

**INFLUÊNCIA DE BIORREGULADORES SOBRE A FISIOLOGIA E  
CRESCIMENTO INICIAL DE CANA-DE-AÇÚCAR SUBMETIDA AO DÉFICIT  
HÍDRICO**

**RAFAEL REBES ZILLIANI**

**INFLUÊNCIA DE BIORREGULADORES SOBRE A FISIOLOGIA E  
CRESCIMENTO INICIAL DE CANA-DE-AÇÚCAR SUBMETIDA AO DÉFICIT  
HÍDRICO**

**RAFAEL REBES ZILLIANI**

Dissertação de Mestrado apresentada a Pró-Reitoria de Pesquisa e Pós-Graduação, Universidade do Oeste Paulista, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Agronomia - Área de Concentração: Produção Vegetal.

Orientador: Prof. Dr. Gustavo Maia Souza

633.611  
Z69i

Zilliani, Rafael Rebes.

Influência de biorreguladores sobre a fisiologia e crescimento inicial de cana-de-açúcar submetida ao déficit hídrico/Rafael Rebes Zilliani. – Presidente Prudente, 2015.  
(59)f.: il.

Dissertação (Mestrado em Agronomia) -  
Universidade do Oeste Paulista – Unoeste,  
Presidente Prudente, SP, 2015.

Bibliografia.

Orientador: Gustavo Maia Souza

1.Fotossíntese 2.Fitorreguladores 3.*Saccharum*  
spp

**RAFAEL REBES ZILLIANI**

**INFLUÊNCIA DE BIORREGULADORES SOBRE A FISIOLOGIA E  
CRESCIMENTO INICIAL DE CANA-DE-AÇÚCAR SUBMETIDA AO DÉFICIT  
HÍDRICO**

Dissertação de Mestrado apresentada a Pró-Reitoria de Pesquisa e Pós-Graduação, Universidade do Oeste Paulista, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Agronomia - Área de Concentração: Produção Vegetal.

Presidente Prudente, 02 de Março de 2015

**BANCA EXAMINADORA**

---

Prof. Dr. Gustavo Maia Souza  
Universidade do Oeste Paulista – Unoeste  
Presidente Prudente - SP

---

Prof. Dr. Tadeu Alcides Marques  
Universidade do Oeste Paulista – Unoeste  
Presidente Prudente - SP

---

Prof. Dr. Felipe Barros Macedo  
Universidade de São Paulo – USP  
Pirassununga - SP

## DEDICATÓRIA

Dedico este trabalho as pessoas que estão  
diariamente ao meu lado, transmitindo fé, amor,  
alegria, determinação, paciência, e coragem,  
tornando os meus dias mais felizes.

Aos meus pais, Sergio e Roseli, ao meu irmão,  
Victor e a minha namorada, Isamara.

Sem vocês eu nada seria.

## **AGRADECIMENTOS**

Agradeço inicialmente a Deus, pois sem ele nada seria possível.

Aos meus pais, Sergio e Roseli, que mais do que me proporcionar uma boa educação e vida acadêmica, foram formadores do meu caráter, obrigado por serem a minha referência e estarem sempre presentes na minha vida de forma indispensável.

Agradeço a minha namorada por todos esses anos, de muito carinho, amor, amizade, e felicidade. Obrigado por sempre estar ao meu lado.

Ao meu professor e orientador deste trabalho, Prof. Gustavo Maia Souza, pelo estímulo, suporte e colaboração nessa trajetória.

Ao grande profissional, Érick Malheiros Rampazzo, pela amizade e colaboração na realização da instalação de todo o experimento.

Agradeço ao meu grande amigo Alexandrius de Moraes Barbosa pelo companheirismo e ajuda na condução e acompanhamento de todo o processo da pesquisa desenvolvida.

Agradeço aos meus amigos de pesquisa do LIPEUL, pois são muito mais do que simples colegas de trabalho.

E finalmente, agradeço a todos que me ajudaram direta ou indiretamente para o desenvolvimento deste projeto.

Um MUITO OBRIGADO a todos vocês!

*“Só dê ouvidos a quem te ama. Não te preocupes tanto com o que acham de tí. O que te salva não é o que os outros andam achando, mas é o que Deus sabe a teu respeito”.* (Pe. Fábio de Mello)

## RESUMO

### **Influência de biorreguladores sobre a fisiologia e crescimento inicial de cana-de-açúcar submetida ao déficit hídrico**

Vários fatores ambientais podem alterar os processos fisiológicos das plantas de cana-de-açúcar, porém o déficit hídrico é o principal fator que limita a produtividade desta cultura. O uso de reguladores vegetais pode atenuar os efeitos causados pelo déficit hídrico, em vista de que essas substâncias podem auxiliar na regulação dos processos fisiológicos da planta. Nesse contexto, o objetivo deste estudo foi avaliar os efeitos de uma solução de biorreguladores (auxina, citocinina e giberelina) sobre o desenvolvimento inicial e fotossíntese de cana-de-açúcar sob déficit hídrico. Foi adotado o delineamento inteiramente casualizado no esquema fatorial 2x3, sendo dois regimes hídricos, controle (100% da capacidade de campo) e déficit hídrico (20% da capacidade de campo) e três doses da solução de biorreguladores (0, 0,5 e 1,0 L ha<sup>-1</sup>). A parcela experimental foi constituída de vasos plásticos contendo 12,0 kg de solo com uma planta por vaso das cultivares RB867515 e SP81-3250, para cada tratamento utilizou-se dez repetições. Realizou-se o tratamento das plantas com a solução comercial de biorreguladores Stimulate<sup>®</sup> nos toletes no momento do plantio e aos 64 dias após o plantio (DAP) via aplicação foliar. O déficit hídrico foi iniciado aos 55 DAP e durante este período foram realizadas avaliações biométricas e fisiológicas nas plantas. Aos 110 DAP realizou-se a avaliação de biomassa. O déficit hídrico reduziu o conteúdo relativo de água das plantas, bem como todos os parâmetros fisiológicos, assimilação máxima de CO<sub>2</sub> (*A<sub>max</sub>*), condutância estomática (*G<sub>s</sub>*), velocidade máxima de carboxilação das enzimas Rubisco e PEPcase (*V<sub>cmax</sub>* e *V<sub>pmax</sub>*) e ainda, reduziu o crescimento das plantas e a produção de biomassa. No entanto, as plantas que foram tratadas com Stimulate<sup>®</sup> tiveram menor redução em todos os parâmetros fisiológicos, biométricos e menor redução na produção de biomassa quando comparadas as plantas que não receberam o tratamento com a solução de biorreguladores. Os biorreguladores estimularam principalmente o crescimento do sistema radicular, que promoveu maior absorção de água pelas plantas e, conseqüentemente, melhor desempenho fisiológico sob déficit hídrico. O Stimulate<sup>®</sup> atenuou os efeitos do déficit hídrico nos processos fisiológicos, promovendo menor redução em *A<sub>max</sub>*, *V<sub>cmax</sub>* e *V<sub>pmax</sub>* e também menor dano fotoquímico. Essa condição foi responsável pelo maior crescimento (altura e área foliar) aumentando a produção de biomassa total das plantas (raiz, folhas e colmo).

**Palavras-chave:** fotossíntese, fitorreguladores, *Saccharum* spp.

## ABSTRACT

### **Bioregulators influence on the physiology and initial growth of sugarcane submitted to water deficit**

Several environmental factors can alter the physiological processes of sugarcane plants, however, water deficit is the main factor limiting the productivity of this crop. The use of plant growth regulators can mitigate the effects of the drought, because these substances improve the regulation of physiological processes in the plant. In this context, the aim of this study was to evaluate the effects of a plant growth regulators solution (auxin, cytokinin and gibberellin) on the initial development and photosynthesis of sugarcane under water deficit. It was adopted a completely randomized 2 x 3 factorial design, two water regimes - control (100% of field capacity) and water deficit (20% of field capacity), and three doses of the bioregulators solution (0, 0.5 and 1.0 L h<sup>-1</sup>). The experimental plot consisted of plastic pots containing 12.0 kg of soil with one plant per pot of RB867515 and SP81-3250 cultivars, with ten replicates. The treatments with bioregulators solution was carried out with the commercial solution of plant growth regulators Stimulate® on stalks at planting and at 64 days after planting (DAP) by foliar application. Water deficit was initiated at 55 DAP and during this period were held biometric and physiological evaluations in plants. At 110 DAP biomass evaluation was performed. The drought reduced the relative water content of the plants, and all physiological parameters, maximum CO<sub>2</sub> assimilation (A<sub>max</sub>), stomatal conductance (G<sub>s</sub>), maximum speed of Rubisco carboxylation and PEPCase enzymes (V<sub>cmax</sub> and V<sub>pmax</sub>) and, reduced plant growth and biomass production. However, plants that were treated with Stimulate® showed lower reduction in all physiological parameters, biometric and a smaller reduction in biomass when compared to plants not receiving treatment with the bioregulator solution. The bioregulators mainly stimulated the growth of the root system, which promoted greater absorption of water by plants and, consequently, better physiological performance under drought. The Stimulate® attenuated the effects of drought on physiological processes, promoting smaller reduction in A<sub>max</sub>, V<sub>cmax</sub> and V<sub>pmax</sub> and also lower photochemical damage. This condition was responsible for the largest growth (height and leaf area) increasing the total biomass of plants (root, leaf and stem).

**Keywords:** photosynthesis, plant growth regulators, *saccharum* spp.

## LISTA DE SIGLAS

<i>CRA</i>	Conteúdo relativo de água
<i>E.M.</i>	Extravasamento de membrana
<i>Fv/Fm</i>	Fluorescência da clorofila- <i>a</i>
<i>Amax</i>	Assimilação máxima de CO <sub>2</sub> ( $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ )
<i>PC</i>	Ponto de compensação da fotossíntese ao CO <sub>2</sub> ( $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ )
<i>Psat</i>	Ponto de saturação da fotossíntese ao CO <sub>2</sub> ( $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ )
<i>Vcmax</i>	Taxa máxima de carboxilação da Rubisco ( $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ )
<i>Vpmax</i>	Taxa máxima de carboxilação da PEP-Case ( $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ )
<i>Pr</i>	Fotorespiração ( $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ )
<i>Gs</i>	Condutância estomática ( $\text{mmol de H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ )
<i>Ci</i>	Concentração intercelular de CO <sub>2</sub> (ppm)
<i>E</i>	Transpiração ( $\text{mmol de H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ )
<i>EUA</i>	Eficiência do uso da água
<i>Ls</i>	Limitação estomática relativa da fotossíntese

## LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1 - Cana-de-açúcar.....	17
FIGURA 2 - Distribuição global de cana-de-açúcar.....	20
FIGURA 3 - Medidas pontuais de recuperação.....	42

## LISTA DE TABELAS

TABELA 1 -	Cana-de-açúcar no mundo.....	21
TABELA 2 -	Valores médios do potencial de água ( $\Psi$ , MPa) na folha às 06:00 hs ( $\Psi_M$ ) e às 12:00 hs ( $\Psi_T$ ) e conteúdo relativo de água (CRA, %) na folha às 06:00 h ( $CRA_M$ ) e às 12:00 hs ( $CRA_T$ ), para a variedade RB867515 submetida a 100% e 20% de reposição de água evapotranspirada.....	32
TABELA 3 -	Valores médios do potencial de água ( $\Psi$ , MPa) na folha às 06:00 hs ( $\Psi_M$ ) e às 12:00 hs ( $\Psi_T$ ) e conteúdo relativo de água (CRA, %) na folha às 06:00 h ( $CRA_M$ ) e às 12:00 hs ( $CRA_T$ ), para a variedade SP81-3250 submetida a 100% e 20% de reposição de água evapotranspirada.....	32
TABELA 4 -	Valores médios da eficiência quântica potencial antemanhã/meio dia e eficiência quântica efetiva do FSII ( $F\sqrt{F_m}$ , $F\sqrt{F_m}12$ , $\Delta F/F_m'$ respectivamente), taxa de transporte de elétrons (ETR) para a variedade RB867515 submetida a 100% e 20% de reposição de água evapotranspirada.....	34
TABELA 5 -	Valores médios da eficiência quântica potencial antemanhã/meio dia e eficiência quântica efetiva do FSII ( $F\sqrt{F_m}$ , $F\sqrt{F_m}12$ , $\Delta F/F_m'$ respectivamente), taxa de transporte de elétrons (ETR) para a variedade SP81-3250 submetida a 100% e 20% de reposição de água evapotranspirada.....	34
TABELA 6 -	Valores médios do potencial fotossintético ( $A_{max}$ ), velocidade de carboxilação da enzima Rubisco ( $V_{cmax}$ ), velocidade de carboxilação da enzima PEP <sub>case</sub> ( $V_{pmax}$ ), ponto de saturação ao CO <sub>2</sub> ( $P_{sat}$ ), respiração no escuro (Rd), fotorrespiração (Pr), transpiração (E), condutância estomática (Gs), concentração interna de CO <sub>2</sub> (Ci), limitação estomática relativa da fotossíntese (Ls) e eficiência do uso da água para a variedade RB867515 submetida a 100% e 20% de reposição de água evapotranspirada.....	36
TABELA 7 -	Valores médios do potencial fotossintético ( $A_{max}$ ), velocidade de carboxilação da enzima Rubisco ( $V_{cmax}$ ), velocidade de carboxilação da enzima PEP <sub>case</sub> ( $V_{pmax}$ ), ponto de saturação ao CO <sub>2</sub> ( $P_{sat}$ ), respiração no escuro (Rd), fotorrespiração (Pr), transpiração (E), condutância estomática (Gs), concentração interna de CO <sub>2</sub> (Ci), limitação estomática relativa da fotossíntese (Ls) e eficiência do uso da água para a variedade SP81-3250 submetida a 100% e 20% de reposição de água evapotranspirada.....	37

TABELA 8 -	Valores médios dos parâmetros biométricos altura, diâmetro, número de folhas verdes e número de perfilhos para a variedade RB867515 submetida a 100% e 20% de reposição de água evapotranspirada.....	44
TABELA 9 -	Valores médios dos parâmetros biométricos altura, diâmetro, número de folhas verdes e número de perfilhos para a variedade SP81-3250 submetida a 100% e 20% de reposição de água evapotranspirada.....	45
TABELA 10 -	Valores médios de massa seca foliar (MSF), massa seca de raiz (MSR), massa seca do colmo (MSC), massa fresca do colmo (MFC), massa seca total (MST), relação raiz parte aérea (R/PA) e área foliar total para a variedade RB867515 submetida a 100% e 20% de reposição de água evapotranspirada.....	47
TABELA 11 -	Valores médios de massa seca foliar (MSF), massa seca de raiz (MSR), massa seca do colmo (MSC), massa fresca do colmo (MFC), massa seca total (MST), relação raiz parte aérea (R/PA) e área foliar total para a variedade SP81-3250 submetida a 100% e 20% de reposição de água evapotranspirada.....	48

## SUMÁRIO

<b>1</b>	<b>INTRODUÇÃO</b> .....	14
<b>2</b>	<b>JUSTIFICATIVA E OBJETIVOS</b> .....	16
<b>3</b>	<b>REVISÃO BIBLIOGRÁFICA</b> .....	17
<b>3.1</b>	<b>Cana-de-açúcar</b> .....	17
<b>3.2</b>	<b>Biorreguladores vegetais</b> .....	21
<b>3.3</b>	<b>Deficiência hídrica na cultura da cana-de-açúcar</b> .....	22
<b>4</b>	<b>MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	26
<b>4.1</b>	<b>Parâmetros avaliados</b> .....	28
4.1.1	Estado hídrico das plantas .....	28
4.1.2	Medidas das variáveis fotossintéticas .....	29
4.1.3	Curvas A/Ci .....	29
4.1.4	Fluorescência da clorofila a .....	30
4.1.5	Medidas Pontuais de recuperação .....	30
4.1.6	Avaliação biométrica e produção de biomassa .....	31
4.1.7	Análise estatística .....	31
<b>5</b>	<b>RESULTADOS E DISCUSSÃO</b> .....	32
<b>5.1</b>	<b>Parâmetros fisiológicos</b> .....	32
<b>5.2</b>	<b>Parâmetros biométricos e biomassa</b> .....	42
	<b>CONCLUSÃO</b> .....	50
	<b>REFERÊNCIAS</b> .....	51

## 1 INTRODUÇÃO

A cana-de-açúcar atualmente é uma das culturas mais importantes no cenário socioeconômico brasileiro, por ser a principal matéria-prima utilizada pela indústria sucroenergética para a produção de açúcar, etanol e energia.

