



UNIVERSIDADE FEDERAL DE ALAGOAS
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA



JÔNATAS VIEIRA SANTOS

TOLERÂNCIA AO DÉFICIT HÍDRICO DE CURTA DURAÇÃO EM GENÓTIPOS DE
CANA-DE-AÇÚCAR E CANA-ENERGIA

RIO LARGO

2017

JÔNATAS VIEIRA SANTOS

TOLERÂNCIA AO DÉFICIT HÍDRICO DE CURTA DURAÇÃO EM GENÓTIPOS DE
CANA-DE-AÇÚCAR E CANA-ENERGIA

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia da Universidade Federal de Alagoas como parte dos requisitos para a obtenção do título de Mestre em Agronomia, Área de Produção Vegetal.

Orientador: Prof. Dr. Lauricio Endres

RIO LARGO

2017

Catálogo na fonte
Universidade Federal de Alagoas
Biblioteca Setorial do Centro de Ciências Agrárias
Bibliotecária Responsável: Myrtes Vieira do Nascimento

S237t Santos, Jônatas Vieira
Tolerância ao déficit hídrico de curta duração em genótipos de cana-de-açúcar e cana-energia / Jônatas Vieira Santos – 2017.
72 f.; il; 33 cm

Orientador: Laurício Endres
Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) - Universidade Federal de Alagoas, Centro de Ciências Agrárias. Rio Largo, 2017.

Inclui bibliografia

1. Saccharum spp 2. Seca 3. Ajustamento osmótico I. Título

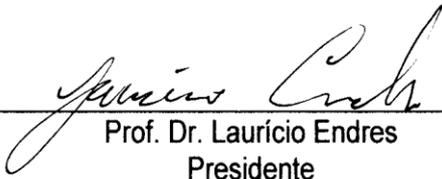
CDU: 633.61

TERMO DE APROVAÇÃO

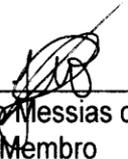
JÔNATAS VIEIRA SANTOS
(Matrícula 15130130)

**“TOLERÂNCIA AO DÉFICIT HÍDRICO DE CURTA DURAÇÃO EM GENÓTIPOS DE
CANA-DE-AÇÚCAR E CANA-ENERGIA”**

Dissertação apresentada e avaliada pela banca examinadora em vinte e dois de junho de 2017, 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. Dr. João Messias dos Santos
Membro



Prof. Dr. José Vieira Silva
Membro

Rio Largo - AL
Junho/2017

Aos meus familiares, em especial aos meus pais José Vieira dos Santos e Eunice Vieira Santos, minha avó Maria Vital, aos meus irmãos Josman, Erlany, Jussara e Priscila, e minha Namorada Lívia pelo apoio, confiança, incentivo, dedicação, carinho, companheirismo e amor incondicional.

Dedico!

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus, por ter me abençoado e iluminado a cada passo desta jornada de mestrado.

A Universidade federal de Alagoas – UFAL, e ao Centro de Ciências Agrárias de Alagoas- CECA.

A toda coordenação e funcionários do programa de Pós-Graduação em Agronomia/Produção Vegetal.

A todos os professores do programa de pós-graduação em Agronomia/Produção Vegetal.

Ao Professor e orientador Dr. Lauricio Endres pelos ensinamentos de parte de sua sabedoria, orientação incontestável e por ter confiado no meu potencial.

Aos meus amigos de curso de mestrado Fernando, Lívia, Leandro, Felipe, pelo convívio em sala de aula durante toda esta jornada que passamos, com determinação, perseverança e alegrias.

A responsável Técnica do Laboratório de Fisiologia Vegetal, Isabella Cardoso por toda a orientação e auxílio importantíssimo durante as análises bioquímicas.

Aos membros do projeto de pesquisa Karoline Priscila e Jhullyane Christian pelo auxílio durante a implantação, condução e avaliação de todo o experimento.

A equipe que auxiliou durante a avaliação do experimento, Sebastião Junior, Poliana, Jailma, Vicente, João, Ulisses, Leandro, Jayne, Lucas, Karol e Lila.

Ao grupo de pesquisa do Laboratório de Ecofisiologia, pelos momentos de aprendizados e descontração, em nome da Pós-Doc Claudiana Moura.

Aos membros da banca examinadora Prof. Dr. José Vieira Silva e Prof. Dr. João Messias Dos Santos pela disponibilidade, observações e contribuições dadas a dissertação

Ao Programa de melhoramento genético de cana-de-açúcar- PMGCA por ceder os materiais propagativos para a realização do trabalho.

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pelo financiamento da bolsa de mestrado

Em fim, obrigado a todo.

RESUMO

O déficit hídrico no solo é um dos principais estresses abióticos que restringe o crescimento das plantas. Assim, estudos que visam à seleção de genótipos tolerantes à seca são primordiais para a exploração das áreas agrícolas. A cana-de-açúcar é uma cultura que apresenta boa capacidade de adaptação às mudanças edafoclimáticas, para maior alocação de biomassa e consequente produção de alimentos, energia, bebidas e demais. Este estudo teve o objetivo de comparar genótipos de cana-de-açúcar e cana-energia quanto à tolerância à seca pelo estudo de mecanismos morfofisiológicos e bioquímicos. O delineamento experimental foi em blocos casualizado (DBC), constituído por oito genótipos de cana-de-açúcar, sendo dois comerciais (RB92579 e RB0442), dois de cana-energia (RB11999 e RB1210282) e quatro cruzamentos (C90-176 x RB75126, RB04823 x Krakatau, CTC22 x ?, CTC24 x ?), com dez repetições, totalizando oitenta parcelas. As plantas foram cultivadas em vasos de 30 Litros com solo próximo à capacidade de campo até os 150 dias após o plantio (DAP). Posteriormente foi efetuada a suspensão da irrigação até o nível de estresse severo, aos 156 DAP, seguido de reidratação até os 158 DAP. Durante o período de estresse e reidratação foi acompanhado o estado fisiológico das plantas, coletado amostras foliares a ser utilizadas nas análises bioquímicas, assim, somente após a reidratação foram avaliadas as características morfológicas. Os genótipos submetidos ao déficit hídrico reduziram as trocas gasosas, diminuíram a eficiência fotossintética, aumentaram o conteúdo de solutos orgânicos e as atividades enzimáticas. Os cruzamentos mantiveram maiores relação F_v/F_m e Φ_{PSII} , e as canas-energia induziram aumento da atividade das enzimas Catalase e Ascorbato peroxidase, com as plantas em estresse severo. As canas-energia e os cruzamentos têm maiores grau de tolerância ao déficit hídrico pela melhor recuperação das atividades fisiológicas, através da reidratação das plantas, em relação às canas-de-açúcar comerciais que se mostraram sensíveis à seca. Além disso, as canas-energia ajustaram-se osmoticamente e toleraram ao estresse oxidativo, induzido pela deficiência hídrica.

Palavras chave: *Saccharum spp.* Seca. Contrastes. Ajustamento osmótico

ABSTRACT

The water deficit of soil is one of the main abiotic stresses which restricts plant growth. Thus, studies aiming at selecting drought tolerant genotypes are primordial for the exploration of agricultural areas. Sugarcane is one crop that has good ability to adapt to edaphoclimatic changes, for larger biomass allocation and consequent production of food, energy, beverages and other. This objective of this study was compare genotypes of sugarcane and energycane in how much of drought tolerance from the study of morphophysiological and biochemical mechanisms. The experimental design was randomized blocks (DBC), constituted of eight sugarcane genotypes, two commercial (RB92579 and RB0442), two energycane (RB11999 and RB1210282), and four crossing (C90-176 x RB75126, RB04823 x Krakatau, CTC22 x ?, CTC24 x ?), with ten replications, totaling eighty installments. The plants were grown in 30 Liter pots, with soil next field capacity up to 150 days after planting (DAP). Subsequently, irrigation was suspended until the level of severe stress, to 156 DAP, followed by rehydration up to 158 DAP. During the stress and rehydration period was monitor the physiological state of the plants, Leaf samples collected to be used for biochemical analyzes, thus, only after rehydration were the morphological characteristics evaluate. The genotypes submitted to the water deficit reduced gas exchange, decreased photosynthetic efficiency, and increased content of organic solutes and enzymatic activities. The crossing maintained higher F_v / F_m and Φ_{PSII} , and sugarcane induced increased activity of the enzymes Catalase and Ascorbate peroxidase, with the plants under severe stress. The energycane and crossing have a greater degree of tolerance to the water deficit, the best recovery of physiological activities, by rehydration of plants, in relation to the commercial sugarcane that showed to be sensitive to the drought. Besides that, energycanes adjusted osmotically and tolerated the oxidative stress induced by water deficiency.

Keywords: Saccharum spp. Dry. Contrasts. Osmotic adjustment.

LISTA DE FIGURAS

- FIGURA 1-** Variação diária da temperatura (a, b), (PAR) radiação fotossinteticamente ativa (c, d) e (DPV) déficit pressão de vapor (e, f) durante o experimento (a, c, e) nos dias de avaliações (b,d, f), respectivamente, em casa de vegetação.....31
- FIGURA 2-** Teor de umidade no substrato durante os seis dias de estresse e reidratação (R), em casa de vegetação.32
- FIGURA 3-** (A) Condutância estomática (gs), (B) transpiração foliar (E), (A) fotossíntese líquida (A), e (D e F) eficiência quântica máxima (Fv/Fm) na antemã e meio-dia e (E) eficiência quântica efetiva do PSII (Φ PSII) em genótipos de cana-de-açúcar. Plantas submetidas a condições de estresse por 6 dias e reidratadas (R) por 2 dias em casa de vegetação.....40
- FIGURA 4-** Teor relativo de água em genótipos de cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de estresse severo e reidratação em casa de vegetação.....44
- FIGURA 5-** (A) Índice SPAD, (B) teores de clorofila a (Chl a), (C) clorofila b (Chl b), (D) clorofila total (Chl Total), (E) relação clorofila a/b (Chla / Chlb) e (F) carotenoides em genótipos de cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de estresse severo e reidratação em casa de vegetação.47
- FIGURA 6-** (A) Proteínas, (B) ascorbatoperoxidase (APX), (C) catalase (CAT), (D) teores de carboidratos solúveis e (E) prolina em genótipos de cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de estresse severo e reidratação em casa de vegetação.....50
- FIGURA 7-** Altura de plantas (colmo) em genótipos de cana-de-açúcar, submetidos a condição de controle (150 DAP) estresse severo (156 DAP) e reidratação (158 DAP) em casa de vegetação.56
- FIGURA 8-** Altura do colmo(A), diâmetro(B), número de perfilhos (C), número de entrenó (D), número de folhas (E) e largura e comprimento da folha + 3 (CF e LF

+3), (F e G) área foliar (H) em genótipos de cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de reidratação em casa de vegetação58

FIGURA 9- Alocação de biomassa no colmo(A), folhas(B), parte aérea (C), raízes (D), massa seca total (MST) (F) em genótipos de cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de reidratação em casa de vegetação60

LISTA DE TABELAS

TABELA 1- Análise química e pH do solo.	30
TABELA 2- Análise física do solo.	30
TABELA 3- Coeficientes dos contrastes específicos para genótipos de cana-de-açúcar, cana-energia e cruzamentos.	37
TABELA 4- Quadrado médio da análise de variância da condutância estomática (gs), transpiração (E), fotossíntese (A), eficiência quântica potencial (Fv/Fm) e efetiva (Φ PSII), e teor relativo de água (TRA) na folha em genótipos de cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de Controle (C), estresse severo (ES) e reidratação (R) em casa de vegetação.	38
TABELA 5- Estimativa de contraste da condutância estomática (gs), transpiração (E) e fotossíntese (A), eficiência quântica potencial (Fv/Fm), efetiva (Φ PSII) e teor relativo de água (TRA) na folha em genótipos de cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de controle, estresse severo e reidratação em casa de vegetação.	41
TABELA 6- Quadrado médio da análise de variância de pigmentos fotossintéticos, índice SPAD, os teores de clorofila a (Chl a), clorofila b (Chl b), clorofila total (Chl Total), clorofila a/b (Chla /Chlb) e carotenoides em genótipos de cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de estresse severo (ES) e reidratação (R) em casa de vegetação.	45
TABELA 7- Estimativa de contraste do Índice SPAD, os teores de clorofila a (Chl a), clorofila b (Chl b), clorofila total (Chl Total), clorofila a/b (Chla/Chlb) e carotenoides em genótipos de cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de estresse severo e reidratação em casa de vegetação.	48
TABELA 8- Quadrado médio da análise de variância de proteínas, catalase (CAT), ascorbatoperoxidase (APX), teores de carboidratos solúveis e prolina em cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de estresse severo (ES) e reidratação (R) em casa de vegetação.	49

TABELA 9- Estimativa de contraste para proteínas, catalase (CAT), ascorbatoperoxidase (APX), teores de carboidratos solúveis e prolina em genótipo de cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de estresse Severo e reidratação em casa de vegetação.52

TABELA 10- Quadrado médio da análise de variância para altura do colmo (H), diâmetro (Φ), número de entrenó (N°E), número de perfilhos (N°P), comprimento e largura da folha + 3 (CF e LF +3), área foliar (AF), massa seca total (MST), raiz/parte aérea (R/PA) alocação de biomassa folhas, caule + Bainha (C+B), parte aérea (PA) e raízes em genótipo de cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de reidratação em casa de vegetação55

Tabela 11- Estimativa de contraste da altura do colmo (h), diâmetro (Φ), número de entrenó, número de perfilhos, comprimento e largura da folha + 3, área foliar, massa seca total, raiz/parte aérea (R/PA) alocação de biomassa folhas, caule + Bainha (C+B), parte aérea (PA) e raízes em genótipos de cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de reidratação em casa de vegetação.61

SUMÁRIO

1.INTRODUÇÃO	15
2. REVISÃO DE LITERATURA	17
2.1. Cana-de-açúcar.....	17
2.1.1. Origem e disseminação.....	17
2.1.2. Características agronômicas	18
2.2. Melhoramento genético e características da cana-energia	19
2.3. Estresse hídrico.....	20
2.3.1. Respostas da planta estressada	21
2.3.2. Relações hídricas	21
2.3.3. Trocas gasosas	22
2.3.4. Emissão de fluorescência da clorofila “a”	23
2.3.5 Pigmentos fotossintéticos.....	23
2.3.6. Estresse oxidativo	24
2.3.7 Ajustamento osmótico	26
3- MATERIAIS E MÉTODOS	28
3.1. Local e material vegetal do experimento	28
3.1.1. Etapa da obtenção dos cruzamentos	28
3.1.2. Seleção de plântulas dos cruzamentos sob estresse hídrico	29
3.3. Delineamento Experimental	29
3.4. Implantação do experimento	29
3.5. Coleta de dados	32
3.6. Análises fisiológicas	33
3.6.1. Trocas gasosas	33
3.6.2 Fluorescência da clorofila a.....	33
3.7. Análises bioquímicas.....	34

3.7.1. Pigmentos fotossintéticos.....	34
3.7.2. Ajustamento osmótico e espécies reativas de oxigênio	35
3.8. Análises Morfológicas.....	36
3.9. Análise estatística	37
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	38
4.1. Análises fisiológicas	38
4.1.1. Trocas Gasosas	38
4.1.2. Eficiência quântica do fotossistema II.....	42
4.1.3. Relações hídricas	43
4.2. Análise bioquímica	45
4.2.1. Pigmentos fotossintéticos.....	45
4.2.2. Estresse oxidativo	49
4.2.3. Ajustamento osmótico	52
4.3. Análises morfológicas.....	54
5- CONCLUSÕES.....	63
REFERÊNCIAS.....	64

1.INTRODUÇÃO

A cana-de-açúcar (*Saccharum spp.*) é uma cultura de grande importância econômica, com diversas aptidões, algumas delas para a produção de alimentos e energia. Além disso, é uma matéria-prima renovável destinada à produção de combustível (álcool), em substituição as energias não renováveis (petróleo) e também a produção de biomassa para geração de energia.

O Brasil é o maior produtor mundial de cana-de-açúcar com 691 milhões de toneladas, em área de 9,074 mil hectares na safra 2016/2017 (CONAB, 2017). É o pioneiro na produção de etanol em grande escala, alavancado pela crescente demanda dos biocombustíveis renovável. As áreas que detêm maior concentração dos canaviais no Brasil são as regiões sudeste, centro-oeste e nordeste (CONAB, 2017). Esta última região apresenta baixa ou irregular disponibilidade hídrica, com isso o cultivo da cana-de-açúcar apresenta baixa viabilidade por contados poucos genótipos que apresentam grau de tolerância à seca.

A deficiência hídrica é um dos principais estresses abióticos que ocasiona severas perdas agrícolas se limita a produção de cana-de-açúcar (MANZATTO et al., 2009; WACLAWOVSKY et al., 2010; ENDRES et al., 2010). Com o início do déficit hídrico, as plantas fecham os estômatos, evitando a desidratação, porém reduz a assimilação de CO₂ e a atividade estomática (SILVA et al., 2013).

Entretanto, a limitação da concentração de CO₂ impostas, pelo fechamento estomático favorece a ocorrência de um desequilíbrio no fotossistema II (PSII), na eficiência fotossintética, alterações no estado funcional das membranas do tilacóides nos cloroplastos e nas características dos sinais de fluorescência nas folhas das plantas (SILVA et al., 2014).

A capacidade fotossintética ou a manutenção do status hídrico da planta, em função do teor relativo de água na folha, podem ser empregadas na compreensão dos mecanismos de tolerância à seca nos programas de melhoramento genético (KOONJAH et al., 2006; SILVA et al., 2011; SILVA et al., 2013).

A seleção de diferentes genótipos quanto ao grau de tolerância ao déficit hídrica pode ser realizado por meio das respostas morfofisiológicas e bioquímica das plantas estressadas. Esta identificação torna-se essencial no estágio fenológico inicial da planta, facilitando assim, a antecipação da etapa de seleção

das plantas durante o melhoramento genético da cana-de-açúcar (O'NEILL; SHANAHAN; SCHEPERS, 2006).

A princípio, a cana-de-açúcar foi melhorada para obter o máximo de acúmulo no teor de sacarose para geração de açúcar e álcool. Com o passar do tempo, o setor sucroenergético foi ampliando e com isso, observou que através do aumento no teor de fibra e na diminuição da sacarose, viabilizou a utilização de toda a biomassa gerada pela planta para a produção de etanol de segunda geração.

A Rede Interuniversitária para o Desenvolvimento do Setor Sucroenergético (RIDESA) realizou diversos cruzamentos e, utilizou os acessos de *S. spontaneum*, *S. robustum* e cultivares comerciais visando o desenvolvimento de genótipos com altos teores de fibra e que pudesse manter os atuais teores de sacarose (SILVEIRA et al., 2015), denominados de cana-energia (TEW; COBILL, 2008). Esses novos materiais, genéticos contrastantes quanto ao teor de fibra, são promissores quanto ao grau de tolerância ao déficit hídrico.

A seleção de plântulas dos genótipos oriundas dos cruzamentos durante a seca é o método que pode ser empregado durante o processo de melhoramento genético de cana-de-açúcar. Apesar da existência de inúmeras pesquisas sobre o comportamento das plantas a condições de seca e reidratação, pouco se sabe sobre esta forma de seleção durante o estágio fenológico inicial das plantas submetidas à condição de déficit hídrico de curta duração, além das respostas das plantas a reidratação hídrica.

