis (VELLOSO et al., 2002). A cobertura vegetal da Caatinga é representada por formações xerófilas diversas estando condicionada ao déficit hídrico relacionado à seca, devido à irregularidade das chuvas (TROVÃO et al., 2004). Assim, as espécies aí presentes apresentam adaptações morfológicas e/ou fisiológicas que permitem a sua sobrevivência em condições de seca (SILVA et al., 2004).

O Bioma encontra-se em deterioração com substituição de espécies nativas por pastagens e cultivos. As queimadas e o desmatamento são ainda práticas corriqueiras no preparo da terra para a agropecuária, acarretando a destruição da cobertura vegetal e comprometendo a fauna silvestre, a qualidade da água, o equilíbrio do clima e do solo (ANDRADE-LIMA, 1981). A utilização dos recursos da Caatinga ainda se preconiza em princípios puramente extrativistas, desprovidos de manejo sustentável (DRUMOND et al., 2000). O extrativismo e a agropecuária são os principais determinantes que favorecem a desertificação, resultado do desmatamento e da degradação do solo (SAMPAIO e ARAÚJO, 2005).

Dentre as espécies que ocorrem nesse ecossistema ressalta-se a *Tabebuia aurea* (Silva Manso) Benth. & Hook. f. ex S. Moore, conhecida como craibeira, pertencente à família Bignoniaceae. Arbórea de 10 a 20 metros de altura, com tronco tortuoso, apresentando folhas opostas, compostas e subcoriáceas, frutos do tipo folículo normalmente seco, deiscente, que se abre em uma fenda longitudinal e é formado por um carpelo, com sementes achatadas e aladas. É comum às margens dos rios temporários do Nordeste semiárido (CORRÊA, 1984; ANDRADE-LIMA, 1989; LORENZI, 1998). Indicada para revegetação, principalmente de matas ciliares, em regiões de baixa pluviosidade pelo fato de apresentar crescimento rápido e boa rusticidade (característica que permite uma perfeita adaptação às diferentes situações) (CHOMITZ et al., 2005; SOARES e CASAGRANDE, 2008).

Os efeitos da seca sobre o desenvolvimento dos vegetais dependem da intensidade, do tempo de estresse, da fenologia e genética da planta, podendo ocasionar inúmeras alterações morfofisiológicas, tais como: redução da turgescência, sistema radicular aumentado e

profundo em detrimento da expansão da parte aérea do vegetal, diminuição do tamanho das folhas com conseqüente redução do número de estômatos, comprometendo as trocas gasosas e o processo fotossintético (SANTOS e CARLESSO, 1998), além do acúmulo de componentes osmoticamente ativos como prolina e carboidratos, aumento de espécies reativas de oxigênio (EROS) e atividade de enzimas antioxidantes (PIMENTEL, 2004; SANTOS E SILVA, 2015). A habilidade da planta em alterar sua fisiologia/morfologia em resposta a mudanças de condições ambientais chama-se plasticidade fenotípica, fator importante para as plantas xerófilas, cujo estilo de vida requer que as mesmas sobrevivam em diferentes ambientes (SCHLICHTING, 2002).

O desenvolvimento de estudos mais abrangente da plasticidade fisiológica de espécies arbóreas da caatinga mediante uma pesquisa conjunta de suas características morfo-fisiológicas torna-se necessária para melhor compreensão das respostas dessas plantas aos estresses abióticos como a seca. Dessa forma, com informações diversificadas sobre esses aspectos, pode contribuir com os programas de revegetação em regiões com secas prolongadas.

Portanto, o objetivo desse estudo foi avaliar as características fisiológicas de mudas de craibeira sob deficiência hídrica.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Caatinga

A Caatinga é um dos mais importantes biomas brasileiros, correspondendo a 11% do território nacional, 70% da região Nordeste, uma das regiões menos estudadas no âmbito nacional e um ambiente relativamente rico em espécies dado ao seu alto grau de heterogeneidade (LEAL, 2003). O termo Caatinga tem origem do tupi-guarani, significando mata branca (CAA= mata e TINGA= branca) devido à paisagem no período de estiagem quando a vegetação perde as folhas (caducifolia) e fica com um aspecto seco e sem vida (ALVES, 2007). O bioma vem sofrendo alterações fitofisionômicas e estruturais relacionadas a processos antrópicos, desde o período da colonização brasileira, principalmente no que se refere às práticas da pecuária bovina, agrícolas, caça e da extração de lenha (ANDRADE et al., 2005).

A Caatinga apresenta um clima semiárido, temperatura média de 23°C a 27°C, com pluviosidade irregular em um único período do ano, seu solo é pedregoso e raso indicando leve capacidade de retenção de água (SILVA et al., 2003; ALVES, 2007). Apresenta plantas com características associadas à deficiência hídrica. A vegetação caracteriza-se por apresentar alta resistência à seca devido ao desenvolvimento de diferentes mecanismos anatomo-fisiológicos, destacando-se dentre estes os xilopódios, caules suculentos clorofilados, folhas modificadas em espinhos, caducifolia, mecanismos especiais de abertura e fechamento dos estômatos, processo de absorção do dióxido de carbono (CO₂) durante a noite, sementes em estágio de dormência e ciclo vital curto, entre outros (RODAL e SAMPAIO, 2002).

As plantas se classificam em três tipos: “efêmeras” com tempo de vida curto, germinação na estação chuvosa; “suculentas” possuem folhas e caules carnosos, cutícula grossa e com cera, metabolismo ácido das crassuláceas (CAM) e as “lenhosas” com camadas de suberina, raízes que se aprofundam no solo, podendo ter estrutura de armazenamento e caducifolia (TROVÃO, 2004; ALVES, 2007).

Quando os vegetais são expostos ao estresse hídrico, na maioria das vezes, apresentam respostas fenológicas que resultam de forma indireta na conservação da água no solo, como se estivessem preservando-a para utilização em períodos futuros (McCREE e FERNÁNDEZ, 1989).

A Caatinga é um bioma bastante modificado pelas ações antrópicas. Já teve, há muito tempo, áreas diagnosticadas com processo de desertificação, o que exige, imediatamente,

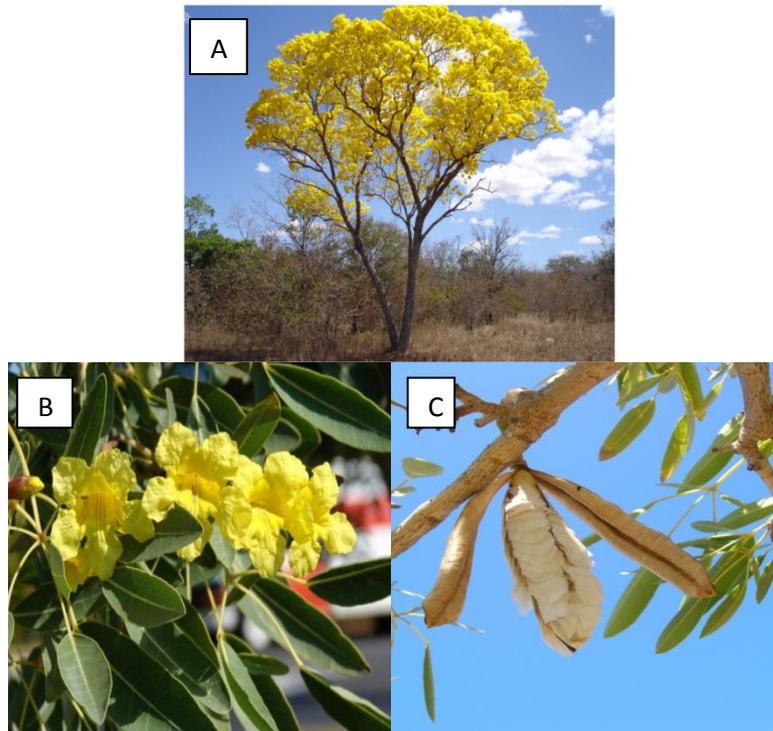
ações que procurem estabelecer políticas de recuperação a partir da revegetação. Atualmente, sabe-se que mesmo com características aparentemente adversas para a manutenção de grande diversidade, a Caatinga possui várias espécies endêmicas e a maior biodiversidade entre as regiões semiáridas do planeta, porém, seriamente ameaçada (BRASIL, 2007). A recuperação de áreas através do plantio de espécies arbóreas nativas recompõe o teor de matéria orgânica do solo, recuperando a capacidade de retenção de água e a sua microbiologia (SOARES e CASAGRANDE, 2008).

2.2 Descrição da espécie

Tabebuia aurea, pertence a família *Bignoniaceae*, é conhecida popularmente como craibeira, carabeira, para-tudo, caroba-do-campo, cinco-em-rama, cinco-folhas-do-campo, ipê-amarelo-craibeira, ipê-amarelo-do-cerrado e pau-d'arco. Esta espécie ocorre nas margens de rios temporários do Nordeste semiárido, em diversos biomas como o Cerrado, Caatinga, Amazônia e Pantanal, assim também como em outros países, tais como Bolívia, Argentina, Paraguai, Peru e Suriname (LORENZI, 1998; CABRAL et al., 2004).

Tabebuia aurea atinge normalmente altura de 10 a 20 metros dependendo do ambiente. Seu período de floração se estende de agosto a setembro. De frutificação de setembro a outubro. Possui fruto do tipo folículo, com sementes aladas dispersas pelo vento. Apresenta folhas subsésseis, opostas, digitadas, compostas, oblongas, número de folíolos de 5 a 7. Com inflorescência, flores hermafroditas, corola tubulosa, amarelas (LORENZI, 1998) (Figura 1- A, B e C).

Figura 1- *Tabebuia aurea* - Hábito arbóreo (A). Folhas e flores (B) e frutos (C).



Fonte: PEREIRA [201-?]. Disponível em: <http://pt.slideshare.net/mayara_307santos/botanica-economica>

É uma planta decídua com importância econômica por fornecer matéria prima, pois sua madeira é de textura mediana e resistente, muito utilizada para a construção de casas, canoas, vigamentos, esquadrias, móveis, cabos de ferramentas, construção civil e serviços diversos. Útil na arborização de ruas e praças, devido a sua floração vistosa e pela sombra que pode oferecer. Indicada para reflorestamento, principalmente de matas ciliares, em regiões de baixa pluviosidade pelo fato de apresentar crescimento rápido (CHOMITZ et al., 2005; SOARES e CASAGRANDE, 2008).

A madeira da craibeira é adequada para a construção de canoas, pois é resistente ao ataque do “buzano”, espécie de molusco da família *Teredinidae* (MACHADO e PEREIRA, 1985). A casca tem uso medicinal, como depurativo e febrífuga. A entrecasca do caule é utilizada na produção de xarope para tratamento de gripes, resfriados, bronquites e tosse. O decocto da casca (líquido proveniente do cozimento) substituindo a água é utilizado em casos de inflamações (PEREIRA, 2003).

A craibeira serve de importante fonte de recurso para diversas espécies de animais, como papagaio, veado, bugio, jacutinga, aracuã, que se alimentam de flores, folhas e frutos e utilizam ocos em troncos para nidificar. Etimologicamente, *Tabebuia*, do tupi, significa pau

que flutua ou formiga; *aurea* em função das flores douradas; *Caraíba*, do tupi, kara'ib, é arbusto sábio, inteligente, sagrado (ALMEIDA et al., 1998; SILVA JÚNIOR et al., 2005).

O estabelecimento de uma área reflorestada auto-sustentável com a biodiversidade adequada é o principal objetivo de qualquer programa de reflorestamento. Portanto, o conhecimento do comportamento ecofisiológico das espécies a serem utilizados é fundamental (ENDRES et al., 2010; SOUZA et al., 2010).

Tabebuia aurea é considerada a Árvore Símbolo do Estado de Alagoas, segundo o Decreto nº 6239, de 29/04/1985. Secretaria de Comunicação Social (S. C. S.) Maceió: Sergasa (ALAGOAS, 1985).

2.3 Respostas das plantas à deficiência hídrica

A deficiência hídrica nas plantas é perceptível quando a taxa transpiratória é superior à absorção de água, sendo consequência de um período contínuo ou transitório de seca (SMIT & SINGELS, 2006). A carência de água nos tecidos, proveniente da grande demanda evaporativa ou pelo suprimento limitado de água no solo, interfere em todos os aspectos do crescimento e desenvolvimento das plantas, além de afetar os processos metabólicos tais como a respiração e a fotossíntese (KRIEG, 1993; NOGUEIRA et al., 2001).

As formas de manifestações de resistência ao estresse hídrico, são: a) limitação do crescimento, para minimizar a perda de água; b) adaptações morfológicas; c) adaptações fisiológicas (ARTLIP e WISNIEWSKI, 2002) .

Os mecanismos de resistência à seca podem ser de três formas: "evitar", "tolerar" e "escapar". No tocante ao "evitar", as plantas fecham os estômatos e aprofundam o sistema radicular para explorar um volume maior de solo, diminuindo o tamanho das células e destacando o espessamento das paredes celulares e a presença de cera na cutícula; o "tolerar" refere-se à habilidade da planta em manter o equilíbrio de suas funções fisiológicas em situações de déficit hídrico, e o "escapar" ocorre quando a planta antecipa o ciclo de desenvolvimento (SANTOS e CARLESSO, 1999).

Entre os fatores abióticos limitantes da produtividade das plantas, destacam-se a deficiência hídrica e altos níveis de radiação solar incidente, assim o aumento excessivo da luz acima da capacidade de utilização pela fotossíntese pode ocasionar uma condição de estresse conhecida como fotoinibição (LEMOS FILHO, 2000).

A luz desempenha um papel importante na regulação de inúmeras enzimas cloroplásticas, podendo em condições aeróbicas, catalisar a geração de espécies reativas de

oxigênio, prejudiciais à integridade e funcionalidade celular. Muitos dos efeitos do excesso de luz estão localizados no fotossistema II (PSII). O alvo principal deste dano é a proteína D1 que integra o centro de reação deste fotossistema. O PSII parece ser mais sensível ao calor, que o fotossistema I (PSI) (HAVAUX e DAVAUD, 1994; BAKER, 2008).