O Brasil é o maior produtor de cana-de-açúcar do mundo, com 9,0 milhões de hectares plantados e produção estimada de 642,1 milhões de toneladas, (CONAB, 2014).

O setor sucroenergético é responsável por movimentar em torno de 40 bilhões de reais por ano, o que corresponde a aproximadamente 2,35% do PIB nacional e gera 4,5 milhões de empregos diretos e indiretos. O Brasil é o principal país do mundo a implantar, em larga escala, um combustível renovável alternativo ao petróleo. Mundialmente, o etanol é reconhecido pelas suas vantagens ambientais, sociais e econômicas e vem despertando o interesse de países desenvolvidos na tecnologia deste combustível (BIOSEV, 2013; PROCANA, 2013).

A safra 2014/2015 de cana-de-açúcar produzida no país deve ser de 642,1 milhões de toneladas, ocorrendo redução de 2,5% em relação à safra anterior que foi de 658,0 milhões de toneladas. Na área de corte houve um aumento, de 8.885 milhões saltou para 9,5 milhões hectares. O açúcar e o etanol que são os produtos de maior interesse e tiveram redução significativa. Para o açúcar, estima-se uma redução de 4%, passando de 37,34 milhões de toneladas para 36,36 milhões, enquanto que a produção total de etanol cresceu 2,53%, podendo aumentar de 27,96 bilhões de litros para 28,67 bilhões (CONAB, 2014).

A cana de açúcar é um recurso agrícola natural e renovável e é utilizado na produção de açúcar, biocombustível (etanol anidro: aditivo para a gasolina e etanol hidratado), além de possibilitar a geração de energia elétrica através da queima do bagaço e uma miríade de derivados e co-produtos com sustentabilidade ecológica. Alguns dos resíduos industriais são utilizados na lavoura como insumos de fertilização (ORLANDO FILHO, 2003).

Nesse sentido, nota-se que a cana-de-açúcar é uma cultura de grande importância econômica, social e ambiental, à medida que gera matéria-prima como base para as agroindústrias do açúcar, etanol e aguardente, além de representar para o Brasil uma fonte de grande geração de empregos e renda no meio rural.

Diversas técnicas avançadas têm sido empregadas com o intuito de aumentar quantitativa e qualitativamente a produção de cana-de-açúcar, através da aplicação de reguladores vegetais. A aplicação de combinações dessas substâncias sobre a cana-de-açúcar resulta em melhores resultados, com o objetivo de incrementar o crescimento e desenvolvimento vegetal, estimular a divisão celular e aumentar a absorção de água e nutrientes pela cultura.

O uso de biorreguladores na agricultura vem se tornando uma prática viável com objetivo de explorar o potencial produtivo das culturas. Os biorreguladores atuam numa regulação ativa dos processos fisiológicos da planta, propiciando respostas viáveis economicamente (SILVA, 2010).

As novas tecnologias são imprescindíveis para garantir o aumento de produtividade das plantas, uma vez que as auxiliam a explorar, da forma mais eficiente possível, os recursos que estão sendo disponibilizados, como os fertilizantes, a água e a luz, para que haja ganhos significativos, com aumento mínimo dos custos de produção.

É possível citar diversos fatores que afetam o desempenho e a produtividade da cultura da cana-de-açúcar, dentre eles destaca-se a restrição hídrica. A água é um dos fatores ambientais mais importantes para a produção vegetal, de modo que desempenha papéis importantes em qualquer fase de desenvolvimento da cultura, à medida que está envolvida diretamente nos processos metabólicos vitais, como a fotossíntese e a respiração. No momento em que a cultura é submetida ao estresse hídrico, vários processos fisiológicos e bioquímicos são afetados, como fotossíntese, respiração, translocação, absorção de íons, metabolismo de nutrientes e fatores de crescimento. O déficit hídrico é uma situação comum à produção de muitas culturas, podendo apresentar um impacto negativo substancial no crescimento e desenvolvimento das plantas.

Neste contexto o uso de biorreguladores é uma prática que visa tornar as plantas mais eficientes, resistentes e adaptadas a explorar melhor o ambiente e com maior capacidade de expressão do seu potencial genético, e dessa forma, é um importante instrumento para o aprimoramento do cultivo da cana-de-açúcar, visando uma maior produtividade sem perda de qualidade.

## 2 JUSTIFICATIVA E OBJETIVOS

A utilização de biorreguladores, a base de soluções simples ou compostas derivadas de hormônios vegetais naturais ou sintéticos, tem sido largamente difundida na agricultura em diversas culturas para proporcionar um maior controle das etapas de desenvolvimento das plantas, otimizando sua produção em condições diversas. Um exemplo disso é a utilização de substâncias como maturadores, que alteram a fluência entre as etapas fenológicas das plantas, como estimulantes do enraizamento e controladores do alongamento celular, entre outras várias possibilidades de interferência no processo de desenvolvimento das plantas.

Todavia, em geral, não se tem informações precisas sobre quais processos fisiológicos específicos tais substâncias influenciam, tornando os efeitos dos biorreguladores restritos a escala de observação biométrica das plantas (massa, altura, arquitetura, etc.). O conhecimento científico dos efeitos específicos dos biorreguladores sobre a fisiologia das plantas é fundamental para possibilitar uma maior exploração dos potenciais de uso dos diferentes produtos existentes, bem como dominar as técnicas de utilização na agricultura e ter conhecimento sobre possíveis efeitos secundários indesejáveis. De forma geral, tal conhecimento é importante a fim de possibilitar o desenvolvimento de novos produtos, novas técnicas de utilização e aprimoramento das técnicas e produtos já existentes, visando um maior controle sobre a produção vegetal.

Nesse sentido, estudos fisiológicos que envolvam diferentes aspectos ou variáveis medidas nas plantas são essenciais para a ampliação do conhecimento científico, uma vez que, do ponto de vista sistêmico, a planta constitui-se de um todo integrado, onde diferentes alterações ou influências externas ou internas podem gerar efeitos secundários no sistema como um todo.

Nesse contexto, o objetivo deste trabalho é avaliar as respostas biométricas e fisiológicas no desenvolvimento inicial de cana-de-açúcar (*Saccharum* spp.) submetida ao déficit hídrico e verificar os efeitos de uma solução de biorreguladores sobre diferentes aspectos fisiológicos das plantas, tendo como principal alvo seus potenciais efeitos sobre o processo fotossintético, responsável direto pela produção da biomassa vegetal.

### 3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

#### 3.1 Cana-de-açúcar

Conhecida pelas antigas civilizações, a cana-de-açúcar tem sua origem citada pelos estudiosos na Ásia, onde foi encontrada uma espécie primitiva, denominada Otaheite. Cristóvão Colombo trouxe em sua expedição que partiu da Ilha Madeira a variedade crioula e introduziu o plantio na América Central, em 1493. As primeiras mudas de cana-de-açúcar trazidas para o Brasil chegaram em 1532, na expedição de Martim Afonso de Souza, que iniciou seu cultivo na Capitania de São Vicente, onde ele próprio construiu o primeiro engenho de açúcar. Assim, foi o início do primeiro ciclo econômico brasileiro, o “Ciclo da Cana-de-açúcar” (MIRANDA, 2008).

As canas nobres cultivadas nas ilhas do Pacífico eram as únicas existentes para o plantio comercial e foram responsáveis por manter a indústria mundial de açúcar por mais de cem anos. No início do século XX, a cana caiana e outras (Bourbon, Imperial, Cristalina, Rajada etc.) predominaram nos canaviais brasileiros. A cana-de-açúcar (Figura1) é uma planta que pertence ao gênero *Saccharum L.* Existem pelo menos seis espécies do gênero, sendo cultivado um híbrido multiespecífico, recebendo a designação *Saccharum spp.* A planta é a principal matéria-prima para a fabricação do açúcar e bioetanol. (LANDELL; ALVAREZ, 1993).

**FIGURA 1** – Cana-de-açúcar



Fonte: Adaptado de Ridesa (2011)

A cana-de-açúcar (*Saccharum* spp.) é uma poácea originária da Nova-Guiné e foi levada para o sul da Ásia, onde foi usada de início principalmente em forma de xarope. No Brasil, há indícios de que o cultivo da cana-de-açúcar seja anterior à época dos descobrimentos, mas seu desenvolvimento se deu posteriormente, com a criação de engenhos e plantações trazidas pelos portugueses (SEGATO et al., 2006).

A cana-de-açúcar é uma cultura semiperene cujo processo de produção prevê uma colheita por ano, com produção em média de 81 t/ha, podendo alcançar maiores produtividades. No território brasileiro, essa produtividade pode ser alcançada se as principais condições edafoclimáticas e de preparo e manejo de solo forem atendidas (BRAUNBECK; MAGALHÃES, 2010).

Existem cerca de trinta espécies conhecidas e catalogadas. Das espécies reconhecidas pelos botânicos (*Saccharum officinarum*, *S. spontaneum*, *S. sínese*, *S. barbari*, *S. robustum*, *S. edule*), a mais plantada no Brasil é a *S. officinarum*, por apresentar baixo conteúdo de fibras e alto teor de sacarose. O nome atual da espécie está relacionado ao fato de que todas as variedades de cana atualmente cultivadas no mundo são para produção de açúcar, álcool, aguardente ou forragem. Essas variedades são híbridas e resultantes de cruzamentos entre diferentes espécies (ANDRADE, 2001).

Durante muito tempo a espécie *Saccharum officinarum* foi utilizada como matéria-prima em todo o mundo. Entretanto, o aparecimento de diversas doenças contribuiu para o início do desenvolvimento de pesquisas relacionadas ao melhoramento genético na intenção de criar uma variedade resistente a esses males (MARQUES et al., 2008).

A cana-de-açúcar é plantada em geral no período de chuvas, entre os meses de novembro e março, para ser colhida apenas na safra seguinte. Durante o período entre a colheita do último ciclo e o plantio da nova cana, muitas usinas executam rotação de culturas com leguminosas, visando não só proteger o solo, como também estender o período de safra (BRAUNBECK; MAGALHÃES, 2010). Existem vários ambientes de produção (solo e clima), o que proporciona características diferentes de respostas fisiológicas (DIAS, 1997).

A cana-de-açúcar é uma planta de metabolismo fotossintético C<sub>4</sub>, portanto é considerada altamente eficiente na conversão de energia solar em energia química, apresenta também menores taxas fotorespiratórias, favorecendo o balanço positivo de carbono e conseqüentemente a produção de biomassa (RODRIGUES, 1995; SAGE; RAGHAVENDRA, 2010).

A cana-de-açúcar é uma das culturas agrícolas mais importantes do mundo tropical. É cultivada em extensa área territorial, e apresenta melhor comportamento em regiões quentes. Devido à produção de sacarose, a planta precisa ter condições de temperatura e umidade adequadas. O clima ideal apresenta duas estações distintas, uma quente e úmida, para proporcionar a germinação, o perfilhamento e o desenvolvimento vegetativo, seguida de outra fria e seca, para promover a maturação e o conseqüente acúmulo de sacarose nos colmos (PAES et al., 2007).

A cana-de-açúcar é uma importante fonte de renda e desenvolvimento, pois é a principal matéria-prima para a fabricação do açúcar e etanol. Vários são os produtos obtidos desta planta, pois são muitos os compostos de cana-de-açúcar que podem ser explorados comercialmente (PAES et al., 2007; SANTOS; BORÉM; CALDAS, 2010).

As estimativas também indicam que 55 % da cana é utilizada na produção de etanol e 45 % na produção de açúcar, mas este indicativo pode variar em função dos preços, principalmente os de exportação. Nosso país é o líder mundial na produção de cana, sendo seguido pela Índia e Austrália (CRISPIM; CONTESSI; VIEIRA, 2006). Portugueses e Espanhóis levaram a cana-de-açúcar ao Mundo Novo no século XVI. Atualmente os países que cultivam cana-de-açúcar no mundo encontram-se entre a latitude 36.7° norte e 31.0° sul da linha do Equador estendendo-se de zonas tropicais a subtropicais, uma vez que essas regiões são as mais favoráveis para seu cultivo (Figura. 2).

**FIGURA 2** – Distribuição global de cana-de-açúcar

Fonte: Adaptado de Sugarcane crops

A lavoura canvieira atualmente é a terceira cultura em termos de área colhida no Brasil, a segunda atividade econômica em São Paulo em termos de área cultivada (atrás apenas da pecuária de corte) e a primeira atividade quanto ao valor da produção do agronegócio paulista. Ocupa muita terra e necessita de muita mão-de-obra (RAMOS, 2009). Estando entre as principais culturas do país, o agronegócio sucroenergético é responsável por 2,4% do PIB (produto interno bruto), (ALBINO; CRESTE; FIGUEIRA, 2006).

A cana-de-açúcar ocupa cerca de 9 milhões de hectares ou cerca de 2% de toda a terra arável do País, que é o maior produtor mundial, seguido por Índia, Tailândia e Austrália. As regiões de cultivo são Sudeste, Centro-Oeste, Sul e Nordeste, permitindo duas safras por ano. Portanto, durante todo o ano o Brasil produz açúcar e etanol para os mercados interno e externo (ÚNICA, 2005).

A cana de açúcar mundial ocupa uma área de 20.42 milhões de ha, com uma produção total de 1,33 milhões de toneladas. O Brasil tem a maior área (9 milhões ha), enquanto a Austrália tem a maior produtividade (85.1 t/ha) deste modo observa-se que área plantada e produtividade diferem-se significativamente de um país para outro (Tabela 1). De 121 países produtores de cana de açúcar, quinze países ocupam 86% de área e detém 87.1% da produção mundial (Tabela 1). Do total da produção de açúcar cristal branco, aproximadamente 70% é proveniente da cana-de-açúcar e 30% de açúcar de beterraba.

**Tabela 1.** Cana-de-açúcar no mundo

<b>Países</b>	<b>Área (milhões ha)</b>	<b>Produção (milhões t)</b>	<b>Produtividade (t.ha<sup>-1</sup>)</b>
<b>Brasil</b>	9,343	386,2	72,3
<b>Índia</b>	4,608	289,6	62,8
<b>China</b>	1,328	92,3	65,5
<b>Tailândia</b>	0,970	64,4	66,4
<b>México</b>	0,639	45,1	70,6
<b>Colômbia</b>	0,435	36,6	84,1
<b>Austrália</b>	0,423	36,0	85,1
<b>USA</b>	0,404	31,3	77,5
<b>Cuba</b>	0,654	22,9	35,0
<b>África do Sul</b>	0,325	20,6	63,4
<b>Argentina</b>	0,295	19,2	65,2
<b>MUNDO</b>	20,42	1.333,2	65,2

Fonte: Adaptado de Sugarcane crops

### 3.2 Biorreguladores vegetais

As plantas produzem substâncias orgânicas, definidas como hormônios vegetais, que em concentrações muito baixas, são responsáveis por efeitos marcantes no desenvolvimento, através de alteração nos processos fisiológicos e morfológicos, assim como influenciam nas respostas aos fatores ambientais. Recentemente confirmou-se a existência de novos grupos de hormônios vegetais como os brassinoesteróides, os jasmonatos, os salicilatos e as poliaminas, além dos cinco grupos até então conhecidos, compostos pelas auxinas, giberelinas, citocininas, etileno e ácido abscísico (SILVA, 2010).

Os reguladores vegetais ou biorreguladores são definidos como substâncias sintéticas, similares aos grupos de hormônios vegetais, que podem ser aplicadas diretamente nas plantas para alterar seus processos vitais e estruturais, com a finalidade de incrementar a produção, melhorar a qualidade e facilitar a colheita. Essas substâncias também agem modificando a morfologia e a fisiologia da planta, podendo resultar em alterações qualitativas e quantitativas na produção. Desta forma, são exemplos de substâncias sintéticas com atividades similares aos dos hormônios vegetais, o ácido indolbutírico (IBA), a cinetina e o ácido giberélico (MARTINS; CASTRO, 1999; VIEIRA; CASTRO, 2002).

Biorreguladores, cujos efeitos são similares aos hormônios vegetais conhecidos (auxinas, citocininas, giberelinas), desempenham um papel importante de promover alterações nos processos vitais e estruturais da cana-de-açúcar, sendo capaz de uniformizar a germinação, estimular o desenvolvimento radicular e o perfilhamento além de possibilitar incrementos no teor de sacarose, precocidade de maturação e aumento na produtividade (CAPUTO et al., 2007).

Segundo Casillas et al. (1986) essas substâncias são eficientes quando aplicadas em pequenas doses, favorecendo o bom desempenho dos processos vitais da planta, permitindo obter maiores e melhores colheitas, mesmo sob condições ambientais adversas.