Diante do exposto, objetivou-se comparar genótipo de cana-de-açúcar e cana-energia quanto à tolerância à seca, pelo estudo de mecanismos morfofisiológicos e bioquímicos.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. Cana-de-açúcar

2.1.1. Origem e disseminação

A cana-de-açúcar (*Saccharum sp.*) é uma planta pertencente à família da Poaceae, do gênero *Saccharum* incluindo seis espécies conhecidas; *S. officinarum*, *S. sinense*, *S. barberi*, *S. edule*, *S. spontaneum*, *S. robustum*. A cultura da cana-de-açúcar originou-se da Ásia Meridional, Nova Guiné (DANIELIS; ROACH, 1987).

Com o passar de séculos, o cultivo da cana expandiu e disseminou para várias ilhas do sul do Oceano Pacífico, Indochina, Arquipélago da Malásia e Bengala, sendo na Índia tropical caracterizada como planta produtora de açúcar (HAMERSKI, 2009). Os Persas foram os primeiros a desenvolver técnicas de produção do açúcar estabelecendo as rotas do açúcar entre os países asiáticos e africanos (DELGADO; AZEVEDO CESAR, 1977).

A partir do século XII, o açúcar, dito como especiaria na época, chegou às terras europeias, surgindo posteriores importantes regiões produtoras, localizadas especialmente no Extremo Oriente. O interesse por essa especiaria foi crescente logo após o século XV, quando novas bebidas, como o café, chocolate e o chá necessitavam de ser adoçadas. O navegador Cristóvão Colombo por volta de 1493, iniciou o cultivo da cana-de-açúcar nas Antilhas, a partir daí a história do açúcar no mundo ganhou novas dimensões.

No Brasil, o açúcar ainda é produzido em grande escala a partir da cana, divergindo da Europa que é fabricado a partir da beterraba açucareira. O interesse mundial pela cultura da cana-de-açúcar foi crescente, dada sua importância na produção de energia elétrica (bagaço), combustível (álcool hidratado), medicamento (álcool medicinal) e alimento (açúcar) (FAUCONNIER; BASSEREAU, 1975).

As variedades comerciais de cana-de-açúcar são oriundas, na sua grande maioria, por híbridos interespecíficos, os quais foram incorporados características de tolerância a doenças, pragas e à seca, além de bom perfilhamento e produtividade, ao passo que se procurou manter e/ou melhorar o teor de sacarose da espécie *Saccharum officinarum* (GONÇALVES, 2008). Em contrapartida, a busca em produzir mais energia, através biomassa gerada pela cana, aumentando o teor de

fibra e reduzindo o teor de sacarose, potencializa-se assim, aumento na produtividade da biomassa (MATSUOKA et al., 2012).

Diante do supracitado, esta classificação é tida com cana-energia, gerada de cruzamentos de variedades comerciais e *S. spontaneum*, a fim de adquirir robustez, melhorar ainda mais o grau de tolerância à seca, apresentando uma menor exigência hídrica e nutricional do solo, aliada a isso, atinge uma alta produtividade (BARBOSA, 2014)

2.1.2. Características agronômicas

O ciclo de cultivo da cana-de-açúcar pode ser doze ou dezoito meses. A propagação da cana-de-açúcar é feita de forma assexuada, por intermédio de pedaços do colmo (toletes), contendo as gemas, as quais passam do estado de dormência para ativo, iniciando a brotação, desencadeada por enzimas e hormônios reguladores do crescimento e sujeito a variação ambiental (MALAVOLTA; HAAG, 1964; SILVA, CARLIN, PERECIN, 2004).

A cana-de-açúcar pertencente ao grupo das plantas C4 e consegue ser altamente eficiente na conversão de energia luminosa em energia química, pelo fato de apresentar alta atividade fotossintética. Com isso, resulta em uma alta taxa de crescimento, adaptação a diversas condições climáticas, temperaturas elevadas, deficiência hídrica, além de ser eficiente do uso da água de duas a três vezes maiores que as plantas C3 (TAIZ; ZEIGER, 2009).

A fenologia das plantas de cana-de-açúcar é caracterizada em quatro estádios, inicia com brotação e é estabelecida com a germinação e emergência das plântulas, em seguida a fase de perfilhamento e estabelecimento das plantas, onde acontece o surgimento de inúmeros perfilhos, formando assim as touceiras. Com o auto sombreamento é induzindo assim à inibição do perfilhamento e acelerando o crescimento dos colmos e ao fim, a maturação da planta (OLIVEIRA et al., 2010).

O último estágio fenológico é caracterizado pela maturação fisiológica dos colmos, maior senescência foliar, diminui a capacidade fotossintética, maior acúmulo de açúcares nos colmos, chegando ao ponto de colheita da cana-de-açúcar (DIOLA; SANTOS, 2010), lembrando que o florescimento da cana é uma característica indesejável para utilização da cana na indústria (RODRIGUES, 1995).

A cana-de-açúcar é composta pela parte aérea (colmos + folhas), sistema radicular e com o surgimento dos perfilhos formam as touceiras. A folha é o principal órgão fotossintetizante na planta, sua posição ao logo do colmo a formar um ângulo próximo de 90°, é de fundamental importância, devido à penetração de radiação solar no dossel das plantas (RODRIGUES, 1995). Os colmos são formados por inúmeros entrenós e é o principal órgão de armazenamento dos fotoassimilados, sacarose e armazenam nas células do parênquima e tecidos vasculares (OLIVEIRA et al., 2004; TEJERA et al., 2007).

2.2. Melhoramento genético e características da cana-energia

O programa de melhoramento genético da cana-de-açúcar é realizado por diversas instituições públicas e privadas, que contém seus variados acessos no banco de germoplasma. Alguns desses programas que se destaca são o Instituto Agrônomo de Campinas (IAC), Centro de Tecnologia Canavieira (CTC), Rede Interuniversitária para Desenvolvimento do Setor Sucroenergético (Ridesa), entre outros os quais buscam identificar e utilizar de maneira correta os recursos genéticos disponíveis para facilitar o desenvolvimento e assim obter sucesso nos genótipos de cana-de-açúcar (MORAIS et al, 2015).

Tradicionalmente, os programas de melhoramento têm selecionado variedades de cana para a produção de açúcar, mesmo sabendo que está representa somente um terço da energia contida na biomassa do colmo (HOFSETZ; SILVA, 2012). Considerando a produção de 86 L de etanol por tonelada de cana (2000 MJ), a queima do bagaço pode render mais 60KWh em energia elétrica (216MJ) (LEAL, 2007), portanto o restante do material é pouco aproveitado para a produção de energia. Recentemente, a demanda por etanol tem levado a técnicas para a produção a partir de celulose e hemicelulose, chamado de etanol de segunda geração (BUCKERIDGE et al.,2012).

O melhoramento genético busca obter plantas que apresentem plasticidade fenotípica, digo manter a homeostase nas condições de estresse, pelo reajuste dos processos fisiológico e bioquímico, e assim consiga adapta-se as diversas condições ambientes, com alta produtividade (NICOTRA et al., 2010; SADRAS et al., 2013).

Os programas de melhoramento genético realizam cruzamentos de variedades de cana-de-açúcar comerciais com espécies de cana selvagem do

gênero *Saccharum* (*S. spontaneum*, *S. robustum*, *Erianthus* e *Miscanthus*), principalmente *S. spontaneum*, resultando na cana energia (ARRUDA, 2012; MING et al., 2006). A cana-energia apresenta um elevado teor de fibra e menor de açúcar, ideal para a produção do etanol celulósico (KIM; DAY, 2011).

A cana-energia pode ser subdividida de acordo com o seu percentual de fibra em tipo I e II, sendo o tipo I caracterizado por possuir teor de sacarose (acima de 15%) e com acréscimo de 4% na quantidade de fibra em relação a cana-de-açúcar comercial (14%), destinada para a produção de açúcar, etanol de segunda geração (etanol celulósico) e eletricidade. Já a cana-energia tipo II é de reduzido teor de sacarose (6%) e alto teor de fibra (25%), destinada a energia térmica, elétrica, além da produção de etanol (MORAIS et al, 2015).

A cana energia pode atingir o dobro da altura de colmos, maior quantidade e comprimento de folhas, porém mais estreitas em relação à cana-de-açúcar. É uma planta rizomática, apresenta o sistema radicular bastante vigoroso, rusticidade, maior absorção de água e nutrientes do solo. São plantas que apresentam maior brotação, resultando em boa densidade de plantas, maior cobertura do solo e número de cortes, menor duração do ciclo de cultivo, podendo ser escalonada sua produção para a colheita na entressafra da cana-de-açúcar (CASTRO et al. 2001; MATSUOKA et al., 2012).

2.3. Estresse hídrico

O desenvolvimento e a expansão do setor agrícola ficam limitados conforme os fatores de estresse bióticos (atividade de microrganismo) e abióticos (excesso ou déficit de fator físico ou químico no meio ambiente). Um dos principais estresses abiótico em conjunto ou isolado é o déficit hídrico, já que está crescente a escassez dos recursos hídricos (CAMBRAIA, 2005). As áreas de cultivo agrícola tem apresentado um percentual de pluviosidade inferior ou irregular, ocasionando assim, um estresse por déficit hídrico do solo nas plantas (GHANNOUM, 2003; NOGUEIRA et al., 2001).

O Estresse hídrico provoca alteração na composição do solo, já na planta causa mudanças fisiológicas, bioquímicas e moleculares, sendo assim, intensificado de acordo com o genótipo, estágio fenológico da planta, condições climáticas e severidade do estresse (WANG; VINOGRAD; ALTMAN., 2003).

A exigência hídrica da cultura no início de crescimento é baixa, aumenta de forma gradual conforme seu período de estágio fenológico de desenvolvimento (FAUCONNIER; BASSEREAU, 1975).

A cana-de-açúcar que apresenta alta eficiência econômica no uso da água, necessitando de cerca de 2000 mm por ano para ter um pleno desenvolvimento, não atingindo essa quantidade através da pluviosidade é adicionada irrigação (HEMAPRABHA; NAGARAJAN; ALARMELU, 2004). Esta é uma espécie de planta que tem condições de se adaptar ao déficit hídrico, isso por meio, redução da área de captação de radiação solar, através do enrolamento das folhas, fechamento estomático e redução na transpiração foliar (LISSON et al., 2005).

2.3.1. Respostas da planta estressada

No período inicial do estresse hídrico, a planta fecha os estômatos para evitar perda de água, manter o turgor das células e diminuir o potencial hídrico foliar, assim resulta na menor eficiência fotossintética (YORDANOV et al., 2003; LAWLOR; TEZARA, 2009). Nessas condições, as plantas têm que buscarem estratégias para que possam adaptar-se e estabelecerem-se com o menor requerimento hídrico, e assim aumentar o grau de tolerância (SANTOS; CARLESSO, 1998; SANTOS; SILVA, 2015).

A planta ao longo do seu crescimento quando submetida à restrição hídrica apresenta menor incremento na altura, no número de folhas, na área foliar, e com isso, menor interceptação da energia luminosa até a inibição da biossíntese de clorofilas (INMAN-BAMBER, 2004; SILVA et al., 2007).

2.3.2. Relações hídricas

A água é o elemento mais abundante e essencial para existência dos vegetais, influenciando a variação produtiva das áreas agrícola. Para formação de um grama de matéria orgânica produzida pela planta durante o seu crescimento é necessário o consumo de 500 g de água, sendo assim, cerca de 80 a 95% da massa dos tecidos vegetal constituído de água (TAIZ; ZEIGER, 2009).

A disponibilidade hídrica é uma problemática na maioria dos sistemas agrícola, principalmente nas áreas de cultivo de clima árido e semiárido, que

acarreta maiores custos para a produção, devido à utilização de sistema de irrigação (ROZA, 2010).

A transpiração foliar é a forma de dissipar o calor absorvido da luminosidade solar nas folhas das plantas, propicia um gradiente potencial ao longo de toda a planta. Este fluxo de água acontece desde o sistema radicular, onde se encontra o maior potencial, para parte aérea da planta, a favor de gradiente, sem gasto de energia via xilema, até às células parenquimáticas das folhas (GONÇALVES, 2008).

2.3.3. Trocas gasosas

O fechamento estomático é a primeira linha de defesa da planta ao estresse hídrico, quando submetida a uma alta demanda evaporativa na folha, evita o fluxo de saída de H₂O e mantém a concentração de CO₂ nos cloroplastos baixa e reduz a transpiração em relação à fotossíntese (NOBEL, 2009; SANTOS, 2015;) A capacidade de resfriamento da folha é reduzido, a temperatura da folha aumenta à medida que a folha continua a receber luz (SHIRKE; PATHRE 2004; ARAÚJO et al., 2010).

A resistência estomática compreende ao grau de fechamento estomático, o que influencia o status hídrico foliar em diferentes espécies vegetais, pela condição hídrica do solo e ambiental. Assim, o aumento do status hídrico foliar poder ser controlado pela abertura estomática e não o inverso (INMAN-BAMBER; SMITH, 2005). O comportamento estomático pode ser um dos critérios característico na escolha de genótipos de cana-de-açúcar tolerante a seca (MACHADO et al., 2009; GONÇALVES et al., 2010).

A taxa de resistência difusa estomática sofre aumento, com o fechamento dos estômatos pela desidratação nos tecidos vegetal, impedindo assim, a saída de água e conseqüente aumentada temperatura foliar. Devido a menor dissipação de calor da folha para a atmosfera, na ocasião em que a planta encontra-se em condições de seca, pode ser intensificado com a redução da condutância mesófila (SILVA et al., 2004).

Diversos estudos comprovam a influência da deficiência hídrica nas trocas gasosas sobre as plantas pertencentes ao grupo das C4 (GHANNOUM et al., 2003), com destaque a cana-de-açúcar (INMAN-BAMBER; SMITH, 2005). Assim, ocasiona algumas alterações de forma distinta, de acordo com a espécie, tanto por limitações

difusivas, restringindo a disponibilidade de dióxido de carbono para assimilação, quanto por limitações metabólicas, pelo aumento do efeito fotoinibitório (GLAZ et al., 2004).

2.3.4. Emissão de fluorescência da clorofila “a”

O déficit hídrico nas plantas pode-se monitorado através das medidas da fluorescência da clorofila *a*, através das variáveis, a saber; fluorescência inicial (F_0), fluorescência máxima (F_m) e fluorescência variável (F_v). A fluorescência inicial (F_0) acomete aos centros de reações, refletindo a emissão de fluorescência pela molécula de clorofila *a*. A fluorescência máxima (F_m) é indicada a partir da completa redução da quinona *A* (QA), pela incidência de um pulso de luz, no centro de reação QA. A diferença entre F_m e F_0 (fluorescência inicial) resulta na fluorescência variável (F_v), a qual compreende o fluxo de elétrons do centro de reação do PSII (P680) até a plastoquinona (PQH₂). Assim, o rendimento quântico máximo é calculado pela seguinte fórmula, $F_v/F_m = (F_m - F_0)/F_m$ (KRAUSE; WEISS, 1991).

Os valores de F_v/F_m entre 0,75 e 0,85 mostra que o aparelho fotossintético está em perfeita atividade (BOLHÀR- NORDENKAMPF et al., 1989), quando em déficit hídrico, utiliza-se deste critério para seleção de genótipos que possam ser tolerantes a seca. Entretanto, valores inferiores indicam que a planta está com fotoinibição nos centros de reação do *PSII* e assim, tornam-se os mesmo suscetíveis às condições de estresse (BJÖRKMAN; DEMMING, 1987).

2.3.5 Pigmentos fotossintéticos

O processo fotoquímico consegue utiliza apenas uma parcela da radiação incidente, visto que, grande parte chega à superfície da folha na planta é perdida, refletida e transmitida, e apenas pequena fração chega a ser absorvida através dos pigmentos fotossintetizantes (TAIZ; ZEIGER, 2009), sendo os pigmentos envolvidos na fotossíntese as clorofilas *a* e *b* e os carotenoides, embora com seca possa haver inibição da biossíntese dessas clorofilas (SILVA et al., 2007).

As clorofilas, pigmentos que refletem a cor verde das plantas, localizam-se nos cloroplastos e estão relacionadas ao potencial da atividade fotossintética, envolvendo importantes reações à fotoquímica, nas membranas dos tilacóides

(TAIZ; ZEIGER, 2009). A avaliação desta intensidade de verde através do SPAD é utilizada como critério para detectar genótipos que possam ser tolerante a seca, além do mais, é um método não destrutivo e de leitura instantânea (JABEEN; SHAHBAZ; ASHRAF, 2008; SILVA et al., 2013).

As moléculas de clorofilas absorvem a energia luminosa excitam seus elétrons, ocasionando uma modificação temporária (GONÇALVES, 2008). Sendo assim, os pigmentos dissipam o excedente de energia por meio de quatro formas: dissipação fotoquímica, fluorescência (re-emissão na forma de luz), conversão direta de energia e dissipação não fotoquímica (re-emissão na forma de calor) (MAXWELL; JONHSON 2000; CAMPOSTRINI, 2008; TAIZ; ZEIGER, 2009).

O déficit hídrico é um dos fatores de estresses responsáveis pela perda de pigmentos nas folhas das plantas. As clorofilas podem ser denominadas de clorofilas (a,b, a/b, totais), além dos carotenoides. A clorofila a é o pigmento utilizado para realizar a atividade fotoquímica e as demais, clorofila b, a/b, totais e carotenoides auxiliam na absorção de luz e na transferência da energia radiante para os centros de reação, chamados de pigmentos acessórios (STREIT et., 2005).

A molécula de clorofila a apresenta redução em seus teores quanto à planta é submetida ao déficit hídrico declina de forma gradativa a atividade fotossintética (RONG-HUA et al., 2006).

2.3.6. Estresse oxidativo

Em seres aeróbicos faz-se necessário a existência do oxigênio para sobrevivência, caso das plantas superiores e algas que são seres fotossintetizantes. Durante o processo de fotossíntese, acontece a constante transferência de elétrons, alguns transferidos do fotossistema I (PSI) para o oxigênio molecular (O_2), formando o radical superóxido (O_2^-) e resultam na formação das espécies reativas de oxigênio (EROs). As EROs acumuladas causam estresses oxidativo, principalmente quando a planta está submetida aos fatores de estresses bióticos ou abióticos (PANDA; KHAN, 2009; TUTEJA, 2010).

A formação das EROs acontecem por subseqüentes reações, iniciando com o radical superóxido (O_2^-), formando o peróxido de hidrogênio (H_2O_2) e radical hidroxila (OH^\cdot), além de outras espécies reativas, a saber; oxigênio singleto (1O_2), radical hidroperoxila (HO_2^\cdot), radical alcóxila (RO^\cdot) (BHATTACHARJEE, 2012). A produção

dessas EROs em condições ideais de desenvolvimento e crescimento das plantas acontecem por vias metabólicas (fotossíntese e respiração), através das estruturas celulares, os cloroplastos, mitocôndrias, peroxissomas e a parede celular, no entanto essa ocorrência se dá em baixas concentrações (APEL; HIRT, 2004; DAS; ROYCHOUDHURY, 2014).

A função dos EROs no metabolismo das plantas em déficit hídrico é definida conforme a quantidade total celular. Em níveis baixos, atua como sinalizador de defesa, auxiliando a planta a suportar o estresse, entretanto quando esta quantidade passar a ser elevada torna-se fitotóxico, comprometendo o metabolismo e acontecendo a peroxidação lipídica, oxidação de proteína, oxidação de carboidratos e inibição enzimática (APEL; HIRT, 2004; GILL; TUTEJA, 2010). Diante disto, as plantas desenvolvem um sistema antioxidante, que é capaz de inibir os efeitos tóxicos do excesso das EROs, sem ocasionar a produção de radicais livres, através de duas linhas de defesa, a enzimática e a não enzimática (DEDEMO et al, 2013; SANTOS, 2015).