O aumento da temperatura juntamente com a deficiência hídrica acarreta primeiro o bloqueio dos centros de reação do PSII e, em seguida, causa a dissociação do complexo proteína-pigmento da antena, essa disjunção pode estar relacionada à separação de fases dos lipídeos formadores de camada simples nas membranas dos tilacóides ou ainda ser consequência da reação entre íons superóxido (O_2^-) e peróxido de hidrogênio (H_2O_2), oriundos de estresse oxidativo e que causam inativação enzimática, descoloração de pigmentos, peroxidação de lipídeos e proteólise (PASTORI e TRIPPI, 1993; MITTLER, 2002).

No entanto em função da restrição hídrica ocorre o fechamento estomático, este dano pode ser acentuado, o que depende das características adaptativas da espécie, tanto em nível morfológico como fisiológico, envolvendo a capacidade de reparo dos danos causados ao fotossistema (MURATA et al., 2007). Dentre muitos mecanismos adaptativos, o controle da abertura e fechamento estomáticos, é o de maior eficiência para que a planta possa controlar a perda de água pelas folhas, a partir da transpiração. O processo de regulação estomática funciona de maneira adequada, promovendo maior eficiência instantânea no uso da água, procurando maximizar a entrada de CO_2 , e reduzir a perda de água para a atmosfera. O controle deste mecanismo pode favorecer o estabelecimento da espécie em ambientes áridos (CARVALHO et al., 2009).

As respostas mais marcantes das plantas ao déficit hídrico consistem no decréscimo da produção da área foliar, no fechamento dos estômatos, na aceleração da senescência e na abscisão das folhas (McCREE e FERNÁNDEZ, 1989; TAIZ e ZEIGER, 2009).

A aferição da fluorescência da clorofila, pode ser usada para informar sobre os estádios de desenvolvimento de plantas (BACARIN e MOSQUIN, 2002). Este procedimento serve também para comparar genótipos (CAMPOSTRINI e MAESTRI, 1998). Sendo ainda usada para investigar danos causados no aparato fotossintético, por diversas causas de estresses (HAVAUX et al., 1988; EL-SHEEKH, 1993; TORRES NETO et al., 2002).

Inúmeros fatores podem contribuir para a proteção contra a fotoinibição, incluindo mecanismos que diminuam a absorção de luz, como movimento de folhas, pilosidade, reflectância, fotorrespiração e a redução do oxigênio no PSI, que levam à formação de água, e

a dissipação de energia por mecanismos não-fotoquímicos tais quais perda de calor ou dissipação não radiativa (DIAS e MARENCO, 2007).

A baixa regulação ou a inibição progressiva de processos metabólicos conduzem para a redução do conteúdo da enzima Rubisco (RuBP) Ribulose-1,5-bifosfato-carboxilase-oxigenase que se transforma na principal limitação na seca severa, e assim inibe a assimilação fotossintética do CO₂. Quando a disponibilidade hídrica do solo decresce, os estômatos abrem-se menos ou até mesmo permanecem fechados, permitindo à planta evitar sua desidratação (TAIZ e ZEIGER, 2009).

A relação entre a fluorescência variável com a fluorescência máxima (Fv/Fm) é uma medida da eficiência máxima do PSII nas plantas, ou seja, a eficiência quântica de todos os centros do PSII quando estão abertos. A fluorescência da clorofila demonstra o estado do PSII. Esta medida pode informar a que ponto o PSII está utilizando a energia absorvida pela clorofila e a dimensão que ele está sendo danificado pelo excesso de luz (SCHREIBER et al., 1995).

O valor da relação Fv/Fm indica a eficiência quântica potencial do PSII e é usado como indicador sensível do desempenho fotossintético do vegetal. A relação Fv/Fm pode variar numa faixa de 0,75 a 0,85 em plantas em condições ambientais ótimas. A diminuição da relação Fv/Fm é um bom indicador de efeito fotoinibitório quando as plantas estão submetidas a qualquer tipo de estresse. A fotoproteção da fotossíntese é um mecanismo eficiente de dissipação térmica e uma alternativa para a cadeia transportadora de elétrons; assim, em associação com alterações no complexo-antena, ajudam a equilibrar a absorção da luz e sua utilização em ambientes naturais (ARAÚJO e DEMINICIS, 2009).

Uma das respostas à deficiência hídrica, comumente observada, refere-se ao acúmulo de solutos orgânicos, tais como: proteínas, carboidratos, N-amino e prolina (BRAY, 1997). Estas respostas podem conduzir ao ajustamento osmótico e à manutenção de um status hídrico favorável para o metabolismo. Neste caso, os solutos são denominados osmorreguladores (INMAN-BAMBER e SMITH, 2005).

Açúcares solúveis, betaínas e proteínas solúveis acumulados protegem as células contra a desidratação por meio do ajuste osmótico (POORTER et al., 2009). Logo, o mesmo efeito é verificado pelo acúmulo de prolina, um aminoácido (JOHARI-PIREIVATLOU, 2010).

2.4 Sistemas antioxidantes enzimáticos e peroxidação de lipídeos em resposta a deficiência hídrica em plantas

A deficiência hídrica associada ao excesso de temperatura e alta irradiância, causa redução na fotossíntese, diminuindo a utilização da radiação incidente, ocasionando acúmulo de poder redutor (NADPH) e redução do aceptor final da cadeia de transporte de elétrons (NADP⁺). A intensidade alta do poder redutor pode promover a superredução da cadeia transportadora de elétrons, contribuindo para o escape de elétrons, que por sua vez reagem com o oxigênio molecular (O₂), formando assim, as chamadas espécies reativas de oxigênio (EROs) (CARVALHO, 2008; CAVATTE et al., 2012).

As EROs são formadas normalmente nas vias metabólicas das plantas como nos cloroplastos, nas mitocôndrias, nos peroxissomas, especialmente na fotossíntese e na respiração, em quantidades muito inferiores (APEL e HIRT, 2004). Porém, quando os vegetais estão sujeitos a um ou mais determinantes de estresse, pode ocorrer alterações das vias metabólicas, levando a um aumento considerável da produção destas EROs, denominado de estresse oxidativo em plantas (ASADA, 2006; GILL e TUTEJA, 2010).

A transformação do oxigênio molecular em espécies reativas de oxigênio é proveniente da redução parcial de oxigênio atmosférico (O₂) por metabolismo aeróbio. São subprodutos que resultam da inversão do spin de um elétron do O₂ para formar oxigênio singleto (¹O₂) ou da transferência de um, dois ou três elétrons do O₂ para formar, respectivamente, o radical superóxido (O₂•⁻), peróxido de hidrogênio (H₂O₂) ou o radical hidroxilo (HO•) (MITTLER, 2002; APEL e HIRT, 2004; POSPÍŠIL et al., 2009).

A produção de EROs em vegetais submetidos a baixa disponibilidade de água, têm um duplo efeito. Em níveis relativamente baixos, provavelmente funciona como um componente de uma via de sinalização de estresse, desencadeando defesa ou respostas de aclimação (CARVALHO, 2008). Ao atingir o nível de fitotoxicidade as EROs tornam-se extremamente maléficas, assim sendo o organismo é incapaz de metabolizar efetivamente o excesso das mesmas, provocando uma imediata peroxidação lipídica, oxidação de proteínas, inibição enzimática e danos ao DNA e RNA (APEL e HIRT, 2004; GILL e TUTEJA, 2010).

Tais danos causam a disfunção celular, lesões necróticas ou ainda morte celular (FOYER e NOCTOR, 2009; SHARMA et al., 2012). Os danos oxidativos são visíveis nas folhas pela presença de regiões cloróticas que, em muitos casos, evoluem para necrose e abscisão foliar (CAVATTE et al., 2012).

Os danos oxidativos causados pelo excesso de EROs, são amenizados por um complexo sistema antioxidativo de defesa que os vegetais possuem, envolvendo antioxidantes de baixa massa, composto por moléculas hidrofílicas como o ácido ascórbico e a glutatina reduzida, ou lipofílicas como o α -tocoferol e os caratenóides, e por enzimas antioxidantes tais como superóxido dismutase (SOD), catalase (CAT), ascorbato peroxidase (APX), glutathione peroxidase (GPX), peroxidase não específicas (POX), redutase da glutathione (GR), monodesidroascorbato redutase (MDHA) e desidroascorbato redutase (DHAR) (ASADA, 2006; GILL e TUTEJA, 2010). Portanto, o papel das enzimas antioxidantes em condições de estresse hídrico é o de equilibrar a acumulação de EROs limitando os danos oxidativos (MITTLER, 2002; SHARMA et al., 2012). Normalmente as espécies reativas de oxigênio são neutralizadas pelo sistema antioxidante, entretanto em algumas situações pode acontecer um desequilíbrio entre os oxidantes e antioxidantes, gerando estresse oxidativo. Os componentes celulares são suscetíveis à ação das EROs, sendo a membrana um dos mais prediletos em decorrência da peroxidação lipídica, a qual sofrerá alterações na sua estrutura e permeabilidade (FERREIRA e MATSUBARA, 1997). E, em última condição, à morte celular (CURI et al., 2002). A peroxidação lipídica é definida como os danos biológicos causados por radicais livres por ocasião do estresse oxidativo (ZIN et al., 2002). E é frequentemente utilizada como indicador de estresse oxidativo em vegetais sob ambiente em condições adversas (SPANNO et al., 2013).

Os ácidos graxos poli-insaturados dos lipídeos são o foco das EROs, elaborando radicais derivados que, por sua vez podem exercer papel de mensageiros secundários (APEL e HIRT, 2004). Há doação de um átomo de hidrogênio a partir de uma cadeia de ácidos graxos insaturados de fosfolipídios da membrana no processo oxidativo, iniciando assim o processo de peroxidação lipídica. Deste processo resultam peróxidos lipídicos e peróxidos cíclicos, que em última instância são fragmentos de aldeídos associados como malondialdeído (MDA) (SREELATHA e PADMA, 2009). Portanto, a capacidade do vegetal de minimizar as espécies reativas de oxigênio e reduzir os danos às macromoléculas e estruturas, representa uma característica fundamental de plasticidade (CARVALHO, 2008).

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Local e caracterização do ambiente

O experimento foi conduzido em casa de vegetação no Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Alagoas (CECA/UFAL), localizado no município de Rio Largo, Alagoas, com coordenadas geodésicas 09°28'02"S; 35°49'43"W e 127 m de altitude, no período de 04 de novembro de 2014 a 03 de Março de 2015.

As mudas de aproximadamente três meses foram adquiridas do *Arboretum* da UFAL e selecionadas pelo estágio de crescimento e condições fitossanitárias, elas chegaram à casa de vegetação no CECA em 04 de novembro de 2014, as mesmas foram logo transplantadas para vasos de plástico com 22 kg de solo.

O solo utilizado no experimento foi coletado na região próxima ao CECA, o qual foi posto para secar e em seguida peneirado (Figura 2- A e B). Apresentando classe textural média. As análises química e física encontram-se na Tabela 1.

Figura 2- Solo seco para o experimento (A), solo sendo peneirado (B). Galpão do Laboratório de Fisiologia Vegetal-CECA/UFAL. Experimento com *Tabebuia aurea*.



Fonte: Autora (2016).

Tabela 1 - Caracterização física e química do solo do experimento. SB: soma de bases, t: CTC efetiva, V: saturação por base.

Caracterização	Parâmetro	Unidade	Valor
Física	Areia Fina	(g kg ⁻¹)	178,00
	Areia Grossa	(g kg ⁻¹)	496,00
	Total		674,00
	Argila	(g kg ⁻¹)	296,00
	Silte	(g kg ⁻¹)	29,00
	Textura do solo		Média
Química	pH		5,20
	P	(mg dm ⁻³)	207,00
	K	(mg dm ⁻³)	3,60
	B	(mg dm ⁻³)	0,23
	Fe	(mg dm ⁻³)	57,00
	Mn	(mg dm ⁻³)	2,10
	Zn	(mg dm ⁻³)	0,60
	Ca ²⁺	(cmol _c dm ⁻³)	41,00
	Mg ²⁺	(cmol _c dm ⁻³)	13,00
	Al ³⁺	(cmol _c dm ⁻³)	0,00
	H+Al	(cmol _c dm ⁻³)	37,00
	MO	(dag kg ⁻¹)	25,00
	SB	(dag kg ⁻¹)	58,00
	t	(dag kg ⁻¹)	95,00
V	(%)	61,00	

Fonte: UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA. Laboratório de Fertilidade do Solo (2015).

Após o transplântio as plantas passaram pelo processo de aclimação, durante 90 dias, onde todas foram mantidas bem próximo a capacidade de campo (Figura 3).

Figura 3 - Mudanças de *Tabebuia aurea*, sob o período de aclimação, em casa de vegetação-CECA/UFAL.



Fonte: Autora (2016).