Os hormônios são capazes de regular o crescimento e o desenvolvimento, em parte pelo fato de produzirem efeitos amplificados. Uma única molécula de hormônio pode desencadear uma cascata de eventos metabólicos, repercutindo em mudanças no desenvolvimento intracelular (RAVEN; EVERT; EICHHORN, 2007)

As auxinas, giberelinas e citocininas são exemplos de alguns hormônios mais estudados e com suas funções bem definidas nas plantas. Segundo Vieira e Monteiro (2002), as auxinas são responsáveis pelo crescimento das plantas, agindo diretamente nos mecanismos de expansão e diferenciação celular. As citocininas estão diretamente relacionadas com o processo de divisão celular e em processos de desenvolvimento vegetativos e reprodutivos, na germinação de sementes e na quebra de dormência de gemas (RAVEN; EVERT; EICHHORN, 2007; VIEIRA; MONTEIRO, 2002). As giberelinas possuem a função de promover o crescimento caulinar, estimulando o alongamento e a divisão celular, além de serem os principais fitormônios atuantes no processo de germinação das sementes (RAVEN; EVERT; EICHHORN, 2007; TAIZ; ZEIGER, 2004).

### **3.3 Deficiência hídrica na cultura da cana-de-açúcar**

A água é um dos fatores mais relevantes para a produção vegetal, pois desempenha papéis de suma importância em todas as fases de desenvolvimento de uma cultura, estando envolvida diretamente em processos metabólicos vitais, como

a fotossíntese, respiração e transporte de nutrientes, entre outros (REDDY; CHAITANYA; VIVEKANANDAN, 2004).

As condições ambientais as quais plantas estão sujeitas durante o seu ciclo de vida são fatores que influenciam o seu crescimento e desenvolvimento. Um fator ambiental preponderante que influencia diretamente na limitação do crescimento da planta é a redução na disponibilidade hídrica do solo. Contudo, plantas tolerantes desenvolveram mecanismos para se adaptarem às limitações hídricas do solo, uma vez que o estresse hídrico ocorre geralmente na natureza e em ecossistemas de produção, de maneira gradual (MAGALHÃES et al., 2002).

O estresse, ocasionado pela baixa disponibilidade hídrica, é um dos principais problemas da agricultura e a habilidade das plantas em resistir a tal estresse é de grande importância para o desenvolvimento do agronegócio de qualquer país. As plantas estão frequentemente expostas a condições de múltiplos estresses, independente do lugar onde elas são cultivadas, os quais limitarão seu crescimento e desenvolvimento, comprometendo sua sobrevivência. Dessa forma, evidencia-se a necessidade de compreender as mudanças nos processos fisiológicos provocadas pelo estresse hídrico, para auxiliar no desenvolvimento da agricultura (TAIZ; ZEIGER, 2004; LARCHER, 2006).

A tolerância ao estresse hídrico ocorre em quase todas as plantas, contudo, essa capacidade varia de espécie para espécie e mesmo dentro de cada espécie. O déficit hídrico é uma questão global que afeta a sobrevivência das culturas agrícolas e produção sustentável de alimentos (JALEEL et al., 2007). A intensidade, duração e taxa de progressão do estresse irão influenciar as respostas das plantas à escassez hídrica (CHAVES; FLEXAS; PINHEIRO, 2009).

A habilidade de algumas espécies ou genótipos de ajustar osmoticamente suas células em condições de estresse hídrico é uma resposta bioquímica-fisiológica que indica a capacidade destes organismos em aumentar a tolerância a períodos curtos de seca (NEPOMUCENO et al., 2001).

Quando submetidas à limitação hídrica, as plantas desenvolvem alguns mecanismos de resposta a esse tipo de estresse, sintetizados em três principais eventos: percepção dos sinais, respostas em nível molecular e respostas morfofisiológicas (QUEIROZ, 2010).

A cana-de-açúcar é cultivada basicamente em áreas tropicais e subtropicais do mundo, incluindo as regiões onde a disponibilidade de água é

limitada ou altamente variável (INMAN-BAMBER; SMITH, 2005). Para a cana-de-açúcar, uma precipitação pluvial anual a partir de 1.000 mm, bem distribuída, é importante para a obtenção de boas produções. O manejo hídrico próximo do ideal exige suprimentos hídricos adequados durante o desenvolvimento vegetativo, principalmente nas fases de brotação, perfilhamento e alongamento dos colmos, e alguma restrição no período de maturação para forçar o repouso fisiológico e o acúmulo de sacarose (INMAN-BAMBER; SMITH, 2005).

A cana-de-açúcar é uma espécie moderadamente sensível ao estresse hídrico (MAAS; HOFFMAN, 1977). Inman-Bamber et al. (2008) relataram que a primeira resposta da cana-de-açúcar ao déficit hídrico é a redução do seu crescimento. Vários estudos demonstraram que a redução do crescimento em resposta ao deficit hídrico é influenciada principalmente pela redução das trocas gasosas (INMAN-BAMBER; SMITH, 2005; SMIT; SINGELS, 2006).

Desde a fase inicial até o desenvolvimento da planta, a deficiência hídrica afeta o rendimento da cana-de-açúcar, reduzindo o tamanho das plantas em geral, bem como algumas variáveis como a produção de perfilhos; número, altura e diâmetro de colmos industrializáveis; área foliar e finalmente o peso individual dos colmos (GONÇALVES, 2008). Segundo Silva et al. (2008), a variação na altura da planta é um indicativo de tolerância ou susceptibilidade da cana-de-açúcar à deficiência hídrica.

Os dois primeiros estádios (brotação e perfilhamento) na cultura da cana-de-açúcar são os mais suscetíveis ao déficit hídrico. O terceiro estágio (desenvolvimento) responde à lâmina aplicada, mas o déficit hídrico não causa tantos prejuízos à produtividade quanto os dois primeiros. O quarto estágio (maturação) responde positivamente ao déficit hídrico. Contudo, o consumo diário de água é maior no terceiro estágio do que nos dois primeiros. Isso ocorre em função do maior índice de área foliar no terceiro estágio. O teor de açúcar costuma ser afetado adversamente pelo excesso de umidade no estágio de maturação (BERNARDO, 2005).

O estresse causado pela deficiência hídrica afeta a planta inteira. As respostas fisiológicas podem variar de acordo com o genótipo, mas, em geral, as modificações relacionadas ao déficit hídrico incluem menor potencial de água nas folhas, aumentos de osmoprotetores como prolina e açúcares, diminuição na

eficiência do fotossistema II e conseqüentemente redução no potencial fotossintético (MOLINARI et al., 2007; SILVA; JIFON; SILVA, 2007).

## 4 MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi conduzido na Universidade do Oeste Paulista (UNOESTE) em Presidente Prudente – SP, em condições de casa de vegetação climatizada, durante o período de Janeiro a Setembro de 2014. Durante o experimento houve monitoramento diário da temperatura do ar, irradiação e umidade relativa do ar através do sistema HOBO (modelo H08-004-02, EUA).

A parcela experimental foi constituída de vasos plásticos contendo 12,0 kg de solo na profundidade de 0 a 0,2 m, classificado como Argissolo Vermelho/Amarelo Eutrófico de textura média (EMBRAPA, 2008). A correção do solo foi realizada trinta dias antes do plantio em função da análise química do solo com os seguintes resultados: pH de 6,4 ( $\text{CaCl}_2$  1 mol  $\text{L}^{-1}$ ); 12 g  $\text{dm}^{-3}$  de MO; 284 mg  $\text{dm}^{-3}$  de  $\text{P}_{\text{resina}}$ ; 19,6 mmolc  $\text{dm}^{-3}$  de H+Al; 2,6 mmolc  $\text{dm}^{-3}$  de K; 221,6 mmolc  $\text{dm}^{-3}$  de Ca; 20,5 mmolc  $\text{dm}^{-3}$  de Mg; CTC (pH 7,0) de 264,2 mmolc  $\text{dm}^{-3}$ ; 92,6% de saturação por bases (V); 1,90 mg  $\text{dm}^{-3}$  de Mn; 83,90 mg  $\text{dm}^{-3}$  de Fe; 5,3 mg  $\text{dm}^{-3}$  de Cu; 14,2 mg  $\text{dm}^{-3}$  de Zn; 0,28 mg  $\text{dm}^{-3}$  de B, e as recomendações foram segundo de Vitti e Mazza (2008) para a cultura da cana-de-açúcar.

Adotou-se o delineamento inteiramente casualizado no esquema fatorial  $2 \times 3$  em duas cultivares de cana-de-açúcar com diferentes níveis de tolerância ao déficit hídrico, RB867515 (tolerante) e SP81-3250 (susceptível). A cultivar RB867515 de cana-de-açúcar foi lançada pela Universidade Federal de Viçosa e atualmente é a cultivar mais plantada no Brasil, pelo fato de ser classificada como tolerante à seca (VILELA; MELO, 1992). A cultivar SP81-3250 é considerada rica e produtiva, porém suscetível à restrições hídricas, possui alto perfilhamento, as folhas mais novas são eretas e as demais arqueadas. Possui excelente brotação de soqueiras (UDOP, 2004).

Os fatores estudados foram dois regimes de irrigação, controle (100% da capacidade de campo) e déficit hídrico (20% da capacidade de campo) e três doses (0,0  $\text{L ha}^{-1}$ , 0,5  $\text{L ha}^{-1}$  e 1,0  $\text{L ha}^{-1}$ ) de uma solução de biorreguladores, resultando em 6 tratamentos com dez repetições para cada cultivar utilizada. Foi utilizada a solução comercial Stimulate<sup>®</sup> que possui em sua composição um conjunto de 3 biorreguladores sintéticos, sendo eles: Ácido Índolbutírico (auxina) 0,05 g/L (0,005% m/v), Cinetina (citocinina) 0,09 g/L (0,009% m/v) e Ácido Giberélico (giberelina) 0,05 g/L (0,005% m/v).

O tratamento com Stimulate<sup>®</sup> foi realizado em dois momentos. A primeira aplicação foi realizada sobre os mini-toletes que foram imersos durante 2 minutos em solução e então enviados ao plantio, para isso, utilizou-se as doses de 0,5 e 1,0 L ha<sup>-1</sup> diluídos em 60 L ha<sup>-1</sup> de calda. A segunda aplicação do biorregulador foi realizada aos 64 DAP (início do perfilhamento na maioria dos vasos), para esta aplicação utilizou-se pulverizador pressurizado com CO<sub>2</sub>, e juntamente com o biorregulador utilizou-se adjuvante e espalhante adesivo Natur'l Óleo<sup>®</sup>, a fim de promover o melhor recobrimento e distribuição do produto nas folhas.

As mudas utilizadas no experimento foram extraídas de um plantio existente na área experimental da Universidade do Oeste Paulista, com idade entre onze e doze meses. Para a seleção de mudas de cana-de-açúcar, foi realizado o *roguing* visando não utilizar plantas que apresentassem qualquer tipo de doença sistêmica que pudessem comprometer a qualidade do experimento (NOGUEIRA, 2006).

As cultivares foram coletadas através de corte manual com facão desinfetado com fogo. Após o corte os toletes foram despalhados manualmente e cortados com serra elétrica em mini-toletes de uma gema (aproximadamente 0,07 m). No corte dos toletes o terço inferior e superior da cana foram descartados, aproveitando somente o terço médio da cana.

Os mini-toletes selecionados foram submetidos ao tratamento térmico em água a 52°C durante 30 minutos (SAGUINO et al. 1988; 1996), com a finalidade de controlar a doença bacteriana “raquitismo da soqueira” (*Leifsonia xyli*). Após o tratamento térmico as mudas foram resfriadas em temperatura ambiente durante 30 minutos e logo em seguida foi realizado o plantio diretamente nos copos na profundidade de 0,07 m.

Os mini-toletes foram previamente preparados em copos plásticos de 700 mL, com perfurações laterais na parte inferior, permitindo o escoamento do excesso de água. No fundo dos copos foi colocado uma camada de 0,5 cm de pedra brita e o restante foi preenchido com solo de barranco e as gemas foram plantadas na profundidade de 7,0 cm.

Aos 30 dias após o plantio (DAP) foram selecionadas as mudas que apresentavam crescimento uniforme e realizou-se a transferência das mudas para os vasos contendo 12,0 kg de solo. O déficit hídrico foi induzido aos 55 DAP no início do perfilhamento das plantas. A reposição de água foi realizada através do

método gravimétrico, com pesagem diária dos vasos e reposição da água evapotranspirada.

Os vasos do tratamento controle foram mantidos com 100% da capacidade de campo, e os vasos do tratamento com déficit hídrico foram mantidos a 20% da capacidade de campo. Durante todo o período experimental foi realizado o monitoramento da umidade do solo dos vasos através do sensor de umidade e temperatura do solo Em50G Data Collection System (Decagon Devices, Inc).

#### **4.1 Parâmetros avaliados**

##### 4.1.1 Estado hídrico das plantas

O conteúdo relativo de água foliar (CRA) foi avaliado para determinar a porcentagem de água na folha (uma folha por planta). O CRA foi realizado 30 dias após o início do tratamento com déficit hídrico (DAT). As análises foram realizadas às 05:00 e às 12:00 h. O CRA foi e calculado segundo Larcher (2000):

$$\text{CRA} = (M_f - M_s) / (M_{\text{sat}} - M_s) \times 100 (\%)$$

Onde  $M_f$  corresponde à massa fresca de uma folha pesada imediatamente após o seu destacamento, e  $M_{\text{sat}}$  corresponde a massa da folha sob saturação de água, após imersão em água destilada durante 12h,  $M_s$  corresponde a massa seca obtida após secagem da folha em estufa a 60°C até obtenção de massa constante.

A câmara de pressão fornece uma medição de pressão hidrostática negativa que ocorre no xilema de uma planta intacta devido à evaporação de água a partir da transpiração resistências dos tecidos movimento da água do solo para o tecido (SCHOLANDER et al., 1965). O potencial da água câmara de pressão é estimado o valor negativo da pressão necessária para começar a receber o líquido sobre a superfície xilema exposto à pressão atmosférica (KIRKHAM, 2005).

#### 4.1.2 Medidas das variáveis fotossintéticas

Nas repetições de cada tratamento do experimento foram realizadas curvas de resposta fotossintética ao CO<sub>2</sub> (curvas  $A/C_i$ , onde  $A$  corresponde à assimilação líquida de CO<sub>2</sub> e  $C_i$  é a concentração intercelular de CO<sub>2</sub>). Para essas medidas foram utilizadas as folhas classificadas como +1, que são as primeiras folhas totalmente expandidas de cada planta, consideradas folhas adultas, as medidas foram realizadas dois dias após a determinação do estado hídrico das plantas, afim de que as mesmas fossem realizadas somente quando as plantas estivessem com o déficit hídrico esperado.

#### 4.1.2 Curvas $A/C_i$

As curvas  $A/C_i$  foram realizadas variando-se a concentração de CO<sub>2</sub> ambiente dentro da câmara de amostragem de um analisador de gases por infravermelho (Li-6400XTR, LiCor, EUA) entre 0 e 150 Pa (LONG; BERNACCHI, 2003). As medidas foram realizadas sob irradiância saturante (1600  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) e déficit de pressão de vapor em torno de 1,5 kPa, mantida com um gerador de ponto de orvalho (modelo Li-610, LiCor) acoplado ao Li-6400XTR. As curvas foram ajustadas conforme modelo proposto por Monteiro e Prado (2006):

$$A = A_{maxCO_2} (1 - e^{-c(C_i - P_{comCO_2})}),$$

Onde  $A$  é a assimilação de CO<sub>2</sub> momentânea,  $A_{maxCO_2}$  é a taxa de assimilação máxima em CO<sub>2</sub> saturante e  $c$  é a constante de Euler,  $c$  é a constante relativa à convexidade da curva,  $C_i$  concentração momentânea de CO<sub>2</sub> e  $P_{comCO_2}$  é o ponto de compensação ao CO<sub>2</sub>.