Antioxidantes enzimáticos quando presentes em pequenas concentrações, comparadas ao excesso de EROs presente nos compartimentos celulares, retardam ou inibem a oxidação, com a finalidade de garantir a homeostase da célula. As principais enzimas desta linha de defesas são a dismutase do superóxido (SOD), catalase (CAT) e peroxidase do ascorbato (APX), além da redutase da glutatona (GR) e redutase monodehidroascorbato (MDHAR) (DAS; ROYCHOUDHURY, 2014). Essas enzimas servem como sinalizadores, indicando o quanto uma determinada planta se encontra estressada por algum fator limitante. Neste caso, as enzimas atuam limitando o acúmulo demorado das EROs, mantendo-se em baixas concentrações, evitando com isso o estresse oxidativo (MITTLER, 2002; SHARMA et al., 2012).

A SOD, na linha de defesa da planta contra os EROs, é a primeira enzima que atua contra os efeitos tóxicos, presente em quase todos os compartimentos celulares e atua na eliminação do radical $O_2^{\cdot-}$ através de sua dismutação em O_2 e peroxidação de hidrogênio (H_2O_2) (TUTEJA, 2010; SANTOS, 2015). Posteriormente o H_2O_2 é dismutado em água (H_2O) e O_2 pela atuação da enzima CAT, principalmente no peroxissomos (DEDEMO et al., 2013). A APX desempenha a mesma função da enzima CAT, porém com uma alta afinidade pelo ácido ascorbato

como agente redutor atuando em local diferente, nos cloroplastos e citosol (SANTOS, 2015).

O sistema antioxidante não enzimático atua na proteção das plantas, desde o início do seu crescimento, através dos processos de ajustes celular, até a senescência e morte celular. Esse sistema é formado de compostos de baixo peso molecular, como exemplo, o ascorbato, glutathione, α -tocoferol e carotenóides, flavonoides (DAS; ROYCHOUDHURY, 2014). Este sistema atua na defesa das plantas contra as EROs, de acordo com o ocorrido grau de severidade do estresse, intensificado pelo estágio fenológico, o órgão ou tecido da planta (BOARETTO et al., 2014).

2.3.7 Ajustamento osmótico

As plantas, quando submetidas à condição de seca, passam pelo ajuste osmótico, a nível celular, sintetizam e acumulam compostos metabólicos não tóxicos, de baixo peso molecular, os chamados solutos osmoticamente ativos (SANTOS, 2013; SANTOS 2015). Os osmólitos são moléculas com características hidrofílicas solúveis têm a capacidade de capturar moléculas de água a ser liberada para a planta quando esteja em condições que apresente limitações hídricas (BARTELS; SUNKAR, 2005), protegendo assim as células contra a desidratação em ambiente estressante (YAMAGUCHI-SHINOZAKI et al., 2002).

Há tempo, estudos realizados por Jefferies (1979) já comprovava a importância do acúmulo de solutos osmóticos, corrobora, portanto, para que um elevado ajustamento osmótico seja um dos principais fatores para aumentar a tolerância ao estresse, caso de algumas culturas como a cana-de-açúcar (SANTOS, 2009), trigo (MARALIAN et al., 2010) e batata (FARHAD et al., 2011).

Os osmólitos têm capacidade em acumula-se nas plantas e essa concentração apresenta variações conforme as condições que as plantas encontram-se, a saber; irrigadas, estressadas ou reidratadas. Os principais aminoácidos que podem ser encontrados nas plantas são os carboidratos (pinitol, frutose e glicose) e os compostos quaternários de amônia (glicina e betaína), com destaque a prolina (NAYYAR, 2003; LARHER *et al.*, 2003).

A prolina destaca-se por ser um dos principais solutos que atua como medidor no ajustamento osmótico, integridade e proteção da membrana plasmática, fonte de

carbono (HEMAPRABHA et al., 2013) e nitrogênio orgânico usado durante a reidratação (ZADEHBAGHRI; AZARPANAH; JAVANMARDI, 2014). Ela atua na remoção das espécies reativa de oxigênio (EROS), com a função de agente antioxidante (QUEIROZ et al., 2011; CIA et al., 2012). A prolina pode ser considerada um bom indicador para determinar plantas com grau de tolerância à seca (LUM et al., 2014).

3- MATERIAIS E MÉTODOS

3.1. Local e material vegetal do experimento

O experimento foi conduzido em casa de vegetação, na Unidade Acadêmica do Centro de Ciências Agrárias (CECA) da Universidade Federal de Alagoas (UFAL), no Município de Rio Largo, Estado de Alagoas (09°28'02"S; 35°49'43"W e 127 m de altitude).

O material vegetal consistiu de oito genótipos de cana-de-açúcar, sendo dois genótipos comerciais (RB92579 e RB0442), dois genótipos de cana-energia (RB11999 e RB1210282) e quatro genótipos obtidos por seleção de plântulas de cruzamentos entre *Saccharum Spontaneum* e cultivares comerciais (C90-176 x RB75126, RB04823 x Krakatau, CTC22 x ?, CTC24 x ?).

3.1.1. Etapa da obtenção dos cruzamentos

A produção de sementes para esta etapa foi realizada a partir de dois cruzamentos biparentais e múltiplos. No cruzamento biparental a hibridização é realizada entre dois genótipos de interesse, enquanto que no cruzamento múltiplo, apenas a identidade da planta mãe é conhecida, sendo o pólen oriundo livremente de diversos indivíduos (HEINZ; TEW, 1987).

As plantas foram cortadas no campo antes das aberturas das anteras e liberação de polens, em seguida colocadas em baldes contendo solução nutritiva posicionada sob uma cobertura, tipo campânula (estrutura usada para evitar contaminação de polens estranhos) (HEINZ; TEW, 1987).

As inflorescências foram agitadas para proporcionar maior eficiência na polinização durante um período de 15 dias. Depois de concluído o processo de cruzamento, as inflorescências foram protegidas por sacolas de TNT e levadas para um galpão, onde permaneceram durante 15 dias para completar o desenvolvimento e maturação das cariopses. Após esse processo, as espiguetas com as cariopses foram colhidas e submetidas ao processo de secagem (38 °C) e armazenamento em freezer (-5 °C). As cariopses foram utilizadas para emergência e obtenção das plântulas em bandejas com substratos.

3.1.2. Seleção de plântulas dos cruzamentos sob estresse hídrico

As sementes (cariopses) obtidas dos cruzamentos foram semeadas em bandejas contendo uma mistura de solo orgânico, fibra de coco e areia na proporção de 3:2:1. Aos 45 dias após a semeadura (DAS) foi imposto o estresse hídrico, com a eliminação da irrigação nas plântulas até os 52 DAS, ao atingir o estresse severo, diagnosticado pelos sintomas visíveis de estresse nas plântulas. Posteriormente, todas as plântulas dos cruzamentos foram reidratadas e visualizaram-se quais cruzamentos recuperaram do estresse. Assim, obtivemos quatro cruzamentos C90-176 x RB75126, RB04823 x Krakatau, CTC22 x ? e CTC24 x ? após recuperação do estresse, foram selecionadas dez plântulas de cada cruzamento com melhor grau de tolerância a seca.

As plântulas foram repicadas (54 DAS) para tubetes de volume 115 cm³, e mantidas sob condição de nebulização e aclimatadas em casa de vegetação. Aos 75 DAS foram feito o transplântio para vasos com capacidade de 20 Kg de solo e cultivada em sol pleno, até formação de colmos (210 DAS), para ser utilizada na propagação vegetativa do experimento em comparação com as canas-de-açúcar e as canas-energia.

3.3. Delineamento Experimental

O delineamento experimental foi conduzidos em blocos casualizado, constituído de oito genótipos de cana-de-açúcar (RB92579, RB0442, RB11999, RB1210282, C90-176 x RB75126, RB04823 x Krakatau, CTC22 x ? e CTC24 x ?), com dez repetições, totalizou 80 parcelas.

3.4. Implantação do experimento

As plantas selecionadas foram usadas para obtenção de mudas para propagação vegetativa e utilizadas cinco gemas. Foi cultivada uma planta por vaso plástico, com capacidade para 32 litros, preenchido com 30 Kg de solo de classe média, segundo análise físico-química (TABELA1 e 2).

TABELA 1- Análise química e pH do solo.

pH	M.O	P _{resina}	H+Al	K	Ca	Mg	SB	CTC	V	B	Cu	Fe	Mn	Zn
H ₂ O	g/dm ³	mg/dm ³			mmol _e /dm ³				%		mg/dm ³			
5,75	31	90	29	5,3	53	18	76	105	72	0,44	0,2	77	1,5	1,7

TABELA 2- Análise física do solo.

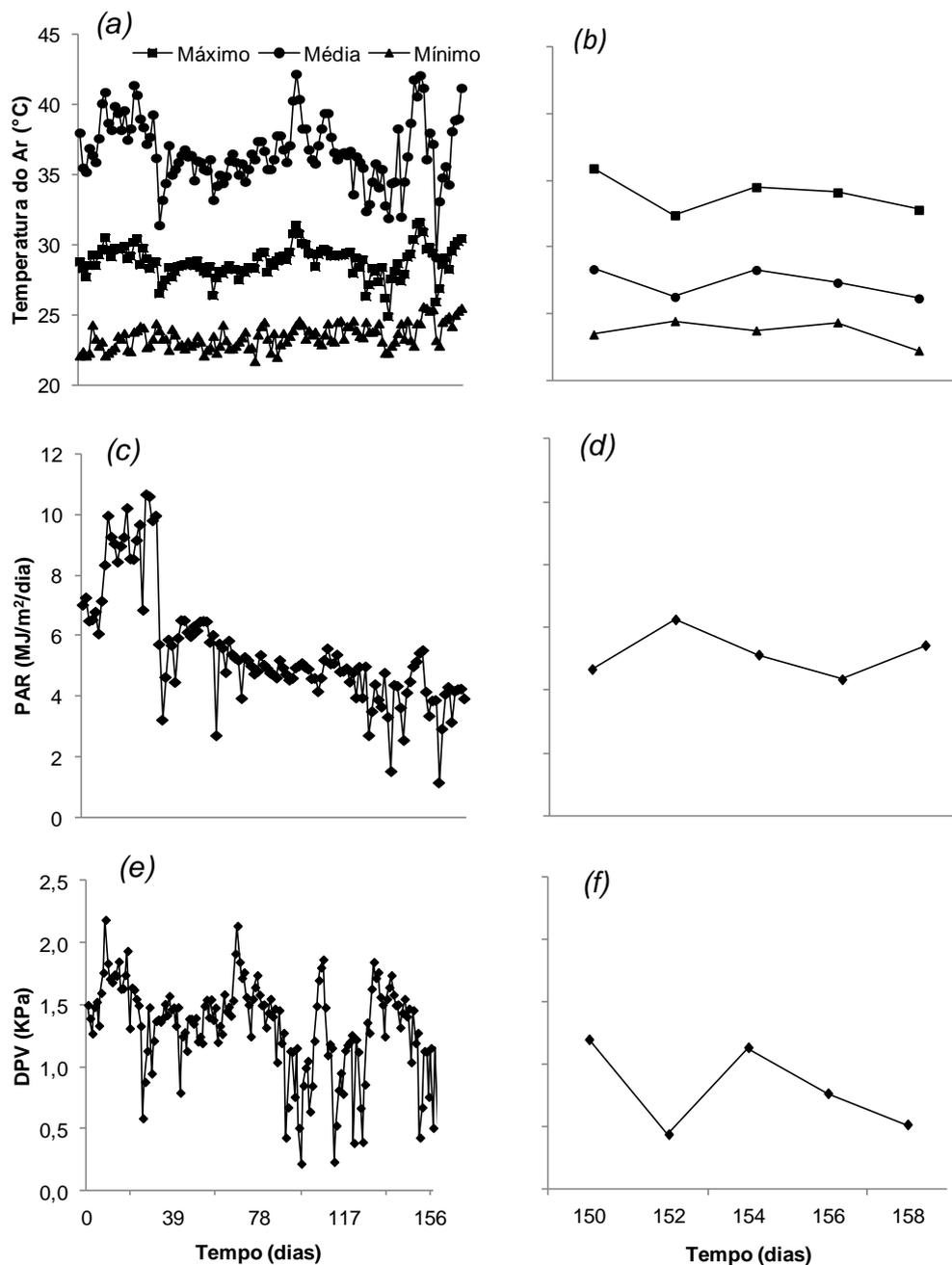
Areia	Argila	Silte	Textura	Balão Volumétrico	Torrão Imp.
Total				Densidade (g/cm ³)	
	(g/Kg)		do Solo	Partículas	Solo
655	318	27	Média	2,53	----

As plantas foram mantidas com o substrato próximo à capacidade de campo, proporcionando condições adequadas para a emergência das plântulas. Aos 30 DAP (dias após o plantio) foi feito o desbaste, deixando apenas uma planta por vaso e manteve sem restrição hídrica até os 150 DAP. Posterior à irrigação foi suspensa até as plantas apresentarem sintomas visíveis de estresse hídrico, que ocorreu aos 156 DAP e em seguida as plantas foram irrigadas novamente por dois dias.

As avaliações fisiológicas iniciaram antes da suspensão da irrigação, no período controle (150 DAP), e de dois em dois dias até o estresse severo (150 DAP) e reidratação (158 DAP), totalizando cinco avaliações.

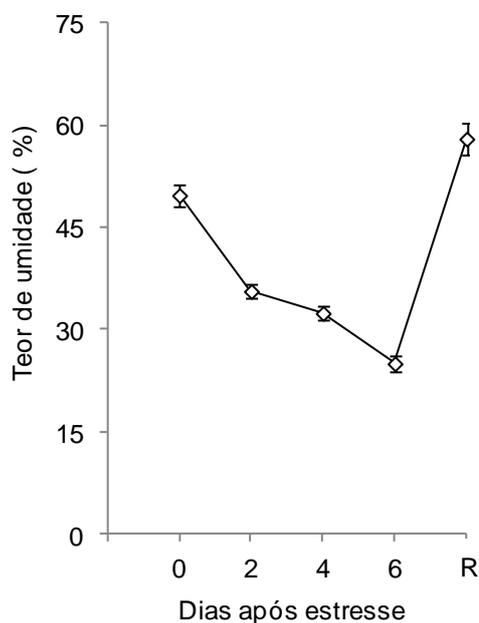
As condições microclimáticas dentro da casa de vegetação foram monitoradas por uma estação meteorológica automática modelo WS - GP1 (DELTA-T Devices, Cambridge - England), com medições entre 6 e 18 h, com variação da temperatura do ar (*T*), radiação fotossinteticamente ativa (RFA) e déficit de pressão de vapor (*DPV*). A Temperatura diária média do ar foi de 29 °C para o período do experimento, mas chegou a apresentar 37 °C e a mínima de 22 °C. A radiação fotossinteticamente ativa (RFA) apresentou valor médio de 5,4 MJ/m²/dia. Quanto ao déficit pressão de vapor, calculado segundo Vianello e Alves (1991), variou de 0,22 a 2,19 KPa (FIGURA 1).

FIGURA 1- Variação diária da temperatura (a, b), (PAR) radiação fotossinteticamente ativa (c, d) e (DPV) déficit pressão de vapor (e, f) durante o experimento (a, c, e) nos dias de avaliações (b, d, f), respectivamente, em casa de vegetação.



Durante o período de estresse hídrico foi monitorada o teor umidade no solo (FIGURA 2), na profundidade de 10 cm (terço médio do vaso) pelo método unidade gravimétrica.

FIGURA2- Teor de umidade no substrato durante os seis dias de estresse e reidratação (R), em casa de vegetação.



As barras indicam o erro padrão da média de 80 observações.

3.5. Coleta de dados

Com 158 DAP, logo após a reidratação e avaliação fisiológicas (ver abaixo), procedeu-se a coleta do experimento. Todas as folhas com mais de 20% de área verde foram coletadas e determinou a área foliar pelo analisador Licor- biosciences modelo (Li3100 área meter) expresso em cm². A planta foi separada em parte aérea (colmo + bainha e folhas) e sistema radicular, em seguida todo o material foi colocado em estufa de circulação forçada de ar por 72 h à temperatura de 65 °C, para obter a massa seca.

Em seguida foram calculados: alocação de biomassa com relação à proporção de colmo (%) = (massa seca do colmo/massa seca da planta) x 100; proporção de folha (%) = (massa seca da folha/ massa seca da planta) x 100; proporção de raiz (%) = (massa seca da raiz/massa seca da planta) x 100; razão raiz parte aérea = (massa da raiz/massa seca da parte aérea).

3.6. Análises fisiológicas

As análises fisiológicas iniciaram aos 150 DAP com as planta sem restrição hídrica, controle, e ao logo do déficit hídrico (152 e 154 DAP) até o estresse severo (156 DAP) e reidratação (158 DAP) das mesmas.

Em 156 e 158 DAP a folha +1 de um perfilho de cada parcela foi coletada para análise bioquímica.

3.6.1. Trocas gasosas

As medidas de trocas gasosas foram feitas no terço médio no limbo da folha +1 da planta, no horário de 8:30 às 10:00 h da manhã. Essas medidas foram feitas com um analisador portátil de CO₂ a infravermelho (IRGA) modelo Li-6400XT (Licor, Lincoln, EUA), cujos parâmetros avaliados foram: fotossíntese (A), condutância estomática (gs) e transpiração (E).

3.6.2 Fluorescência da clorofila a

A eficiência fotoquímica foi quantificada nos limbos da parte central das folhas +1 de uma planta por parcela com um fluorômetro portátil de pulso modulado PAM-2500 (Walz, Alemanha). A eficiência quântica máxima (Fv/Fm) foi medida nos horários de 4:30h da manhã (medida de fotoinibição crônica) e ao meio-dia (medida de fotoinibição dinâmica). A eficiência quântica efetiva do PSII (Φ PSII) foi medida entre 8:30 e 10:00 horas da manhã nas mesmas folhas.

3.6.3 Teor relativo de água na folha

O teor relativo de água na folha (TRA) das canas foi obtido a partir de uma amostra composta por seis discos foliares de 6 mm de diâmetro, onde foram retirados da parte mediana da folha +1. Estes discos foram imediatamente pesados, obteve com isso a massa da matéria fresca (MF). Posterior, os discos foram submersos em água destilada durante 24 h, quando assim, obteve a saturação hídrica, foram retirados da água, e eliminou o excesso de água com papel absorvente e pesou a massa turgida (MT). Por fim, os discos foram secos (MS) em

estufa (70 °C) até atingir massa constante. Com esses valores de massa do material foliar, foi calculado o TRA segundo a fórmula sugerida por Klar (1984).

$$TRA = \frac{(MF - MS)}{(MT - MS)} * 100$$

3.7. Análises bioquímicas

3.7.1. Pigmentos fotossintéticos

A intensidade do verde foi quantificada na folha +1, através da leitura com o SPAD-502 (Minolta Corporation, Ramsey, USA), média de dez leituras em cada planta, na parte mediana e adaxial da folha. Em seguida, as amostras da mesma folha foram coletadas para quantificação dos teores de pigmentos pelo método de extração com solvente orgânico (HENDRY; PRIME, 1993).