As condições ambientais durante o período de avaliação do estresse foram registradas por uma estação meteorológica automática modelo WS - GP1 (DELTA-T Devices, Cambridge - England), localizada dentro da casa de vegetação, registrando: temperatura (°C), umidade relativa do ar (%) a cada 5 min e radiação solar ($W \cdot m^{-2}$) a cada 15 s e a média armazenada a cada 15 minutos em datalog . Com base nos dados de umidade e temperatura foi calculado o (DPV) Déficit de Pressão de Vapor do Ar (ALLEN et al., 1998) (Gráfico 1- A, B, C, D, E e F).

$$DPV = es - e = \left[0,6108 \exp \left(\frac{17,27T}{237,3 + T} \right) \right] - \left(\frac{es - UR}{100} \right)$$

Onde:

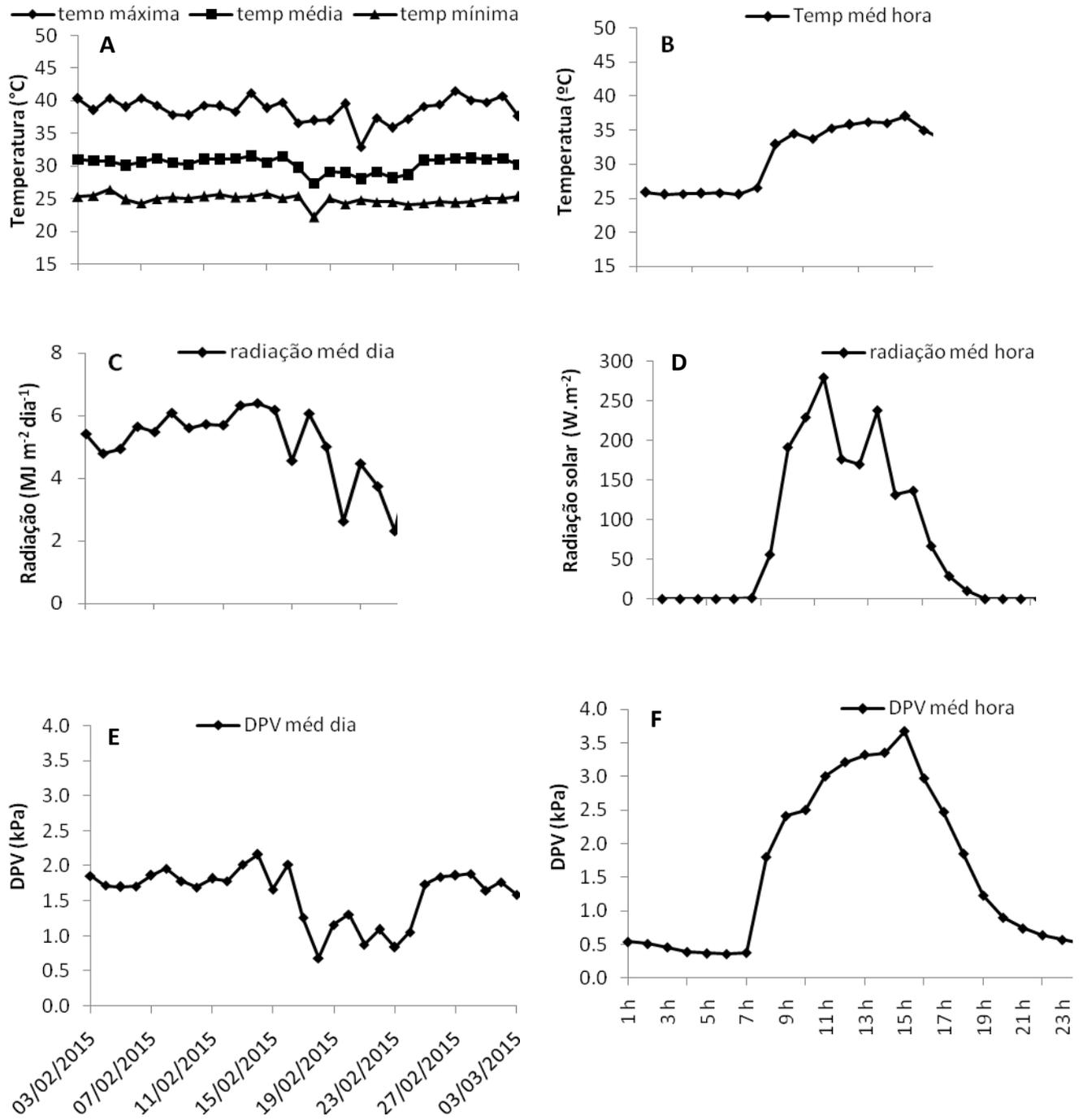
es = Pressão de vapor saturado (kPa)

e = Pressão de vapor do ar (kPa)

T = Temperatura (°C)

UR = Umidade relativa (%)

Gráfico 1 - Temperaturas máxima, média e mínima (A), radiação (C) e DPV (E) referentes ao período de avaliação do experimento-supressão hídrica, de 03/02/2015 a 03/03/2015 e, temperaturas (B), radiação solar (D) e DPV (F) realizados ao longo do dia de avaliação do estresse 03/03/2015 registrados na casa de vegetação. Experimento com *Tabebuia aurea*.



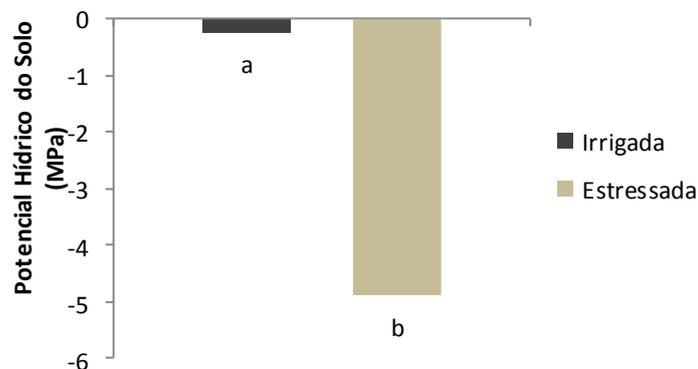
Fonte: Autora (2016).

Após o período de aclimação (04/11/2014 a 02/02/2015), iniciou-se a retirada gradual da irrigação para manter as plantas estressadas em condições homogêneas de disponibilidade hídrica. As plantas passaram a ter o nível de água da irrigação reduzida e o peso dos vasos e potencial hídrico do solo passou a ser acompanhado diariamente. Com isso, foi definido o peso padrão para cada repetição onde o potencial se manteve constante. Após essa determinação, as plantas foram mantidas no potencial hídrico médio de -4,88 MPa por 29 dias (03/02/2015 a 03/03/2015); sendo esta última data o dia da realização das análises.

3.2 Resumo da estratégia experimental / Delineamento experimental

O experimento foi implementado, utilizando-se uma única espécie vegetal *Tabebuia aurea* com dois tratamentos: irrigada (solo com potencial hídrico médio de -0,26 MPa próximo à capacidade de campo; e estressada (solo com potencial hídrico médio de -4,88 MPa (Gráfico 2).

Gráfico 2 - Potencial Hídrico do Solo, referente ao dia 03/03/2015, final do experimento, e dia correspondente à coleta de material para todas as análises. *Tabebuia aurea*. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade.



Fonte: Autora (2016).

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado (DIC), composto cada tratamento por nove repetições, distribuídas aleatoriamente na casa de vegetação.

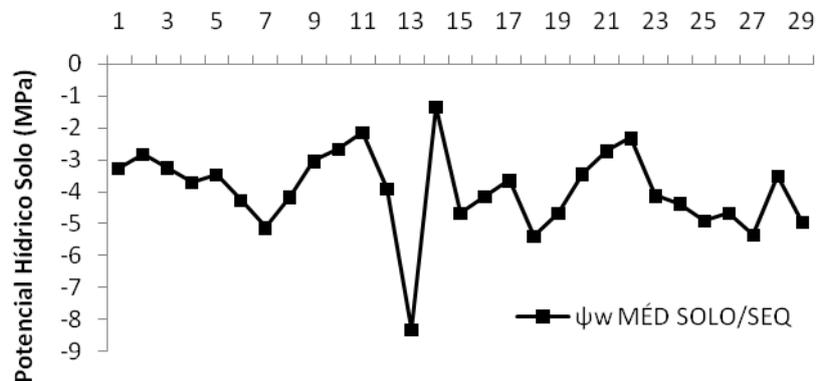
Durante todo o período de estresse hídrico, 03/02/2015 a 03/03/2015, houve um acompanhamento diário da umidade do solo por vaso, à profundidade de 5 cm, utilizando-se um sensor de umidade modelo SM200 (DELTA-T Devices, Cambridge - England) (Figura 4). E do potencial hídrico diário do solo (Gráfico 3).

Figura 4 - Aferição diária da umidade do solo. Experimento com *Tabebuia aurea*, em casa de vegetação-CECA/UFAL.



Fonte: Autora (2016).

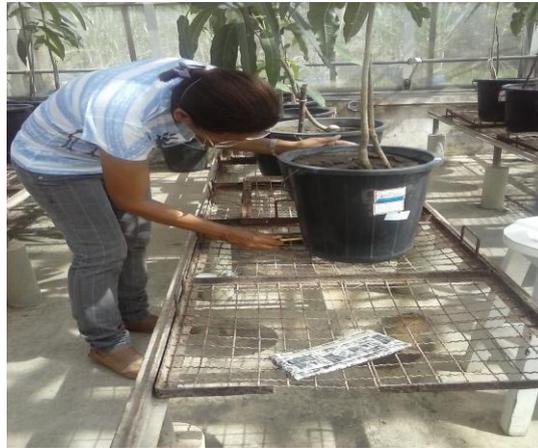
Gráfico 3 - Potencial Hídrico do Solo aferidos durante 29 dias, correspondentes ao período de 03/02/2015 a 03/03/2015, em casa de vegetação-CECA/UFAL. Experimento com *Tabebuia aurea*.



Fonte: Autora (2016).

Através da coleta de amostra de solo de aproximadamente 5g na profundidade aproximada de 25cm, utilizando-se o equipamento WP4C (Dewpoint Potentia Meter) da Decagon Devices (Figura 5). No tratamento irrigado não foi acompanhado o potencial hídrico do solo, pois o equipamento não foi sensível à saturação próxima de zero.

Figura 5 - Coleta de amostra de solo, para quantificação do potencial hídrico diário. Experimento com *Tabebuia aurea*, em casa de vegetação-CECA/UFAL.



Fonte: Autora (2016).

3.3 Área foliar e massa seca

A área foliar foi determinada no dia 03/03/2015 com a utilização de um medidor de área foliar - Biosciences square centimeters (area meter) - modelo Li-300 da LI-COR®, que mede a área foliar com scanner na resolução de 1 mm²: 1 x 1 mm (Figura 6).

Figura 6 - Determinação de Área Foliar em 03/03/2015. Laboratório de Fisiologia Vegetal-CECA/UFAL. Experimento com *Tabebuia aurea*.



Fonte: Autora (2016).

As plantas foram separadas em caules, folhas e raízes, colocadas em sacos de papel, identificados e encaminhados à estufa - MARCONI, com circulação e renovação de ar, modelo MA 035 por 72 horas, à temperatura de 65°C para secagem. Após esse tempo, foi realizada a aferição do peso seco da parte aérea e raiz em balança de precisão modelo-FA2104N da CELTAC com capacidade para 180g (Figura 7).

Figura 7 - Embalagens de parte aérea e raiz (*Tabebuia aurea*) para serem submetidas à secagem em estufa, no Laboratório de Fisiologia Vegetal-CECA/UFAL.



Fonte: Autora (2016).

3.4 Análises fisiológicas

As avaliações fisiológicas foram realizadas no terceiro folíolo, considerado do ápice para base, completamente expandido de plantas de craibeira após 29 dias sob condições de seca.

3.4.1 Potencial Hídrico Foliar

O potencial hídrico foliar ($\Psi_{w\text{folha}}$) foi determinado na antemanhã entre 05:00 e 06:00 h, e, ao meio-dia ($\Psi_{w\text{md}}$) entre 12:00 e 13:00 h, utilizando-se a bomba de pressão (Soil Moisture, Equipment Corporation, Santa Barbara, USA) (SCHOLANDER et al., 1964).

A determinação consistiu na coleta de amostra foliar, a qual foi colocada na bomba de pressão tipo Scholander onde foi aplicada pressão com gás nitrogênio até ocorrer exsudação pelo corte feito no pecíolo da folha, sendo neste momento registrada a leitura da pressão aplicada (TURNER, 1981) (Figura 8).

Figura 8 - Utilização da bomba de Scholander. Determinação do Potencial Hídrico Foliar, em casa de vegetação-CECA/UFAL. Experimento com *Tabebuia aurea*.



Fonte: Autora (2016).

3.4.2 Índice SPAD

A leitura SPAD foi realizada através de método não destrutivo com o clorofilômetro, SPAD-502 Minolta Japan, sendo as médias obtidas de 03 leituras aleatórias das folhas (Figura 9).

Figura 9 - Leitura SPAD, em casa de vegetação-CECA/UFAL. Experimento com *Tabebuia aurea*.



Fonte: Autora (2016).

3.4.3 Trocas Gasosas / Eficiência Fotoquímica

As trocas gasosas foram realizadas em cinco repetições para cada tratamento entre as 08:00 e 09:00 h, utilizando-se um analisador portátil de CO₂ infravermelho (IRGA) da LICOR®, modelo LI-6400XT com fonte de luz de 1000 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (Figura 10).

Figura 10 - Utilização do IRGA na aferição de trocas gasosas, em casa de vegetação - CECA/UFAL. Experimento com *Tabebuia aurea*.



Fonte: Autora (2016).

Com o IRGA foi possível analisar as seguintes variáveis: taxa fotossintética (A), transpiração (E) e condutância estomática (gs), sendo tais variáveis utilizadas para calcular a eficiência instantânea no uso da água ($EUA = A/E$) e a eficiência intrínseca no uso da água ($EIUA = A/gs$).

A avaliação da eficiência fotoquímica foi realizada com um medidor de fluorescência modulada PAM-2500 que emprega a medição de luz por modulação em amplitude de pulso PAM - Pulse Amplitude Modulation (SCHREIBER e KLUGHAMMER, 2008). A análise da eficiência quântica máxima do fotossistema II (F_v/F_m) e a efetiva (YII) foram avaliadas ao meio-dia. Para a análise do F_v/F_m foi necessário adaptar as folhas ao escuro, por aproximadamente 20 minutos, por meio de pinças foliares.

3.5 Análises bioquímicas

3.5.1 Prolina

A quantificação do teor de prolina foi feita baseada em metodologia descrita por Bates (1973), com algumas modificações. Aproximadamente 100 mg de tecido foliar (previamente liofilizado e posteriormente macerados em nitrogênio líquido) foram homogeneizados em 8 mL de ácido sulfossalicílico (3% p/v) para obtenção do extrato. Após centrifugação a 3000 g por 10 min, 1 mL do sobrenadante foi coletado e adicionado a 1 mL de solução ácida de ninhidrina (1,25 g de ninhidrina; 30 mL de ácido acético glacial; 20 mL de ácido fosfórico 6 M) e 1 mL de ácido acético glacial, em tubos de vidro com tampas rosqueáveis. As amostras foram incubadas em banho-maria a 100 °C por 1 h e em seguida colocadas em banho de gelo para paralisar a reação. Depois foram adicionados 2 mL de tolueno, seguido de agitação em vortex por 20 s para a completa extração da prolina. O extrato foi utilizado para a leitura em espectrofotômetro a 520 nm e as absorbâncias comparadas à curva-padrão de prolina (0 a 100 $\mu\text{g mL}^{-1}$). As análises foram realizadas em triplicata e os resultados obtidos expressos em micromol de prolina por grama de massa seca ($\mu\text{mol g}^{-1} \text{MS}$) (Figuras 11).

