



UFAL

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



CECA

HUMBERTO CRISTIANO DE LINS WANDERLEY FILHO

**USO DE BIOESTIMULANTES E ENRAIZADORES NO CRESCIMENTO INICIAL E
TOLERÂNCIA À SECA EM CANA-DE-AÇÚCAR**

Rio Largo - AL
2011

HUMBERTO CRISTIANO DE LINS WANDERLEY FILHO

**USO DE BIOESTIMULANTES E ENRAIZADORES NO CRESCIMENTO INICIAL E
TOLERÂNCIA À SECA EM CANA-DE-AÇÚCAR**

**Dissertação apresentada à
Universidade Federal de Alagoas
como parte das exigências do
programa de Pós-Graduação em
Produção Vegetal, para obtenção do
título de mestre.**

Orientador: Prof. Dr. Lauricio Endres

Rio Largo - AL
2011

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

Bibliotecária Responsável: Helena Cristina Pimentel do Vale

- W245u Wanderley Filho, Humberto Cristiano de Lins.
Uso de bioestimulantes e enraizadores no crescimento inicial e tolerância à seca em cana-de-açúcar / Humberto Cristiano de Lins Wanderley Filho. – 2011.
46 f. : il. tabs..
- Orientador: Laurício Endres.
Dissertação (mestrado em Agronomia : Produção Vegetal) – Universidade Federal de Alagoas. Centro de Ciências Agrárias. Rio Largo, 2011.
- Bibliografia. 40-45.
Anexos: f. 45-46.
1. Cana-de-açúcar – Análise de crescimento. 2. Saccharum spp. 3. Cana-de-açúcar – Tolerância à seca. 4. Eficiência quântica. 5. Troca gasosas.
I. Título.

CDU: 633.31

TERMO DE APROVAÇÃO

HUMBERTO CRISTIANO DE LINS WANDERLEY FILHO

**USO DE BIOESTIMULANTES E ENRAIZADORES NO CRESCIMENTO INICIAL E
TOLERÂNCIA À SECA EM CANA-DE-AÇÚCAR**

Dissertação submetida ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia da Universidade Federal de Alagoas e aprovada em 10 de novembro de 2011.

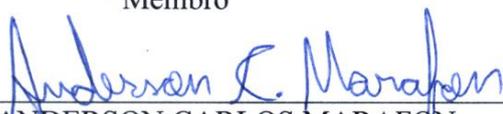
Banca examinadora:



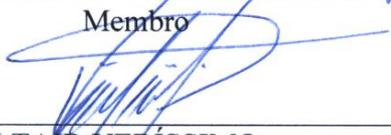
Prof. Dr. LAURICIO ENDRES
Presidente



Prof. Dr. JOSÉ VIEIRA SILVA
Membro



Dr. ANDERSON CARLOS MARAFON
Membro



Dr. VALTAÍR VERÍSSIMO
Membro

A Deus, todo poderoso, fonte de toda a vida...

Aos meus pais, Cristiano e Márcia, pela minha existência, educação, incentivo, confiança, amor e carinho...

A minha irmã, Monique, pelo amor, carinho e confiança...

A minha noiva Aysleine, por todo amor, carinho, companheirismo, amizade e paciência...

A todos os meus amigos e parentes que sempre me ajudaram e acreditaram na minha pessoa...

DEDICO

AGRADECIMENTOS

Á Universidade Federal de Alagoas (UFAL) e a Unidade Acadêmica Centro de Ciências Agrárias (CECA) pela minha formação...

Ao professor Dr. Lauricio Endres por todas as oportunidades, aprendizado e confiança...

Aos companheiros de Laboratório de Fisiologia Vegetal por toda ajuda, amizade, aprendizado e convívio ao longo do mestrado...

Aos professores Paulo Vanderlei, José Vieira e Vilma Marques pela contribuição e aprendizado ao longo do mestrado...

Á Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão de bolsa durante todo o curso...

RESUMO

A cana-de-açúcar (*Saccharum* spp) é uma cultura em expansão no Brasil, necessitando de práticas que aumentem a produtividade nos diferentes ecossistemas do país. Dessa forma, o presente trabalho, teve como objetivo avaliar o crescimento inicial e a tolerância à seca da variedade de cana-de-açúcar RB92579 com a aplicação de bioestimulantes e enraizadores. Para isso, foi realizado um experimento em casa de vegetação, em delineamento inteiramente casualizado. Os tratamentos utilizados foram: T₁ – Controle; T₂ - AIB (Ácido Indolbutírico), na concentração de 1000 mg.L⁻¹; T₃ - B+Zn (Bórax, 10 Kg por hectare + Sulfato de Zinco, 20 Kg por hectare); T₄ - Triptofano, 7,2 Kg por hectare; T₅ - (Kymon Plus[®], 1,0 L por hectare + Potamol[®] 0,5 L por hectare) e T₆ - Stimulate[®], 0,5 L por hectare. Aos 41 e 124 DAP foram coletados dados morfológicos e de biomassa para análise do crescimento inicial da planta. Aos 117 dias após o plantio foi suspensa a rega por 36 horas para avaliar o efeito dos bioestimulantes e enraizadores em mitigar o efeito do estresse hídrico. A aplicação de AIB e Stimulate[®] proporcionaram maiores taxas de crescimento e acúmulo de biomassa. A aplicação de Ubyfol e Stimulate[®] proporcionaram maiores trocas gasosas na ausência de estresse hídrico e aumentaram a eficiência quântica efetiva do PSII mesmo quando a plantas estavam sob estresse hídrico, quando comparadas com o controle. Em plantas sob estresse hídrico moderado, a aplicação de Stimulate[®] proporcionou a manutenção de maiores taxas de fotossíntese, transpiração e condutância estomática. O experimento deve ser repetido em campo para verificar se esses resultados se traduzem em aumento da produtividade tanto na condição de sequeiro como na condição irrigada.