Os teores de clorofila a, b, totais e carotenoides foram determinados com a coleta de um disco foliar de 1 cm de diâmetro da folha +1. Em seguida foram pesados, colocados em 10 mL de acetona a 80%, tubos de vidro rosqueado, protegidos da luz com papel alumínio e contendo durante 24 horas com agitações ocasionais. A absorbância do extrato foi quantificada em espectrofotômetro (Thermo Scientific®, Genesys 10S, EUA) em 480, 645, 663 nm. Os teores de clorofila a, b, total e carotenoides foram estimados pelas fórmulas:

$$\text{➤ Clorofila a (mg. g}^{-1} \text{ MF)} = \frac{(12,7 \times A663 - 2,69 \times A645) \times V}{MF}$$

$$\text{➤ Clorofila b (mg. g}^{-1} \text{ MF)} = \frac{(22,9 \times A645 - 4,68 \times A663) \times V}{MF}$$

$$\text{➤ Clorofila total (mg. g}^{-1} \text{ MF)} = \frac{(8,02 \times A663 + 20,0 \times A645) \times V}{MF}$$

$$\text{➤ Carotenoides (mol.g}^{-1} \text{ MF)} = \frac{(A480 + 0,114 \times A663 - 0,638 \times A645) \times V \times 10^3}{112,5 \times MF}$$

Onde:

A480, A645 e A663= representam, respectivamente, as absorbâncias em 480, 645 e 663 nm;

V = volume de acetona a 80% usado na extração; e

MF = peso da matéria fresca da qual foi extraída a clorofila

3.7.2. Ajustamento osmótico e espécies reativas de oxigênio

Amostras da folha +1 foram coletadas com utilização de luva cirúrgica e tesoura esterilizada, com a retirada da parte mediana da folha sem a nervura central e congelada imediatamente em nitrogênio líquido. Após, as amostras foram armazenadas em freezer à -70 °C, até o momento das análises.

As amostras foram pesadas e maceradas com 2 mL de tampão Fosfato de Potássio, centrifugadas e o sobrenadante coletado para determinação direta das enzimas Ascorbato Peroxidase (APX) e a Catalase (CAT), determinadas através do espectrofotômetro. A atividade da CAT foi quantificada pelo monitoramento do consumo de H₂O₂ na absorvância de 240 nm na mistura de reação contendo tampão Fosfato de Potássio, Peróxido de Hidrogênio (H₂O₂), água a 30°C e a reação iniciada pela adição de extrato vegetal de acordo com o método de Havir e Mchale (1987). A atividade de APX foi determinada de acordo com o método descrito por Nakano e Asada (1981).

A determinação de proteínas totais foi realizada utilizando-se os mesmos extratos usados nas análises anteriores, CAT e APX, segundo o método Bradford (1976), utilizando para curva padrão BSA (albumina sérica bovina). O teor proteico das amostras foi expresso em mg de proteína g⁻¹ de matéria fresca (MF).

3.7.2.1. Carboidratos Solúveis

Os carboidratos solúveis foram obtidos a partir de amostras de 20 mg do tecido foliar liofilizado, extraídos com 4 mL de água deionizada. A mistura permaneceu em repouso durante uma hora, sendo submetidas a agitações periódicas (a cada 15 minutos), e posterior centrifugação na centrífuga (Sigma labor zentrifugem - 2015) a 3.000 x g por 20 min, à temperatura de 25 °C. O precipitado foi descartado e o sobrenadante (extrato) usado para determinação dos carboidratos solúveis pelo método descrito por Dubois et al. (1956). Utilizou-se como padrão a D(+) glicose anidra e os resultados foram expressos em µmol g⁻¹ MS. Cada repetição (amostra) foi representada por um extrato simples dosado em triplicata

3.7.2.2. Prolina Livre

O extrato foi obtido a partir das amostras da folha liofilizada após a adição de 8 mL de ácido sulfossalicílico, a 3%, em 100 mg de pó liofilizado, sendo que a mistura foi submetida a agitações periódicas (a cada 15 minutos), durante uma hora em temperatura ambiente (25 °C). Ao completar este período, o homogeneizado foi centrifugado a 3.000 x g por 20 min, à temperatura ambiente, o precipitado foi descartado e o sobrenadante (extrato) usado para a determinação de prolina livre pelo método descrito por Bates et al. (1973), pela reação com solução de ninhidrina ácida (1,25 g de ninhidrina, em 30 mL de ácido acético glacial, e 20 mL de ácido fosfórico 6M)

Para a reação, foram usados tubos de ensaios com tampas rosqueadas, onde adicionou 2 mL de cada extrato, 2 mL de ninhidrina ácida e 2 mL de ácido acético glacial, deixando-se a mistura em banho-maria (100 °C) por 1 h para desenvolvimento da cor. Em seguida, os tubos de ensaio foram colocados em banho de gelo por 10 min para cessar a reação.

A extração do cromóforo foi realizada através da adição de 2 mL de tolueno à mistura de reação, posterior agitação vigorosa por 20 segundos. Após repouso e formação da mistura bifásica, a fase superior foi retirada com pipeta, para quantificação dos níveis de prolina, através de medidas da absorbância em 520 nm, sendo o tolueno utilizado como branco.

Utilizou-se como padrão a prolina pura e os resultados foram expressos em $\mu\text{mol g}^{-1}$ MS. Cada repetição (amostra) foi representada por um extrato simples dosado em triplicata.

3.8. Análises Morfológicas

A altura das plantas foi medida a partir dos 53 DAP, quinzenalmente até os 158 DAP. A avaliação foi feita apenas no perfilho principal, mediu da superfície do solo até a aurícula da folha +1 da planta.

O diâmetro do colmo, o número de perfilhos, entrenós e folhas, largura, comprimentos das folhas +3 e área foliar foram realizados no final do experimento (158 DAP). O diâmetro foi medido com o uso de um paquímetro na parte mediana do colmo, número de perfilhos por vaso, número de entrenó até onde a bainha da

folha se desprende com facilidade do colmo e número de folhas com menos 20% de área foliar verde e com início de abertura, além do seu comprimento, largura (folha +3) e as folhas avaliadas com auxílio de um analisador licor 3100.

3.9. Análise estatística

Os dados obtidos dos genótipos em estudos foram submetidos à análise de variância, e as médias agrupadas pelo teste de agrupamento de Scott knott, já os contrastes pelo teste F, ao nível de 5% de probabilidade, com o auxílio do programa estatístico SISVAR (FERREIRA, 2011).

O primeiro contraste específico (C1: cana-de-açúcar vs cana-energia) atribuiu-se a comparação das plantas quanto ao teor de fibra e sacarose, visto as canas-energia apresentam alto teor de fibra e baixa sacarose em relação a cana-de-açúcar. O contraste (C2: RB92579 vs cruzamentos) permitiu comparar a variedade RB92579, utilizada como padrão pelo programa de melhoramento genético da cana-de-açúcar versus os genótipos obtidos a partir da seleção das plântulas tolerantes a seca em bandejas. O terceiro contraste (C3: cana-energia vs cruzamentos) teve com objetivo comparar genótipos com alto teor de fibra e os cruzamentos oriundo dos da seleção das plântulas, algumas dessas foram originadas de alguma cana-energia, exemplo C90-176 (cana-energia cubana) (TABELA 3).

TABELA 3- Coeficientes dos contrastes específicos para genótipos de cana-de-açúcar, cana-energia e cruzamentos.

Genótipos	Contrastes		
	C1	C2	C3
Canas-de-açúcar			
RB92579	1	4	0
RB0442	1	0	0
Canas-energia			
RB11999	-1	0	2
RB1210282	-1	0	2
Cruzamentos			
C90-176 x RB75126	0	-1	1
RB04823 x Krakatau	0	-1	1
CTC22 x ?	0	-1	1
CTC24 x ?	0	-1	1

C1: canas-de-açúcar vs canas-energia; C2: RB92579 vs cruzamentos; C3: canas-energia vs cruzamentos.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. Análises fisiológicas

4.1.1. Trocas Gasosas

Os genótipos de cana-de-açúcar, cana-energia e dos cruzamentos apresentaram resultados semelhantes para trocas gasosas (condutância estomática, transpiração e fotossíntese), quando as plantas estiveram sob as condições hídricas de controle, estresse severo e reidratação, entretanto, diferiram apenas na capacidade fotossintética, com a reidratação das plantas (TABELA 4).

TABELA 4- Quadrado médio da análise de variância da condutância estomática (g_s), transpiração (E), fotossíntese (A), eficiência quântica potencial (F_v/F_m) e efetiva (Φ_{PSII}), e teor relativo de água (TRA) na folha em genótipos de cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de Controle (C), estresse severo (ES) e reidratação (R) em casa de vegetação.

Fonte de Variação	g_s (mol H ₂ O m ⁻² s ⁻¹)			E (mmol H ₂ O m ⁻² s ⁻¹)		
	C	ES	R	C	ES	R
Genótipos	0,00004 ^{ns}	0,00001 ^{ns}	0,0002 ^{ns}	0,097 ^{ns}	0,036 ^{ns}	0,294 ^{ns}
CV (%)	36,9	23,8	31,8	25,2	19,9	27,0

Fonte de Variação	A (μmol CO ₂ m ⁻² s ⁻¹)			F _v /F _m -antemanhã		
	C	ES	R	C	ES	R
Genótipos	11,39 ^{ns}	0,0074 ^{ns}	12,52 *	0,001 ^{ns}	0,079 *	0,012 ^{ns}
CV (%)	26,5	45,9	25,1	3,7	19,9	13,4

Fonte de Variação	F _v /F _m - meio dia			Φ _{PSII}		
	C	ES	R	C	ES	R
Genótipos	0,0021 ***	0,043 ***	0,013 ***	0,013 ^{ns}	0,016 *	0,004 ^{ns}
CV (%)	3,2	19,8	6,9	22,7	42,5	9,4

Fonte de Variação	TRA na Folha	
	C	ES
Genótipos	152,96 ^{ns}	42,04 ^{ns}
CV (%)	24,11	6,68

^{ns}, ***, **, * não significativo, 0,1%, 1% e 5% de probabilidade, pelo teste F.

De um modo geral, a imposição das plantas ao estresse hídrico influenciou de forma negativa as trocas gasosas (g_s , E e A), que somente, recuperaram-se suas

atividades através da reidratação (FIGURA 3). O estresse hídrico fez com que *gs*, *E* e *A* diminuíssem 80, 84 e 97%, com relação ao controle, respectivamente, não havendo assim diferença de resposta entre os genótipos (FIGURA 3A, B e C). O fechamento estomático foi à primeira linha de defesa das plantas contra a seca, redução da transpiração e da capacidade de resfriamento, além do aumento da temperatura foliar, uma vez que este órgão continua a receber luz (ARAUJO et al., 2010).

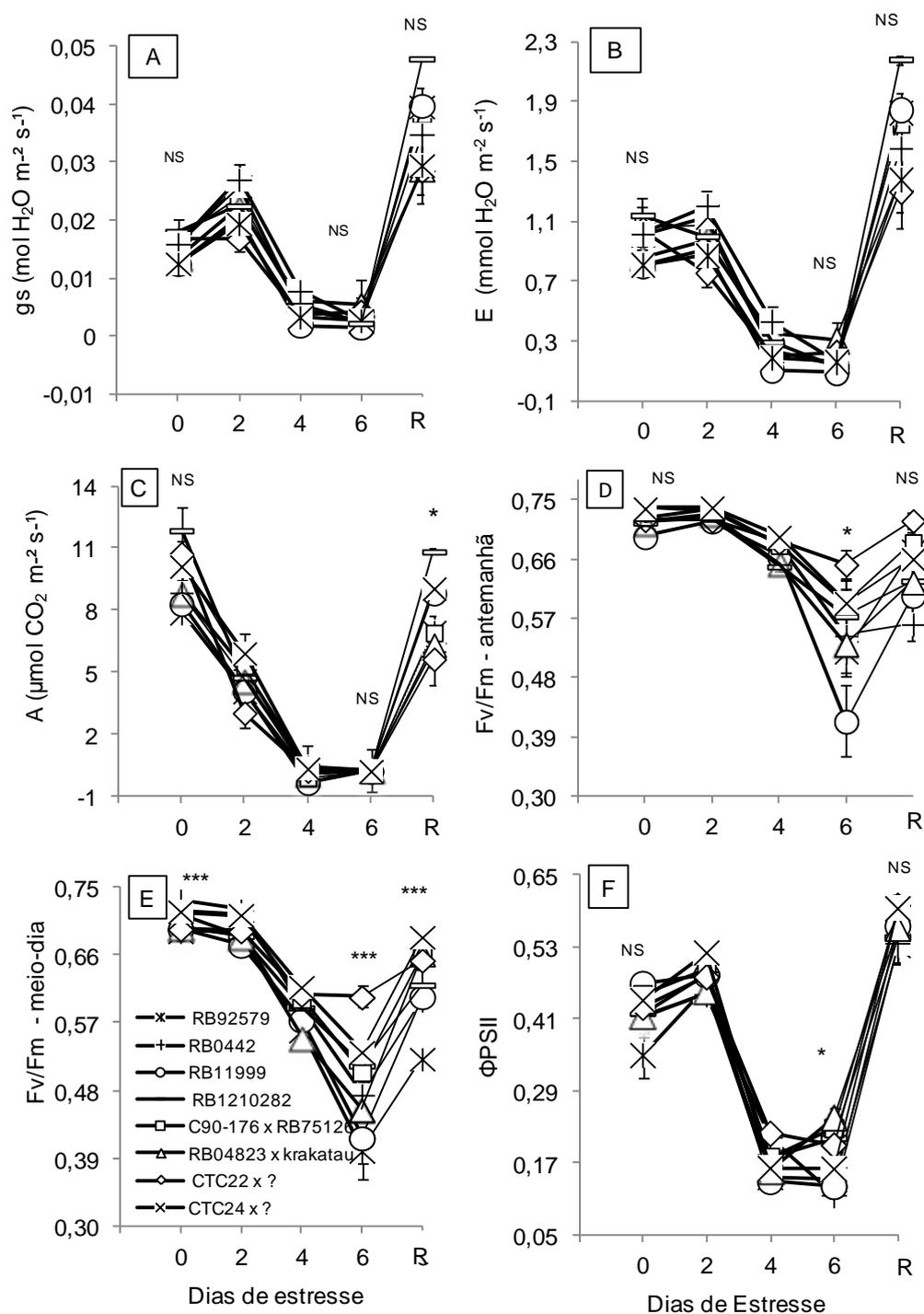
Estudos em plantas de cana-de-açúcar submetida à restrição hídrica mostraram que, à medida que seus estômatos se fecharam, evitaram perda de água, porém menor assimilação de CO₂ (SALES et al., 2012, GONÇALVES, 2010; INMAN-BAMBER; SMITH, 2005) e assim favoreceu a adaptarem a condição de seca (MENCUCCINI et al., 2000). Além do mais, interrompeu-se o resfriamento da folha, ocorre maior acúmulo de calor, aumento na temperatura e redução da transpiração foliar, assim tornou-se fundamental que a planta dissipe esse calor para diminuir os danos fisiológicos (LUQUET et al., 2003; ARAÚJO et al., 2010).

Os genótipos RB1210282, RB11999 e CTC24 x ? tiveram a maior capacidade de recuperação do estresse, através da reidratação, e assim, apresentaram resultados da atividade de fotossíntese os valores de 11, 9 e 9 $\mu\text{mol H}_2\text{O m}^{-2}\text{s}^{-1}$ respectivamente, superiores em 39,5% a média dos outros genótipos em estudo (FIGURA 3C). Esses genótipos são prováveis possuírem grau de tolerantes à seca, pois conseguem fazer a regulação das trocas gasosas, permitindo assim, a fixação de CO₂ durante o período de estresse hídrico (YORDANOV et al., 2003).

A seleção de genótipos de espécies perenes que recuperam mais rápido a atividade fotossintética e o crescimento pode ser de importância econômica maior do que os genótipos que tenham maior crescimento durante a seca (NORRIS; THOMAS, 1982).

Estudos conduzidos por Pompeiano et al. (2013) demonstraram que o déficit hídrico causou uma redução acentuada da fotossíntese na poaceae *Arundo donax* L. Além do mais foi capaz de recuperar completamente do estresse com a reidratação, comprovando que esta espécie possui grande capacidade de adaptação. Plantas de cana-de-açúcar conseguiram recuperar, a atividade de trocas gasosas, após o restabelecimento hídrico (MACHADO, 2009; PEDROZO, 2010)

FIGURA 3- (A) Condutância estomática (gs), (B) transpiração foliar (E), (A) fotossíntese líquida (A), e (D e F) eficiência quântica máxima (Fv/Fm) na antemanhã e meio-dia e (E) eficiência quântica efetiva do PSII (Φ_{PSII}) em genótipos de cana-de-açúcar. Plantas submetidas a condições de estresse por 6 dias e reidratadas (R) por 2 dias em casa de vegetação



NS, ***, * não significativo, 0,1% e 5% de probabilidade, pelo teste F. As barras indicam o erro padrão da média de cinco observações.

No período de reidratação, as plantas de canas-energia tiveram aumento nas aberturas estomáticas e consequente maiores g_s , E , A em relação às canas-de-açúcar. Já em comparação aos cruzamentos, as canas-energia apresentaram maior taxa de fotossíntese, nas mesmas condições (TABELA 5).

TABELA 5- Estimativa de contraste da condutância estomática (g_s), transpiração (E) e fotossíntese (A), eficiência quântica potencial (F_v/F_m), efetiva (Φ_{PSII}) e teor relativo de água (TRA) na folha em genótipos de cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de controle, estresse severo e reidratação em casa de vegetação.

Variáveis	Condição Hídrica	Contrastes		
		Cana-de-açúcar vs Cana-energia	RB92579 vs Cruzamentos	Cana energia Vs Cruzamentos
Estimativas dos Contrastes				
g_s	Controle	- 0,0025 ^{ns}	- 0,0033 ^{ns}	- 0,00083 ^{ns}
	Estresse Severo	- 0,0009 ^{ns}	- 0,0010 ^{ns}	- 0,0019 ^{ns}
	Reidratação	- 0,5330 [*]	- 0,316 ^{ns}	0,32 ^{ns}
E	Controle	- 0,06 ^{ns}	0,1892 ^{ns}	-0,0266 ^{ns}
	Estresse severo	0,0535 ^{ns}	- 0,048 ^{ns}	-0,1002 ^{ns}
	Reidratação	- 0,0120 [*]	- 0,006 ^{ns}	0,0065 ^{ns}
A	Controle	-1,7208 ^{ns}	2,170 ^{ns}	0,0445 ^{ns}
	Estresse severo	0,0021 ^{ns}	- 0,0203 ^{ns}	0,0203 ^{ns}
	Reidratação	- 3,335 ^{***}	- 0,619 ^{ns}	2,240 ^{**}
F_v/F_m - antemanhã	Controle	0,0033 ^{ns}	- 0,0292 [*]	- 0,0216 [*]
	Estresse Severo	0,0025 ^{ns}	- 0,1167 ^{ns}	- 0,1072 [*]
	Reidratação	0,010 ^{ns}	- 0,002 ^{ns}	- 0,0565 ^{ns}
F_v/F_m - meio-dia	Controle	- 0,008 ^{ns}	- 0,0137 ^{ns}	- 0,0017 ^{ns}
	Estresse Severo	- 0,027 ^{ns}	- 0,1235 ^{***}	- 0,059 ^{**}
	Reidratação	- 0,053 [*]	- 0,1445 ^{***}	- 0,0525 ^{**}
Φ_{PSII}	Controle	0,063 ^{ns}	- 0,0855 [*]	0,0105 [*]
	Estresse Severo	- 0,045 ^{ns}	- 0,0545 ^{ns}	- 0,022 ^{ns}
	Reidratação	- 0,021 ^{ns}	- 0,0550 [*]	- 0,033 ^{ns}
TRA na Folha	Estresse Severo	0,215 ^{ns}	2,236 ^{ns}	-2.582
	Reidratação	- 4,954 ^{ns}	0,369 ^{ns}	5,058 [*]

Cana-de-açúcar: RB92579 e RB0442. Cana-energia: RB11999 e RB1210282. Cruzamentos: C90-176 x RB75126, RB04823 x Krakatau, CTC22 x ? e CTC24 x ?. ^{ns}, ^{***}, ^{**}, ^{*} não significativo, 0,1%, 1% e 5% de probabilidade, pelo teste F.