Figura 11 - Determinação do teor de Prolina Foliar. Laboratório de Fisiologia Vegetal-CECA/UFAL. Experimento com *Tabebuia aurea*.



Fonte: Autora (2016).

3.5.2 Proteínas Solúveis

Para a obtenção dos teores de proteínas solúveis foi utilizado o método descrito por Bradford (1976). Foram adicionados a uma alíquota de 50 μL dos extratos utilizados nas análises de SOD, CAT e APX, 2 mL do reagente de Bradford e 350 μL de água destilada, totalizando 2400 μL do meio de reação. As proteínas solúveis foram determinadas pelas medidas de absorbância em 595 nm. Para o branco utilizou-se o meio de reação sem extrato. Como padrão foi utilizada albumina sérica bovina - BSA (Sigma Chemical Company). A análise foi realizada em triplicata e os resultados expressos em $\text{mg} \cdot \text{g}^{-1}$ MF foram utilizados para quantificação de SOD, CAT e APX.

3.5.3 Enzimas Antioxidantes - SOD, CAT e APX

3.5.3.1 Superóxido Dismutase (SOD) (EC 1.15.1.1)

A atividade da enzima SOD foi determinada de acordo com método descrito por Giannopolitis e Ries (1977), com algumas modificações. O extrato vegetal foi obtido a partir de 300 mg de tecido vegetal fresco, macerado em 2 mL do meio de extração. O meio de extração utilizado foi Tampão Fosfato de Potássio (TFK) 300 mM, pH 7,8. Após a centrifugação a 15000 g por 15 min a 4°C, foi retirada uma alíquota de 50 μL do extrato, a qual foi adicionada a 2,95 mL do meio de reação constituído de TFK 300 mM, pH 7,8, contendo EDTA a 100 nM, Cloreto de Azul de Nitroblutetrazólio (NBT) (Sigma Chemical Company) a 75 μM , Metionina a 13 mM (Sigma Chemical Company) e Riboflavina a 2 μM . A reação foi realizada em câmara escura com luz fluorescente a 15 W por aproximadamente 10 minutos. Para o branco do equipamento foi utilizado apenas TFK e a formação da formazana azul foi observada nos tubos que continham meio de reação sem adição do extrato

vegetal. As leituras foram realizadas em espectrofotômetro a 560 nm, em cubeta de quartzo. A determinação da atividade da SOD é dada pelo fato da enzima inibir a fotorredução do Cloreto de Azul de Nitroblutetrazólio (NBT) na presença de luz, e a reação é paralisada com o apagar da luz. As análises foram realizadas em triplicata e as unidades de SOD foram calculadas pela seguinte fórmula: Unidade SOD = [(Absorbância 560 formazana Azul / Absorbância 560 da amostra vegetal) - 1]. Os resultados foram expressos em unidade de SOD mg^{-1} de proteína.

3.5.3.2 Catalase (CAT) (EC 1.11.1.6)

A atividade da enzima CAT foi determinada segundo metodologia adotada por Havir et al. (1987), com algumas modificações. O extrato foi obtido a partir de 70 mg de material foliar fresco, macerado em 2 mL do meio de extração e 300 mg de Polivinilpirrolidona (PVPP). O meio de extração foi preparado com Tampão Fosfato de Potássio (TFK) (0,3 mM, pH 7,5) 50 mM; EDTA a 2 mM; Ascorbato de sódio a 20 mM; Triton X 100 a 0,1% completando-se o volume com água deionizada. Após a centrifugação a 15000 g por 15 minutos a 4 °C, foi retirada uma alíquota de 60 μL do sobrenadante e colocada no meio de reação, preparado da seguinte forma: TFK (0,3 mM, pH 7,5) a 50 mM; H_2O_2 a 12,5 mM completando o volume com água deionizada para 2 mL. Os reagentes do meio de reação foram colocados a 25 °C, em banho-maria, exceto o extrato que ficou no gelo a 4 °C. A reação iniciou-se após a adição do extrato vegetal na cubeta de quartzo com o meio de reação. As leituras foram realizadas na absorbância de 240 nm, durante um minuto, observando-se o decréscimo da concentração de H_2O_2 . Foi adotado um coeficiente de extinção do H_2O_2 de 39,4 $\text{mM}^{-1} \text{cm}^{-1}$ a 240 nm para os cálculos. Os valores foram expressos em unidade de CAT $\text{min}^{-1} \text{mg}^{-1}$ proteína.

3.5.3.3 Ascorbato Peroxidase (APX) (EC 1.11.1.11)

A atividade da enzima APX foi determinada segundo metodologia adotada por Nakano e Asada (1981), com algumas modificações. O extrato foi obtido a partir de 70 mg de material foliar fresco, macerado em 2 mL do meio de extração e 300 mg de PVPP. O meio de extração foi preparado com Tampão Fosfato de Potássio (TFK) (0,3 mM, pH 7,5) 50 mM; EDTA a 2 mM; Ascorbato de sódio a 20 mM; Triton X 100 a 0,1% completando-se o volume com água deionizada. Após a centrifugação a 15000 g durante 15 minutos a 4 °C, foi retirada uma alíquota de 75 μL e colocada no meio de reação, preparado da seguinte forma: TFK(0,3

mM, pH 7,5) a 50 mM; H₂O₂ a 0,1 mM; Ascorbato de sódio a 0,5 mM, completado-se o volume com água deionizada para 2 mL. Os reagentes do meio de reação foram colocados a 25 °C, em banho-maria, exceto o extrato que ficou no gelo a 4 °C. A reação iniciou-se após a adição do extrato vegetal na cubeta de quartzo com o meio de reação. As leituras foram realizadas na absorvância de 290 nm, durante um minuto, observando-se o decréscimo da concentração de ascorbato. Foi utilizado um coeficiente de extinção do ascorbato a 2,8 mM⁻¹ cm⁻¹ a 290 nm para os cálculos. Os valores foram expressos em unidade de APX min⁻¹ mg⁻¹ proteína.

3.5.4 Peroxidação dos lipídeos / Quantificação de MDA

A peroxidação lipídica foi quantificada pelo teor de substâncias reativas ao Ácido 2-Tiobarbitúrico (TBA) e expresso em equivalentes de Aldeído Malônico (MDA), segundo metodologia descrita por Cakmak e Horst (1991), com modificações. A extração foi realizada com 100 mg de matéria fresca da folha selecionada, macerada em almofariz, com 2 mL de Ácido Tricloroacético a (0,1% p/v) e o homogenato foi centrifugado a 10000 g por 15 minutos a 4 °C. Foram adicionados a uma alíquota de 100 µL do extrato, 1,9 mL de TBA a (0,5% p/v) em ácido tricloroacético a 20%. Os tubos foram submetidos a banho-maria a 90 °C por 5 minutos, observando-se a mudança de coloração. A reação foi paralisada em banho de gelo e a mistura clarificada por centrifugação a 13000 g por 5 minutos a 4°C. As leituras de absorvância das amostras foram realizadas a 532 nm (absorvância específica). As análises foram feitas em triplicata e os resultados foram expressos em nmol g⁻¹ MF.

3.6 Análises estatísticas

Os dados obtidos foram submetidos ao Teste de comparação de médias - Teste T ($P < 0,05$) de probabilidade.

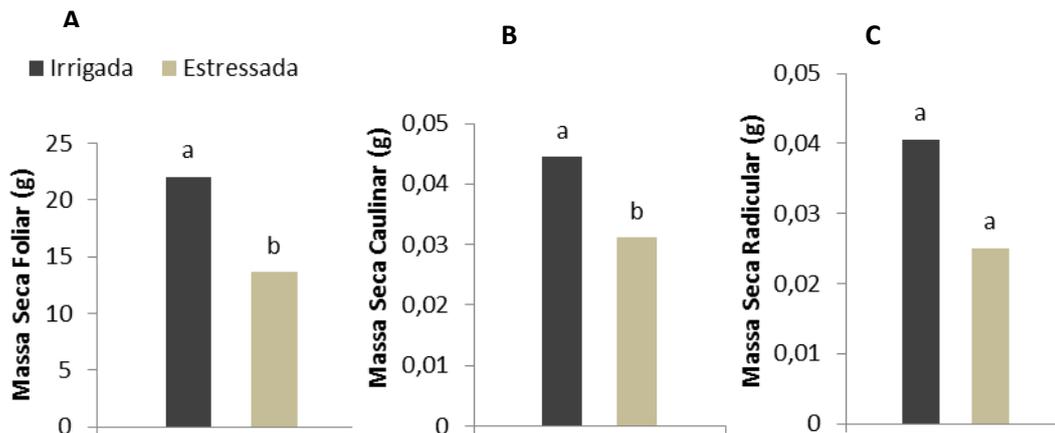
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Efeitos do estresse hídrico em *Tabebuia aurea*

4.1.1 Acúmulo de Massa Seca

O acúmulo de massa seca nas folhas e nos caules de *Tabebuia aurea* foi reduzido quando submetido a déficit hídrico. Com médias de redução entre irrigada e estressada de 38,3% em massa seca foliar e 29,5% caulinar (Gráfico 4- A, B) quando comparada com o controle. A massa seca radicular não apresentou diferença significativa entre os tratamentos, (Gráfico 4- C).

Gráfico 4 - Acúmulo de Massa Seca das Folhas (A), Caules (B) e Raízes (C) em *Tabebuia aurea* com dois tratamentos irrigada e estressada, em casa de vegetação. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade.



Fonte: Autora (2016).

O déficit hídrico nas plantas reduz as trocas gasosas prejudicando a fotossíntese e, desta forma afeta a assimilação de carbono, o que reflete efetivamente na produção de biomassa. As plantas nestas condições, podem alocar ou redistribuir o carbono fixado de forma diferente entre seus órgãos. Assim a redução no crescimento causada principalmente pela inibição do alongamento de haste e folhas quando o potencial hídrico é reduzido a um ponto crítico, se constitui como resposta em diferentes espécies (SANTOS e CARLESSO, 1998; HSIAO e XU, 2000).

O desenvolvimento satisfatório de uma planta visando o máximo de produção, ocorre devido às condições intrínsecas da mesma com o ambiente e seus fatores bióticos e abióticos no qual está inserida. Geralmente as características de crescimento são utilizadas para inferir o

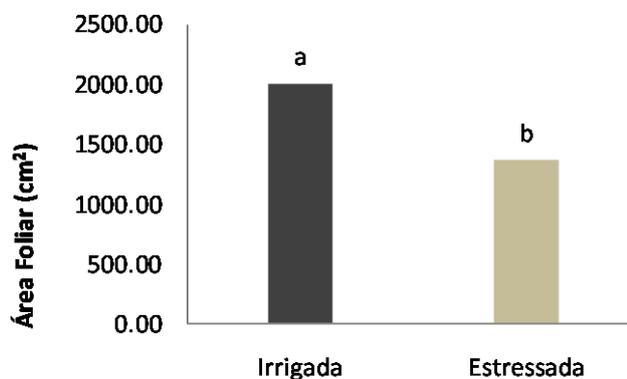
grau de tolerância ou de intolerância das espécies às diferentes condições adversas (NAVES et al., 1994).

Silva e Nogueira (2003) estudando o efeito do estresse hídrico sobre o crescimento de espécies lenhosas, afirmaram que mudas de sabiá *Mimosa caesalpinifolia* (Benth.), algarobeira *Prosopis juliflora* (Sw) DC e craibeira *Tabebuia aurea* (Manso Benth. & Hook. f. ex Moore) apresentaram reduções semelhantes à pesquisa em evidência. Oliveira (2000) ao estudar o crescimento de mudas de gravioleira *Annona muricata* (L.) sob déficit hídrico, contrariamente a este experimento, observou maior produção de matéria seca na raiz.

4.1.2 Área Foliar

A área foliar teve uma redução de praticamente 31,8% entre os tratamentos irrigada e estressada (Gráfico 5).

Gráfico 5 - Área Foliar de *Tabebuia aurea* com dois tratamentos irrigada e estressada, em casa de vegetação. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade.



Fonte: Autora (2016).

Este valor revela um mecanismo de defesa eficiente, em que a planta reduziu a emissão de novas folhas. Sendo essa considerada uma das primeiras reações das plantas em resposta ao déficit hídrico (TAIZ e ZEIGER, 2009). A perda das folhas e/ou diminuição da área foliar, são estratégias utilizadas pelas plantas para auxiliar na tolerância contra a seca, reduzindo com isso a transpiração (VILLAGRA e CAVAGNARO, 2006).

Os resultados do presente trabalho estão de acordo com as afirmações de Pimentel (2004) quando refere que a perda intensa de água ocasiona a redução da multiplicação e alongamento celular, resultando em plantas menores, que na tentativa de reduzir a perda de

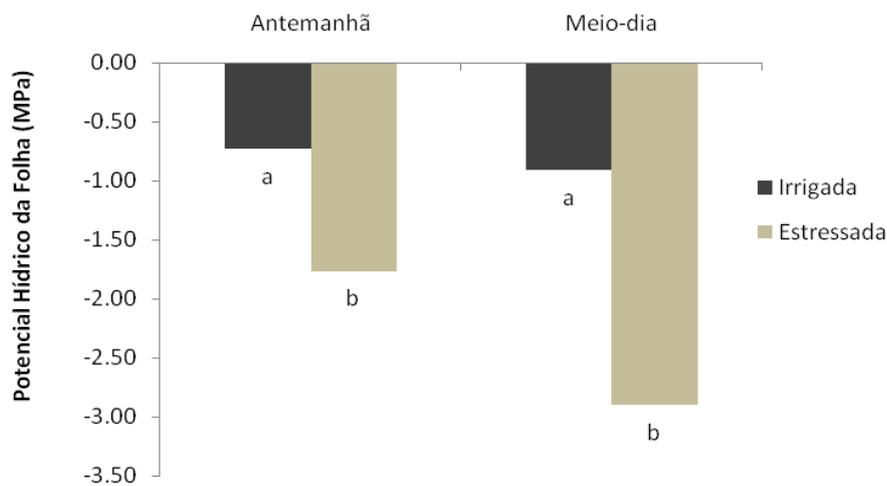
água diminuem o tamanho de suas folhas, visando com isso uma menor área de contato com o meio externo o que acaba resultando em uma restrição da perda de água.