As variáveis derivadas das curvas  $A/C_i$  que foram analisadas consistem no: potencial fotossintético ( $A_{maxCO_2}$ ); ponto de saturação ao CO<sub>2</sub> ( $P_{satCO_2}$ ), que foi estimado calculando os valores do eixo x quando a  $A$  atingiu 90% de  $A_{maxCO_2}$ ; eficiência aparente de carboxilação ( $\epsilon$ ) e limitação estomática relativa da fotossíntese ( $L_s$ ), calculada segundo Farquhar e Sharkey (1982):

$$L_s = [(A' - A)/A'] * 100,$$

Onde  $A'$  é a assimilação de  $\text{CO}_2$  quando  $C_i$  equivale a concentração atmosférica de  $\text{CO}_2$  ( $370 \pm 10 \mu\text{mol mol}^{-1}$ ) e  $A$  é a assimilação de  $\text{CO}_2$  quando a concentração de  $\text{CO}_2$  na câmara de amostragem for similar à concentração atmosférica. Além disso, a fotorrespiração ( $F_R$ ), a velocidade máxima de carboxilação da Rubisco ( $V_{cmax}$ ) e velocidade máxima de carboxilação da PEPcase ( $Vp_{max}$ ) foram calculadas conforme o modelo proposto para plantas de metabolismo C4 (VON CARMERER; QUICK, 2000), respectivamente para cana-de-açúcar.

#### 4.1.4 Fluorescência da clorofila *a*

A avaliação da atividade fotoquímica foi realizada por meio da análise de fluorescência da clorofila *a* simultaneamente às curvas  $A/C_i$ , utilizando um medidor ótico de fluorescência (FluorPen, FP100, Photo System Instruments). Os parâmetros determinados foram: eficiência quântica potencial ( $F_v/F_m$ ) e efetiva ( $F_v'/F_m'$ ) do FSII às 05:00 e às 12:00 h. Calculou-se também a taxa de transporte de elétrons ( $ETR = DFFF * \Delta F/F_m' * 0,5 * 0,84$ ) (BILGUER; SCHREIBER; BOCK, 1995). Os valores de  $F_m$  e  $F_v$  indicam, respectivamente, as fluorescências máxima e variável, determinadas após 30 minutos de adaptação ao escuro.  $F_m'$  e  $F_s$  são, respectivamente, a fluorescência máxima e no estado de equilíbrio dinâmico na presença de luz, e  $F_0'$  representa a fluorescência basal após a excitação do FSII.

#### 4.1.5 Medidas Pontuais de Recuperação

Aos 45 DAT foi realizada a reidratação das plantas com déficit hídrico de modo a elevar a capacidade de campo de 20% para 100%. Após a reidratação foram realizadas avaliações pontuais da fotossíntese ( $A$ ) e da condutância estomática ( $G_s$ ) no dia da reidratação e aos dois, quatro e seis dias após a reidratação. Para esta avaliação utilizou-se o analisador de gás por infravermelho (Li-6400XTR, LiCor, EUA), sob irradiação de  $1600 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  e concentração de  $\text{CO}_2$  de 400 ppm.

#### 4.1.6 Avaliação biométrica e produção da biomassa total

Após o transplante das mudas para os vasos de 12,0 kg, foram realizadas quinzenalmente avaliações biométricas da altura das plantas ( $H$ ), diâmetro do colmo ( $Dc$ ), número de folhas verdes ( $ln$ ) e número de perfilhos por planta ( $P$ ), e foram selecionados os dados coletados de 0, 20 e 40 dias após início do déficit hídrico para análise. Aos 110 DAP, foi realizada a coleta das plantas para a avaliação da massa seca total ( $MS_T$ ), massa seca foliar ( $MS_F$ ), massa seca do colmo ( $MS_C$ ), massa seca da raiz ( $MS_R$ ) e a área foliar total por planta ( $A_f$ ). A  $A_f$  foi medida com um analisador portátil de área foliar (modelo LI-3000A, Li-Cor, USA). Para a quantificação de  $MS_F$  as folhas foram armazenadas em sacos de papel, identificadas e mantidas em estufa sob uma temperatura constante de 70 °C até obtenção de massa constante, posteriormente, realizou-se as medidas de massa seca com uma balança de precisão. A partir da obtenção desses dados, também foi calculado a relação parte-aérea/raiz (PA/R).

#### 4.1.7 Análise estatística

Todos os dados foram submetidos à análise de variância (ANOVA,  $p < 0,05$ ) e ao teste de comparação de médias Tukey ( $p < 0,05$ ).

## 5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 5.1 Parâmetros fisiológicos

Em relação ao estado hídrico das plantas, observa-se nas Tabelas 2 e 3 que o  $CRA$  e  $\psi$  da folha foram afetados diretamente pelo déficit hídrico, pois foi possível identificar diferenças significativas entre os tratamentos com 100% e 20% para as duas variedades de cana de açúcar avaliadas no estudo. Também foi observada uma leve diferença entre doses, nos dois regimes hídricos. Houve também um decréscimo nos valores medidos de manhã se comparado com os medidos ao meio dia.

**Tabela 2** – Valores médios do potencial de água ( $-\Psi$ , MPa) na folha às 06:00 hs ( $-\Psi_M$ ) e às 12:00 hs ( $-\Psi_T$ ) e conteúdo relativo de água ( $CRA$ , %) na folha às 06:00 h ( $CRA_M$ ) e às 12:00 hs ( $CRA_T$ ), para a variedade RB867515 submetida a 100% e 20% de reposição de água evapotranspirada.

RB867515						
Tratamento	100%			20%		
Dose (L.ha <sup>-1</sup> )	0,0	0,5	1,0	0,0	0,5	1,0
$-\Psi_M$	0,60 Ba	0,62 Ba	0,78 Ba	2,50 Aa	1,90 Ab	1,76 Ab
$-\Psi_T$	1,16 Ba	0,98 Ba	1,04 Ba	3,32 Aa	3,12 Ab	3,14 Aab
$CRA_M$	80,93 Ab	85,85 Aa	82,59 Aab	63,82 Ba	61,72 Ba	64,56 Ba
$CRA_T$	74,33 Aab	72,37 Ab	76,44 Aa	53,00 Ba	52,10 Ba	51,23 Ba

Letras maiúsculas indicam diferença estatística entre os regimes hídricos (100% e 20%) dentro de cada dose do biorregulador; Letras minúsculas indicam diferença estatística entre doses (0,0; 0,5 e 1,0) dentro de cada regime hídrico. Teste de Tukey ( $p < 0,05$ ).

**Tabela 3** – Valores médios do potencial de água ( $-\Psi$ , MPa) na folha às 06:00 hs ( $-\Psi_M$ ) e às 12:00 hs ( $-\Psi_T$ ) e conteúdo relativo de água ( $CRA$ , %) na folha às 06:00 h ( $CRA_M$ ) e às 12:00 hs ( $CRA_T$ ), para a variedade SP81-3250 submetida a 100% e 20% de reposição de água evapotranspirada.

SP813250						
Tratamento	100%			20%		
Dose (L.ha <sup>-1</sup> )	0,0	0,5	1,0	0,0	0,5	1,0
$-\Psi_M$	0,64 Ba	0,76 Ba	0,50 Bb	2,06 Aab	2,16 Ab	1,76 Ab
$-\Psi_T$	1,18 Ba	1,06 Ba	0,98 Ba	3,38 Aa	3,34 Aa	3,12 Aa
$CRA_M$	78,80 Ab	81,50 Aab	83,46 Aa	62,58 Ba	63,36 Ba	63,60 Ba
$CRA_T$	72,23 Ab	75,85 Aa	71,55 Ab	50,91 Ba	52,81 Ba	52,69 Ba

Letras maiúsculas indicam diferença estatística entre os regimes hídricos (100% e 20%) dentro de cada dose do biorregulador; Letras minúsculas indicam diferença estatística entre doses (0,0; 0,5 e 1,0) dentro de cada regime hídrico. Teste de Tukey ( $p < 0,05$ ).

O CRA é um indicador de grande relevância quando se trata do estado hídrico das plantas em situações de deficiência hídrica, pois proporções maiores do conteúdo de água nas folhas possibilitam a conservação do metabolismo celular ao longo de eventos de estresse hídrico (JONES, 2007). Os resultados de *CRA* e  $\Psi$  corroboram com os encontrados por Graça et al. (2010) em uma pesquisa realizada com três cultivares de cana-de-açúcar, onde foi observado redução no CRA, quando as plantas estavam sob estresse hídrico.

Vieira et al. (2014) analisando indicadores morfofisiológicas em cana-de-açúcar sob diferentes laminas de irrigação verificou uma redução do potencial de água foliar na menor lamina de irrigação. Em cultivares de milho expostos ao estresse hídrico com diferentes níveis de água do solo, foram observadas reduções do conteúdo relativo de água das folhas (COSTA; PINHO; PARRY, 2008). Ennahli e Earl (2005) observaram uma relação de linearidade do conteúdo relativo de água (*CRA*) e potencial de água foliar em cultivares de algodão, quando colocadas sob regimes de restrição hídrica leve, moderado e severo.

Observando as Tabelas 4 e 5 notou-se que praticamente todos os parâmetros fotoquímicos analisados foram afetados pelo regime hídrico de 20%. Nas plantas que estavam sob déficit hídrico o tratamento com o biorregulador resultou em aumento significativo da taxa de transporte de elétrons (*ETR*). Independente da dose aplicada também ocorreu aumento na eficiência quântica potencial e efetiva do fotossistema II para a variedade RB867515.

Entretanto, a variedade SP81-3250 sob deficiência hídrica teve melhor resposta em todos os parâmetros fotoquímicos na dose de 1,0 L. ha<sup>-1</sup> do biorregulador.

**Tabela 4** – Valores médios da eficiência quântica potencial antemanhã/meio dia e eficiência quântica efetiva do FSII ( $F_v/F_m$ ,  $F_v/F_m12$ ,  $\Delta F/F_m'$  respectivamente), taxa de transporte de elétrons (ETR) para a variedade RB867515 submetida a 100% e 20% de reposição de água evapotranspirada.

RB867515						
Tratamento	100%			20%		
Dose (L.ha <sup>-1</sup> )	0,0	0,5	1,0	0,0	0,5	1,0
$F_v/F_m$	0,73 Ab	0,75 Aab	0,78 Aa	0,62 Ba	0,71 Ba	0,73 Ba
$\Delta F/F_m'$	0,78 Aa	0,81 Aa	0,81 Aa	0,52 Bb	0,71 Ba	0,75 Ba
$F_v/F_m12$	0,60 Aa	0,63 Aa	0,65 Aa	0,50 Bb	0,59 Aa	0,60 Aa
ETR	264,18 Aa	273,84 Aa	274,68 Aa	176,4 Bb	241,08 Ba	254,77 Ba

Letras maiúsculas indicam diferença estatística entre os regimes hídricos (100% e 20%) dentro de cada dose do biorregulador; Letras minúsculas indicam diferença estatística entre doses (0,0; 0,5 e 1,0) dentro de cada regime hídrico. Teste de Tukey ( $p < 0,05$ ).

**Tabela 5** – Valores médios da eficiência quântica potencial antemanhã/meio dia e eficiência quântica efetiva do FSII ( $F_v/F_m$ ,  $F_v/F_m12$ ,  $\Delta F/F_m'$  respectivamente), taxa de transporte de elétrons (ETR) para a variedade SP81-3250 submetida a 100% e 20% de reposição de água evapotranspirada.

SP813250						
Tratamento	100%			20%		
Dose (L.ha <sup>-1</sup> )	0,0	0,5	1,0	0,0	0,5	1,0
$F_v/F_m$	0,73 Ab	0,71 Ab	0,78 Aa	0,70 Bb	0,70 Ab	0,76 Aa
$\Delta F/F_m'$	0,81 Aa	0,73 Ab	0,83 Aa	0,56 Bc	0,62 Bb	0,75 Ba
$F_v/F_m12$	0,58 Aab	0,51 Ab	0,68 Aa	0,48 Ab	0,43 Ab	0,58 Aa
ETR	272,16 Aa	246,54 Ab	280,56 Aa	190,68 Bc	208,74 Bb	252,42 Ba

Letras maiúsculas indicam diferença estatística entre os regimes hídricos (100% e 20%) dentro de cada dose do biorregulador; Letras minúsculas indicam diferença estatística entre doses (0,0; 0,5 e 1,0) dentro de cada regime hídrico. Teste de Tukey ( $p < 0,05$ ).

Os efeitos causados pelo déficit hídrico na variável  $F_v/F_m$  neste trabalho são semelhantes àqueles apresentados por Silva, Jifon e Silva (2007) em quatro genótipos de cana-de-açúcar suscetíveis à seca, onde foi possível observar reduções significativas, tanto aos 45 como aos 90 dias após o início do déficit hídrico. Em um estudo com genótipos de milho, Cruz (2006) encontrou reduções na  $F_v/F_m$  superiores a 60% entre os tratamentos com conteúdo relativo de água na folha de 40%.

Gonçalves et al. (2010), avaliando cana de açúcar sob restrição hídrica em casa de vegetação, verificou reduções de 11,6%, em  $F_v/F_m$ , para a condição de restrição hídrica severa quando comparado ao controle. Da mesma maneira, O'Neill, Shanahan e Schepers (2006) obtiveram reduções de 7,8% em híbridos de milho submetidos à deficiência hídrica.

Esse comportamento foi observado em plantas de cana-de-açúcar submetidas ao estresse hídrico por redução dos níveis de água no solo, sendo verificadas quedas no rendimento quântico do fotossistema a partir do sexto dia de submissão ao estresse (MOLINARI et al., 2007).

Na literatura é possível encontrar resultados contraditórios para a eficiência quântica do fotossistema II ( $Fv/Fm$ ) em função da redução da disponibilidade hídrica do solo. Ghannoum et al. (2003), observaram que houve decréscimo na eficiência fotoquímica do PSII de quatro gramíneas C4, entretanto, essa diminuição não foi significativa, evidenciando portanto, que a eficiência fotoquímica do PSII não foi sensível ao déficit hídrico e o transporte de elétrons não foi alterado.

A eficiência fotoquímica é afetada com relativa significância somente em condições de estresse hídrico e os valores de  $Fv/Fm$  podem ser considerados bons indicadores para este tipo de estresse (SILVA; JIFON; SILVA, 2007). A eficiência quântica efetiva do fotossistema II ( $Fv'/Fm'$ ) é uma maneira de usar a fluorescência da clorofila *a*, para identificar as respostas das plantas a estresses ambientais. Esta medida pode estimar a eficiência do uso da luz pelo transporte de elétrons do fotossistema II (PSII).

A defasagem no transporte de elétrons no PSII aumenta a quantidade de prótons livres na membrana do tilacóide, resultando em um aumento do coeficiente de extinção não fotoquímico ( $NPQ$ ), que é detectado pela diminuição da razão  $Fv'/Fm'$ . A elevação do  $NPQ$  resulta na diminuição da excitação dos centros de reação no PSII e impede que os aceptores do PSII tornem-se muito reduzidos. A habilidade em manter os aceptores quinona parcialmente oxidados pode ser considerada essencial para a resistência de plantas ao estresse hídrico (BAKER; ROSENQVIST, 2004).

Diante dos parâmetros extraídos das análises de trocas gasosas, observou-se nas Tabelas 6 e 7, que o déficit hídrico causou a redução de todos os parâmetros fisiológicos para as duas variedades analisadas. Entretanto, a aplicação do biorregulador Stimulate atenuou os efeitos do déficit hídrico sobre os parâmetros fisiológicos quando as plantas estavam expostas ao déficit hídrico. Houve aumento nos valores de  $A_{max}$ ,  $V_{C_{max}}$ ,  $V_{p_{max}}$ ,  $G_s$  e na  $EUA$  nas plantas tratadas com Stimulate, quando comparadas às plantas que não receberam o tratamento com o biorregulador.

Concomitantemente a esses aumentos, verificou-se redução no  $P_{sat}$  e na  $Ls$ , esse padrão de resposta foi observado em ambas às variedades, destacando a dose 1,0 L.ha<sup>-1</sup> onde foram observadas as maiores respostas fotossintéticas. O tratamento com biorregulador também promoveu aumento dos processos fisiológicos das plantas controle, principalmente em  $A_{max}$ ,  $V_{cmax}$  e  $V_{pmax}$ .

**Tabela 6** – Valores médios do potencial fotossintético ( $A_{max}$ ), velocidade de carboxilação da enzima Rubisco ( $V_{cmax}$ ), velocidade de carboxilação da enzima PEP<sub>case</sub> ( $V_{pmax}$ ), ponto de saturação ao CO<sub>2</sub> ( $P_{sat}$ ), respiração no escuro (Rd), fotorrespiração (Pr), transpiração (E), condutância estomática (Gs), concentração interna de CO<sub>2</sub> (Ci), limitação estomática relativa da fotossíntese (Ls) e eficiência do uso da água (EUA) para a variedade RB867515 submetida a 100% e 20% de reposição de água evapotranspirada.