Estudos conduzidos em genótipos de cana-de-açúcar demonstraram que as plantas conseguiram recuperar as trocas gasosas após o restabelecimento hídrico (MACHADO, 2009; PEDROZO, 2010). Desta maneira, Oliveira (2012) estudando

clones de cana-de-açúcar, IACSP94-2094, IACSP96-7586, sob estresse hídrico posterior reidratação, observaram que estas plantas recuperaram de forma acentuada a assimilação de CO₂, para com a condutância estomática e transpiração foliar, igualaram as atividades das plantas irrigadas, mostrando com isso, a alta capacidade das plantas C4 em apresentar recuperação, frente ao estresse hídrico em curto período de tempo.

Por outro lado, uma recuperação incompleta da eficiência fotossintética em plantas submetidas ao déficit hídrico foi observado nas poaceae *Eremochloa ophiuroides* (Munro.) Hack., *Festuca arundinacea* Schreb. E *Lolium perenne* L. (HU et al., 2012). Embora, a poaceae *Poa pratensis* L. exibiu uma recuperação rápida e incompleta dos principais variáveis fisiológicos durante a reidratação (CHAI et al., 2010).

4.1.2. Eficiência quântica do fotossistema II

Os genótipos estudados apresentaram diferenças em todas as condições hídricas, com a eficiência fotoquímica máxima do fotossistema II, representada pela razão Fv/Fm, avaliado ao meio-dia e somente através do estresse severo nas variáveis ΦPSII e Fv/Fm, avaliado na antemanhã (TABELA 4).

A restrição hídrica foi responsável pela diminuição da eficiência quântica do fotossistema II das plantas, e posterior recuperação, através da reidratação nas plantas, mostrando assim, que as diferentes condições hídricas afetaram estas variáveis fotoquímicas (FIGURA 3D, E e F).

As plantas sob estresse reduziram em média de 31% o Fv/Fm ao meio-dia, registrando as maiores reduções para a RB92579 (42%) e a RB11999 (40%) e a menor foi a CTC 22x ? (13%) (FIGURA 3E). Assim, separa-se um possível grau de menor e maior tolerância à seca, respectivamente.

As plantas em estresse hídrico dos genótipos RB1210282, C90 176 x RB75126, RB04823 x Krakatau e CTC22 x ? sofreram as menores reduções do ΦPSII, o que é um comportamento a ser indicativo de tolerância a seca (FIGURA 3F).

Os cruzamentos sob estresse, mostraram habilidade em manter maior Fv/Fm e ΦPSII, em relação à RB92579 e as canas-energia, assim demonstraram uma alta eficiência do uso da radiação. Durante a reidratação, os mesmos demonstraram que

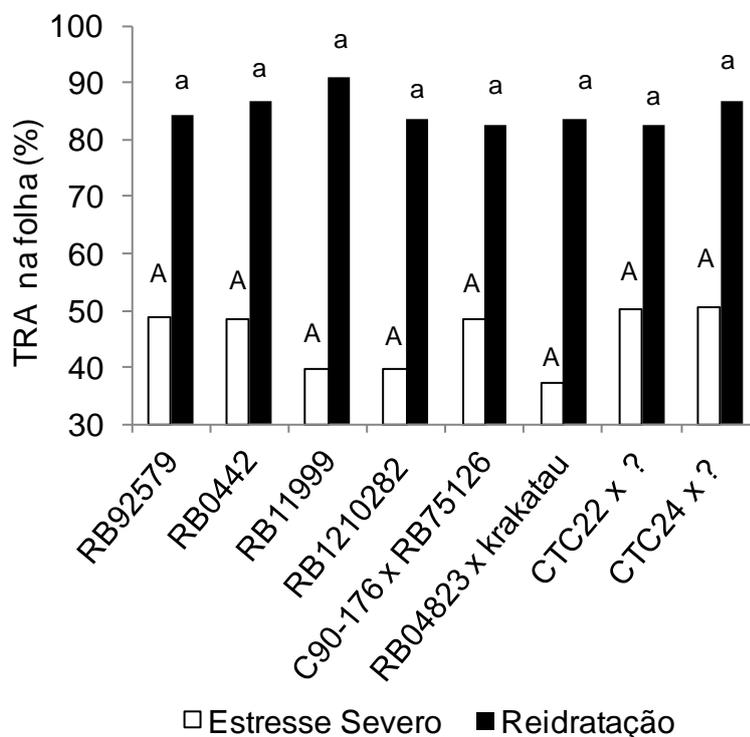
o aparato fotoquímico não foi comprometido, pela rápida recuperação e regulação do aparato fotoquímico do PSII (TABELA 5).

As plantas sem restrições hídricas não tiveram a capacidade de alcançar os valores ideais de F_v/F_m (0,75 a 0,85), obtiveram valores de F_v/F_m de 0,71 sob controle e de 0,63 quando reidratadas. Alguns fatores podem ter contribuído para isto, a saber: grau de estresse das plantas, velocidade de recuperações das reações envolvidas nas plantas, a limitação do crescimento do sistema radicular nos vasos e além da temperatura elevada no interior da casa de vegetação. Estes valores inferiores podem ser o diagnóstico de possíveis danos fotoinibitórios nos centros de reação do PSII das plantas em estudos, pelos fatores supracitados (BOLHÀR-NORDENKAMPF et al. 1989; LAGE-PINTO et al. 2012). Resultados deste trabalho corroboram com os de Gonçalves et al (2010) que notaram reduções na relação F_v/F_m nas quatro variedades de cana-de-açúcar sob estresse hídrico.

4.1.3. Relações hídricas

Os genótipos não diferiram em relação ao teor relativo de água nas folhas das plantas estressadas e quando reidratação (TABELA 4). As plantas com seis dias de supressão da água apresentaram baixo teor relativo de água (45%) recuperando com a reidratação (85%) (FIGURA 4).

FIGURA 4- Teor relativo de água em genótipos de cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de estresse severo e reidratação em casa de vegetação.



Médias dos genótipos sobre-escritas por letras maiúsculas iguais não diferem no estresse severo e letras minúsculas iguais não diferem na reidratação estatisticamente entre si ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Scott knott.

Os genótipos RB11999 e RB04823 x Krakatau apresentaram os maiores graus de reidratação das células e tecidos das plantas, através da recuperação do estresse em 130 e 125% no teor relativo de água em suas folhas assim, possivelmente maior tenham grau de tolerância a seca (FIGURA 4). O teor relativo de água é um indicativo fisiológico de maior facilidade e responsivo na diagnose de plantas quanto a grau de tolerância à seca (GORAI et al.,2010).

As canas-energia tiveram uma melhor recuperação no teor relativo de água nas suas folhas, através da reidratadas (TABELA 5).De acordo a Carnaval et al. (2014), a planta reduz o teor relativo de água em suas folhas, como forma de suporta o estresse hídrico durante a seca e evitar a dessecação de seus tecidos. Silva et al. (2013) estudando as respostas fisiológicas de cultivares de cana-de-açúcar submetidas à deficiência hídrica e a reidratação, verificaram que SP83-2847 e SP80-1842 mostraram as melhores recuperação no teor relativo de água na folha, após 12 dias de reidratação. Silva et al. (2013) identificaram sensibilidade das

cultivares SP80-1842 e SP81-3250 à deficiência hídrica, além da lenta recuperação no TRA nas folhas.

4.2. Análise bioquímica

4.2.1. Pigmentos fotossintéticos

Os genótipos apresentaram diferença com relação aos pigmentos fotossintéticos e o índice SPAD, nas plantas quando submetidos ao estresse severo, sem diferenciarem relação à Chl *a/b*. As plantas após a reidratação apresentaram estado fisiológico semelhantes (TABELA 6).

TABELA6- Quadrado médio da análise de variância de pigmentos fotossintéticos, índice SPAD, os teores de clorofila a (Chl *a*), clorofila b (Chl *b*), clorofila total (Chl Total), clorofila *a/b* (Chl *a* /Chl *b*) e carotenoides em genótipos de cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de estresse severo (ES) e reidratação (R) em casa de vegetação.

Fonte de Variação	Índice SPAD		Chla (mg.g ⁻¹ MF)		Chlb (mg.g ⁻¹ MF)	
	ES	R	ES	R	ES	R
Genótipos	99,51 ***	36,97 ^{ns}	0,24 **	0,08 ^{ns}	0,019 **	0,006 ^{ns}
CV (%)	17,66	15,78	29,59	34,86	29,27	36,36

Fonte de Variação	Chl Totais (mg.g ⁻¹ MF)		Chla/ Chlb (mg.g ⁻¹ MF)		Carotenoides (μmol.g ⁻¹ MF)	
	ES	R	ES	R	ES	R
Genótipos	0,399 **	0,132 ^{ns}	0,44 ^{ns}	1,80 ^{ns}	0,036 ***	0,011 ^{ns}
CV (%)	29,27	35,3	34,43	41,01	21,02	33,77

^{ns}, não significativo, ***, **, 0,1%, 1% de probabilidade, pelo teste F.

Nos genótipos *RB1210282* e *CTC24 x ?* foram verificadas os melhores índices *SPAD*, *chl a*, *chl b* e *chl total* (FIGURA 5). O teor de carotenoide foi maior no genótipo *CTC 24 x?*, em condições de estresse, indicando assim, ativação do mecanismo de fotoproteção desta planta para poder tolerar a escassez hídrica, já que este pigmento apresenta papel essencial na proteção e evitando danos fotoxidativo no aparelho fotossintético (FIGURA 5F). As folhas dos genótipos

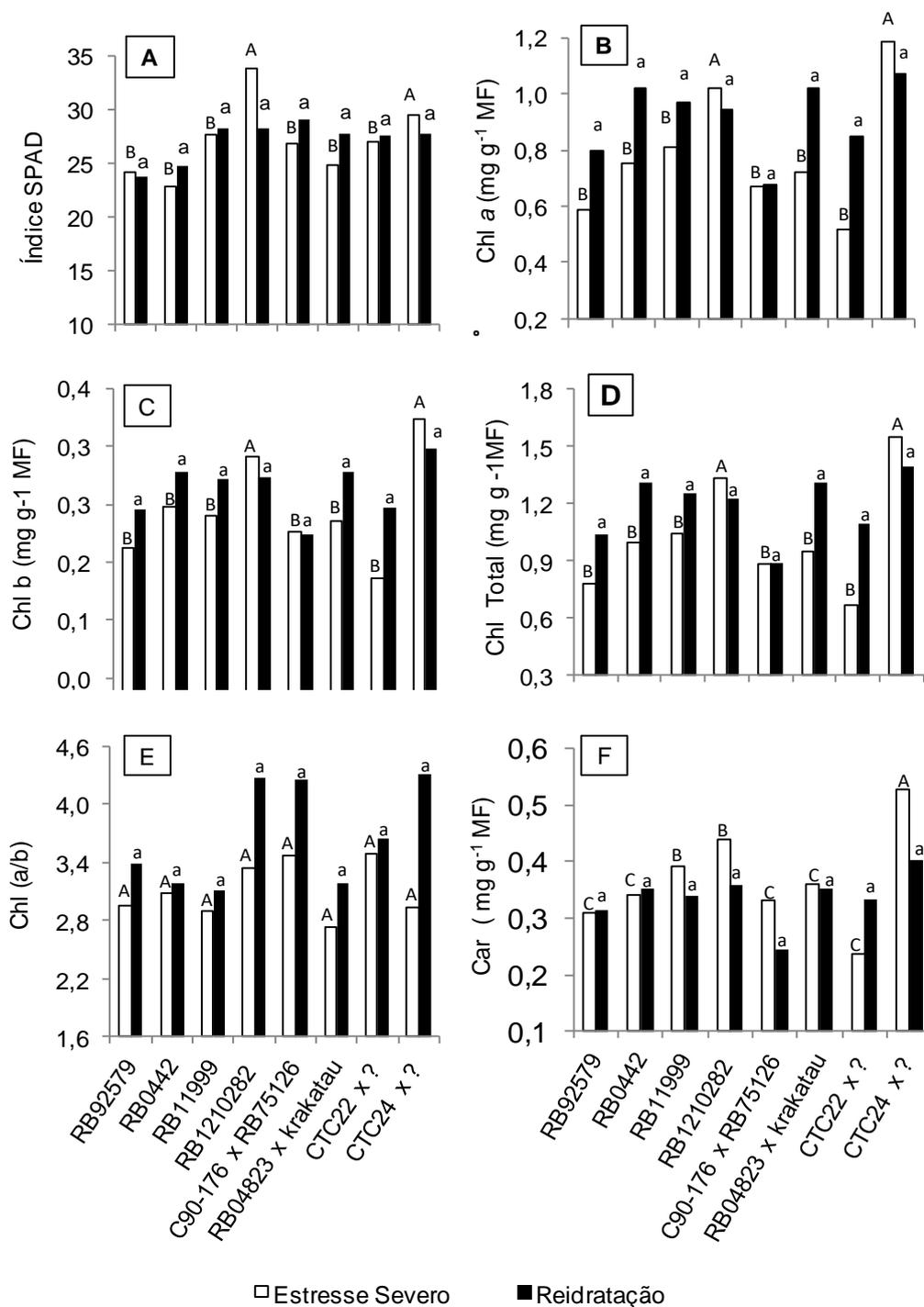
RB92579, RB11999, C90-176 x RB75126, RB04823 x krakatau e CTC22 x ? sofreram as maiores degradações de clorofila (FIGURA 5), comprovando um possível grau de suscetibilidade ao déficit hídrico.

Resultados semelhantes foram encontrados por Silva et al. (2014) que relataram que os genótipos RB835054 e SP80-3280 quando submetidos a deficiência hídrica apresentaram as maiores reduções nos pigmentos fotossintéticos e no índice SPAD. Entretanto, a IACSP95-5000 e o RB928064 tiveram os menores efeitos estressantes, atribuído à capacidade da manutenção dos conteúdos de clorofilas e de carotenoides, além de maiores valores de índice SPAD, sob essas condições. Os pigmentos fotossintéticos em cana-de-açúcar podem ser utilizados como classificação para diagnosticar plantas tolerância ou suscetibilidade ao estresse (SILVA et al., 2007).

Após a reidratação, as plantas dos genótipos RB0442, RB11999, C90-176 x RB75126, RB04823 x krakatau e CTC22 x ? obtiveram maior capacidade de recuperação do estresse, através da síntese de clorofila, portanto, maior intensidade de cor verde (FIGURA 5A) e com relação chl a/b, destacaram a RB1210282, C90-176 x RB75126 e CTC24 x ? (FIGURA 5E).

Pompeiano et. (2016) em estudos com *Arundo donax* L. observaram que a clorofila b mostrou ser mais sensível à seca do que Chl a. Um pico na razão Chl a / b ocorreu aos sétimo dia de déficit hídrico, assim sugere que a composição do fotossistema tinha sido recuperada de modo a evitar atividade de fotoinibição.

FIGURA 5- (A) Índice SPAD, (B) teores de clorofila a (Chl a), (C) clorofila b (Chl b), (D) clorofila total (Chl Total), (E) relação clorofila a/b (Chl a / Chl b) e (F) carotenoides em genótipos de cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de estresse severo e reidratação em casa de vegetação.



Médias dos genótipos sobre-escritas por letras maiúsculas iguais não diferem no estresse severo e letras minúsculas iguais não diferem na reidratação estatisticamente entre si ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Scott knott.

As canas-energia mantiveram uma coloração verde mais intensa quando sob estresse (Tabela 7). Elas tiveram 30,9% mais índice SPAD, em comparação com as canas-de-açúcar e 13,7% quanto aos cruzamentos (TABELA 7 e FIGURA 5A). As canas-energia também apresentaram 38, 35 e 28% mais chl a, chl total e carotenoides, respectivamente, em comparação com as canas-de-açúcar na condição de estresse (TABELA 7 e FIGURA 5).

TABELA 7- Estimativa de contraste do Índice SPAD, os teores de clorofila a (Chl a), clorofila b (Chl b), clorofila total (Chl Total), clorofila a/b (Chl a/ Chl b) e carotenoides em genótipos de cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de estresse severo e reidratação em casa de vegetação.

Variáveis	Condição Hídrica	Contrastes		
		Cana-de-açúcar vs Cana-energia	RB92579 vs Cruzamentos	Cana-energia vs Cruzamentos
Estimativas dos Contrastes				
Índice SPAD	Estresse Severo	-7,261 ***	-2,888 ^{ns}	3,707 **
	Reidratação	-3,918 ^{ns}	-4,188 ^{ns}	0,21 ^{ns}
Chl a	Estresse Severo	-0,25 *	-0,181 ^{ns}	0,137 ^{ns}
	Reidratação	-0,089 ^{ns}	0,106 ^{ns}	-0,052 ^{ns}
Chl b	Estresse Severo	-0,056 ^{ns}	-0,044 ^{ns}	0,032 ^{ns}
	Reidratação	-0,019 ^{ns}	0,024 ^{ns}	-0,018 ^{ns}
Chl Totais	Estresse Severo	-0,307 *	- 0,229 ^{ns}	0,168 ^{ns}
	Reidratação	-0,109 ^{ns}	0,128 ^{ns}	-0,07 ^{ns}
Chl a/Chl b	Estresse Severo	-0,143 ^{ns}	-0,175 ^{ns}	-0,1 ^{ns}
	Reidratação	-0,618 ^{ns}	0,459 ^{ns}	0,15 ^{ns}
Carotenoides	Estresse Severo	-0,089 *	-0,052 ^{ns}	0,046 ^{ns}
	Reidratação	-0,011 ^{ns}	0,018 ^{ns}	-0,016 ^{ns}

Cana-de-açúcar: RB92579 e RB0442. Cana-energia: RB11999 e RB1210282. Cruzamentos: C90-176 x RB75126, RB04823 x Krakatau, CTC22 x ? e CTC24 x ?. ^{ns}, não significativo, ***, **, * , 0,1%, 1% e 5% de probabilidade, pelo teste F.

4.2.2. Estresse oxidativo

A atividade da ascorbato peroxidase (APX) variou entre os genótipos em plantas sob estresse e após a reidratação (TABELA 8). Enquanto que, a catalase (CAT) variou somente entre os genótipos com as plantas estressadas (TABELA 8).

TABELA 8- Quadrado médio da análise de variância de proteínas, catalase (CAT), ascorbato peroxidase (APX), teores de carboidratos solúveis e prolina em cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de estresse severo (ES) e reidratação (R) em casa de vegetação.