Comportamento semelhante também foram observados em outros estudos realizados em espécies arbóreas sob deficiência hídrica. Nascimento (2013) ao estudar plantas de jatobá *Hymenaea courbaril* (L.), obteve redução significativa de biomassa e área foliar. Em situação idêntica Rao et al. (2008), estudando árvore-do-deserto *Leucaena leucocephala* (Lam.) também observaram que à medida que prolongava o déficit hídrico no seu experimento, diminuía a área foliar.

4.1.3 Potencial Hídrico das Folhas

O potencial hídrico foliar em *Tabebuia aurea* na antemanhã foi de -0,7 MPa em plantas irrigadas e em condições de deficiência hídrica -1,7 MPa (Gráfico 6).

Gráfico 6 - Medida do Potencial Hídrico das Folhas no dia 03/03/2015, na antemanhã e ao meio-dia, nos tratamentos irrigada e estressada, em casa de vegetação. *Tabebuia aurea*. Médias dentro do mesmo horário seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade.



Fonte: Autora (2016).

Ao meio-dia as plantas irrigadas apresentaram $\Psi_{w\text{foliar}}$ -0,9 MPa e sob deficiência hídrica atingiu valores médios de -2,9 MPa, essa maior redução nesse horário deve ter ocorrido devido a influência do aumento da temperatura do ar e DPV (Gráfico 1- B e F) que juntamente com a baixa disponibilidade de água no solo afetaram o status hídrico da planta.

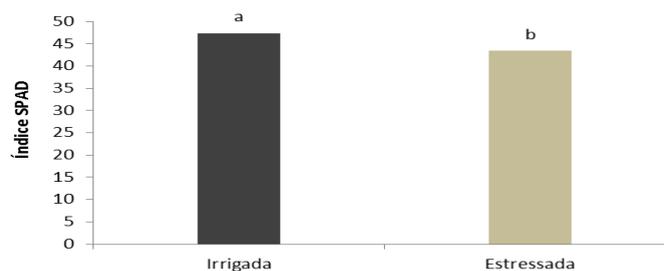
Resultados semelhantes foram verificados por Silva et al. (2003), pois o estresse hídrico reduziu o potencial de água da folha em sabiá *Mimosa caesalpiniiifolia*, tamboril *Enterolabium maximum* (Ducke) e craibeira *Tabebuia aurea*. Plantas de buriti *Mauritia vinifera* (Mart.) apresentaram ψ_w de -2,1 MPa, quando a fotossíntese chegava a zero. Este valor correspondeu à faixa de potencial hídrico foliar de mesófitas (CALBO e MORAES, 1997). Tal resultado aproxima-se ao da *Tabebuia aurea*, sugerindo que a mesma é dotada de mecanismos que lhe permite sobreviver, nesta condição.

Santana (2011) trabalhando com potencial hídrico em craibeira *Tabebuia aurea* e pau-ferro *Caesalpinia ferrea* (Mart. ex Tul), submetidas à deficiência hídrica, observou que houve reduções no potencial hídrico de tais plantas sob estresse, chegando a reduzirem quase dez vezes quando comparadas aos das plantas irrigadas diariamente. Trovão et al. (2007) ao estudar alterações sazonais e aspectos fisiológicos de inúmeras espécies da Caatinga, entre elas a *Caesalpinia ferrea*, verificaram que o potencial hídrico dessa espécie sofreu oscilação conforme a quantidade de água no solo. Ambos experimentos apresentaram resultados idênticos com os da pesquisa em estudo.

4.1.4 Índice SPAD

O Índice SPAD indica que a quantidade de clorofila presente nas folhas de *Tabebuia aurea*, foi mais alto nas plantas irrigadas em relação às plantas com déficit hídrico. Apresentando uma média de redução de 8,3% entre os tratamentos (Gráfico 7).

Gráfico 7 - Medida de Índice SPAD das Folhas de *Tabebuia aurea*, no dia 03/03/2015, nos tratamentos irrigada e estressada, em casa de vegetação. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade.

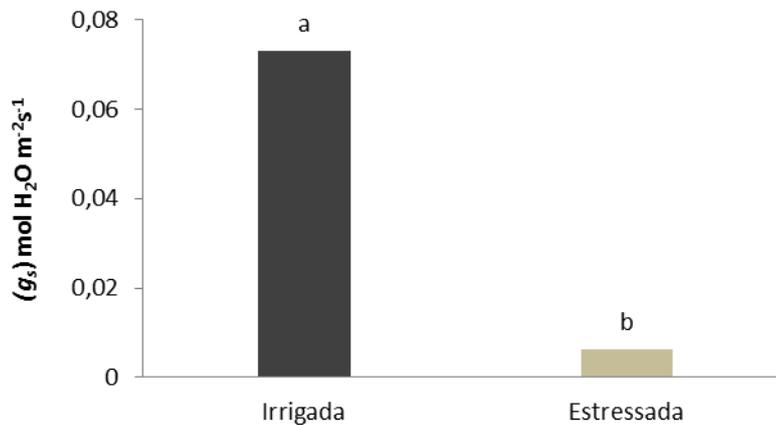


Resultados contraditórios foram observados por Silva (2013), ao estudar acácia-branca *Moringa oleifera* (Lam.) os valores de clorofila total obtidos pelo SPAD, não foram afetados significativamente pelo déficit hídrico.

4.1.5 Condutância Estomática

Plantas irrigadas apresentaram o valor de condutância estomática (g_s) em torno de $0,073 \text{ mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ e estressadas com valores médios de $0,006 \text{ mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ (Gráfico 8).

Gráfico 8 - Condutância estomática (g_s) $\text{mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ em plantas de *Tabebuia aurea* nos tratamentos irrigada e estressada, em casa de vegetação. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade.



Fonte: Autora (2016).

Os valores referidos acima são equivalentes a uma redução de 91,7%, o que indicou a tentativa da planta em minimizar os efeitos do estresse hídrico através do fechamento de seus estômatos o que contribuiu na redução da perda de água por transpiração.

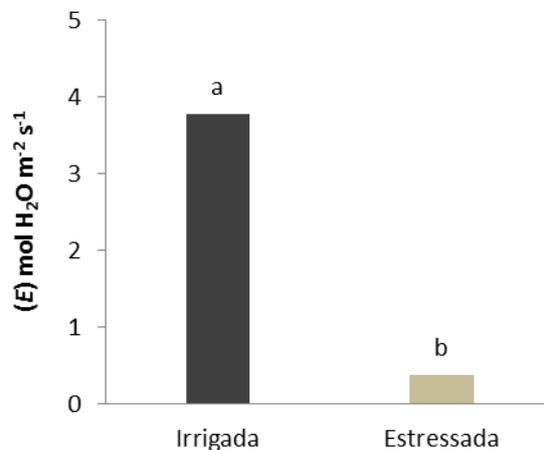
O controle estomático é um dos primeiros mecanismos de defesa exercido pela planta, porém acaba reduzindo a assimilação de carbono pelas folhas, o que além de provocar a redução da fotossíntese, com o decorrer do tempo pode ocasionar até a morte do vegetal, pois impossibilita o mesmo de realizar funções metabólicas simples (CHAVES, 1991; TAIZ e ZEIGER, 2009).

Queiroz et al. (2002) ao estudarem os efeitos do estresse hídrico com referência a fotossíntese em plantas de aroeira-do-sertão *Myracrodruon urundeuva* (Allemão), encontraram em semelhança com o presente trabalho, reduções da condutância estomática e, como consequência houve a decréscimo da fotossíntese.

4.1.6 Transpiração

A *Tabebuia aurea* apresentou comportamento semelhante da transpiração com a condutância estomática, com taxas médias transpiratórias de $3,78 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ em plantas irrigadas e $0,37 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ em plantas estressadas, correspondente a uma redução de 90% sob estresse, sendo essa uma consequência direta ao fechamento estomático (Gráfico 9).

Gráfico 9 - Transpiração (E) $\text{mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ em plantas de *Tabebuia aurea* nos tratamentos irrigada e estressada, em casa de vegetação. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade.



Fonte: Autora (2016).

A redução da condutância estomática afeta a transpiração, podendo prejudicar a fluxo da seiva do xilema para as partes aéreas das plantas, reduzindo não só o teor de água, mas também a oferta de nutrientes, afetando a produção de biomassa do vegetal (LISAR et al., 2012).

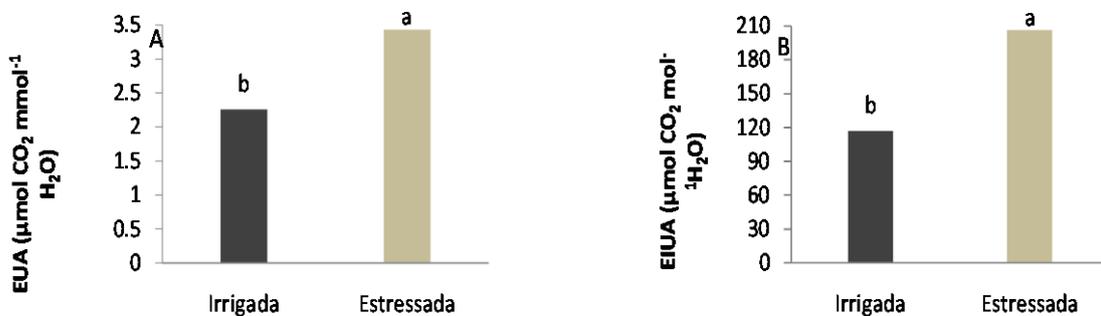
Nogueira e Silva (2002) afirmaram que as reduções nas taxas de transpiração da baraúna *Schinopsis brasiliensis* (Engl.) foram ocasionadas devido ao prolongamento do estresse hídrico em 20 dias de tratamento.

Dados semelhantes ao presente experimento com *Tabebuia aurea* foram obtidos também durante o estudo de Nogueira e Silva (2008) com mudas de aroeira-vermelha *Schinus terebinthifolius* (Raddi) quando evidenciou-se que o déficit hídrico mais severo 25% da capacidade de campo reduziu a transpiração das plantas estressadas e que o fechamento estomático ocorreu por volta dos 11 dias de estresse hídrico em tais plantas.

4.1.7 Eficiência Instantânea no Uso da Água / Eficiência Intrínseca no Uso da Água

A *Tabebuia aurea* sob deficiência hídrica apresentou aumento na eficiência instantânea no uso da água (EUA) (A/E) de 34,2% quando comparado ao controle, enquanto que na eficiência intrínseca no uso da água (EIUA) (A/g_s) esse aumento foi maior de 43,4% em plantas estressadas (Gráfico 10- A e B).

Gráfico 10 - Eficiência instantânea no uso da água, EUA (A) e a eficiência intrínseca no uso da água, EIUA (B) em folhas de *Tabebuia aurea* nos tratamentos irrigada e estressada, em casa de vegetação. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade.



Fonte: Autora (2016).

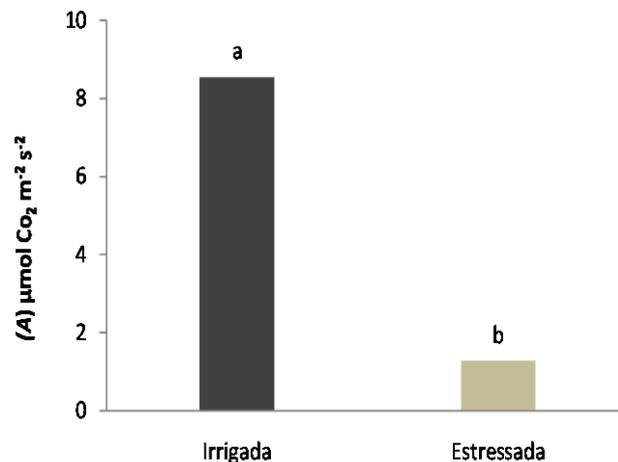
Sugerindo que a regulação estomática é um dos processos que explica a eficiência no uso da água em craibeira, onde a mesma procura maximizar a entrada de CO₂ e reduzir a perda de água por transpiração.

Resultados semelhantes foram encontrados por Esposti (2013) ao trabalhar com ipê amarelo do morro *Handroanthus chrysotrichus* (Mart. ex A.DC.) Mattos, submetidos a estresse hídrico, observou que a eficiência intrínseca no uso da água ultrapassou a 58% em relação ao controle, no período de maior deficiência hídrica.

4.1.8 Fotossíntese, Rendimento Quântico Máximo e Efetivo do Fotossistema II

A fotossíntese em *Tabebuia aurea* reduziu em média 85,1% em plantas estressadas em relação às plantas controle (Gráfico 11).

Gráfico 11 - Assimilação líquida de carbono (A) $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-2}$ à radiação fotossinteticamente ativa (AxPAR) em plantas de *Tabebuia aurea* nos tratamentos irrigada e estressada, em casa de vegetação. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade.



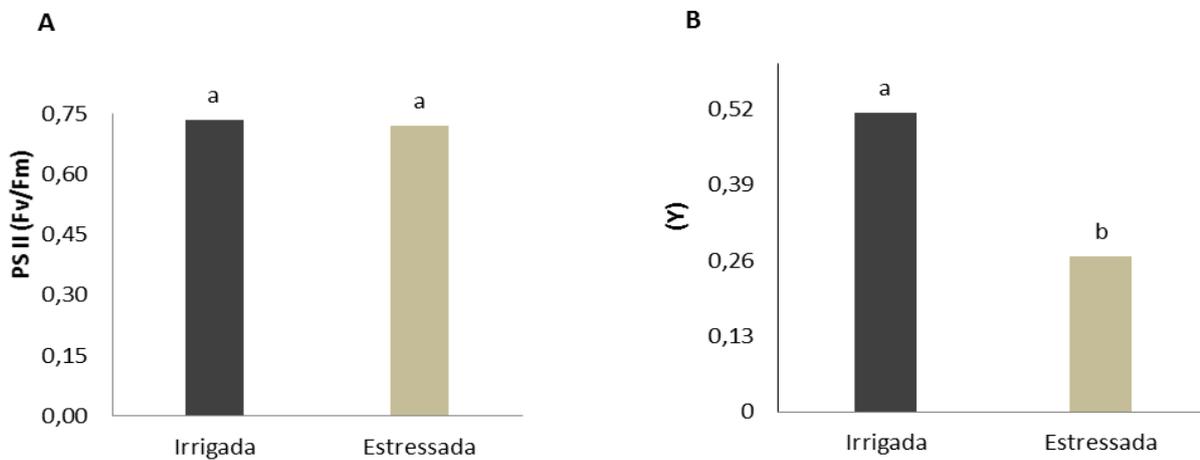
Fonte: Autora (2016).