RB867515							
Tratamento	100%			20%			
	Dose (L.ha <sup>-1</sup> )	0,0	0,5	1,0	0,0	0,5	1,0
$A_{max}$		36,37 <sup>Ab</sup>	46,84 <sup>Aa</sup>	45,61 <sup>Aa</sup>	27,13 <sup>Bc</sup>	35,44 <sup>Bb</sup>	38,94 <sup>Ba</sup>
$V_{cmax}$		36,33 <sup>Ac</sup>	48,32 <sup>Aa</sup>	44,84 <sup>Ab</sup>	26,03 <sup>Bb</sup>	34,95 <sup>Ba</sup>	37,72 <sup>Ba</sup>
$V_{pmax}$		189,41 <sup>Aab</sup>	150,77 <sup>Bb</sup>	253,18 <sup>Aa</sup>	39,25 <sup>Bb</sup>	273,01 <sup>Aa</sup>	212,53 <sup>Aa</sup>
$P_{sat}$		454,24 <sup>Ba</sup>	138,33 <sup>Bb</sup>	101,21 <sup>Bb</sup>	617,23 <sup>Aa</sup>	455,42 <sup>Ab</sup>	318,12 <sup>Ac</sup>
Rd		0,36 <sup>Ac</sup>	0,47 <sup>Aa</sup>	0,43 <sup>Ab</sup>	0,26 <sup>Bb</sup>	0,34 <sup>Ba</sup>	0,37 <sup>Ba</sup>
Pr		0,20 <sup>Ab</sup>	0,51 <sup>Aa</sup>	0,19 <sup>Ab</sup>	0,25 <sup>Aa</sup>	0,21 <sup>Ba</sup>	0,22 <sup>Aa</sup>
E		3,56 <sup>Aa</sup>	4,24 <sup>Aa</sup>	4,32 <sup>Aa</sup>	2,82 <sup>Ba</sup>	3,02 <sup>Ba</sup>	3,22 <sup>Ba</sup>
Gs		111,80 <sup>Ab</sup>	128,88 <sup>Aab</sup>	167,75 <sup>Aa</sup>	92,75 <sup>Ab</sup>	118,09 <sup>Ab</sup>	174,80 <sup>Aa</sup>
Ci		118,00 <sup>Aa</sup>	144,89 <sup>Aa</sup>	84,09 <sup>Bb</sup>	115,00 <sup>Aa</sup>	103,33 <sup>Ba</sup>	120,03 <sup>Aa</sup>
Ls		57,59 <sup>Ba</sup>	56,23 <sup>Aa</sup>	52,05 <sup>Aa</sup>	108,09 <sup>Aa</sup>	70,40 <sup>Ab</sup>	43,60 <sup>Ab</sup>
EUA		10,25 <sup>Aa</sup>	11,57 <sup>Aa</sup>	10,60 <sup>Aa</sup>	9,74 <sup>Ab</sup>	12,46 <sup>Aab</sup>	12,67 <sup>Aa</sup>

Letras maiúsculas indicam diferença estatística entre os regimes hídricos (100% e 20%) dentro de cada dose do biorregulador; Letras minúsculas indicam diferença estatística entre doses (0,0; 0,5 e 1,0) dentro de cada regime hídrico. Teste de Tukey ( $p < 0,05$ ).

Nas plantas controle da variedade RB867515 tratadas com o biorregulador Stimulate foi possível observar um aumento médio de 26,5%, 28,0 % e 33,6% nos parâmetros  $A_{max}$ ,  $V_{c_{max}}$ ,  $V_{p_{max}}$  respectivamente, os quais estão correlacionados ao aumento de 50% na condutância estomática ( $G_s$ ) e na redução (73%) significativa do  $P_{sat}$ . Os resultados observados para a variedade SP81-3250 foram similares a cultivar RB867515. Houve aumento e redução dos mesmos parâmetros fisiológicos, como também, observou-se o efeito positivo do biorregulador sobre os parâmetros fisiológicos da cana-de-açúcar em condições normais de hidratação.

**Tabela 7** – Valores médios do potencial fotossintético ( $A_{max}$ ), velocidade de carboxilação da enzima Rubisco ( $V_{c_{max}}$ ), velocidade de carboxilação da enzima PEP<sub>case</sub> ( $V_{p_{max}}$ ), ponto de saturação ao CO<sub>2</sub> ( $P_{sat}$ ), respiração no escuro (Rd), fotorrespiração (Pr), transpiração (E), condutância estomática ( $G_s$ ), concentração interna de CO<sub>2</sub> (Ci), limitação estomática relativa da fotossíntese (Ls) e eficiência do uso da água (EUA) para a variedade SP81-3250 submetida a 100% e 20% de reposição de água evapotranspirada.

<b>SP813250</b>						
<b>Tratamento</b>	<b>100%</b>			<b>20%</b>		
<b>Dose (L.ha<sup>-1</sup>)</b>	<b>0,0</b>	<b>0,5</b>	<b>1,0</b>	<b>0,0</b>	<b>0,5</b>	<b>1,0</b>
$A_{max}$	35,33 <sup>Ab</sup>	33,63 <sup>Aab</sup>	38,28 <sup>Aa</sup>	21,03 <sup>Bb</sup>	23,67 <sup>Bb</sup>	31,27 <sup>Ba</sup>
$V_{c_{max}}$	33,07 <sup>Ab</sup>	32,18 <sup>Ab</sup>	37,59 <sup>Aa</sup>	24,16 <sup>Bb</sup>	23,83 <sup>Bb</sup>	32,67 <sup>Ba</sup>
$V_{p_{max}}$	166,25 <sup>Ac</sup>	219,32 <sup>Ab</sup>	307,29 <sup>Aa</sup>	50,36 <sup>Ab</sup>	176,82 <sup>Aa</sup>	208,45 <sup>Ba</sup>
$P_{sat}$	466,77 <sup>Ba</sup>	439,59 <sup>Ba</sup>	268,47 <sup>Ab</sup>	667,33 <sup>Aa</sup>	641,90 <sup>Aa</sup>	242,07 <sup>Ab</sup>
Rd	0,347 <sup>Aa</sup>	0,325 <sup>Aa</sup>	0,35 <sup>Aa</sup>	0,29 <sup>Bb</sup>	0,24 <sup>Bab</sup>	0,32 <sup>Ba</sup>
Pr	0,33 <sup>Aa</sup>	0,36 <sup>Aa</sup>	0,19 <sup>Aa</sup>	0,56 <sup>Aa</sup>	0,45 <sup>Aa</sup>	0,45 <sup>Aa</sup>
E	4,13 <sup>Aa</sup>	4,11 <sup>Aa</sup>	4,6 <sup>Aa</sup>	2,47 <sup>Bb</sup>	3,94 <sup>Aa</sup>	2,50 <sup>Bb</sup>
$G_s$	153,2 <sup>Aa</sup>	147,42 <sup>Aa</sup>	165,28 <sup>Aa</sup>	87,37 <sup>Bb</sup>	119,44 <sup>Bb</sup>	179,90 <sup>Ba</sup>
Ci	86,95 <sup>Ba</sup>	122,58 <sup>Aa</sup>	97,89 <sup>Aa</sup>	151,12 <sup>Aa</sup>	145,25 <sup>Aa</sup>	133,34 <sup>Aa</sup>
Ls	97,31 <sup>Ba</sup>	91,62 <sup>Ba</sup>	32,81 <sup>Ab</sup>	159,54 <sup>Aa</sup>	136,71 <sup>Aa</sup>	43,69 <sup>Ab</sup>
EUA	8,87 <sup>Aa</sup>	8,28 <sup>Aa</sup>	8,50 <sup>Ba</sup>	8,63 <sup>Ab</sup>	6,53 <sup>Bc</sup>	12,63 <sup>Aa</sup>

Letras maiúsculas indicam diferença estatística entre os regimes hídricos (100% e 20%) dentro de cada dose do biorregulador; Letras minúsculas indicam diferença estatística entre doses (0,0; 0,5 e 1,0) dentro de cada regime hídrico. Teste de Tukey ( $p < 0,05$ ).

Em relação às plantas das duas variedades quando submetidas à deficiência hídrica severa, foi observado redução em todos os parâmetros fisiológicos, corroborando com os resultados observados por Machado et al. (2009) na cultura da cana-de-açúcar, onde o déficit hídrico reduziu a transpiração, a condutância estomática e a fotossíntese das plantas em diferentes estádios fenológicos.

O declínio na condutância estomática ( $G_s$ ) no início do estresse hídrico tem efeito protetor, pois a planta reduz a perda de água para atmosfera, mantendo assim seu estado hídrico em condições adequadas, como também, ocorre aumento na eficiência do uso da água ( $EUA$ ) (CHAVES et al., 2007). A limitação fotossintética ocasionada pelo fechamento estomático em situação de estresse hídrico é um assunto que causa controvérsias (CHAVES, 1991; PIMENTEL, 2004).

Alguns autores relataram que a redução das taxas fotossintéticas está relacionada com o fechamento estomático e conseqüentemente com a menor difusão de  $CO_2$  na folha, gerando menor disponibilidade deste substrato para a enzima Rubisco. Outros, no entanto, relacionam problemas metabólicos e enzimáticos como maior motivo para a limitação fotossintética (CORNIC, 2000; CHAVES et al., 2002)

Galmés, Medrona e Flexas (2007) propuseram que em plantas que estão sob estresse hídrico moderado, a limitação bioquímica da fotossíntese pode ser desconsiderada em grande parte das espécies e o fator que gera restrição na fotossíntese é a redução na condutância estomática e na condutância interna do mesófilo ( $G_m$ ).

Em algumas circunstâncias, a fotossíntese é controlada em maior parte bioquimicamente. Há um declínio na atividade de inúmeras enzimas do ciclo de Calvin. Esta implicação sugere um mecanismo de ajuste negativo entre um menor conteúdo de  $CO_2$  disponível e todo o mecanismo de fotossíntese (YORDANOV; VELIKOVA; TSONEV, 2003).

A diminuição da atividade da enzima Rubisco em situações de déficit hídrico (devido à sua baixa quantidade e redução do seu estado ativado) está intimamente relacionada com a diminuição da condutância estomática ( $G_s$ ), mas não se conhece claramente como acontece essa regulação. A diminuição tem relação com a velocidade de imposição do estresse hídrico, nível e tempo de duração do

evento, além disso, ocorre existe diferença de resposta para cada espécie (FLEXAS et al., 2006).

No presente estudo houve redução da  $G_s$  nas plantas sob déficit hídrico, porém, o tratamento com o biorregulador proporcionou a cultivar RB867515 um aumento em  $A_{max}$  de 30% na dose 0,5 L.ha<sup>-1</sup> e de 43% na dose 1,0 L.ha<sup>-1</sup>, já os parâmetros de carboxilação das enzimas Rubisco e PEPcase, tiveram aumento médio de 39,0 e de 518%, respectivamente. Esta alta taxa de carboxilação da PEPcase contribuiu para o aumento na  $A_{max}$ . O tratamento com o biorregulador reduziu a limitação estomática das plantas sob déficit hídrico, como também reduziu o ponto de saturação da fotossíntese ao CO<sub>2</sub> ( $P_{sat}$ ), que teve redução de 26,2 e 48,4% nas doses de 0,5 e 1,0 L.ha<sup>-1</sup>, respectivamente. Isso, provavelmente, causou um aumento na eficiência do uso da água ( $EUA$ ), que foi 30% maior em relação às plantas controle.

Na variedade SP81-3250 sob déficit hídrico observou-se aumentos expressivos em função da aplicação de Stimulate, ocorrendo acréscimos de 48,6% ( $A_{max}$ ), 35,2% ( $V_{cmax}$ ), 282% ( $V_{pmax}$ ) e redução em 63,7% do ponto de saturação de CO<sub>2</sub>, seguidos de uma redução de 72% na limitação estomática. Portanto, a aplicação do biorregulador aumentou a eficiência do uso da água em 46,3% nas plantas sob déficit hídrico.

O sistema radicular atua como um sensor primário identificando uma redução da disponibilidade hídrica no solo. A redução da água do solo aumenta a síntese de ABA nas raízes, como também a diminuição da síntese de citocininas e outros hormônios, e ainda reduz a eficiência do metabolismo de nitrogênio. Todos esses produtos sintetizados na raiz são transportados para a parte aérea, via xilema, onde promoverão mudanças no metabolismo, mesmo sem ter acontecido variação no teor de água das folhas (DAVIES; MANSFIELD; HETERING, 1990).

Os sinais gerados pela raiz durante uma redução de água no solo, não apenas influenciam as respostas estomáticas e conseqüentemente redução no ganho de carbono, mas também, dependendo da duração da ocorrência, podem afetar a formação de folhas, expansão foliar e outros processos de desenvolvimento e crescimento (DAVIES; ZHANG, 1991).

O fato da condutância estomática ter aumentado em condições de déficit hídrico sob tratamento do biorregulador, pode ser explicado pela alteração no balanço dos hormônios vegetais que estão relacionados com a comunicação raiz-

parte aérea, como auxinas e citocininas, ocasionando um efeito reverso no fechamento estomático, causado pela síntese de ABA na raiz (SALISBURY; ROSS, 1994; VYSOTSKAYA et al., 2001; DAVIES, 2004). Tais hormônios estão contidos em sua forma sintética na composição do biorregulador Stimulate®.

A citocinina é um hormônio vegetal produzido e utilizado em diversas funções no metabolismo das plantas e atua diretamente em processos de síntese da clorofila e síntese da enzima Rubisco (ribulose bifostato carboxilase/oxigenase), que é a “porta” de entrada na catalisação do CO<sub>2</sub> intracelular (HUTCHISON; KIEBER, 2002).

Yordanov et al. (2000) relatou uma redução na atividade da Rubisco em condições de estresse hídrico acarretando uma diminuição na taxa de assimilação de CO<sub>2</sub>. Em diversas condições de estresse (déficit hídrico, alta/baixa temperatura, falta ou excesso de luz, desequilíbrio hormonal, entre outros) é comum que o conteúdo da enzima Rubisco diminua em várias espécies, e essa redução pode atingir 50%, gerando uma limitação fotossintética (CHERNYAD'EV, 2005; CHERNYAD'EV; MONAKHOVA, 1998; VAPAAVUORI, 1986).

Estudos realizados por Chernyad'ev (1994) em cultivares de beterraba sob estresse hídrico, luminosidade reduzida e desequilíbrio hormonal, mostraram que a atividade de carboxilação da Rubisco decaiu nas plantas que estavam sob estresse, no entanto algumas plantas que estavam neste tratamento e receberam aplicação de citocininas a redução na carboxilação foi menor. Isto torna evidente que este hormônio possui um papel direto na proteção do aparato fotossintético.

Kusnetsov et al. (1998), Kulaeva et al. (2000; 2002) e Chernyad'ev e Monakhova (2003) observaram que as citocininas atuam na indução da síntese de proteínas ligadas ao transporte de elétrons no fotossistema, na síntese dos pigmentos existentes no complexo antena e principalmente está envolvida na síntese da enzima Rubisco. Os fitohormônios desempenham uma função notável na regulação de genes que codificam algumas enzimas de síntese de pigmentos (KUSNETSOV et al., 1994).