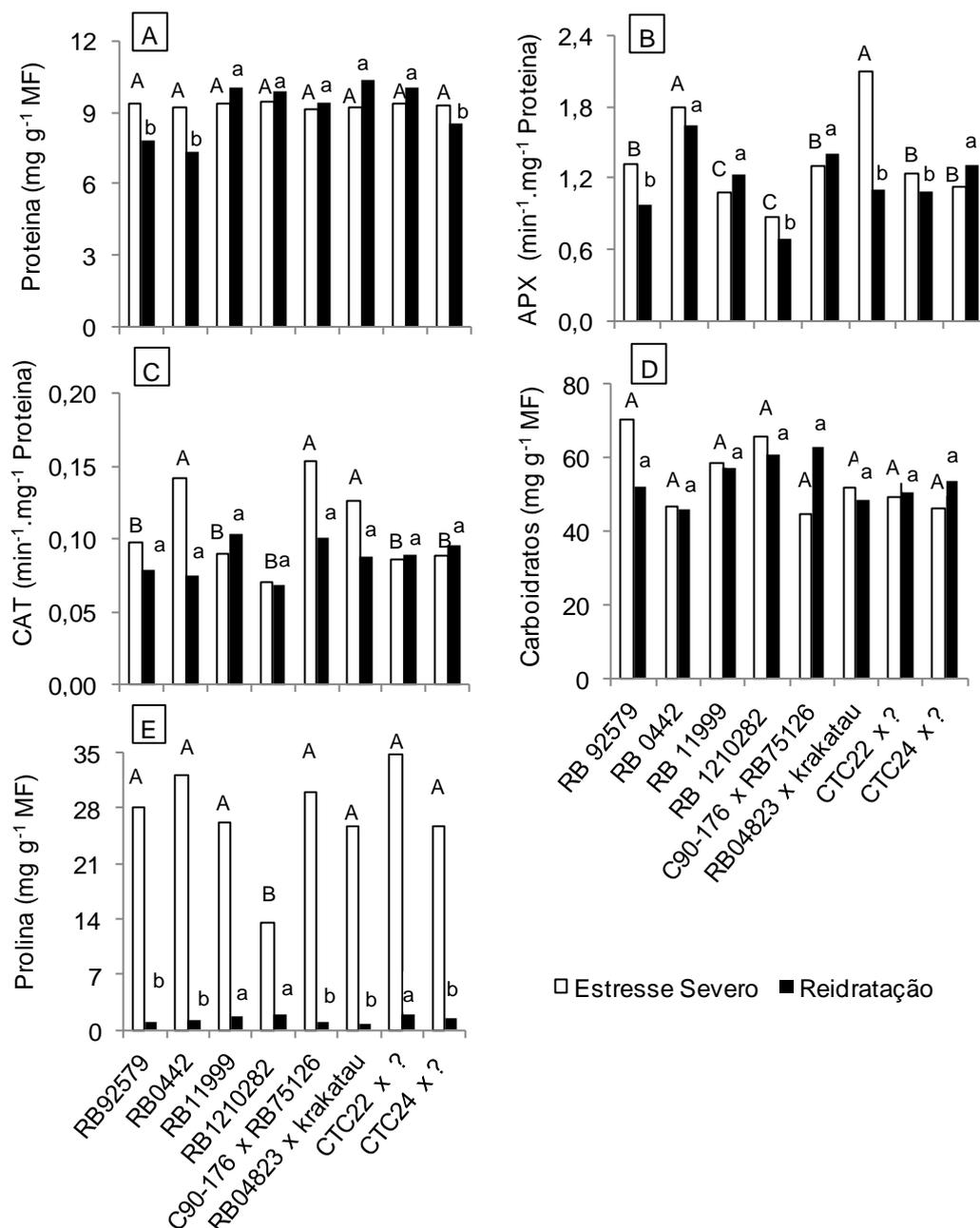
Fonte de Variação	Proteína (mg .g ⁻¹ MF)		CAT (min ⁻¹ mg ⁻¹ proteína)		APX (min ⁻¹ mg ⁻¹ proteína)	
	ES	R	ES	R	ES	R
Genótipos	0,054 ^{ns}	0,07 ^{***}	0,005 ^{***}	0,0007 ^{ns}	0,915 ^{**}	0,423 ^{***}
CV (%)	14,4	12,5	27,4	24,9	22,3	23,6

Fonte de Variação	Carboidratos (mg.g ⁻¹ MS)		Prolina (μmol.g ⁻¹ MS)	
	ES	R	ES	R
Genótipos	458,98 ^{ns}	0,200 ^{ns}	205,81 ^{**}	1,115 ^{***}
CV (%)	26,12	19,38	25,5	19,8

^{ns}, ^{***}, ^{**} não significativo, 0,1%, 1% de probabilidade, pelo teste F.

As plantas sobre estresse severo apresentaram uma alta atividade das enzimas CAT e APX, porém com a reidratação algumas dessas plantas reduziram suas atividades enzimáticas (FIGURA 6B e C).

FIGURA 6- (A) Proteínas, (B) ascorbato peroxidase (APX), (C) catalase (CAT), (D) teores de carboidratos solúveis e (E) prolina em genótipos de cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de estresse severo e reidratação em casa de vegetação.



Médias dos genótipos sobre-escritas por letras maiúsculas iguais não diferem no estresse severo e letras minúsculas iguais não diferem na reidratação estatisticamente entre si ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Scott knott.

Os genótipos RB0442 e RB04823 x Krakatau apresentaram a maior atividade da APX e RB11999 e RB1210282 as menores, com as plantas sob estresse hídrico severo (FIGURA 6D). Em condição de restrição hídrica ocorre o aumento na

atividade APX como forma tentar controlar a ação das EROs (SANTOS; SILVA., 2015) e assim, relacionar ao grau de tolerância a seca (SHARMA et al., 2012).

O genótipo C90-176 x RB75126 teve aumento na atividade da APX, já a CTC22 x ? da CAT, e os RB11999 e CTC24 x ? em ambas atividades enzimáticas (FIGURA 6B e C), esse aumento nas atividades dessas enzimas é um sinalizador de estresse, mesmo estando em condições de reidratação, esses genótipos não conseguiram recuperasse do estresse oxidativo, ocasionado pela deficiência hídrica. A restrição hídrica de maneira geral, proporciona o aumento destas enzimas nas plantas, como forma de evitar o estresse oxidativo, mesmo apresentando diferentes sítios de ação e de concentrações dessas EROs (ULISSES., 2016).

As plantas da RB92579, RB0442, C90-176 x RB75126 e RB04823 x krakatau recuperaram do estresse, através da reidratação reduziu a produção das ERO's, como consequente, atividade da CAT em 19%, 47%, 34% e 30% respectivamente (FIGURA 6C). A CAT participa do sistema de defesa contra o estresse oxidativo e age na desintoxicação do H_2O_2 e assim, proporcionar adaptação à planta durante um período de estresse (GIL; TUTELA, 2010).

As canas-energia sob estresse apresentaram alta atividade da enzima catalase (32,9%), e após a reidratação manteve uma alta atividade da ascorbato peroxidase (26,7%), ambas em relação às plantas de canas-de-açúcar (TABELA 9 e FIGURA 6). Esta alta atividade enzimática é um sinalizador de estresse, em que, mesmo a cana-energia submetida a reidratação, não conseguiu recupera-se do estresse, pelo simples fato da alta atividade da APX.

TABELA 9- Estimativa de contraste para proteínas, catalase (CAT), ascorbato peroxidase (APX), teores de carboidratos solúveis e prolina em genótipo de cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de estresse Severo e reidratação em casa de vegetação.

Variáveis	Condição Hídrica	Contrastes		
		Cana-de-açúcar vs Cana-energia	RB92579 vs Cruzamentos	Cana-energia vs Cruzamentos
Estimativas dos Contrastes				
Proteínas	Estresse severo	0,108 ^{ns}	0,0945 ^{ns}	0,0385 ^{ns}
	Reidratação	0,191 ^{ns}	-1,733**	-0,8910 ^{ns}
CAT	Estresse severo	-0,032 [*]	-0,016 ^{ns}	0,003 ^{ns}
	Reidratação	-0,0140 ^{ns}	-0,0110 ^{ns}	-0,0040 ^{ns}
APX	Estresse severo	-0,240 ^{ns}	0,123 ^{ns}	-0,106 ^{ns}
	Reidratação	-0,6090 ^{***}	-0,2565 ^{ns}	0,2075 ^{ns}
Carboidratos	Estresse severo	-3,742 ^{ns}	22,04 ^{**}	14,166 [*]
	Reidratação	-10,059 [*]	-2,486 ^{ns}	4,461 ^{ns}
Prolina	Estresse severo	10,272 ^{**}	-1,0635 ^{ns}	-9,2235 ^{**}
	Reidratação	-0,726 ^{***}	-0,341 [*]	0,488 ^{***}

Cana-de-açúcar: RB92579 e RB0442. Cana-energia: RB11999 e RB1210282. Cruzamentos: C90-176 x RB75126, RB04823 x Krakatau, CTC22 x ? e CTC24 x ?.^{ns}, não significativo, ^{***}, ^{**}, ^{*} 0,1%, 1% e 5% de probabilidade, pelo teste F.

4.2.3. Ajustamento osmótico

Os genótipos apresentaram diferenças quanto aos teores de prolina livre, nas plantas em estresse severo e na reidratação, além do teor de proteína apenas nas plantas reidratadas (TABELA 8).

Os genótipos RB11999, RB1210282, C90-176 x RB75126, RB0423 x krakatau e CTC22 x ? mantiveram os maiores valores na concentrações de proteínas e a RB92579, RB0442 e CTC24 x ? reduziram, com a reidratação das plantas (FIGURA 6A). Dessa forma, comprova-se que o déficit hídrico provoca alteração no conteúdo e até paralisação da síntese de proteínas, assim a recuperação depende do potencial genotípico e do grau de estresse até a reidratação.

Corroborando aos resultados obtidos em calos (BRITO et al. 2008) e folhas de cana-de-açúcar (PATADE et al.2011), o déficit hídrico influenciou de forma negativa a síntese de proteínas e demais aminoácidos. Com a reidratação, os genótipos RB92579 e SP83-2847 recuperaram-se do estresse, com o aumentou o

teor de proteínas, em contra partida a variedade de cana-de-açúcar SP81-3250 apresentou baixo teor de proteína (SANTOS; SILVA, 2015)

Os genótipos RB92579, RB0442, RB11999, C90-176 x RB75126, RB04823 x krakatau, CTC22 x ?, CTC24 x ? obtiveram maior concentração de prolina livre em suas folhas e RB1210282 a menor, nas plantas estressadas (FIGURA 6E). As plantas quando submetidas a condição de estresse, déficit hídrico, respondem a seca severa através do acúmulo de prolina em suas folhas, a fim de apresentar um menor potencial osmótico e suportar a seca prolongada. Cultivares do gênero *Saccharum* que conseguem o maior acúmulo de prolina nos seus tecidos foliares, durante a condição de estresse é um indicativo de genótipos mais tolerantes à seca (CHA-UM et al., 2012).

Resultados semelhantes foram encontrados em *A. Donax*, em que a prolina acumulou-se de forma lenta, atingindo o máximo aos 14 dias de estresse (POMPEIANO et al.2016). Esta elevação transitória ocorreu em resposta à redução do potencial osmótico foliar, resposta de sobrevivência induzida pelo estresse hídrico.

Logo após a reidratação, os genótipos RB11999, RB1210282, CTC22 x ? acumularam mais prolina, e as RB92579 e RB04823 x krakatau menores concentrações de prolina (FIGURA 6E). A concentração de prolina nos tecidos foliares foi reduzida com a reidratação, este soluto torna-se susceptível ao consumo das plantas durante o seu crescimento (AHMAD E WYN JONES, 1979).

As canas-de-açúcar sob estresse acumularam 51,3% mais prolina em suas folhas em contraste com as canas-energia. Os cruzamentos tiveram um acúmulo maior de prolina em suas folhas, que a RB92579 e as canas-energia, quando sob reidratação (TABELA 9). Isto pode ser apenas uma consequência fisiológica destinada a redução do potencial osmótico das folhas, em vez de uma resposta de sobrevivência induzida pelo estresse. A concentração de prolina em estudo realizado por Cia (2010) em 20 variedades de cana-de-açúcar CTC e SP, contrastantes quanto ao teor de fibras, aumentaram (80 e 95%) aos dez dias de estresse hídrico.

Ao analisar o comportamento dos genótipos, quanto ao acúmulo de carboidratos, verificou-se comportamento igual dentro de cada condição hídrica. Mesmo não apresentando diferença, vale destacar que o genótipo RB92579 teve

maior acúmulo, com as plantas estressadas e a RB1210282 após a reidratação (FIGURA 6D).

Os cruzamentos tiveram a menor concentração de carboidratos que a cana-energia e RB92579, quando sob estresse. As canas-energia acumularam maiores conteúdos de carboidrato em suas folhas, com a reidratação, em comparação com a cana-de-açúcar (TABELA).

Em condições hídricas ideais, as plantas utilizam o carboidrato durante seu crescimento, já frente à condição de seca, todo esse acúmulo é direcionado para o crescimento do sistema radicular ou para o ajustamento osmótico, através da síntese de solutos (BHARGAVA; SAWANT, 2013).

4.3. Análises morfológicas

A maioria das características morfológicas diferiu entre os genótipos, porém a alocação de biomassa da parte aérea e raízes foram as variáveis que não diferiram (TABELA 10).

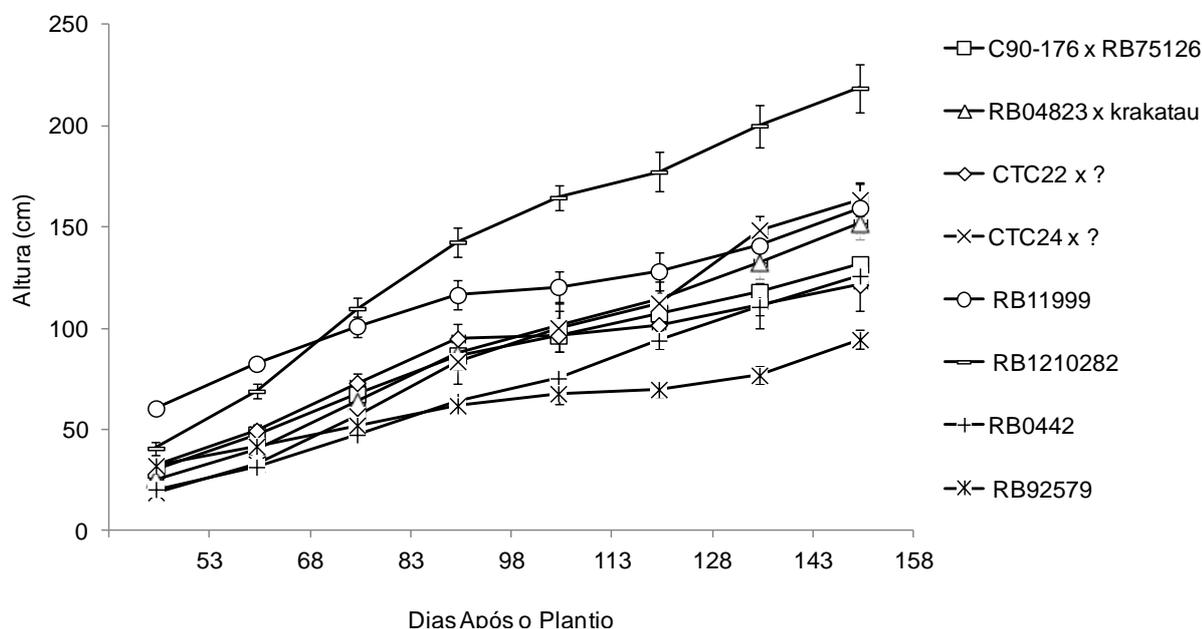
TABELA 10- Quadrado médio da análise de variância para altura do colmo (H), diâmetro (Φ), número de entrenó (N°E), número de perfilhos (N°P), comprimento e largura da folha + 3 (CF e LF +3), área foliar (AF), massa seca total (MST), raiz/parte aérea (R/PA) alocação de biomassa folhas, caule + Bainha (C+B), parte aérea (PA) e raízes em genótipo de cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de reidratação em casa de vegetação.

Fonte de Variação	H colmo cm	Φ colmo mm	N° E	N° P Planta	N° F
Genótipos	13798,5 ***	166,08***	99,22 ***	11,59 ***	9,19***
CV (%)	16,2	14,3	17,2	46,7	18,0
Fonte de Variação	CF +3 cm	LF +3	AF cm ²	MT(g)	R/ PA
Genótipos	3582,2***	6,28 ***	2443383**	2878 ***	0,01 ^{ns}
CV (%)	9,9	22,2	32,7	13,3	25,7
Fonte de Variação	Alocação de biomassa				
	Folhas	C + B	PA	Raízes	
Genótipos	252,74 ***	358,28 ***	34,91 ^{ns}	34,91 ^{ns}	
CV (%)	9,1	12,6	5,3	19,6	

^{ns}, não significativo,***, **, 0,1 e 1% de probabilidade.

A RB1210282 caracterizou-se por seu rápido crescimento, atingindo maior altura e a RB92579 por apresentar lento crescimento, foi a que atingiu a menor altura entre os demais genótipos (FIGURA 7 e 8A). A altura de plantas é uma característica fundamental a ser utilizada na seleção de plantas nos programas de melhoramento genético

FIGURA 7- Altura de plantas (colmo) em genótipos de cana-de-açúcar, submetidos a condição de controle (150 DAP) estresse severo (156 DAP) e reidratação (158 DAP) em casa de vegetação.



As barras indicam o erro padrão da média de dez observações.

Os genótipos RB0442 e RB92579, canas-de-açúcar, possuíram os maiores diâmetro do colmo e, RB1210282, RB11999, CTC22 x ? , RB04823 x Krakatau, CTC24 x por possuírem seus colmos mais finos, obtiveram os menores diâmetros (FIGURA 8B). Esses resultados estão de acordo aos obtidos por Ulisses (2016), quando teve com os genótipos RB925779 e RB11999 o maior e menor diâmetro de colmo, respectivamente.

O genótipo RB11999 teve o maior perfilhamento (FIGURA 8C) no estabelecimento do seu dossel, uma vez que, esta planta pertence ao grupo de cana-energia possuem uma maior participação de genes de *S. spontaneum* em seu germoplasma, além de ser rizomática e possuírem um sistema radicular bastante eficiente, com isso garante melhor perfilhamento a cada ciclo de cultivo (FIGURA 8C).

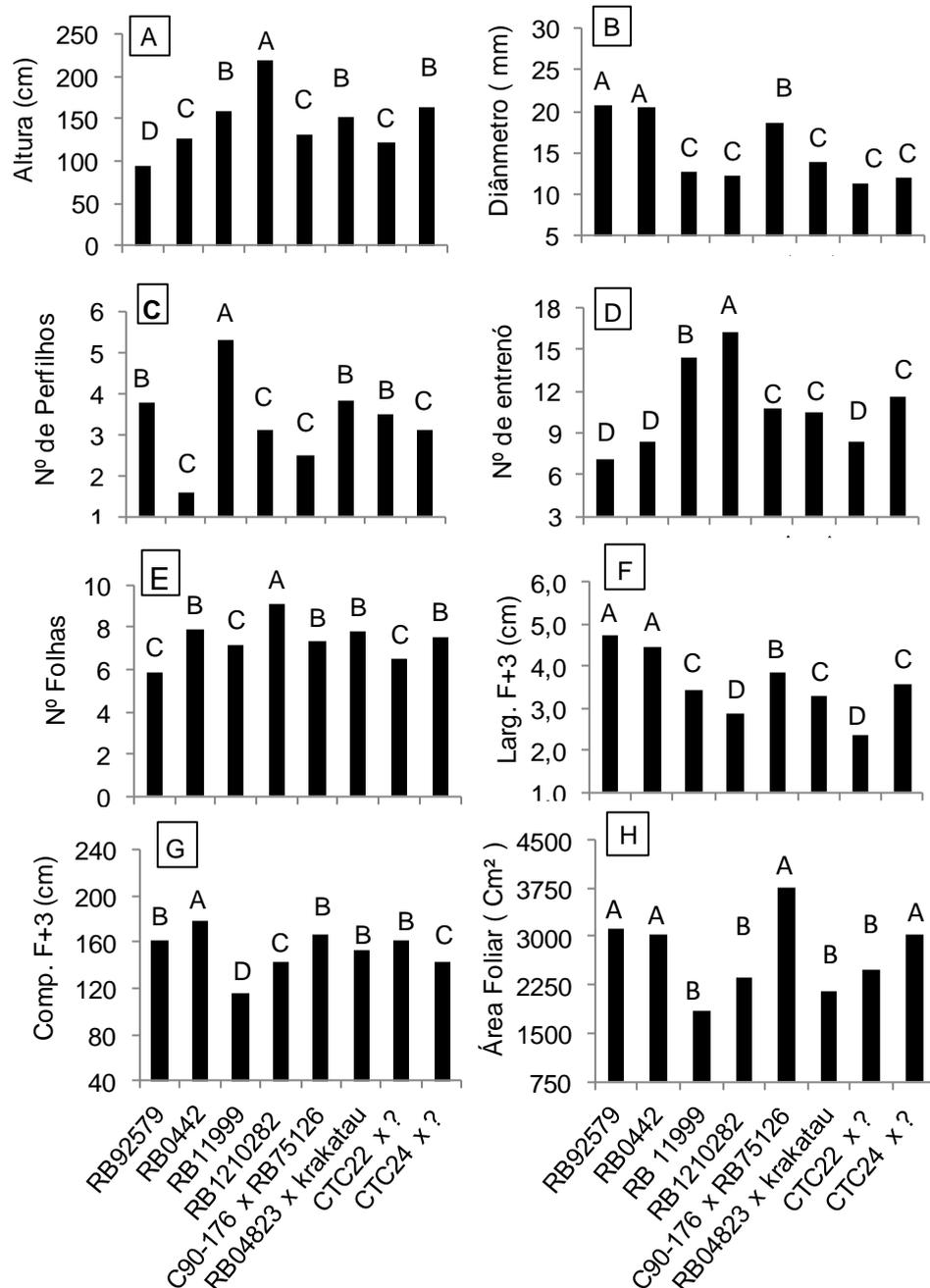
O perfilhamento pode ser regulado pela auto competição de luz, água e nutrientes, além das características intrínsecas, podendo acarretar redução até mortes dos perfilhos que surgem ao longo do crescimento do perfilho principal (CASTRO; CHRISTOFOLETTI, 2005).