O déficit hídrico reduziu a fotossíntese, provavelmente devido ao fechamento estomático, o que acarretou a restrição na disponibilidade de CO_2 . Esse comportamento se constituiu em um mecanismo de defesa da planta. A taxa de crescimento aumenta com o maior ganho de CO_2 estando correlacionada ao aumento da fotossíntese que é importante no desenvolvimento das plantas, pois é responsável pela captura da energia solar e sua subsequente transformação bioquímica em compostos orgânicos (LARCHER, 2000). Muitos vegetais quando submetidos a estresse hídrico alteram o metabolismo, afim de ajustar suas capacidades em meio a uma situação tão crítica. Assim a medida da fotossíntese é um dos dados mais utilizados para tentar analisar se o vegetal passa por alguma alteração em suas condições frente à restrição hídrica (NOGUEIRA et al., 2001).

Ao submeter a guanandi *Calophyllum brasiliense* (Cambess) à restrição hídrica, França (2013) obteve valores que se assemelharam com o deste trabalho. Os autores observaram redução próxima a 77% para a fotossíntese em plantas estressadas. Em plantas jovens de acácia-branca *Moringa oleifera* sob deficiência hídrica Silva (2013) também verificou altas reduções de taxa fotossintética nessa espécie.

O estresse hídrico não alterou a Eficiência Quântica Máxima do Fotossistema II, razão F_v/F_m , em *Tabebuia aurea* com valores médios de F_v/F_m de 0,75 em ambos tratamentos (Gráfico 12).

Gráfico 12 - Eficiência quântica máxima do PSII (Fv/Fm) (A). Eficiência quântica efetiva do PSII (YII) (B), em *Tabebuia aurea* nos tratamentos irrigada e estressada, em casa de vegetação. Média seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade.



Fonte: Autora (2016).

O que sugere que as plantas sofreram poucos danos no aparato fotoquímico durante a deficiência hídrica.

De acordo com Critchley (1998) as plantas quando apresentam valores de Fv/Fm abaixo de 0,725 as folhas certamente foram submetidas ao dano fotoinibitório. Os prejuízos ocasionados ao aparato fotossintético, se não reparados a tempo, causam decréscimo da eficiência fotoquímica, que pode ser caracterizada por uma redução irreversível da razão Fv/Fm (HIDEG e MURATA, 1997).

Queiroz et al. (2002) relataram que não houve redução no Fv/Fm em seu experimento com aroeira-do-sertão *Myracrodruon urundeuva*, exposta a 14 dias de déficit hídrico. Contrariamente aos resultados obtidos na pesquisa com *Tabebuia aurea*, Santana (2011) verificou que a deficiência hídrica do solo interferiu na eficiência quântica máxima do fotossistema II (Fv/Fm) nas duas espécies por ele estudadas craibeira *Tabebuia aurea* e pau-ferro *Caesalpinia ferrea*.

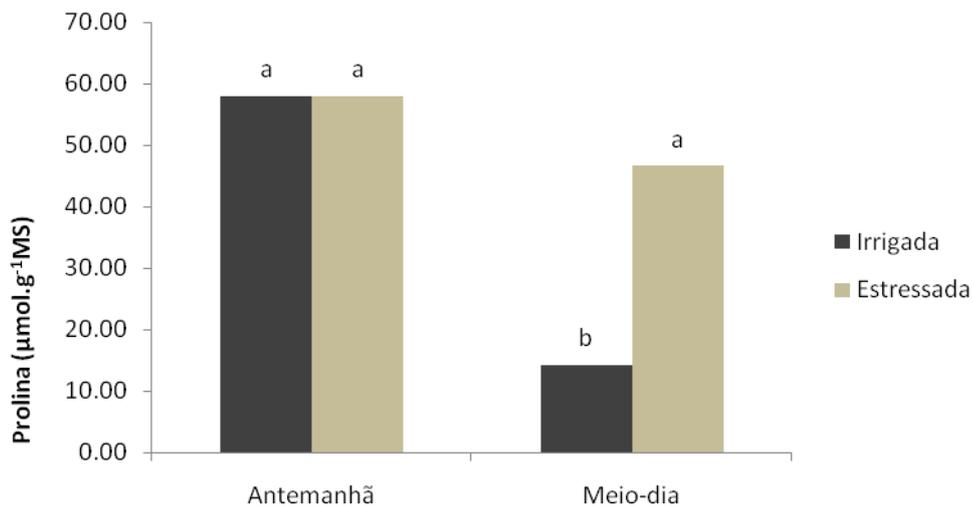
A fotoinibição corresponde a um complexo conjunto de processos moleculares que promovem a inibição de fotossíntese através do excesso de luz (ARAÚJO e DEMINICIS, 2009). No presente experimento, a Eficiência Quântica Efetiva do Fotossistema II (YII) foi afetada pela supressão hídrica, cuja média de redução em plantas estressada foi de 48,0% em relação ao controle (Gráfico 12- B), evidenciando um menor aproveitamento da energia luminosa neste período ou seja uma baixa proporção de energia foi absorvida pela planta.

Esse parâmetro indica a fração de energia absorvida pela clorofila associada ao PSII que foi utilizada em atividade fotoquímica e, como tal, informa a quantidade de elétrons transportados, sendo um indicativo da fotossíntese (LICHTENTHALER et al., 2005).

4.1.9 Acúmulo de Prolina em Folhas

O teor de prolina foliar no experimento com *Tabebuia aurea* não apresentou diferença no horário antemanhã entre os tratamentos irrigada e estressada (Gráfico 13).

Gráfico 13 - Teor de Prolina em Folhas de *Tabebuia aurea* nos tratamentos irrigada e estressada, antemanhã e ao meio-dia. Médias dentro do mesmo horário seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade.



Fonte: Autora (2016).

No horário meio-dia as plantas estressadas apresentaram aumento de 69,4% quando comparado ao controle, sugerindo que o acúmulo de prolina livre nos tecidos foi causado pela redução do potencial hídrico na folha devido a baixa disponibilidade hídrica do solo, tal concentração de soluto é importante na conservação da turgescência, possibilitando que as membranas e macromoléculas não sofram danos com o dessecamento, participando dessa forma na osmoproteção dos tecidos durante a seca (Hayat et al., 2012). Ao estudar a concentração de prolina em folhas de cajueiro *Anacardium occidentale* (L.) Amorim et al. (2011) verificou um aumento desse soluto como resposta ao déficit hídrico.

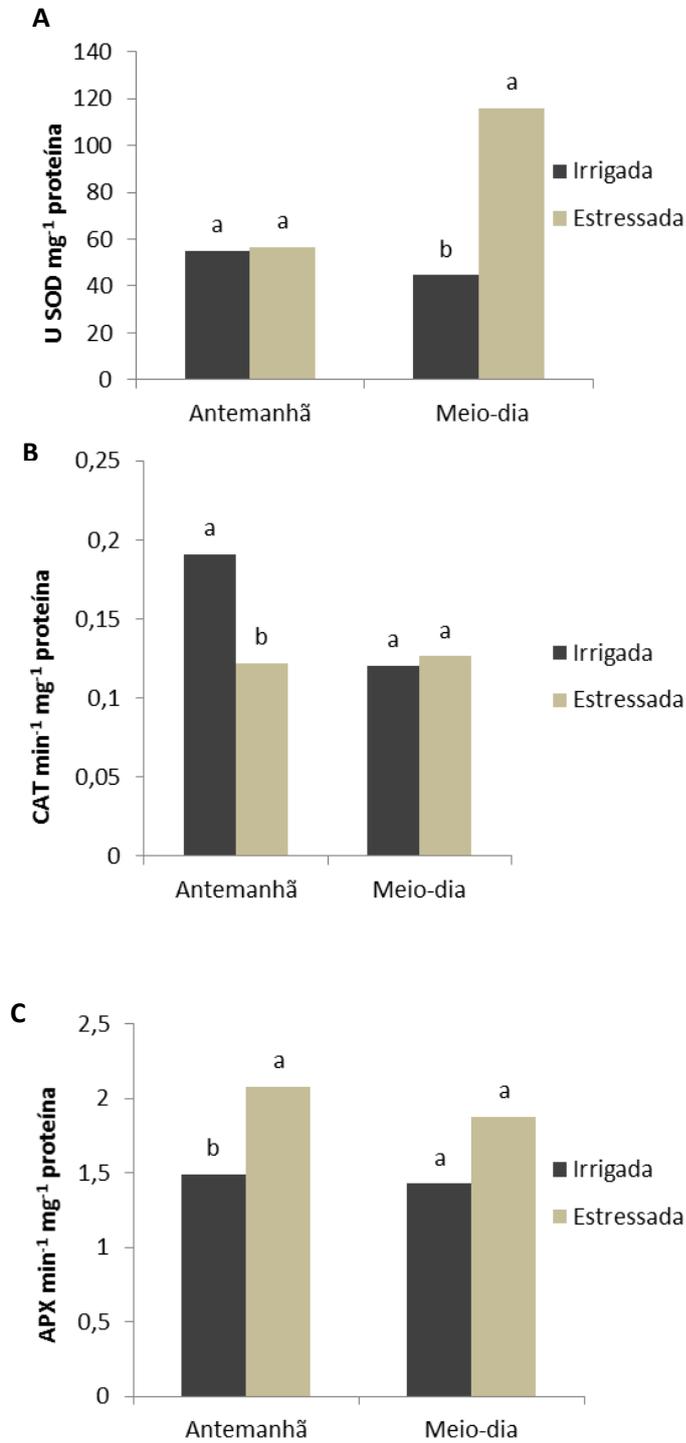
4.1.10 Atividades das Enzimas Antioxidantes - SOD, CAT e APX

A atividade da enzima superóxido dismutase (SOD) não diferiu entre plantas irrigadas e estressadas no horário antemanhã (Gráfico 14- A), visto tratar-se de um período onde o vegetal tende a se recuperar dos estresses ambientais, pois há uma menor temperatura, radiação e déficit de pressão de vapor (Gráfico 1- B, D e F), conseqüentemente o comprometimento da baixa disponibilidade hídrica foi menor nas plantas e a necessidade de proteção do sistema antioxidante diminuiu. Observou-se que ao meio-dia houve um aumento de 61,5% na atividade da SOD nas plantas estressadas, demonstrando assim boa atividade protetora desta enzima contra os efeitos deletérios das espécies reativas de oxigênio, justificando também o fato da SOD ser considerada a primeira barreira enzimática contra o estresse oxidativo (MITTLER, 2002).

A catalase (CAT) na antemanhã apresentou redução nas plantas estressadas em torno de 36,3% quando comparado ao controle (Gráfico 14- B), sugerindo assim, que a *Tabebuia aurea*, estava sob efeitos do déficit hídrico. A catalase não diferiu entre os tratamentos ao meio-dia (Gráfico 14- B). Neste caso, pode-se sugerir que a elevada temperatura e radiação ao meio-dia (Gráfico 1- B e D) pode ter inativado a atividade da CAT, por ser considerada uma enzima bastante sensível ao estresse (SRIVASTAVA et al., 2012).

A enzima ascorbato peroxidase (APX) na antemanhã, apresentou um aumento em torno de 28,5%, em plantas estressadas (Gráfico 14- C), quando comparada ao controle. Comportamento semelhante foi observado ao meio-dia, mesmo não apresentando diferença entre os tratamentos, a APX nas plantas estressadas apresentaram um acréscimo de 24,06%, sugerindo franca intervenção desta enzima antioxidante na defesa da *Tabebuia aurea*, contra os efeitos do estresse hídrico e oxidativo em craibeira.

Gráfico 14 - Quantificação de SOD (A), CAT (B) e APX (C) em Folhas de *Tabebuia aurea* nos tratamentos irrigada e estressada, antemanhã e ao meio-dia. Médias dentro do mesmo horário seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade.



Fonte: Autora (2016).

Outros estudos em diferentes espécies arbóreas também relataram alterações nas concentrações das enzimas CAT e APX sob condições de estresse. Castro et al. (2011) ao estudar mudas de andiroba *Carapa guianensis* (Aublet) observaram uma intensificação na atividade das enzima APX, quando esta espécie foi submetida ao estresse hídrico. Situação idêntica foi notada no experimento *Tabebuia aurea*, quando considerada a enzima APX, no tratamento estressada no horário antemanhã.

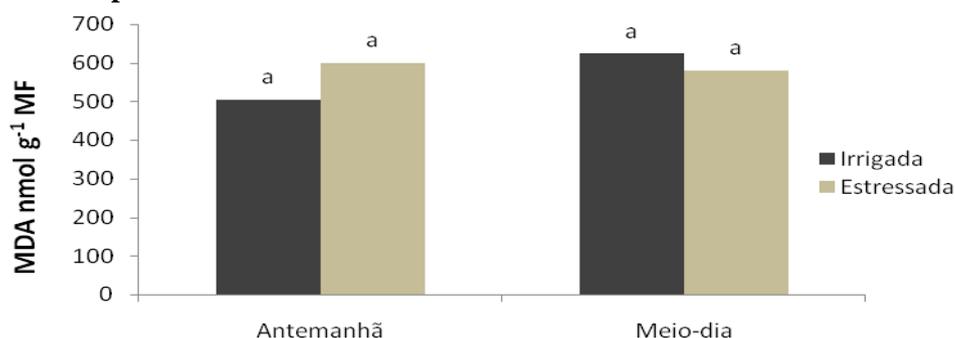
Carvalho (2012) em seu experimento com sambacaitá *Hyptis pectinata* (L.) Poit, observou que a atividade da enzima catalase (CAT) foi menor do que a enzima ascobarto peroxidase (APX), a qual teve sua atividade aumentada em função do estresse hídrico; resultado idêntico foi detectado também no estudo com *Tabebuia aurea*. Rivas et al. (2013) ao estudarem mudas de acácia-branca *Moringa oleifera*, contrariamente obteve um aumento da atividade da CAT em folhas submetidas à supressão hídrica quando comparadas com mudas regadas diariamente.