A aplicação de diferentes citocininas (BAP, cinetina, thidiazuron, kartolin-2, kartolin-4) em diversas culturas agrícolas, atenuou os efeitos de condições estressantes, proporcionando uma estabilidade maior na atividade das enzimas da via de carboxilação (KOZLOVSKIKH; CHERNYAD'EV, 1987; CHERNYAD'EV; MONAKHOVA, 2003). Um dos efeitos do estresse nas plantas é a

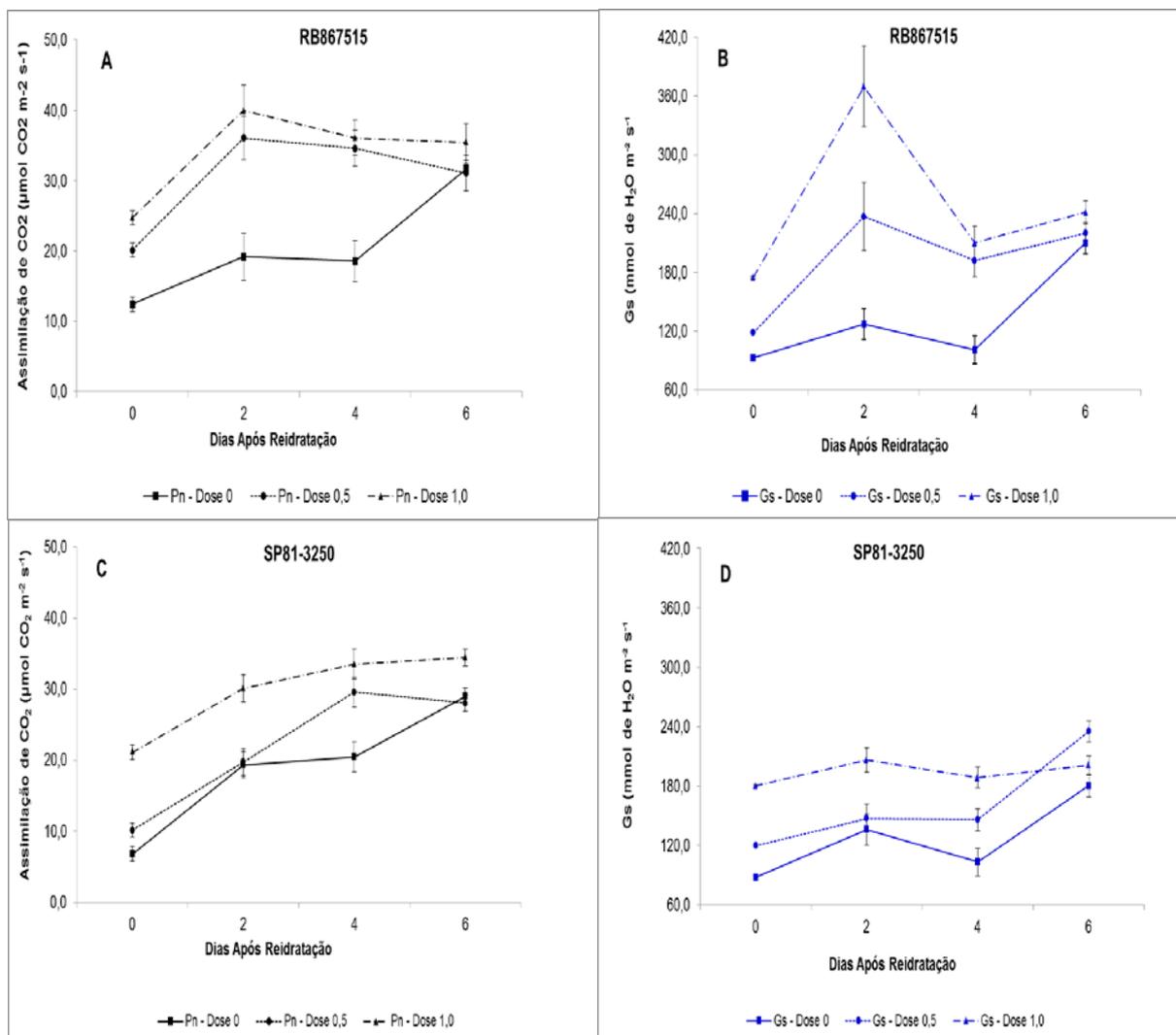
degradação da estrutura do cloroplasto; sendo que as citocininas garantem tolerância ao estresse por inibir a degradação dessa organelas (MYTINOVA; HAISEL; WILHELMOVA, 2006; HAISEL et al., 2006).

Os efeitos desses das citocininas são bastante complexos, atuando na regulação quantitativa e qualitativa de proteínas, enzimas (entre elas a Rubisco), pigmentos fotossintéticos, complexos proteína-pigmento, atividades dos fotossistemas e reações da via de fixação de carbono. Desta maneira, as citocininas podem conferir uma proteção à maquinaria fotossintética das plantas, no entanto esse mecanismo ainda é pouco compreendido, não existindo uma relação única que explique esta ação protetora (CHERNYAD'EV, 2005).

Após dois dias da reidratação das plantas, observou-se um nítido aumento da assimilação de CO<sub>2</sub> e da condutância estomática nas plantas tratadas com Stimulate na variedade RB867515 (Figura 3). A maior dose de Stimulate promoveu a recuperação fotossintética mais rápida das plantas, quando comparado às demais doses estudadas na cultivar RB867516. Em relação a cultivar SP81-3250 observou-se que a dose de 1,0 L.ha<sup>-1</sup> aumentou a assimilação de CO<sub>2</sub> aos dois, quatro e seis dias após reidratação, não sendo observada alteração significativa na condutância estomática nesta dose. Já nas doses de 0 e 0,5 L.ha<sup>-1</sup>, a recuperação da assimilação de CO<sub>2</sub> foi mais lenta do que a maior dose do biorregulador (Figura 3).

Independente da cultivar estudada foi observado que as plantas tratadas com o biorregulador Stimulate, apresentaram recuperação mais rápida do que as plantas não tratadas, que só se recuperaram aos seis dias de reidratação.

**Figura 3** – Valores médios de assimilação líquida de CO<sub>2</sub> ( $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ) (A) e (C), e condutância estomática ( $\text{mmol de H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ) (B) e (D) avaliadas nas plantas que se desenvolveram sob restrição hídrica (20%) após sua reidratação, para as variedades RB867515 e SP81-3250.



Fonte: o autor.

## 5.2 Parâmetros biométricos e biomassa

Pode-se observar nas Tabelas 8 e 9 que todos os parâmetros biométricos da cana-de-açúcar avaliados neste estudo foram reduzidos significativamente em condições de déficit hídrico. Na primeira semana (início do déficit hídrico), não foi possível identificar diferença significativa entre os tratamentos de regime hídrico, mesmo com o conteúdo de água no solo já tendo diminuído. Em relação às doses de Stimulate<sup>®</sup> aplicadas na variedade RB867515, foi possível verificar aos 20 DAT que as plantas que receberam aplicação do produto

(independente do regime hídrico) tiveram aumento na altura e número de folhas verdes.

Observando os valores da Tabela 8, verificou-se aos 40 DAT aumento de todos os parâmetros biométricos (altura, diâmetro, número de folhas verdes e número de perfilhos), quando houve aplicação de Stimulate® independente da dose aplicada. As plantas controle (hidratadas) também apresentaram aumento significativo na Altura, Diâmetro e Número de Folhas Verdes, porém, nestas condições só foi observado diferença na dose de  $1,0 \text{ L.ha}^{-1}$ .

Na Tabela 9 estão apresentados todos os parâmetros biométricos da cultivar SP81-3250. Aos 20 dias de imposição do déficit hídrico pode-se identificar aumento nas variáveis de Altura e Número de Folhas Verdes, nas plantas que receberam a aplicação de  $1,0 \text{ L.ha}^{-1}$  do produto. Esses aumentos pontuais são observados com 20 dias após o déficit hídrico. Com base nos dados de 40 dias após o déficit é possível observar um efeito positivo e significativo da dose de  $1,0 \text{ L.ha}^{-1}$  em todos os parâmetros avaliados, e mesmo com regimes hídricos diferentes o efeito da dose é observado de forma análoga.

**Tabela 8** – Valores médios dos parâmetros biométricos altura, diâmetro, número de folhas verdes e número de perfilhos para a variedade RB867515 submetida a 100% e 20% de reposição de água evapotranspirada.

RB867515						
Tratamento	100%			20%		
Dose (L.ha <sup>-1</sup> )	0,0	0,5	1,0	0,0	0,5	1,0
<b>Início do déficit hídrico</b>						
<i>Altura (cm)</i>	21,37 <sup>Aa</sup>	21,25 <sup>Aa</sup>	23,06 <sup>Aa</sup>	20,68 <sup>Aa</sup>	22,687 <sup>Aa</sup>	22,68 <sup>Aa</sup>
<i>Diâmetro (mm)</i>	13,36 <sup>Aa</sup>	12,13 <sup>Aa</sup>	11,71 <sup>Aa</sup>	13,25 <sup>Aa</sup>	12,21 <sup>Aa</sup>	12,11 <sup>Aa</sup>
<i>Folhas Verdes</i>	4,75 <sup>Aa</sup>	4,62 <sup>Aa</sup>	5,25 <sup>Aa</sup>	4,00 <sup>Aa</sup>	5,00 <sup>Aa</sup>	4,75 <sup>Aa</sup>
<i>Perfilhos (nº)</i>	1,62 <sup>Ba</sup>	1,87 <sup>Aa</sup>	1,25 <sup>Aa</sup>	4,75 <sup>Aa</sup>	2,75 <sup>Ab</sup>	1,37 <sup>Ab</sup>
<b>20 dias após déficit hídrico</b>						
<i>Altura (cm)</i>	24,31 <sup>Ab</sup>	24,47 <sup>Aa</sup>	26,23 <sup>Aa</sup>	21,42 <sup>Bb</sup>	23,62 <sup>Aa</sup>	24,30 <sup>Ba</sup>
<i>Diâmetro (mm)</i>	14,86 <sup>Aa</sup>	14,83 <sup>Aa</sup>	14,67 <sup>Aa</sup>	13,52 <sup>Ba</sup>	13,07 <sup>Ba</sup>	13,42 <sup>Aa</sup>
<i>Folhas Verdes</i>	5,25 <sup>Aab</sup>	5,12 <sup>Ab</sup>	5,87 <sup>Aa</sup>	3,75 <sup>Bb</sup>	5,00 <sup>Aa</sup>	4,37 <sup>Bab</sup>
<i>Perfilhos (nº)</i>	3,00 <sup>Ba</sup>	3,75 <sup>Aa</sup>	3,12 <sup>Aa</sup>	4,75 <sup>Aa</sup>	3,12 <sup>Ab</sup>	2,50 <sup>Ab</sup>
<b>40 dias após o déficit hídrico</b>						
<i>Altura (cm)</i>	78,25 <sup>Ab</sup>	79,12 <sup>Ab</sup>	96,62 <sup>Aa</sup>	44,5 <sup>Bc</sup>	57,00 <sup>Bb</sup>	64,37 <sup>Ba</sup>
<i>Diâmetro (mm)</i>	22,86 <sup>Ac</sup>	25,2 <sup>Ab</sup>	27,73 <sup>Aa</sup>	18,68 <sup>Bb</sup>	21,18 <sup>Ba</sup>	22,36 <sup>Ba</sup>
<i>Folhas Verdes</i>	5,62 <sup>Ab</sup>	8,12 <sup>Aa</sup>	8,50 <sup>Aa</sup>	4,12 <sup>Bb</sup>	5,87 <sup>Ba</sup>	6,25 <sup>Ba</sup>
<i>Perfilhos (nº)</i>	8,37 <sup>Aa</sup>	8,37 <sup>Aa</sup>	9,12 <sup>Ba</sup>	4,75 <sup>Bc</sup>	6,37 <sup>Bb</sup>	10,00 <sup>Aa</sup>

Letras maiúsculas indicam diferença estatística entre os regimes hídricos (100% e 20%) dentro de cada dose do biorregulador; Letras minúsculas indicam diferença estatística entre doses (0,0; 0,5 e 1,0) dentro de cada regime hídrico. Teste de Tukey ( $p < 0,05$ ).

**Tabela 9** – Valores médios dos parâmetros biométricos altura, diâmetro, número de folhas verdes e número de perfilhos para a variedade SP81-3250 submetida a 100% e 20% de reposição de água evapotranspirada.

SP813250						
Tratamento Dose (L.ha <sup>-1</sup> )	100%			20%		
	0,0	0,5	1,0	0,0	0,5	1,0
<b>Início do déficit hídrico</b>						
<i>Altura (cm)</i>	19,00 <sup>Aa</sup>	18,06 <sup>Aa</sup>	19,43 <sup>Aa</sup>	16,68 <sup>Bb</sup>	18,18 <sup>Aab</sup>	20,25 <sup>Aa</sup>
<i>Diâmetro (mm)</i>	12,40 <sup>Aa</sup>	12,01 <sup>Aa</sup>	11,04 <sup>Aa</sup>	12,88 <sup>Aa</sup>	11,13 <sup>Aa</sup>	11,70 <sup>Aa</sup>
<i>Folhas Verdes</i>	4,87 <sup>Aa</sup>	4,62 <sup>Aa</sup>	4,37 <sup>Aa</sup>	5,12 <sup>Aa</sup>	4,62 <sup>Aa</sup>	4,87 <sup>Aa</sup>
<i>Perfilhos (nº)</i>	2,62 <sup>Aa</sup>	3,12 <sup>Aa</sup>	2,87 <sup>Aa</sup>	3,00 <sup>Aa</sup>	3,00 <sup>Aa</sup>	3,87 <sup>Aa</sup>
<b>20 dias após déficit hídrico</b>						
<i>Altura (cm)</i>	21,42 <sup>Ab</sup>	20,00 <sup>Ab</sup>	23,01 <sup>Aa</sup>	17,31 <sup>Bb</sup>	18,67 <sup>Bb</sup>	21,23 <sup>Ba</sup>
<i>Diâmetro (mm)</i>	14,03 <sup>Aa</sup>	13,48 <sup>Aa</sup>	13,50 <sup>Aa</sup>	13,06 <sup>Aa</sup>	11,63 <sup>Bb</sup>	12,57 <sup>Aab</sup>
<i>Folhas Verdes</i>	5,37 <sup>Ab</sup>	4,87 <sup>Ab</sup>	6,25 <sup>Aa</sup>	4,75 <sup>Ba</sup>	4,00 <sup>Bb</sup>	4,87 <sup>Ba</sup>
<i>Perfilhos (nº)</i>	5,00 <sup>Ab</sup>	5,37 <sup>Ab</sup>	7,37 <sup>Aa</sup>	3,75 <sup>Ba</sup>	3,62 <sup>Ba</sup>	4,75 <sup>Ba</sup>
<b>40 dias após o déficit hídrico</b>						
<i>Altura (cm)</i>	70,87 <sup>Ab</sup>	67,50 <sup>Ab</sup>	79,75 <sup>Aa</sup>	43,62 <sup>Bb</sup>	44,87 <sup>Bb</sup>	59,12 <sup>Ba</sup>
<i>Diâmetro (mm)</i>	23,23 <sup>Ab</sup>	23,00 <sup>Ab</sup>	26,15 <sup>Aa</sup>	17,88 <sup>Bb</sup>	19,17 <sup>Bb</sup>	23,22 <sup>Ba</sup>
<i>Folhas Verdes</i>	6,00 <sup>Ab</sup>	6,37 <sup>Ab</sup>	9,00 <sup>Aa</sup>	4,50 <sup>Bb</sup>	4,75 <sup>Bb</sup>	6,50 <sup>Ba</sup>
<i>Perfilhos (nº)</i>	10,37 <sup>Ab</sup>	10,37 <sup>Ab</sup>	15,75 <sup>Aa</sup>	6,75 <sup>Bc</sup>	8,00 <sup>Bb</sup>	10,00 <sup>Ba</sup>

Letras maiúsculas indicam diferença estatística entre os regimes hídricos (100% e 20%) dentro de cada dose do biorregulador; Letras minúsculas indicam diferença estatística entre doses (0,0; 0,5 e 1,0) dentro de cada regime hídrico. Teste de Tukey ( $p < 0,05$ ).

Em condições de déficit hídrico, parâmetros biométricos como a altura, diâmetro, número de folhas e massa/número dos colmos, bem como a produtividade como um todo da cana-de-açúcar, são afetados diretamente (INMAN-BAMBER; SMITH, 2005; SILVA et al., 2008; INMAM-BAMBER et al., 2008).

Dantas Neto et al. (2006), em um estudo com lâminas de irrigação e Gava et al. (2011) avaliando um sistema de irrigação por gotejamento na cultura da cana-de-açúcar, observaram que a irrigação influenciou significativamente os parâmetros de crescimento e produtividade da cana-de-açúcar.

Estudos na avaliação do desenvolvimento e produtividade de cultivares de cana-de-açúcar onde ocorreram eventos de limitação hídrica destacam reduções nas taxas de crescimento das cultivares testadas (ALMEIDA et al., 2008). Estes resultados também são corroborados por Barbosa (2012), que observou redução no rendimento de colmos e área foliar em um estudo avaliando a eficiência de conversão de energia luminosa em fito-energia na cultura da cana-de-açúcar submetida ao estresse hídrico.

Smit e Singels (2006) identificaram em diferentes genótipos de cana-de-açúcar sob condições de estresse hídrico, reduções no aparecimento de novas folhas e consequentes aumentos simultâneos de senescência foliar, o que ocasionou uma diminuição do número de folhas verdes. Vários estudos têm demonstrado que a redução do crescimento, em resposta a um déficit de hídrico, está associado com uma resposta negativa na troca de gases da folha (SATO et al. 2010).