Os genótipos RB1210282 e RB11999 se diferenciaram em relação aos demais pelo maior número de entrenós por colmo e as RB92579, RB0442 e CTC24 x ? menores (FIGURA 8D). Corroborou aos estudos de Ulisses (2016) que encontrou para os genótipos RB11999 e RB92579 maior e menor número de entrenós, respectivamente.

O genótipo RB1210282 produziu maior quantidade de folhas e a RB92579 a menor (FIGURA 8E). O genótipo RB0442 foi caracterizado por possuir folhas de maior comprimento e largura em relação aos demais, porém não diferiu das RB92579 quanto à largura das folhas (FIGURA 8G, H). As folhas das plantas RB92579, RB0442, C90-176 x RB75126 e CTC24 x ? foram as que apresentaram as maiores medições de área foliar (FIGURA 8H).

As respostas morfológicas expressas pelas plantas são dependentes dos fatores genéticos, estágio fenológico e da duração da severidade do estresse hídrico (HEMAPRABHA et al., 2013).

FIGURA 8- Altura do colmo (A), diâmetro(B), número de perfilhos (C), número de entrenó (D), número de folhas (E) e largura e comprimento da folha + 3 (CF e LF +3), (F e G) área foliar (H) em genótipos de cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de reidratação em casa de vegetação



Médias dos genótipos sobre-escritas por letras iguais não diferem estatisticamente entre si ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Scott knott.

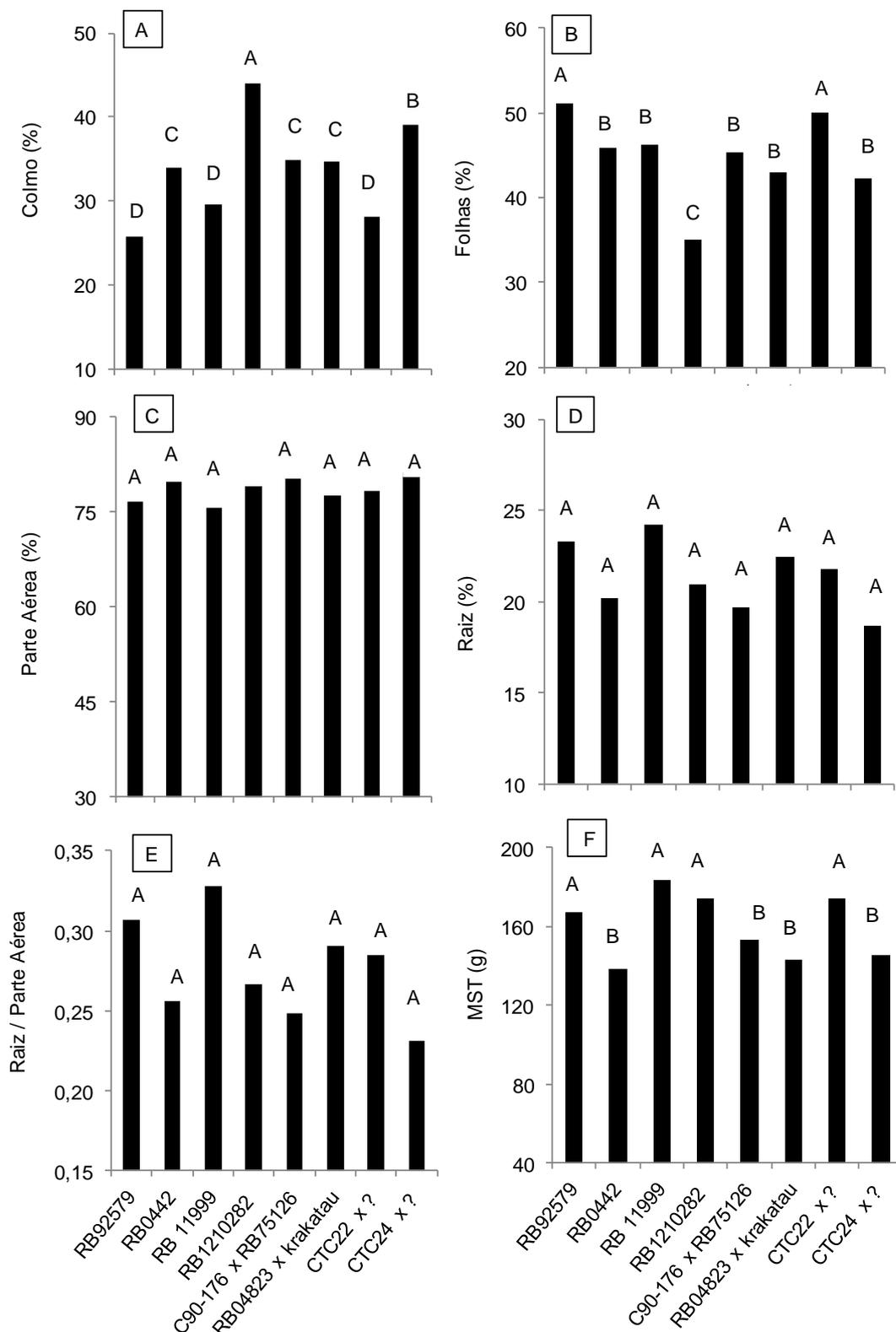
Os genótipos alocaram 79% da biomassa produzida pelas plantas na parte aérea (folhas e colmo + bainhas) e 21% ao sistema radicular e assim, proporcionou

uma razão média da raiz parte aérea de 0,28 em todas as plantas (FIGURA 9C, D e E).

O genótipo RB1210282 teve a maior alocação de biomassa nos colmos e a RB92579, RB11999 e CTC22 x ? as menores (FIGURA 8A). A RB92579 e CTC22 x ? alocaram mais biomassa em suas folhas, em contra partida, a RB1210282 foi o genótipo que obteve a menor (FIGURA 9B). A poácea *Arundo donax* L. durante o crescimento, sem restrição hídrica, alocou a maior quantidade de biomassa para a parte aérea, porém, esse processo foi revertido durante a época de seca prolongada, já que o crescimento foi paralisado e o crescimento do sistema radicular intensificado (POMPEIANO et al 2013).

As plantas RB92579, RB11999, RB1210282 e CTC22 x ? acumularam maior quantidade de biomassa, conseqüentemente maior acúmulo de matéria seca total (FIGURA 9F).

FIGURA 9- Alocação de biomassa no colmo (A), folhas (B), parte aérea (C), raízes (D), massa seca total (MST) (F) em genótipos de cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de reidratação em casa de vegetação



Médias dos genótipos sobre-escritas por letras iguais não diferem estatisticamente entre si ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Scott knott.

As plantas de cana-de-açúcar foram caracterizadas por possuírem diâmetro de colmo, largura da folha +3, além da alocação de biomassa para folhas e parte aérea maiores que as plantas das canas-energia. Entretanto, as canas-energia apresentaram altura, número de entrenó e folhas, comprimento da folha +3, área foliar, matéria seca, alocação de biomassa aos colmo+bainha superiores às canas-de-açúcar (TABELA 11).

Tabela 11- Estimativa de contraste da altura do colmo (h), diâmetro (Φ), número de entrenó, número de perfilhos, comprimento e largura da folha + 3, área foliar, massa seca total, raiz/parte aérea (R/PA) alocação de biomassa folhas, caule + Bainha (C+B), parte aérea (PA) e raízes em genótipos de cana-de-açúcar. Plantas submetidas à condição de reidratação em casa de vegetação.

Variáveis	Contrastes		
	Cana-de-açúcar	RB92579	Cana-energia
	vs Cana-energia	vs Cruzamentos	vs Cruzamentos
Estimativas dos Contrastes			
h colmo	- 78,85 ***	-47,71 ***	46,84 ***
Φ colmo	8,26 ***	6,87 ***	-1,49 ***
Nº Entrenós	-7,65 ***	-3,21 ***	5,03 ***
Nº Perfilhos	-0,011 ^{ns}	0,55 ^{ns}	0,22 ^{ns}
Nº Folhas	-1,25 **	-1,38 **	0,861 *
Comp Foliar +3	39,55 ***	4,92 ^{ns}	- 26,17 ***
Largura Foliar+3	1,46 ***	1,50 ***	-0,11 ^{ns}
Área foliar	-355,57 ^{ns}	775,37*	975,45 ***
Massa seca Total	-25,77***	13,355 ^{ns}	24,66***
R/ PA	-0,014 ^{ns}	0,044 ^{ns}	0,033 ^{ns}
Folhas	7,848 ***	- 4,530 **	- 4,530***
Colmo + Bainha	- 6,96 ***	- 8,524 ***	2,583 *
Parte aérea	1,944 ^{ns}	2,597 ^{ns}	0,883 ^{ns}
Raízes	-0,883 ^{ns}	2,597 ^{ns}	1,945 ^{ns}

Cana-de-açúcar: RB92579 e RB0442. Cana-energia: RB11999 e RB1210282. Cruzamentos: C90-176 x RB75126, RB04823 x Krakatau, CTC22 x ? e CTC24 x ?. ^{ns}, não significativo, ***, **, *, 0,1%, 1% e 5% de probabilidade, pelo teste F.

O genótipo RB92579 apresentou diâmetro de colmo, largura e área foliar maiores em relação aos cruzamentos, embora a altura de colmo, número de entrenós e folhas, além da alocação de biomassa na folha e colmo + bainha foram menores (TABELA 11).

Violante (2012) estudando híbridos de cana-energia identificou superioridade, na produção de biomassa, chegou a ser 1,5 vezes superiores que as canas-de-açúcar comerciais. Essa alta produção de biomassa pode ser um complemento a da cana-de-açúcar, a cana-energia obteve esse resultado devido ao alto perfilhamento, atribuindo a maior longevidade do canavial, sua rusticidade em relação a nutrientes e água, além de sua utilização podendo dar-se em nas áreas degradadas (VIOLANTE, 2012; MATSUOKA et al. 2014).

As canas-energia são os genótipos de maiores altura de colmo, número de entrenó e folhas, área foliar, matéria seca total, e alocação de biomassa ao colmo+bainha das plantas, em comparação aos cruzamentos. Já as plantas dos cruzamentos foram superiores com relação ao diâmetro dos colmos, comprimento da folha +3 e alocação de biomassa nas folhas (TABELA 11).

5- CONCLUSÕES

As canas-energia apresentaram melhor recuperação das atividades de trocas gasosas com a reidratação, além do teor de pigmentos fotossintético, índice SPAD e TRA nas plantas sob estresse. Além do ajuste osmótico, essas mesmas plantas acumularam prolina e carboidrato, e toleraram o estresse oxidativo. Os cruzamentos apresentaram alta eficiência fotoquímica pela razão F_v/F_m e o Φ_{PSII} com a deficiência e reidratação das plantas.

As canas-energia e os cruzamentos têm maiores grau de tolerância ao déficit hídrico de curta duração, em relação às canas-de-açúcar que se mostraram sensível à seca, assim têm potenciais indicadores fisiológicos e bioquímicos que podem ser empregados nos programas de melhoramento genético de plantas, quanto ao grau de tolerância à seca e a reidratação.

As características genotípicas foram as responsáveis pela variação dos aspectos biométricos e alocação de biomassa das plantas.

REFERÊNCIAS

- AHMAD, N.; WYN JONES, R. G. Glycinebetaine, proline and inorganic ion levels in barley seedlings following transient stress. **Plant Science Letters**, v.15, p. 231-237, 1979.
- APEL, K; HIRT, H. Reactive oxygen species: Metabolism, Oxidative Stress, and Signal Transduction. **Annual Review of Plant Biology**. Palo Alto, v. 55, p. 373-399, 2004.
- ARAÚJO, S.A.C. et al. Características fotossintéticas de genótipos de capim-elefante anão (*PennisetumpurpureumSchum.*) em estresse hídrico. **Acta Scientiarum. Animal Sciences**, Maringá, v.32, p.1-7, 2010.
- BARBOSA, G.V..S. et al. Brief report on sugarcane breeding program in Alagoas, Brazil. *Crop Breed. Appl. Biotechnol.* V. 2, p. 613-616, 2002.
- BARTELS, D., SUNKAR, R. Drought and tolerant plants. *Cristal Reviews in Plant Sciences*, Boca Raton, v. 24,p. 23-58, 2005.
- BATES, L.S.; WALDREN, R.P.; TEARE, I.D. Rapid determination of free proline for water-stress studies. **Plant and Soil**, v. 39, p. 205 - 207, 1973.
- BHATTACHARJEE, S. The Language of Reactive Oxygen Species Signaling in **Plants**.**Journal of Botany**, v. 2012, p. 1-22, 2012.
- BISWAL, B.; BISWAL, U. C. **Photosynthesis under stress: stress signals and adaptive response of chloplasts**. in: PESSARAKLI, M. (Ed.). *Handbook of plant and crop stress*. New York: M. Dekker, 1999. p 315-336.
- BJÖRKMAN, O.; DEMMING, B. Photon yield of O₂ evolution and chlorophyll fluorescence characteristics at 77 k among vascular plants of diverse origins. **Planta**, v. 170, p. 61-66, 1987.
- BOARETTO L. F. et al. Water stress reveals differential antioxidant responses of tolerant and non-tolerant sugarcane genotypes. **Plant Physiology and Biochemistry**, v.74, p. 165-175, 2014.
- BOHNERT, H.J.; NELSON, D.E.; JENSEN R.G. Adaptations to environmental stresses. **The Plant Cell**, v. 7, p.1099-1111, 1995.
- BOLHÀR-NORDENKAMPF, H. R. et al. Chlorophyll fluorescence as probe of the photosynthetic competence of leaves in the field: **A review of current instrument**. **Functional Ecology**, v.3, p.497-514, 1989.
- BRADFORD, M. Rapid and quantitative method for quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. **Analytical Biochemistry**, v.72, p. 284-254, 1976;

BUCKERIDGE M.S. et al. Ethanol from sugarcane in Brazil: a 'midway' strategy for increasing ethanol production while maximizing environmental benefits GCB.

Bioenergy. V.4, P.119–126. 2012.

CAMBRAIA, J. Aspectos bioquímicos, celulares e fisiológicos dos estresses nutricionais em plantas. In: NOGUEIRA, R.J.M.C.; ARAÚJO, E. DE L.; WILLADINO, L.G.; CAVALCANTE, U.M.T. (eds.). **Estresses ambientais: danos e benefícios em plantas**. Recife: UFRPE, 2005. cap. 2 , p. 95-104

CAMPOSTRINI, E. **Fluorescência da clorofila a: considerações teóricas e aplicações práticas**. Disponível em:

<http://www.uenf.br/Uenf/Downloads/CENTRO_CCTA_1629_1112121492.pdf>.

Acesso em: 28 de abril. 2017.

CARROW R.N. Drought resistance aspects of turfgrasses in the southeast: Root-shoot responses. **CropSci**. P. 687-694. 1996.

CASTRO, P. R. C. Utilização de reguladores vegetais no sistema de produção da cana-de-açúcar. In Curso: Fisiologia Vegetal aplicada à cana-de-açúcar. **STAB**, Maceió, p.7 – 10, 2001.

CASTRO, P.R.C.; CHRISTOFFOLETI, P.J. **Fisiologia da cana-de-açúcar**. In: MENDONÇA, A.F. Cigarrinhas da cana-de-açúcar: Controle biológico. Maceió, Insecta, 2005. p.3-48.

CASTRO, P. R. C.; KLUGE, R. A. Ecofisiologia de culturas extrativistas: cana-de-açúcar; seringueira; coqueiro; dendezeiro e oliveira. **Stoller do Brasil**. Cosmópolis, p. 138, 2001.

CHAI, Q. Growth and physiological traits associated with drought survival and post drought recovery in perennial turfgrass species. **Journal of the American society for Horticultural Science**. v. 135, p. 125-133, 2010.

CHA-UM, S. et al. Evaluating sugarcane (*Saccharum* sp.) cultivars for water deficit tolerance using some key physiological markers. **Plant Biotechnol**. V. 29, P.431–439, 2012.

CHAVES, M. M. et al. How plants cope with water stress in the field photosynthesis and growth. **Annals of Botany**. V. 89, p. 907-916, 2002.

CIA, M. C. et al. Antioxidant responses to water deficit by drought-tolerant and -sensitive sugarcane varieties. **Annals of Applied Biology**, Malden, v. 161, p. 313-324, 2012.

CIA, M. C. **Resposta antioxidativa em variedade de cana-de-açúcar (saccharum spp.) sob déficit hídrico**. 2010. 90 f. Dissertação (mestrado em ciência)- Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Piracicaba, 2010. DANIELS, J. ROACH, B. T. Taxonomy and evolution. In: Heinz DJ (ed) Sugarcane improvement through breeding. **Elsevier**, Amsterdam, 1987, v. 7, p. 7-84,

CONAB - **Companhia Nacional de Abastecimento. Central de informações agropecuárias: safras – cana (2017)** (<http://www.conab.gov.br>). Acesso: 28 de maio de 2017.

DAS, K.; ROYCHOUDHURY, A. Reactive oxygen species (ROS) and response of antioxidants as ROS-scavengers during environmental stress in plants. **Environmental science**, v. 2. p. 1-13, 2014

DEDEMO, G. C. Osmoprotection in sugarcane under water deficit conditions. **Plant Stress**, v. 7, n. 1, p. 1-7, 2013.

DELGADO, A. A.; AZEREDO CÉSAR, M. A. **Elementos de tecnologia e engenharia do açúcar de cana**. V. 1, 1061 f Piracicaba, Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba, 1977.

DIOLA, V.; SANTOS, F. **Fisiologia**. In: SANTOS, F. et al. (Eds.). Cana-de-açúcar: bioenergia, açúcar e álcool - Tecnologias e perspectivas. Viçosa: UFV, 2010. p. 25-49.

DOPAZO, R.; VEGA-NIEVA, D. J.; ORTIZ, L. Herbaceous energy crops: Reviewing their productivity for bioenergy production, **Proceedings of the 16th European Biomass Conference and Exhibition**, Valencia, 2008.