Comportamento inverso foi observado por Cerqueira (2011) ao estudar plantas de videira *Vitis vinifera* (L.) as quais apresentaram tendência de redução na atividade da enzima APX ao longo do período de 90 dias de supressão hídrica. Silva (2013) observou que o estresse hídrico não causou alteração na atividade enzimática da APX nas folhas de acácia-branca *Moringa oleifera*, diferindo assim da *Tabebuia aurea* que apresentou elevação nas plantas sob estresse hídrico na antemanhã.

4.1.11 Peroxidação dos Lipídeos

O MDA (malondialdeído) nas folhas de *Tabebuia aurea* não foi afetado pela imposição do estresse hídrico (Figura 15).

Gráfico 15 - Quantificação de MDA em Folhas de *Tabebuia aurea* nos tratamentos irrigada e estressada, antemanhã e ao meio-dia. Médias dentro do mesmo horário seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo Teste T, ao nível de 0,05% de probabilidade.



Fonte: Autora (2016).

Isso sugere que apesar desta espécie está sob os efeitos do déficit hídrico, não houve comprometimento de membrana celular, pois o sistema de defesa antioxidante com o aumento das atividades das enzimas SOD e APX respondeu adequadamente aos estímulos abióticos protegendo as plantas do estresse oxidativo induzido pela deficiência hídrica.

Messchmidt (2013) verificou em sua pesquisa com pessegueiro *Prunus persica* (L.) Batsch que para as cultivares *Capdebosq* e *Flordaguard* ocorreu um aumento da peroxidação lipídica nas plantas submetidas ao alagamento. No entanto, sob déficit hídrico os valores mantiveram-se sem alteração, entre controle e estressada, situação esta idêntica ao experimento com *Tabebuia aurea*.

5 CONCLUSÕES

A *Tabebuia aurea* sob condições de deficiência hídrica apresenta baixo potencial hídrico foliar, redução da condutância estomática e da eficiência quântica efetiva do fotossistema II o que contribuiu para a baixa taxa fotossintética e redução na produção de massa seca na planta.

A *Tabebuia aurea* apresenta mecanismos de tolerância a deficiência hídrica visando limitar a perda de água da planta exposta ao estresse, com estratégias de aclimatação, tais como: fechamento estomático, redução da área foliar, alta eficiência no uso da água, acúmulo de prolina. Além disso, apresenta eficiente rendimento quântico máximo do fotossistema II (Fv/Fm) e atividade protetora do sistema antioxidante enzimático o que contribuiu com a integridade da membrana celular durante o estresse.

A espécie estudada possui rusticidade e plasticidade fenotípica, provavelmente é uma boa indicação para processos de reflorestamento, revelando um potencial de resistência à seca, suportando baixos níveis de potencial hídrico do solo, altos níveis de déficit de pressão de vapor e radiação solar, conseguindo ajustar o seu metabolismo em condições adversas.

REFERÊNCIAS

- ALAGOAS. Decreto n. 6239, de 29 de abril de 1985. Dispõe sobre Craibeira - árvore símbolo de Alagoas. **Diário Oficial do Estado de Alagoas**, Maceió, 30 abr. 1985.
- ALLEN, R. G. et al. **Crop evapotranspiration**: guidelines for computing crop water requirements. Roma: FAO, 1998. (Irrigation and Drainage Papers n.56).
- ALMEIDA, S. P. et al. **Cerrado**: espécies vegetais úteis. Planaltina: Embrapa-CPAC, 1998. p. 48-54.
- ALVES, José Jakson Amancio. Geoecologia da caatinga no semi-árido do Nordeste brasileiro. **CLIMEP: Climatologia e Estudos da Paisagem**, Rio Claro, v.2, n.1, p. 58-71, 2007.
- AMORIM, A.V. et al. Produção e fisiologia de plantas de cajueiro anão precoce sob condições de sequeiro e irrigado. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande: v.15, n.10, p. 1014-1020, 2011.
- ANDRADE, L. A. et al. Análise da cobertura de duas fisionomias de caatinga, com diferentes históricos de uso, no município de São João do Cariri, Estado da Paraíba. **Cerne**, Lavras, v.11, n. 3, p. 253-262, 2005.
- ANDRADE-LIMA, D. The caatingas dominium. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v. 4, p. 149-163, 1981.
- _____. **Plantas das caatingas**. Rio de Janeiro: Academia Brasileira de Ciências, 1989. p. 188-191.
- APEL, K.; HIRT, H. Reactive oxygen species: metabolism, oxidative stress, and signal transduction. **Annual Review Plant Biology**, v. 55, p. 373-399, Jun. 2004. Disponível em: <<http://www.annualreviews.org/doi/abs/10.1146/annurev.arplant.55.031903.141701>>. Acesso em: 27 out 2014.
- ARAÚJO, S. A. C.; DEMINICIS, B. B. Fotoinibição da fotossíntese. **Revista Brasileira de Biociências**, Porto Alegre, v. 7, n. 4, p. 463-472, 2009.
- ARTLIP, T. S.; WISNIEWSKI, M. E. Induction of proteins in response to biotic and abiotic stresses. **Handbook of plant and crop physiology**, New York: M. Dekker, 2002. p. 657-679.
- ASADA, K. Production and scavenging of reactive oxygen species in chloroplasts and their functions. **Plant Physiology**, v. 141, n. 2, p. 391-396, Jun. 2006. Disponível em: <<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC1475469/>>. Acesso em: 12 out 2014.

ASSOCIAÇÃO PLANTAS DO NORDESTE (APNE). **A APNE pesquisando a caatinga em prol da conservação e do manejo florestal sustentado**. Disponível em: <<http://www.plantasdonordeste.org/madeiras.pdf>>. Acesso em: 27 out. 2014.

BACARIN, M. A.; MOSQUIM, P. R. Cinética de emissão de fluorescência das clorofilas de dois genótipos de feijoeiro. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras: v. 26, n. 4, p. 705-710, 2002.

BAKER, N. R. Chlorophyll fluorescence: a probe of photosynthesis *in vivo*. **Annual Review of Plant Biology**, v. 59, p. 89-113, 2008. Disponível em: <https://www.ufpe.br/lev/images/downloads/chlorophyll_fluorescence_a_probe_of_photosynthesis_in_vivo.pdf>. Acesso em: 27 jun. 2014.

BATES, L. S.; WALDREN, R. P.; TEARE, I. D. Rapid determination of free proline for water-stress studies. **Plant and Soil**, v. 39, n. 1, p. 205-207, 1973.

BRADFORD, M. M. A rapid and sensitive method for the qualification of microgram quantities of protein utilize the principle of protein dye binding. **Analytical Biochemistry**, v. 72, p. 248-254, 1976.

BRASIL. Ministério do Meio Ambiente. **Caatinga**. 2007. Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/biomas/caatinga>>. Acessado em: 30 abril 2015.

BRAY, E. A. Plant responses to water deficit. **Trends in Plant Science**, v. 2, n. 2, p. 48-54, 1997.

CABRAL, E. L.; BARBOSA, D. C. de A.; SIMABUKURO, E. A. Crescimento de plantas jovens de *Tabebuia aurea* (Manso) Benth. & Hook. f. ex. S. Moore submetidas a estresse hídrico. **Acta Botanica Brasílica**, Belo Horizonte, v. 18, n. 2, p. 241-251, 2004.

CAKMAK, I.; HORST, J. Effect of aluminium on lipid peroxidation, superoxide dismutase, catalase, and peroxidase activities in root tips of soybean (*Glycine Max*). **Physiologia Plantarum**, v.83, p.463-468, 1991.

CALBO, M. E.; MORAES, J. A. P. V. Fotossíntese, condutância estomática, transpiração e ajustamento osmótico de plantas de buriti submetidas estresse hídrico. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, Campinas, v. 9, n. 2, p. 117-123, 1997.

CAMPOSTRINI, E.; MAESTRI, M. Photosynthetic potential of fives genotypes of *Coffea canephora* Pierre. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, Campinas, v. 10, n. 1, p. 13-18, 1998.

CARVALHO, J. F. G.; SILVA, C. E. M.; GUIMARÃES, D. G. Fotossíntese e potencial hídrico foliar de plantas jovens de andiroba submetidas à deficiência hídrica e à reidratação. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 44, n. 1, p. 8-14, 2009.

CARVALHO, J. S. B.; MARTINS, J. D. L.; MOREIRA, K. A. Respostas fisiológicas de *Hyptis pectinata* (L.) Poit. ao estresse hídrico. **Revista de Biologia e Ciências da Terra**, João Pessoa, v. 12, n. 2, p. 20-28, 2012. Disponível em: <http://joaootavio.com.br/bioterra/workspace/uploads/artigos/artigo_flavio_bioterra_v12_n2-51833118b91bb.pdf>. Acesso em: 7 fev. 2015.

CARVALHO, M. H. C. Drought stress and reactive oxygen species: production, scavenging and signaling. **Plant Signaling & Behavior**, v. 3, n. 3, p. 156-165, 2008. Disponível em: <<http://www.tandfonline.com/toc/kpsb20/3/3#aHR0cDovL3d3dy50YW5kZm9ubGluZS5jb20vZG9pL3BkZi8xMC40MTYxL3BzYi4zLjMuNTUzNkBAQDE=>>>. Acesso em: 7 abr. 2015.

CASTRO, G. L. S. et al. Peroxidação lipídica e enzimas antioxidantes em folíolos de andirobeira submetidos ao déficit hídrico in vivo e in vitro. In: SEMINÁRIO ANUAL DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 9., 2011, Belém. **Anais...** Belém, 2011.

CAVATTE, P. C. et al. The physiology of abiotic stresses. In: FRITSCHÉ-NETO, R.; BORÉM, A. (Ed.). **Plant breeding for abiotic stress tolerance**. Berlin: Springer Heidelberg, 2012. p. 21-51.

CERQUEIRA, R. C. **Influência do frio e do déficit hídrico nas características fisiológicas e bioquímicas em videiras (*Vitis vinifera* L.) cv. Thompson seedless**. 122 f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, Faculdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu, 2011.

CHAVES M. M. Effects of water deficits on carbon assimilation. **Journal of Experimental Botany**, v. 42, n. 1, p. 1-16, 1991.

CHOMITZ, K. M. et al. Opportunity costs of conservation in a biodiversity hotspot: the case of southern Bahia. **Environment and Development Economics**, v. 10, n. 3, p. 293-312, 2005.

CORRÊA, M. P. **Dicionário das plantas úteis do Brasil e das exóticas cultivadas**. Rio de Janeiro: Imprensa Nacional, 1984. v. 3.

CRITCHLEY, C. Photoinhibition. In: RAGHAVENDRA, A. S. **Photosynthesis: a comprehensive treatise**. Cambridge: Cambridge University Press, 1998. p. 264-272.

CURI, R.; POMPÉIA C.; MIYASAKA, C. K. **Entendendo a gordura: os ácidos graxos**. São Paulo: Manole; 2002.

DIAS, D. P.; MARENCO, R. A. Efeito da nebulosidade nos parâmetros da fluorescência em *Minuartia guianensis* Aubl. **Revista Brasileira de Biociências**, Porto Alegre, v. 5, n. supl. 2, p. 54-56, jul. 2007.

DRUMOND, M. A, et al. **Avaliação e identificação de ações prioritárias para a conservação, utilização sustentável e repartição de benefícios da biodiversidade do bioma Caatinga**. Petrolina: Embrapa Semi-Arido, 2000. Documento para discussão no GT estratégias para o uso sustentável, 2000.

EL-SHEEKH, M. M. Quenching of the variable fluorescence induced by zinc in the green alga *Chlorella fusca*. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, Campinas, v. 5, n. 1, p. 1-5, 1993.

ENDRES, L. et al. Photosynthesis and water relations in brazilian sugarcane. **Open Agric. J.**, v. 4, p. 31-37, 2010.

- ESPOSTI, M. S. O. D. **Estresse hídrico em duas espécies arbóreas de diferentes estágios sucessionais**. 2013. 62 f. Dissertação (Mestrado em Ecologia e Recursos Naturais) – Universidade Estadual do Norte Fluminense. Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, 2013.
- FERREIRA, A. L. A.; MATSUBARA, L. S. Radicais livres: conceitos, doenças relacionadas, sistema de defesa e estresse oxidativo. **Revista da Associação Médica Brasileira**, São Paulo, v. 43, n. 1, p. 61-68, 1997.
- FOYER, C. H.; NOCTOR, G. Redox regulation in photosynthetic organisms: signaling, acclimation and practical implications. **Antioxidants & Redox Signaling**, v. 11, n. 4, p. 861-905, 2009.
- FRANÇA, P. H. et al. Análise fisiológica de mudas de guanandi sob regime de estresse hídrico. In: CONGRESSO NORDESTINO DE ENGENHARIA FLORESTAL, 4.; SEMANA DE ENGENHARIA FLORESTAL DA BAHIA, 3., Vitória da Conquista, 2013. **Anais...** Vitória da Conquista: UESB, 2013.
- GIANNOPOLITIS, C. N.; RIES, S. K. Superoxide dismutases: occurrence in higher plants. **Plant Physiology**, v. 59, n. 2, p. 309-314, 1977.
- GILL, S. S.; TUTEJA, N. Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 48, n. 12, p. 909-930, 2010.
- HAVAUX, M.; DAVAUD, A. Photoinhibition of photosynthesis in chilled potato leaves is not correlated with a loss of photosystem-II activity. **Photosynthesis Research**, v. 40, n. 1, p. 75-92, 1994.
- _____; ERNEZ, M.; LANNOYE, R. Correlation between heat tolerance and drought tolerance in cereals demonstrated by rapid chlorophyll fluorescence tests. **Journal of Plant Physiology**, v.133, n. 5, p. 555-560, 1988.
- HAVIR, E. A.; McHALE, N. A. Biochemical and developmental characterization of multiple forms of catalase in tobacco leaves. **Plant Physiology**, v. 84, n. 2, p. 450-455, 1987.
- HAYAT, S. et al. Role of proline under changing environments. **Review Plant Signaling & Behavior**, Austin, v. 7, n. 11, p. 1456-1466, 2012.
- HIDEG, E.; MURATA, N. The irreversible photoinhibition of the photosystem II complex in leaves of *Vicia faba* under strong light. **Plant Science**, v. 130, p. 151-158, 1997.
- HSIAO, T. C.; XU, L. K. Sensitivity of growth of roots versus leaves to water stress: biophysical analysis and relation to water transport. **Journal of Experimental Botany**, v. 51, n. 350, p.1595-1616, 2000.
- INMAN-BAMBER, N. G.; SMITH, D. M. Water relations in sugarcane and response to water deficits. **Field Crops Research**, v. 92, n. 2, p. 185-202, 2005.
- JOHARI-PIREIVATLOU, M. Effect of soil water stress on yield and proline content of four wheat lines. **African Journal of Biotechnology**, v. 9, n. 1, 2010.