Como visto nas tabelas 8 e 9 o efeito do biorregulador foi mais evidente aos 40 DAT, houve aumento em todos os parâmetros de crescimento e desenvolvimento, com diferença significativa na altura das plantas e no número de perfilhos das duas cultivares, que foi 44% maior na cultivar RB867515 e 35,0% maior na cultivar SP81-3250.

Silva, Cato e Costa (2010) avaliando o efeito de bioestimulantes adjunto ou não a fertilizantes foliares relataram que os genótipos avaliados apresentaram respostas diferentes diante dos produtos aplicados. No entanto houve um aumento na produtividade de colmos em soqueira, independente do genótipo quando empregado o uso de Stimulate®.

Em contraste a essas respostas Kimura e Beauclair (2009), em testes realizados com bioestimulantes distintos aplicados em contato com as gemas nos sulcos de plantio, não encontraram resultados significativos em avaliações do perfilhamento da cana-de-açúcar.

Resultados similares foram mencionados por Sousa e Korndörfer (2010) que não observaram efeitos significativos de bioestimulantes sobre a produtividade final de uma determinada cultivar.

Como pode ser visto nas Tabelas 10 e 11 houve efeito direto do déficit hídrico em todos os parâmetros de biomassa avaliados, gerando redução na produção de biomassa das duas cultivares estudadas. Os dados referentes à variedade RB867515 apresentados na Tabela 10 evidenciaram efeito positivo da aplicação do Stimulate® em ambos os regimes hídricos e para as duas doses estudadas.

Porém, dentro do regime hídrico de 20% observou-se diferença significativa entre as doses para os parâmetros de *MSF*, *MSC*, *MST* e *AFT* que ocorrendo maiores valores na dose de 1,0 L.ha<sup>-1</sup>. No regime hídrico de 100% observou-se efeito similar do regime hídrico de 20%, onde a maior dose aumentou os parâmetros biométricos das plantas (*MSC*, *MST*, *R/PA* e *AFT*).

Observou-se na Tabela 11 que o déficit hídrico teve grande impacto na produção de biomassa da cultivar SP81-3250. Todavia, observaram-se efeitos positivos do biorregulador na produção de biomassa das plantas em ambos os regimes hídricos.

**Tabela 10** – Valores médios de massa seca foliar (*MSF*), massa seca de raiz (*MSR*), massa seca do colmo (*MSC*), massa fresca do colmo (*MFC*), massa seca total (*MST*), relação raiz parte aérea (*R/PA*) e área foliar total para a variedade RB867515 submetida a 100% e 20% de reposição de água evapotranspirada.

RB867515							
Tratamento	100%			20%			
	Dose (L.ha <sup>-1</sup> )	0,0	0,5	1,0	0,0	0,5	1,0
<i>MSF</i> (g)		51,19 <sup>Ab</sup>	58,62 <sup>Aa</sup>	57,41 <sup>Aa</sup>	28,69 <sup>Bc</sup>	35,35 <sup>Bb</sup>	42,41 <sup>Ba</sup>
<i>MSR</i> (g)		55,65 <sup>Ab</sup>	81,57 <sup>Aa</sup>	85,08 <sup>Aa</sup>	38,85 <sup>Bb</sup>	69,58 <sup>Ba</sup>	70,85 <sup>Ba</sup>
<i>MSC</i> (g)		23,77 <sup>Ab</sup>	25,62 <sup>Ab</sup>	32,34 <sup>Aa</sup>	16,61 <sup>Bab</sup>	16,08 <sup>Bb</sup>	19,50 <sup>Ba</sup>
<i>MFC</i> (g)		51,08 <sup>Ab</sup>	56,66 <sup>Aa</sup>	57,02 <sup>Aa</sup>	24,46 <sup>Bb</sup>	44,62 <sup>Ba</sup>	46,43 <sup>Ba</sup>
<i>MST</i> (g)		130,50 <sup>Ac</sup>	166,00 <sup>Ab</sup>	174,62 <sup>Aa</sup>	84,12 <sup>Bc</sup>	121,25 <sup>Bb</sup>	132,75 <sup>Ba</sup>
<i>R/PA</i> (g)		0,74 <sup>Bb</sup>	0,96 <sup>Ba</sup>	0,94 <sup>Ba</sup>	0,86 <sup>Ac</sup>	1,35 <sup>Aa</sup>	1,14 <sup>Ab</sup>
<i>AFT</i> (cm <sup>2</sup> )		1833,62 <sup>Ac</sup>	2212,50 <sup>Ab</sup>	2464,00 <sup>Aa</sup>	920,62 <sup>Bc</sup>	1493,25 <sup>Bb</sup>	1810,50 <sup>Ba</sup>

Letras maiúsculas indicam diferença estatística entre os regimes hídricos (100% e 20%) dentro de cada dose do biorregulador; Letras minúsculas indicam diferença estatística entre doses (0,0; 0,5 e 1,0) dentro de cada regime hídrico. Teste de Tukey (p<0,05).

**Tabela 11** – Valores médios de massa seca foliar (MSF), massa seca de raiz (MSR), massa seca do colmo (MSC), massa fresca do colmo (MFC), massa seca total (MST), relação raiz parte aérea (R/PA) e área foliar total para a variedade SP81-3250 submetida a 100% e 20% de reposição de água evapotranspirada.

SP813250							
Tratamento	100%			20%			
	Dose (L.ha <sup>-1</sup> )	0,0	0,5	1,0	0,0	0,5	1,0
MSF (g)		45,78 <sup>Aa</sup>	33,87 <sup>Ab</sup>	49,22 <sup>Aa</sup>	22,97 <sup>Bc</sup>	30,61 <sup>Bb</sup>	36,91 <sup>Ba</sup>
MSR (g)		65,61 <sup>Ab</sup>	67,78 <sup>Ab</sup>	104,30 <sup>Aa</sup>	41,82 <sup>Bc</sup>	59,82 <sup>Bb</sup>	79,75 <sup>Ba</sup>
MSC (g)		17,34 <sup>Ab</sup>	16,16 <sup>Ab</sup>	21,86 <sup>Aa</sup>	11,28 <sup>Bb</sup>	14,62 <sup>Aa</sup>	16,77 <sup>Ba</sup>
MFC (g)		61,63 <sup>Ab</sup>	80,84 <sup>Ab</sup>	85,92 <sup>Ab</sup>	36,30 <sup>Bb</sup>	63,74 <sup>Ba</sup>	67,40 <sup>Ba</sup>
MST (g)		128,74 <sup>Ab</sup>	117,82 <sup>Ac</sup>	175,40 <sup>Aa</sup>	76,07 <sup>Bc</sup>	105,07 <sup>Bb</sup>	133,44 <sup>Ba</sup>
R/PA (g)		1,04 <sup>Bb</sup>	1,35 <sup>Aa</sup>	1,47 <sup>Aa</sup>	1,23 <sup>Ab</sup>	1,32 <sup>Ab</sup>	1,49 <sup>Aa</sup>
AFT (cm <sup>2</sup> )		1731,75 <sup>Aa</sup>	1488,62 <sup>Ab</sup>	1583,87 <sup>Aab</sup>	916,00 <sup>Bb</sup>	1106,00 <sup>Bb</sup>	1426,25 <sup>Aa</sup>

Letras maiúsculas indicam diferença estatística entre os regimes hídricos (100% e 20%) dentro de cada dose do biorregulador; Letras minúsculas indicam diferença estatística entre doses (0,0; 0,5 e 1,0) dentro de cada regime hídrico. Teste de Tukey ( $p < 0,05$ ).

As maiores reduções em biomassa na cana-de-açúcar em função da redução na disponibilidade hídrica ocorrem quando as plantas estão em fase de acentuado crescimento e alongamento de colmos, gerando prejuízo na produtividade final (INMAN-BAMBER; SMITH, 2005). No entanto, também existe uma exigência hídrica elevada nesta cultura na fase que compreende os 60 a 150 dias após o plantio, que é quando ocorre o rápido crescimento e desenvolvimento dos perfilhos (RAMESH; MAHADEVASWAMY, 2000).

Em geral, as plantas conseguem manter o crescimento e o desenvolvimento das raízes em condições de déficit hídrico moderado. Diante de um evento de estresse mais acentuado tem-se a tendência de redução do desenvolvimento da parte aérea em comparação com a raiz. Mesmo que a parte aérea seja afetada em primeira instância, a planta priorizará a manutenção de sua vida, distribuindo seus fotoassimilados para o sistema radicular (PIMENTEL, 2004).

Magalhães Filho et al. (2008) relataram que, sob déficit hídrico, grande parte dos fotoassimilados são prioritariamente transmitidos para o sistema radicular, mantendo assim o crescimento e desenvolvimento deste órgão em condições de estresse hídrico. A capacidade do sistema radicular em explorar o solo e conseguir

absorver água de regiões mais profundas é considerada um mecanismo de resistência à seca (FAGERIA; BALIGAR; CLARK, 2006).

Pode-se observar nas Tabelas 10 e 11 um acréscimo médio de 50% na biomassa de raiz para as duas variedades com 100% de disponibilidade hídrica. Já no regime de 20%, o aumento na biomassa da raiz foi de 80,0% para a cultivar RB867515 independente da dose aplicada, e de 90,0% na cultivar SP81-3250 com a dose de 1,0 L.ha<sup>-1</sup> do biorregulador.

Portanto, é possível inferir que é de suma importância essa habilidade da planta em redirecionar os produtos fotossintéticos para o sistema radicular. A que aplicação do biorregulador aumentou a biomassa do sistema radicular. Este maior sistema radicular das plantas possibilitou maior absorção de água, e conseqüente maior condutância estomática e assimilação de CO<sub>2</sub>, que resultaram na maior produção de biomassa total da planta.

As raízes em plantas de cana-de-açúcar têm uma função fundamental no controle da condutância estomática (Gs), em condições de estresse hídrico, pois proporcionam maior absorção das águas mais profundas (SALIENDRA; MEINZER, 1989). Segundo Vieira e Castro (2004) o biorregulador Stimulate® é conjunto de reguladores vegetais que a partir dessas substâncias dispõe a capacidade de impulsionar o desenvolvimento radicular, aumentando a absorção de água e nutrientes pelas raízes.

Em suma, os resultados apresentados evidenciaram uma capacidade significativa dos biorreguladores reduzirem os efeitos da deficiência hídrica na fisiologia e crescimento da cana, sugerindo que esta tecnologia pode desempenhar um papel importante de aumento de tolerância à seca em plantas cultivadas a campo logo no início do plantio, que é uma das fazer críticas para o bom desempenho da cultura.

## **CONCLUSÃO**

A aplicação da solução de biorreguladores Stimulate® em plantas de cana-de-açúcar submetida a condições de déficit hídrico promove uma atenuação dos efeitos negativos da limitação hídrica, proporcionando melhores resultados em todos os parâmetros avaliados neste estudo.

Todavia, essa resposta é dependente do grau de tolerância da cultivar em relação ao déficit hídrico. Plantas mais sensíveis respondem a uma dose maior dos biorreguladores para minimizar os efeitos da falta de água.

## REFERÊNCIAS

ALBINO J.C.; CRESTE, S.; FIGUEIRA, A. Mapeamento genético da cana-de-açúcar. **Biotecnologia Ciência e Desenvolvimento**, n.36, p.82, 2006.

ALMEIDA, A.C. et al. Desenvolvimento vegetativo e produção de variedades de cana-de-açúcar em relação à disponibilidade hídrica e unidades térmicas. **Ciência Agrotécnica**, v.32, n.5, p.1441-1448, 2008.

ANDRADE, L. A. B. Cultura da cana-de-açúcar. In: CARDOSO, M. G. **Produção artesanal de aguardente**. Lavras: UFLA, 2001.

BAKER, N.R.; ROSENQVIST, E. Application of chlorophyll fluorescence can improve crop production strategies: an examination of future possibilities. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v.55, p.1607-1621, 2004.

BARBOSA, A. M. **Eficiência da conversão de energia luminosa em fito-energia no desenvolvimento inicial da cana-de-açúcar sob déficit hídrico**. 2012. 58f. Dissertação (Mestrado) – Universidade do Oeste Paulista, Presidente Prudente – SP. Disponível em: <[http://tede.unoeste.br/tede/tde\\_busca/arquivo.php?codArquivo=349](http://tede.unoeste.br/tede/tde_busca/arquivo.php?codArquivo=349)>. Acesso em: 10 mar. 2015.

BERNARDO, S. **Manual de irrigação**. 7. ed. Viçosa: Imprensa Universitária, 2005. 611 p.

BILGUER, W.; SCHREIBER, U.; BOCK, M. Determination of the quantum efficiency of photosystem II and non-photochemical quenching of chlorophyll fluorescence in the field. **Oecologia**, n.4, v.102, p.425-432, 1995.

BIOSEV. A Louis Dreyfus Commodities Company. **Setor sucroalcooleiro**. 2013. Disponível <[http://ri.biosev.com/biosev/web/conteudo\\_pt.asp?idioma=0&conta=28&tipo=30884](http://ri.biosev.com/biosev/web/conteudo_pt.asp?idioma=0&conta=28&tipo=30884)>. Acesso em: 10 mar. 2015.

BRAUNBECK, O. A.; MAGALHÃES P. S. G. Avaliação tecnológica da mecanização da cana-de-açúcar. In: Cortez, L. A. B. (Org.). **Bioetanol de cana-de-açúcar: P&D para Produtividade e Sustentabilidade**. São Paulo: Blucher, 2010. p.451-464.

CAPUTO, M.M. et al. Acúmulo de sacarose, produtividade e florescimento de cana-de-açúcar sob reguladores vegetais. **Interciência**, v.32, n.12, p.834-840, 2007.

CASILLAS, V.J.C. et al. Análisis cuantitativo de la aplicación de cuatro bioestimulantes en el cultivo del rabano (*Raphanus sativus* L.). **Acta Agronomica**, Palmira, v.36, n.32, p.185-195, 1986.

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

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.

CHAVES, M.M. et al. Deficit irrigation in grapevine improves water-use efficiency while controlling vigour and production quality. **Annals of Applied Biology**, v.150, p.237–252, 2007.

CHAVES, M. M.; FLEXAS, J.; PINHEIRO, C. Photosynthesis under drought and salt stress: regulation mechanisms from whole plant to cell. **Annals of Botany**, v.103, p.551–560, 2009.

CHERNYAD'EV, I.I. Effect of water stress on the photosynthetic apparatus of plants and the protective role of cytokinins: a review. **Applied Biochemistry and Microbiology**, v.41, p.133-147, 2005.

CHERNYAD'EV, I.I.; Effect of 6-benzylaminopurine and thidiazuron on photosynthesis in crop plants. **Photosynthetica**, v.30, p.287–292, 1994.

CHERNYAD'EV, I.I.; MONAKHOVA O.F. The activity and content of ribulose-1,5-biphosphate carboxylase/oxygenase in wheat plants as affected by water stress and kartolin-4. **Photosynthetica**, v.35, p.603–610, 1998.

CHERNYAD'EV, I.I., MONAKHOVA, O.F. Effects of cytokinin preparations on the pools of pigments and proteins of wheat cultivars differing in their tolerance to water stress. **Applied Biochemistry and Microbiology**, v.39, p.524-531, 2003.

CONAB. **Cana-de-açúcar safra 2014/2015 terceiro levantamento dezembro de 2014**. Disponível em: <<http://www.conab.gov.br>>. Acesso em: 18 jan. 2015.

CORNIC, G. Drought stress inhibits photosynthesis by decreasing stomatal aperture - not by affecting ATP synthesis. **Trends in Plant Science**, v.5, n.5, p.187–188, 2000.

COSTA, J.R.; PINHO, J.L.N.; PARRY, M.M. Produção de matéria seca de cultivares de milho sob diferentes níveis de estresse hídrico. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v.12, n.5, p.443-450, 2008.

CRISPIM, J. E.; CONTESSI, A. Z.; VIEIRA, S. A. **Manual da produção de aguardente de qualidade**. Guaíba: Editora Agropecuária, 2006. 333p.

CRUZ, R. F. D. **Indução e recuperação do stresse hídrico em variedades portuguesas de milho**. 2006. 182f. Dissertação (Mestrado) - Universidade do Minho, Braga - PT.

DANTAS NETO, J. et al. Resposta da cana-de-açúcar, primeira soca, a níveis de irrigação e adubação de cobertura. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v.10, p.283-288, 2006.

DAVIES, P.J. **Plant hormones: biosynthesis, signal transduction action**. 3. ed. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers, 2004. 750 p.

DAVIES, W. J., MANSFIELD, T. A.; HETERING, A. M. Sensing of soil water status and the regulation of plant growth and development. **Plant, Cell & Environment**, v.13, p.709-719, 1990.