DUBOIS M. et al. Colorimetric method for determination of sugars and related substances. **Anal Chem**. V.29, p. 350-356, 1956.

ENDRES, L. et al. Photosynthesis and Water Relations in Brazilian Sugarcane. **The Open Agriculture Journal**. v. 4, p.31-37, 2010.

FAUCONNIER, R.; BASSEREAU, D. La caña de azúcar: técnicas agrícolas y producción estropicales. **Barcelona: Blume**. P. 1-433, p. 1975,

FERREIRA, D. F. **Sisvar**: a computer statistical analysis system. *Ciência e Agrotecnologia (UFLA)*, v. 35, n.6, p. 1039-1042, 2011.

GHANNOUM, O. et al. Nonstomatal limitations are responsible for drought-induced photosynthetic inhibition in four C4 grasses. **New Phytologist**, v. 159, p.599-608, 2003.

Glaz, B. et al.. Sugarcane photosynthesis, transpiration, and stomatal conductance due to flooding and water table. **Crop Science**, v.44, p.1633-1641, 2004.

GILL, S. S.; TUTEJA, N. Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. **Plant Physiology and Biochemistry**, Paris, v. 48, p. 909-930, 2010.

Gonçalves, E. R. **Fotossíntese, osmorregulação e crescimento inicial de quatro variedades de cana-de-açúcar submetida à deficiência hídrica**, 2008. 66 f. Dissertação (mestrado em Agronomia, Produção Vegetal) – Universidade Federal de Alagoas, Rio Largo, 2008.

GONÇALVES, E.R. et al. Gas exchange and chlorophyll a fluorescence of sugarcane varieties submitted to water stress. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**. v.14, p.378-386, 2010.

HAMERSKI, F. **Estudo de variáveis no processo de carbonatação do caldo de cana-de-açúcar**. 2009. 148 f. Dissertação (Mestrado) - Programa de Pós-Graduação em Tecnologia de Alimentos, Setor de Ciência e Tecnologia, Universidade Federal do Paraná, Paraná, 2009.

HAVIR, E. A.; MCHALE, N. A. Biochemical and development characterization of multiples forms of catalase in Tobacco-Leaves. **Plant Physiology**, v. 84, p. 450-455, 1987.

HEINZ, D.J.; TEW, T.L. Hybridization procedures. In: Developments in Crop Science. Sugarcane Improvement through Breeding, D.J. Heinz, **Elsevier**, New York. P. 313-342, 1987.

HEMAPRABHA, G. et al. Evaluation of Drought Tolerance Potential of Elite Genotypes and Progenies of Sugarcane (*Saccharum* sp. hybrids). **Sugar Tech, Nova Délhi**, v. 15, n. 1, p. 9-16, 2013.

HEMAPRABHA, G.; NAGARAJAN, R.; ALARMELU, S. Response of sugarcane genotypes to water deficit stress. **SugarTech**. V. 6, p. 165-168, 2004.

HENDRY, G. A. F.; PRICE, A. H. Stress indicators: chlorophylls and carotenoids. In: HENDRY, G. A. F, GRIME, J. P. (Ed.). **Hall: Methods in comparative plant ecology**. Chapman. London, p 150-152, 1993.

HERMANN, E. R.; CÂMARA; G. M. S. Um método simples para estimar a área foliar de cana-de-açúcar. **STAB – Açúcar, Álcool e Subprodutos**, v.17, p. 32-34, 1999.

HOFSETZ, K.; SILVA, M. A. **Brazilian sugarcane bagasse: Energy and non-energy consumption biomass and bioenergy**.v. 46, p. 564-573, 2012.

HU, L.; WANG. Z.; HUANG, B. Growth and physiological recovery of Kentucky bluegrass from drought stress as affected by a synthetic cytokinin 6 benzylaminopurine. **Crop Science**, v. 52, p. 2332-2340, 2012.

INMAN-BAMBER, N. G. Sugarcane water stress criteria for irrigation and drying off. **Field Crops Research**, v. 89, p. 107-122, 2004.

INMAN-BAMBER, N.G.; SMITH, D.M. Water relations in sugarcane and response to water deficits. **Field Crops Research**, Amsterdam, v.92, n.2, p.185-202, 2005.

INMAN-BAMBER, N.G.; SMITH, D.M. Water relations in sugarcane and response to water deficits. **Field Crops Research**, Amsterdam, v. 92, p. 185-202, 2005.

JABEEN, F.; SHAHBAZ, M.; ASHRAF, M. Discriminating some prospective cultivars of maize (*Zea mays* L.) for drought tolerance using gas exchange characteristics and

proline contents as physiological markers. **Pakistan Journal of Botany**, v. 40, n. 6, p. 2329-2343, Islamabad, 2008.

KOONJAH, S. S., et al. A quantitative of water stress effect on sugarcane photosynthesis. **Proceedings of South African Sugar Technologists Association**. v. 80, p. 148–158, 2006.

KRAUSE, G. H.; WEIS, E. Chlorophyll Fluorescence and photosynthesis: **The Basics Annual Review Plant Physiology**.V.42: p. 313 349, 1991.

LAGE-PINTO, F. et al. Photosynthetic analyses of two native Atlantic Forest species in regenerative understory of *Eucalyptus* plantation. **Brazilian Journal Plant Physiology**, v.24, n.2, p. 950 106, 2012.

LAWLOR, D. W.; TEZARA, W. Causes of decreased photosynthetic rate and metabolic capacity in water-deficient leaf cells: a critical evaluation of mechanisms and integration of processes. **Annals of Botany**, London, v.103, p. 561-579, 2009.

LEAL, M. R. L. V. The potential of sugarcane as an energy source. **In: Proceedings of the XXVI International Society of SugarCane Technologists (ISSCT) Congress**, 2007, Durban, South Africa. p. 23-34.

LEWANDOWSKI, I. The development and current status of perennial rhizomatous grasses as energy crops in the US and Europe. **Biomass and Bioenergy**. v. 25, p. 335-361, 2003.

LISSON, S. N. The historical and future contribution of crop physiology and modeling research to sugarcane production systems. **Field Crops Research**, v. 92, p. 321-335, 2005.

LUM, M. S. et al. Effect of drought stress on growth, proline and antioxidant enzyme activities of upland rice. **The Journal of Animal and Plant Sciences**, Lahore, v. 24, n. 1, p. 1487-1493, 2014.

LUQUET, D. et al. Using multidirectional thermography to characterize water status of cotton. **Remote Sens. Environ.** v. 84, p. 411-421, 2003.

MACEDO, I. C.; SEABRA, J. E. A.; SILVA, J. E. A. R. Greenhouse gases emissions in the production and use of ethanol from sugarcane in Brazil: The 2005/2006 averages and the prediction for 2020. **Biomass and Bioenergy**, v. 32, p. 582–595, 2008.

MACHADO, R. S. et al. Respostas biométricas e fisiológicas ao déficit hídrico em cana-de-açúcar em diferentes fases fenológicas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 44, p.1575-1582, 2009.

MACHADO, R. S. **Respostas fisiológicas de genótipos de cana-de-açúcar ao déficit hídrico imposto na fase inicial de desenvolvimento**. 2009. 79 f. Dissertação (Mestrado em agricultura tropical e Subtropical)- Instituto Agrônomo de Campinas, Campinas, 2009.

- MALAVOLTA, E. et al. Cultivo e adubação da cana-de-açúcar. Campinas: Instituto Brasileiro de Potassa, **Fisiologia**. p. 221-236, 1964.
- MANZATTO, C. V.; ASSAD, E. D.; BACCA, J. F. M. Zoneamento Agroecológico da Cana-de-açúcar. Documentos 110 (ISSN 1517-2627). **Embrapa Solos**, Rio de Janeiro, 2009.
- MATSUOKA, S. et al. Bioenergia da cana. In: **Cana-de-açúcar: Bioenergia, Açúcar e Álcool**. (Eds. Santos, F.; Borém, A. e Caldas, C.) 2 ed. Viçosa: UFV, v.1, p. 487 - 517, 2012.
- MATSUOKA, S. et al. **EnergyCane: Its concept, Development, characteristics, and Prospect**. Hindawi Publishing Corporation, Advance in Botany, v. 2014. p.13.2014.
- MAXWELL, K.; JOHNSON, G. N. Chlorophyll fluorescence – A practical guide. **Journal of Experimental Botany**, v. 51, n. 345, p. 659-668, 2000.
- MENCUCCINI, M.; MAMBELLI, S.; COMSTOCK, J. Stomatal responsiveness to leaf water status in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) is a function of time of day. **Plant Cell and Environment**, v. 23, p. 1109-1118, 2000.
- MITTLER, R. Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. **Trends in Plant Science**. V. 7, p. 405–410, 2002.
- MORAIS, L. K. et al. Breeding of Sugarcane, In: CRUZ, V. M. V.; DIERIG, D. A. (Ed.). Industrial Crops: breeding for bioenergy and bioproducts. New York, USA: **Springer**, 2015. 444 p.
- NAKANO Y.; ASADA K. Hydrogen peroxide is scavenged by ascorbate-specific peroxidase in spinach chloroplasts. **PlantCellPhysiol**, v. 22, n.5, p. 867-80, 1981.
- NOGUEIRA, R. J. M. C., MORAES, J. A. P. V., BURITY, H. A., Alterações na resistência à difusão de vapor das folhas e relações hídricas em aceroleira submetidas a déficit de água. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, 13, n.1, p. 75-87, 2001.
- NORRIS, I. B.; THOMAS, H. The effects of cutting on regrowth of perennial ryegrass selections exposed to drought conditions. **The Journal of Agricultural Science**. v. 99, p. 547-553, 1982.
- O'NEILL, P. M.; SHANAHAN, J. F.; SCHEPERS, J. S. Use of chlorophyll fluorescence assessments to differentiate corn hybrid response to variable water conditions. **Crop Science**. v. 46, p. 681-687, 2006.
- OLIVEIRA, E. D. Crescimento e acúmulo de matéria seca em variedades de cana-de-açúcar cultivadas sob irrigação plena. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 14, n. 9, p. 951-960, 2010.

OLIVEIRA, R. A. DE. et al. Crescimento e desenvolvimento de três cultivares de cana-de-açúcar, em cana-planta, no Estado do Paraná. **Scientia Agraria**, v. 5, n. 1-2, p. 87-94, 2004.

PACHECO, C. M. **Descritores fisiológicos para a seleção de variedades promissoras de cana-de-açúcar quanto a tolerância ao déficit hídrico**. Tese (Doutorado em Biotecnologia) – Rede Nordeste de Biotecnologia (RENORBIO), Universidade Federal Rural de Pernambuco. Recife, 2016

PANDA, S.K.; KHAN, M.H. Growth, oxidative damage and antioxidant responses in greengram (*Vigna radiata* L.) under short-term salinity stress and its recovery. **Journal of Agronomy and Crop Science**, v.195, p.442-454, 2009.

PEDROZO, C. A. **Morphophysiology and molecular response of sugarcane genotypes to water stress**. 2010. Thesis (Doctor scientiae)- Federal University of Viçosa, Viçosa, MG, 2010.

PIMENTEL, C. **A relação da planta com a água**. Seropédica: EDUR, 2004. 191 p

PINCELLI, R. P.; SILVA, M. A. Alterações morfológicas foliares em cultivares de cana-de-açúcar em resposta à deficiência hídrica. **Bioscience Journal**, v. 28, n. 4, p. 546-556, Uberlândia, 2012.

POMPEIANO, A. et al. Responses in chemical traits and biomass allocation of *Arundo donax* L. to Deficit resources in the establishment Year. **Chilean journal of agricultural research**. v.73, n.4. 2013a.

POMPEIANO, A. Growth and Physiological Response of *Arundo donax* L. to Controlled Drought Stress and Recovery regulation of gene expression. **Plant Breeding**, v.132, p. 21-32. 2013b.

PRABU, G. Identification of water deficit stress up regulated genes in sugarcane. **Plant Molecular Biology Reporter**. V. 29, p. 291-304, 2011.

QUEIROZ, R. J. B. et al. Biochemical and physiological responses of sugarcane cultivars to soil water deficiencies. **Scientia Agricola**. Piracicaba, v. 68, n. 4, p. 469-476, 2011.

RODRIGUES, F. A.; LAIA, M. L.; ZINGARETTI, S. M. Analysis of gene expression profiles under water stress in tolerant and sensitive sugarcane plants. **Plant Science**, Irlanda, v. 176, p. 286-302, 2009.

RODRIGUES, J. D. **Fisiologia da Cana-de-açúcar**. Universidade Estadual Paulista, Instituto de Biociências, Campus Botucatu, 1995. 101 p

ROZA, F. A. **Alterações morfofisiológicas e eficiência de uso da água em plantas de *Jatropha curcas* I. submetidas à deficiência hídrica**. 67 f. 2010. Dissertação (mestrado) – Universidade Estadual de Santa Cruz. Programa de Pós-graduação em Produção Vegetal, Ilhéus, BA, 2010.

SALES, C. R. G. et al. Gas exchange and balance of carbohydrates in sugarcane plants under conditions of root stress. **Bragantia**, v.71, p. 319-327, 2012.

SANTOS, C. M. **Mecanismo fisiológicos e bioquímicos de cana-de-açúcar sob estresse induzido por deficiência hídrica e paraquat**. 2013. Tese (Doutorado em Agronomia – Agricultura) – Faculdade de Ciência Agronômica, Botucatu, 2013.

SANTOS, C. M.; SILVA, M. A. Physiological and biochemical responses of sugarcane to oxidative stress induced by water deficit and paraquat. **Acta Physiologiae Plantarum**. V. 37, n. 8, p. 172-185, 2015.

SANTOS, D. C.; FARIAS, I.; LIRA, M. A. A palma forrageira (*Opuntia ficus indica* Mill e *Nopale acochenillifera*, *Salm Dyck*) em Pernambuco: cultivo e utilização, Recife, **IPA**, 1997.

SANTOS, R. F.; CARLESSO, R. Déficit hídrico e os processos morfológicos e fisiológicos das plantas. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 2, n. 3, p. 287-294, Campina Grande, 1998.

SCHREIBER U., BILGER W.; NEUBAUER C. Chlorophyll fluorescence as a noninvasive indicator for rapid assessment of in vivo photosynthesis. In: SCHULZE, E. D, CALDWELL, M. M (Ed.) Ecophysiology of photosynthesis. **Ecological studies**, Springer, Berlin, v.100, p. 49-70, 1994.

SHARMA, P. et al. Reactive oxygen species, oxidative damage, and antioxidative defense mechanism in plants under stressful conditions. **Journal of Botany**, v. 2012, p. 1-26, 2012.

SHIRKE, P. A, PATHRE, U. V. Influência do déficit de pressão de vapor folha-a-ar (VPD) na bioquímica e fisiologia da fotossíntese em *Prosopis juliflora*. **J Exp Bot.**; v. 55: p. 2111-2120. 2004.

SILVA, A. M.; CARLIN, S. D.; PERECIN, D. Fatores que afetam a brotação inicial da cana-de-açúcar. **Revista Ceres**, v. 51, p. 457-466, 2004.

SILVA, M, A. et al. Use of physiological parameters as fast tools to screen for drought tolerance in sugarcane. **Brazilian Journal of Plant Physiology**, v.19, n. 3, p. 193-201, 2007.

SILVA, M. A. et al. Respostas fisiológicas de cultivares de cana-de-açúcar submetidas à deficiência hídrica e a reidratação. **Revista Caatinga**, Mossoró, v. 26, n. 3, p. 28-35, 2013.

SILVA, M. A. et al. Relationships between physiological traits and productivity of sugarcane in response to water deficit. **The Journal of Agricultural Science**, Cambridge, n.15, v.1, p 1-15, 2013.

SILVA, M. A. et al. Use of physiological parameters as fast tools to screen for drought tolerance in sugarcane. **Brazilian Journal of Plant Physiology**, v. 19, n. 3, p. 193-201, Londrina, 2007.

- SILVA, M. A. Pigmentos fotossintéticos e índice spad como descritores de intensidade do estresse por deficiência hídrica em cana-de-açúcar. **Bio science Journal**. v. 30, n. 1, p. 173-181, Uberlândia, 2014.
- SILVA, M. A. et al. Use of physiological parameters in screening drought tolerance in sugarcane genotypes. **Sugar Tech**, v. 13, p.191-197, 2011.
- SILVA, P. P. et al. Path analysis for selection of drought tolerant sugarcane genotypes through physiological components. **Industrial Crops and Products**, v.37, p. 11-19, 2012.
- SILVEIRA, L. C. I. et al. Genetic diversity and coefficient of kinship among potential genitors for obtaining cultivars of energy cane. **Ciência Agronômica**. v. 46, p. 358-368, 2015.
- SINGELS, A.; DONALDSON, R. A.; SMIT, M. A. Improving biomass production and partitioning in sugarcane: theory and practice. **Field Crops Research**, v. 92, p. 291-303, 2005.
- SMIT, M. A.; SINGELS, A. The response of sugarcane canopy development to water stress. **Field Crops Research**, v. 98, p. 91-97, Amsterdam, 2006.
- SRIVASTAVA, S. Hydrogen peroxide scavenging enzymes impart tolerance to high temperature induced oxidative stress in sugarcane. **Journal of Environmental Biology**, v. 33, p. 657- 661, 2012.
- STREIT, N. M. et al. As clorofilas. **Ciência Rural**, v. 35, n. 3, p. 748-755, 2005.
- TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 4.ed. Porto Alegre: Artmed, 2009. 819p.
- TEJERA, N. A. et al. Comparative analysis of physiological characteristics and yield components in sugarcane cultivars. **Field Crops Research**, v. 102, p. 64-72, 2007.
- TEW, T. L.; COBILL, R. M. Genetic Improvement of Sugarcane (*Saccharum spp.*) as an Energy Crop. In: Vermerris W (ed) Genetic Improvement of Bioenergy Crops. **Springer**, New York, p. 249-271, 2008.
- ULISSES, E. A. **Respostas morfológicas de genótipos de cana-de-açúcar e cana-energia sob diferentes regimes hídricos na fase inicial de crescimento**. 2016. 93 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia)- Universidade Federal de Alagoas, Rio Largo, 2016.
- VASCONCELOS, A. C. M. et al. Avaliação do sistema radicular da cana-de-açúcar por diferentes métodos. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 27, p. 849-858, 2003.
- VIOLANTE, M.H.S.R. **Potencial de cana-energia em áreas agrícolas marginais no Brasil**. 2012. 113f. Dissertação (MPAGRO). Fundação Getúlio Vargas- Escola de Economia de São Paulo, São Paulo, 2012.

WACLAWOVSKY, A. J. et al. Sugarcane for bioenergy production: an assessment of yield and regulation of sucrose content. **Plant Biotechnology Journal**. v. 8, n. 3, p. 263 - 276, 2010.

WANG, W.; VINOCUR, B.; ALTMAN, A. Plant responses to drought, salinity and extreme temperatures: towards genetic engineering for stress tolerance. **Springer-Verlag**, V. 218. p.1-14, 2003

YAMAGUCHI-SHINOZAKI, K.. Biological mechanisms of drought stress response. **Jircas Working Report, Japan**, v.23, p.1-8, 2002.

YORDANOV, I.; VELIKOVA, V.; TSONEV, T. Plant responses to drought and stress tolerance. **Bulgarian Journal of Plant Physiology**, Sofia, v.1, p.187-206, 2003.

ZADEHBAGHRI, M.; AZARPANAH, A.; JAVANMARDI, S. Proline metabolite transport an efficient approach in corn yield improvement as response to drought conditions. **American-Eurasian Journal of Agricultural & Environmental Sciences**, Dubai, v. 14, n. 5, p. 476-485, 2014.