KRIEG, D. R. **Stress tolerance mechanisms in above ground organs.** In: WORKSHOP ON ADAPTATION OF PLANTS TO SOIL STRESS, 1993, Nebraska. **Proceedings...** Nebraska: INTSORMIL, 1993. p. 65-79.

LARCHER, W. **Ecofisiologia vegetal.** São Carlos: Rima, 2000.

LEAL, I. R., TABARELLI, M., SILVA, J. M. C. **Ecologia e conservação da caatinga.** Recife: Editora da UFPE, 2003.

LEMOS FILHO, J. P. Fotoinibição em três espécies do cerrado (*Annona crassifolia*, *Eugenia dysenterica* e *Campomanesia adamantium*) na estação seca e na chuvosa. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v. 23, n. 1, p. 45-50, 2000.

LICHTENTHALER, H. K. et al. How to correctly determine the different chlorophyll fluorescence parameters and the chlorophyll fluorescence decrease ratio R_{Fd} of leaves with the PAM fluorometer. **Photosynthetica**, v. 43, n. 3, p. 379-393, 2005.

LISAR, S. Y. S. et al. Water stress in plants: causes, effects and responses. In: ISMAIL, M. M. R.; HASEGAWA, H. (Ed.). **Water stress** Rijeka: InTech, 2012. p. 1-14.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil.** 2. ed. Nova Odessa: Instituto Plantarum de Estudos da Flora, 1998. v. 1, p. 44-45.

McCREE, K. J.; FERNÁNDEZ, C. J. Simulation model for studying physiological water stress responses of whole plants. **Crop Science**, v. 29, n. 2, p. 353-360, 1989.

MACHADO, O. F.; PEREIRA, L. A. **Craibeira: árvore símbolo de Alagoas.** Maceió: Ideia. 1985. p. 30.

MENDES, B. V. **Biodiversidade e desenvolvimento sustentável do semiárido.** Fortaleza: SEMACE, 1997.

MESSCHMIDT, A. A. **Respostas fisiológicas induzidas por estresse hídrico e infecção por *Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood em porta enxertos de *Prunus* spp.** 68 f. Dissertação (Mestrado em Fisiologia Vegetal) - Universidade Federal de Pelotas. Pelotas, 2013.

MITTLER, R. Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. **Trends in Plants Science**, v. 7, n. 9, p. 405-410, 2002.

MURATA, N. et al. Photoinhibition of photosystem II under environmental stress. **Biochimica et Biophysica Acta**, v. 1767, n. 6, p. 414-421, 2007.

NAKANO, Y.; ASADA, K. Hydrogen peroxide is scavenged by ascorbate-specific peroxidase in spinach chloroplasts. **Plant Cell Physiology**, v. 22, p. 867-880, 1981.

NASCIMENTO, H. H. C. **Mecanismos fisiológicos e bioquímicos em mudas de jatobá (*Hymenaea courbaril* L.), sob condições adversas.** 162 f. Tese (Doutorado em Ciências Florestais) – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2013.

- NAVES, V. L.; ALVARENGA, A. A. ; OLIVEIRA, L. E. M. de. Comportamento estomático de mudas de três espécies florestais submetidas a diferentes níveis de radiação fotossinteticamente ativa. **Ciência e Prática**, Lavras, v. 18, n. 4, p. 408-414, out./dez. 1994.
- NOGUEIRA, R. J. M. C.; SILVA, E. C. Comportamento estomático em plantas jovens de *Schinopsis brasiliensis* Engl. cultivadas sob estresse hídrico. **Iheringia, Série Botânica**, Porto Alegre, v. 57, n. 1, p. 31-38, 2002.
- _____. C. et al. Alterações na resistência à difusão de vapor das folhas e relações hídricas em aceroleiras submetidas a déficit de água. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, Campinas, v. 13, n. 1, p. 75-87, 2001.
- _____. et al. Resposta estomática e produção de matéria seca em plantas jovens de aroeira submetidas a diferentes regimes hídricos. **Revista. Árvore**, Viçosa, MG, v. 32, n. 2, p. 335-344, 2008.
- OLIVEIRA, D. V. **Aspectos do crescimento da gravioleira (*Annona muricata* L.) sob estresse hídrico**. 2000. 60 f. Dissertação (Mestrado em Botânica) – Universidade Federal Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2000.
- PASTORI, G. M.; TRIPPI, V. S. Cross resistance and oxidative stresses in wheat leaves. **The Journal Agricultural Science**, v. 120, n. 3, p. 289-294, 1993.
- PEREIRA, M. dos S. **Botânica econômica** [201-?]. Disponível em: <http://pt.slideshare.net/mayara_307santos/botanica-economica>. Acesso em: 1 jun. 2016.
- PEREIRA, S. C. **Plantas úteis do Nordeste do Brasil**. Recife: Centro Nordestino de Informações sobre Plantas/Associação Plantas do Nordeste, 2003.
- PIMENTEL, C. **A relação da planta com a água**. Seropédica: Edur, 2004.
- POORTER, H. et al. Causes and consequences of variation in leaf mass per area (LMA): a meta-analysis. **New Phytologist**, v. 182, n. 3, p. 565-588, 2009.
- POREMBSKI, S. Tropical inselbergs: habitat types, adaptive strategies and diversity patterns. **Brazilian Journal of Botany**, v. 30, n. 4, p. 579-586, 2007.
- POSPÍŠIL, P. et al. Production of reactive oxygen species by photosystem II. **Biochimica et Biophysica Acta (BBA)-Bioenergetics**, v. 1787, n. 10, p. 1151-1160, 2009.
- QUEIROZ, C. G. S.; GARCIA, Q. S.; LEMOS FILHO, J. P. Atividade fotossintética e peroxidação de lipídios de membrana em plantas de aroeira-do-sertão sob estresse hídrico após reidratação. **Brazilian Journal of Plant Physiology**, v. 14, n. 1, p. 59-63, 2002.
- RAO, P. B.; KAUR, A; TEWAR, A. Drought resistance in seedlings of five important tree species in Tarai region of Uttarakhand. **Tropical Ecology**, v. 49, n. 1, p. 43-52, 2008.
- RIVAS, R.; OLIVEIRA, M. T.; SANTOS, M. G. Three cycles of water deficit from seed to Young plants of *Moringa oleifera* woody species improves stress tolerance. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 63, p. 200-208, 2013.

- RIZZINI, C. T. **Tratado de fitogeografia do Brasil**. Rio de Janeiro: Âmbito Cultural, 1997.
- RODAL, M. J. N.; SAMPAIO, E. V. S. B. A vegetação do bioma caatinga. In: SAMPAIO, E. V. S. B. et al. (Ed.). **Vegetação & flora da caatinga**. Recife: Associação Plantas do Nordeste. Centro Nordestino de Informações sobre Plantas, 2002. p. 11-24.
- SAMPAIO, E. V. S. B. et al. **Espécies da flora nordestina de importância econômica potencial**. Recife: Associação Plantas do Nordeste. Centro Nordestino de Informações sobre Plantas, 2005.
- SANTANA, C. S. **Mecanismos de tolerância à seca em quatro espécies arbóreas ocorrentes no semi-árido brasileiro**. Rio Largo, 2011.
- SANTOS, C. M.; SILVA, M. A. Physiological and biochemical responses of sugarcane to oxidative stress induced by water deficit and paraquat. **Acta Physiologia e Plantarum**, n. 37, n. 8, p. 1-14, 2015.
- SANTOS, R. F.; CARLESSO, R. Déficit hídrico e os processos morfológico e fisiológico das plantas. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 2, n. 3, p. 287-294, 1998.
- _____; _____. Enrolamento e expansão das folhas de milho submetidas a déficit hídrico em diferentes solos. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 3, n. 1, p. 1-6, 1999.
- SCHLICHTING, C. D. Phenotypic plasticity in plants. **Plant Species Biology**, v. 17, n. 2-3, p. 85-88, 2002.
- SCHOLANDER, P. F. et al. Hydrostatic pressure and osmotic potentials in leaves of mangroves and some other plants. **Proceedings of the National Academy of Science of the United States of America**, v. 52, n. 1, p. 119, 1964.
- SCHREIBER, U. et al. Assessment of photosystem II photochemical quantum yield by chlorophyll fluorescence quenching analysis., **Functional Plant Biology**, v. 22, n. 2, p.209-220, 1995.
- SCHREIBER, U.; KLUGHAMMER, C. Non-photochemical fluorescence quenching and quantum yields of PS I and PS II: analysis of heat-induced limitations measured by Maxi-Imaging-PAM and Dual-PAM-100. **PAM Application Notes**, v. 1, p.15-18, 2008.
- SHARMA, P. et al. Reactive oxygen species, oxidative damage, and antioxidative defense mechanism in plants under stress ful conditions. **Journal of Botany**. p. 1-26, 2012. Disponível em: <file:///C:/Users/helena.vale/Downloads/217037.pdf>. Acesso em: 12 out. 2015.
- SILVA, E. C. A. **Respostas fisiológicas bioquímicas e enzimáticas em mudas de *Moringa oleifera* Lam. submetidas a estresses abióticos**. Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife: 2013.

SILVA, E. C.; NOGUEIRA, R. J. M. C. Crescimento de quatro espécies lenhosas cultivadas sob estresse hídrico em casa-de-vegetação. **Revista Ceres**, v. 50, n. 288, p. 203-217, 2003.

_____. et al. Aspectos ecofisiológicos de dez espécies em uma área de caatinga no município de Cabaceiras, Paraíba, Brasil. **Iheringia, Série Botânica**, v. 59, n. 2, p. 201-205, 2004.

_____. et al. Comportamento estomático e potencial da água da folha em três espécies lenhosas cultivadas sob estresse hídrico. **Acta Botânica Brasílica**, v. 17, n. 2, p. 231-246, 2003.

SILVA JÚNIOR, M. C.; SANTOS, G. C. **100 árvores do cerrado: guia de campo**. Brasília, DF: Rede de Sementes do Cerrado, 2005.

SMIT, M. A.; SINGELS, A. The reponse of sugarcane canopy development to water stress, **Field Crops Research**, v. 98, n. 2, p. 91-97, 2006.

SOARES, M. R.; CASAGRANDE, J. C. Recuperação e remediação de solos degradados pela mineração incluindo as áreas ciliares. In: SIMPÓSIO DE ATUALIZAÇÃO EM RECUPERAÇÃO DE ÁREAS DEGRADADAS, 2., 2008, Mogi Guaçu. **Anais...** São Paulo: Instituto de Botânica, 2008. p. 116-125.

SOUZA, B. D. et al. Water relations and chlorophyll fluorescence responses of two leguminous trees from the Caatinga to different watering regimes. **Acta Physiologia e Plantarum**, v. 32, n. 2, p. 235-244, 2010.

SPANO, C. et al. *Anthemis maritima* L. in different coastal habitats: a tool to explore plant plasticity. **Estuarine, Coastal and Shelf Science**, London, v. 129, n. 1, p. 105-111, Jun. 2013.

SREELATHA S.; PADMA P. R. Antioxidant activity and total phenolic content of *Moringa oleifera* leaves in two stages of maturity. **Plant Foods for Human Nutrition**, v. 64, n. 4, p. 303-11, 2009.

SRIVASTAVA, S. et al. Hydrogen peroxide scavenging enzymes impart tolerance to high temperature induced oxidative stress in sugarcane. **Journal of Environmental Biology**, v. 33, n. 3, p. 657-61, 2012.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. Porto Alegre: Artmed, 2009.

TORRES NETO, A. et al. Portable chlorophyll meter for the quantification of photosynthetic pigments, nitrogen and the possible use for assessment of the photochemical process in *Carica papaya* L. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, v. 14, n. 3, p. 203-210, 2002.

TROVÃO, D. M. B. M. et al. Estudo comparativo entre três fisionomias de caatinga no estado da Paraíba e análise do uso das espécies vegetais pelo homem nas áreas de estudo. **Revista de Biologia e Ciências da Terra**, v. 4, n. 2, p. 1-5, 2004.

TROVÃO, D. M. B. M. et al. Variações sazonais de aspectos fisiológicos de espécies da Caatinga. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 11, n. 3, p. 307-311, 2007.

TURNER, N. C. Techniques and experimental approaches for the measurement of the plant water status. **Plant and Soil**, v. 58, n. 1-3, p. 339-366, 1981.

VELLOSO, A. L.; SAMPAIO, E. V. S. B.; PAREYN, F. G. C. **Ecorregiões propostas para o bioma caatinga**. Recife: Associação Plantas do Nordeste; Instituto de Conservação Ambiental; The Nature Conservancy do Brasil, 2002.

VILLAGRA, P. E.; CAVAGNARO, J. B. Water stress effects on the seedling growth of *Prosopis argentina* and *Prosopis alata*. **Journal of Arid Environments**, v. 64, p. 390-400, 2006.

ZIN Z. M.; ABDUL-HAMID A.; OSMAN, A. Antioxidative activity of extracts from Mengkudu (*Morinda citrifolia* L.) root, fruit and leaf. **Food Chemistry**, v. 78, p. 227-31, 2002.