DAVIES, W.J.; ZHANG, J. Root signals and the regulation of growth and development of plant in drying soil. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, v.42, p.55-76, 1991.

DIAS, F.L.F. **Relação entre a produtividade, clima, solos e variedades de cana-de-açúcar, na Região Noroeste do Estado de São Paulo**. 1997. 64f. Dissertação (Mestrado) – Universidade de São Paulo - Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba - SP.

EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa de Solos. **Sistema brasileiro de classificação de solos**. Brasília: Embrapa Produção de informação; Rio de Janeiro: Embrapa Solos, 2008. 103 p.

ENNAHLI, S.; EARL, H. J. Physiological limitations to photosynthetic carbon assimilation in cotton under water stress. **Crop Science**, v.45, p.2374-2382, 2005.

FAGERIA, N.K.; BALIGAR, V.C.; CLARK, R.B. **Physiology of crop production**. New York: Haworth, 2006. p.345.

FARQUHAR, G. D.; SHARKEY, T. D. Stomatal conductance and photosynthesis. **Annual Review of Plant Physiology**, v.33, p.317-345, 1982.

FLEXAS, J. et al. Decreased Rubisco activity during water stress is not induced by decreased relative water content but related to conditions of low stomatal conductance and chloroplast CO<sub>2</sub> concentration. **New Phytologist**, v.172, p.73-82, 2006.

GALMÉS, J.; MEDRANO, H.; FLEXAS, J. Photosynthetic limitations in response to water stress and recovery in Mediterranean plants with different growth forms. **New Phytologist**, v.175, p.81-93, 2007.

GAVA, G.J.C. et al. Produtividade de três cultivares de cana-de-açúcar sob manejos de sequeiro e irrigado por gotejamento. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v.15, p.250-255, 2011.

GHANNOUM, O. et al. Nonstomatal limitations are responsible for droughtinduced photosynthetic inhibition in four C<sub>4</sub> Grasses. **New Phytologist**, n.159, p.599–608, 2003.

GONÇALVES, E.R. et al. Trocas gasosas e fluorescência da clorofila a em variedades de cana-de-açúcar submetidas à deficiência hídrica, **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v.14, n.4, p.378–386, 2010.

GONÇALVES, E.R. **Fotossíntese, osmorregulação e crescimento inicial de quatro variedades de cana-de-açúcar submetida à deficiência hídrica**. 2008. 66f. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal do Alagoas, Rio Largo – AL.

GRAÇA, J. P. et al. Physiological parameters in sugarcane cultivars submitted to water deficit. **Brazilian Journal of Plant Physiology**, v.22, n.3, p.191-197, 2010.

- HAISEL, D. et al. Effects of abscisic acid or benzyladenine on pigment contents, chlorophyll fluorescence, and chloroplast ultrastructure during water stress and after rehydration. **Photosynthetica**, v.44, p.606-614. 2006.
- HUTCHISON, C.E. AND KIEBER, J.J. Cytokinin signaling in Arabidopsis. **Plant Cell**, v.14: S47-59, 2002.
- INMAN-BAMBER, N. G.; SMITH, D. M. Water relations in sugarcane and response to water deficits. **Field Crops Research**, v.92, p.185-202, 2005.
- INMAN-BAMBER, N.G. et al. Increasing sucrose accumulation in sugarcane by manipulating leaf extension and photosynthesis with irrigation. **Australian Journal of Agricultural Research**, v.59, p.13-26, 2008.
- JALEEL, C. A. et al. Alterations in osmoregulation, antioxidant enzymes and indole alkaloid levels in *Catharanthus roseus* exposed to water deficit. **Colloids and Surfaces B: Biointerfaces**, v.59, p.150–157, 2007.
- JONES, H. G. Monitoring plant and soil water status: established and novel methods revisited and their relevance to studies of drought tolerance. **Journal of Experimental Botany**, London, v.58, v.119-130, 2007.
- KIMURA, W.J.; BEAUCLAIR, E.G.F. **Resposta da brotação a diferentes bioestimulantes na cultura da cana-de-açúcar**. Piracicaba: ESALQ, 2009. p.2.
- KIRKHAM, M.B. **Principles of soil and plant water relations**. New York: Elsevier Academic Press, 2005. 500 p.
- KOZLOVSKIKH, A.L.; CHERNYAD'EV, I.I. **Bioregulators in plant cultivation**. Kirov: Tsentr BTiP, 1987.
- KULAEVA, O.N. et al. Chloroplasts affect the leaf response to cytokinin, **J. Plant Physiol.**, v.159, p.1309–1316, 2002.
- KULAEVA, O.N. et al. Nuclear and chloroplast cytokinin-binding proteins from barley leaves participating in transcription regulation. **Plant Growth Regulation**, v.32, p.329–335, 2000.
- KUSNETSOV, V.V. et al. Cytokinin stimulates and abscisic acid inhibits greening of etiolated lupinus luteus cotyledons by affecting the expression of the light-sensitive photochlorophyllide oxidoreductase. **Molecular Genetic and Genomics**, v.259, p.21–28, 1998.
- KUSNETSOV, V.V. et al. Cytokinins, abscisic acid and light affect accumulation of chloroplast proteins in lupinus luteus cotyledons without notable effect on steady state mRNA levels. **Planta**, v.194, p.318–327, 1994.
- LANDELL, M.G.A.; ALVAREZ, R. Cana-de-açúcar. In: FURLANI, A.M.C.; VIÉGAS, G.P. **O melhoramento de plantas no Instituto Agrônomo**. Campinas: Instituto Agrônomo, 1993. p.77-93.

- LARCHER, W. **Ecofisiologia vegetal**. São Carlos: Rima, 2006. p.531.
- LONG, S. P.; BERNACCHI, C. J. Gas exchange measurements, what can they tell us about the underlying limitations to photosynthesis? Procedures and sources of error. **Journal of Experimental Botany**, v.54, p.2393-2401, 2003.
- MACHADO, R. S. et al. Respostas biométricas e fisiológicas ao déficit hídrico em cana-de-açúcar em diferentes fases fenológicas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.44, n.12, p.1575-1582, dez. 2009.
- MAGALHÃES, P. C. et al. **Fisiologia do milho**. Sete Lagoas: MAPA/Embrapa Milho e Sorgo, 2002. 23 p. (Circular Técnica, 22)
- MAGALHÃES FILHO, J. R. et al. Deficiência hídrica, trocas gasosas e crescimento de raízes em laranjeira 'Valência' sobre dois tipos de porta-enxerto. **Bragantia**, v.67, p.75-82, 2008.
- MARQUES, M. O. et al. **Tecnologia na agroindústria canavieira**. 1. ed. Jaboticabal: FCAV, 2008.
- MARTINS, M.B.G.; CASTRO, P.C.R. Efeito da giberilina e etephon na anatomia de plantas de cana-de-açúcar. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.34, n.10, p.1855-1863, 1999.
- MAAS, E. V.; HOFFMAN, G. J. Crop salt tolerance - current assessment. *Journal of Irrigation and Drainage Division*, v.103, p.115-134, 1977.
- MIRANDA, J.R. **História da cana-de-açúcar**. 1. ed. Campinas: Komedi, 2008. 167p.
- MOLINARI, H.B.C. et al. Evaluation of the stress-inducible production of proline in transgenic sugarcane (*Saccharum spp.*): osmotic adjustment, chlorophyll fluorescence and oxidative stress. **Physiology Plantarum**, v.130, p.218-229, 2007.
- MONTEIRO, J. A.; PRADO, C. H. B. A. Apparent carboxylation efficiency and relative stomatal and mesophyll limitations of photosynthesis in an evergreen cerrado species during water stress. *Photosynthetica*, v.44, p.39-45, 2006.
- MYTINOVA, Z.; HAISEL, D.; WILHELMOVA, N. Photosynthesis and protective mechanisms during ageing in transgenic tobacco leaves with over-expressed cytokinin oxidase/dehydrogenase and thus lowered cytokinin content. **Photosynthetica**, v.44, p.599-605, 2006.
- NEPOMUCENO, A. L. et al. Tolerância à seca em plantas: mecanismos fisiológicos e moleculares. **Biotecnologia Ciência & Desenvolvimento**, v.23, p.12-18, 2001.
- NOGUEIRA, G. A. Produção de mudas de cana-de-açúcar. In: **Atualização em produção de cana-de-açúcar**. Piracicaba: CP 2, 2006. p.79-92.
- 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.

ORLANDO FILHO, S. **O potencial da agroindústria canavieira do Brasil**. 2003. Faculdade de Ciências Farmacêuticas – USP.

PAES, J. M. V. et al. Cana-de-açúcar: *Saccharum spp.* In: PEREIRA JR., T. J.; VENZON, M. (Coords.). **Manual de tecnologias agrícolas**. Belo Horizonte: Epamig, 2007. p.209-220.

PIMENTEL, C. **A relação da planta com a água**. Rio de Janeiro: Seropédica, Edur, 2004. 191p.

PROCANA. **Centro de informações sucroenergéticas**. 2013. Disponível em: <<http://www.jornalcana.com.br/noticia/ProCana-Brasil/43881+ProCana>>. Acesso em: 10 jul. 2013.

QUEIROZ, R. J. B. **Resposta fisiológica e molecular de dois genótipos de milho à limitação hídrica**. 2010. Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal – SP.

RAMESH, P.; MAHADEVASWAMY, M. Effect of formative phase drought on different classes of shoots, shoot mortality, cane attributes, yield and quality of four sugarcane cultivars. **Journal of Agronomy and Crop Science**, v.185, p.249-258, 2000.

RAMOS, P. **Agroindústria canavieira de São Paulo e do Brasil: heranças a serem abandonadas**. 2009. Disponível em: <<http://canavieira-de-sao-paulo-e-do-brasil-herancas-a-serem-abandonadas-por-porpedro-ramos/>>. Acesso em: 20 jun. 2013.

RAVEN P.H.; EVERT, R.F.; EICHHORN, S.E. **Biologia vegetal**. 7. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2007. 856p.

REDDY, R. A.; CHAITANYA, K.V.; VIVEKANANDAN, M. Drought-induced responses of photosynthesis and antioxidant metabolism in higher plants. **Journal of Plant Physiology**, n.161, p.1189–1202, 2004.

RIDESA. **Tecnologia - cultivares que tem cultivo comercial**. 2011. Disponível em: <<http://ridesa.agro.ufg.br>>. Acesso em: 20 jun. 13.

RODRIGUES, J.D. **Fisiologia da cana-de-açúcar**. Botucatu: UNESP, 1995. (Apostila).

SAGE, R. F.; RAGHAVENDRA, A. S. C<sub>4</sub> photosynthesis and related CO<sub>2</sub> concentrating mechanisms. **Series: Advances in photosynthesis and respiration**, v.32, 2010.

SAGUINO, A. et al. Controle do raquitismo da soqueira da cana-de-açúcar em toletes de três gemas pelo tratamento térmico em água a 52<sup>o</sup> C por 30 minutos. 1996. (Relatório CTC).

SAGUINO, A. et al. Controle do raquitismo da soqueira de cana-de-açúcar. **Fitopatologia Brasileira**, v.13, n.2, p.97, jul. 1988.

SALIENDRA, N.Z.; MEINZER, F.C. Relationship between root/soil hydraulic properties and stomatal behavior in sugarcane. **Australian Journal of Plant Physiology**, v.16, n.3, p.241–250, 1989.

SALISBURY, F.B.; ROSS, C.W. **Fisiologia vegetal**. México: Iberoamérica, 1994. 759p.

SANTOS, F.; BORÉM, A.; CALDAS, C. **Cana-de-açúcar: bioenergia, açúcar e álcool - tecnologia e perspectivas**. Viçosa: UFV, 2010. p.51-71.

SATO A.M. et al. The use of network analysis to uncover homeostatic responses of a drought-tolerant sugarcane cultivar under severe water deficit and phosphorus supply. **Acta Physiologiae Plantarum**, v.32, p.1145-1151, 2010.

SCHOLANDER, P.F. et al. Sap pressure in vascular plants. **Science**, n.148, p.339–346, 1965.

SEGATO, S.V. et al. **Atualização em produção de cana-de-açúcar**. 1. ed. Piracicaba: CP 2, 2006.

SILVA M. A.; JIFON J. L.; SILVA J. A. G, Use of physiological parameters as fast tools to screen for drought tolerance in sugarcane. **Brazilian Journal Plant Physiology**, v.19, p.193-201. 2007.

SILVA, M. A. Biorreguladores: nova tecnologia para maior produtividade e longevidade do canavial. **Pesquisa & Tecnologia**, v.7, n.2, 2010.

SILVA, M. A. et al. Yield components as indicators of drought tolerance of sugarcane. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v.65, n.6, p.620-627, 2008.

SILVA, M. A. et al. Agronomic performance of sugarcane families in response to water stress. **Bragantia**, v.67, p.656-661, 2008.

SILVA, M. A.; CATO, S.C.; COSTA, A.G.F. Produtividade e qualidade tecnológica da soqueira de cana-de-açúcar submetida à aplicação de biorregulador e fertilizantes líquidos. **Ciência Rural**, v.24, n.2, p.23-33, 2010.

SILVA, M.A. et al. Uso de reguladores de crescimento como potencializadores do perfilhamento e da produtividade em cana-soca. **Bragantia**, v.66, n.4, p.545-552, 2007.

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

SOUSA, R.T.X.; KORNDÖRFER, G.H. Uso de micronutrientes e estimulantes de crescimento na produtividade e parâmetros tecnológicos da cana-de-açúcar. In: FERTBIO 2010. **Anais...** Guarapari: SBCS, 2010, 4p.

SUGARCANECROPS. **Introdução á cultura da cana-de-açúcar**. Disponível em <<http://sugarcanecrops.com/p/introduction/>>. Acesso em: 09 mar. 2014.

TAIZ L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 3. ed. Porto Alegre: Artmed, 2004. 559p.

UDOP. **Características agrônômicas mais marcantes das principais variedades de cana da Região Centro-Sul**. 2004. Disponível em: <<http://www.udop.com.br/index.php?item=caracteristicas>>. Acesso em: 09 abr. 2014.

ÚNICA. **Setor sucroenergético histórico**. 2005. Disponível em: <<http://www.unica.com.br/>>. Acesso em: 10 abr. 2013.

VAPAAVUORI, E.M. Correlation of activity and amount of ribulose 1,5-bisphosphate carboxylase with chloroplast stroma crystals in water-stressed willow leaves. **Journal of Experimental Botany**, v.37, p.89-98, 1986.

VIEIRA E.L.; CASTRO P.R.C. **Ação de estimulante no desenvolvimento inicial de plantas de algodoeiro** (*Gossypium hirsutum* L.). Piracicaba: USP, Dept. Ciências Biológicas, 2002. 3p.

VIEIRA, E.L.; MONTEIRO, C.A. Hormônios vegetais. In: **Introdução à fisiologia vegetal**. Maringá: Eduem, 2002. p.79-104.

VIEIRA, E.L.; CASTRO, P.R.C. **Ação de bioestimulante na cultura da soja** (*Glycine max* (L.) Merrill). Cosmópolis: Stoller do Brasil, 2004. 74p.

VIEIRA, G. H. S. et al. Indicadores morfofisiológicos do estresse hídrico para a cultura da cana-de-açúcar em função de lâminas de irrigação. **Bioscience Journal**, v.30, (supl. 1), p. 65-75, 2014.

VILELA, H.; MELO A. Silagem de cana-de-açúcar. **Fazendeiro**, São Paulo, ago.1992. Disponível em: <<http://www.clubedofazendeiro.com.br/Cietec/Artigos/ArtigosTexto.asp?Codigo=2182>>. Acesso em: 10 abr. 2013.

VITTI, G. C.; MAZZA, J. A. Planejamento, estratégias de manejo e nutrição da cana-de-açúcar. **Informações Agrônomicas**, Piracicaba, n. 97, p.16, 2008.

VON CAEMMERER, S.; QUICK, W. P. Rubisco: physiology in vivo. In: Leegood, R.C.; Sharkey, T.D.; von Caemmerer, S. (Eds.) **Photosynthesis: physiology and metabolism**. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers, 2000. p.85–113.

VYSOTSKAYA, L.B. et al. Growth rate, IAA and cytokinin content of wheat seedling after root pruning. **Plant Growth Regulation**, v.33, p.51–57, 2001.

YORDANOV, I.; VELIKOVA, V.; TSONEV, T. Plant responses to drought, acclimation and stress tolerance. **Photosynthetica**, v.38, n.1, p.171-186, 2000.