Palavras-chave: Cana-de-açúcar. Crescimento. *Saccharum* spp. Bioestimulantes. Enraizadores. Tolerância à seca. Eficiência quântica. Trocas gasosas.

ABSTRACT

The sugar cane (*Saccharum* spp.) is a growing culture in Brazil, requiring practices that enhance productivity in different ecosystems in the country. Thus, the present study was to evaluate the initial growth and drought tolerance of the variety of cane sugar RB92579 with the application of biostimulants and the reinforcers. For this, an experiment was conducted in a greenhouse in a completely randomized design. The treatments were: T₁ - control, T₂ - IBA (IBA) at a concentration of 1000 mg L⁻¹, T₃ - B + Zn (Borax, 10 kg for hectare + Zinc Sulphate, 20 kg for hectare); T₄ - Tryptophan, 7.2 kg for hectare; T₅ - (Kymon Plus[®] 1.0 L for hectare + Potamol[®] 0.5 L for hectare) and T₆ - Stimulate[®], 0.5 L for hectare. At 41 and 124 DAP morphological data were collected for analysis and biomass of the plant's initial growth. At 117 days after planting irrigation was suspended for 36 hours to assess the effect of biostimulants reinforcers and to mitigate the effect of water stress. The application of IBA and Stimulate[®] resulted in higher growth rates and biomass accumulation. The application of Ubyfol Stimulate[®] and resulted in higher gas exchange in the absence of water stress and increased the effective quantum efficiency of PSII even when the plants were under water stress, compared with the control. In plants under moderate water stress, the application of Stimulate[®] enabled it to maintain higher rates of photosynthesis, transpiration and stomatal conductance. The experiment should be repeated in the field to see if these results translate into increased productivity both as dry as in irrigated condition.

Keywords: Sugar cane. Growth. *Saccharum* spp. Biostimulants, Rooted, Drought tolerance. Quantum efficiency. Gas exchange.

LISTA DE FIGURAS

| | |
|---|----|
| Figura 1 - Formas químicas de algumas auxinas sintéticas..... | 18 |
| Figura 2 - Temperatura (A), umidade relativa (B), radiação solar (C) e DPV (D) da casa de vegetação do CECA no dia das medidas de trocas gasosas, fotossíntese e rendimento quântico máximo (Fv/Fm) e efetivo (Φ PSII) do PSII, aos 118 DAP..... | 21 |
| Figura 3 - Tratamento das sementes de cana-de-açúcar por imersão dos toletes durante 4 s em solução de AIB, na concentração de 1000 mg.L^{-1} | 23 |
| Figura 4 - Método de aplicação dos tratamentos realizado com micropulverizador diretamente no sulco de plantio..... | 23 |
| Figura 5 - Índice SPAD em cana-de-açúcar aos 124 DAP com a aplicação de bioestimulantes e enraizadores. Médias seguidas por letras iguais entre os tratamentos não diferem pelo teste de Duncan ao nível de 5% de probabilidade..... | 33 |
| Figura 6 - Eficiência quântica máxima do PSII (Fv/Fm) na antemãhã (A) e ao meio-dia (B), eficiência quântica efetiva do PSII (Φ PSII) ao meio dia (C) em cana-de-açúcar aos 118 DAP com a aplicação de bioestimulantes e enraizadores. Médias seguidas por letras iguais nas colunas da mesma cor não diferem entre si pelo teste de Duncan ao nível de 5% de probabilidade. Médias dentro de cada tratamento sobrescritos com ** e * diferem entre sem estresse e estressado ao nível de 1 e 5%, respectivamente, de probabilidade pelo teste t... | 35 |
| Figura 7 - (A) Fotossíntese, (B) Transpiração, (C) Concentração interna de CO ₂ , (D) Condutância estomática, (E) Eficiência no uso da água e (F) Eficiência instantânea de carboxilação de cana-de-açúcar aos 118 DAP com a aplicação de bioestimulantes e enraizadores. Médias seguidas por letras iguais nas colunas da mesma cor não diferem entre si pelo teste de Duncan ao nível de 5% de probabilidade. Médias dentro de cada tratamento sobrescritos com ** e * diferem entre sem estresse e estressado ao nível de 1 e 5%, respectivamente, de probabilidade pelo teste | 37 |

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1** - MS Folha (massa seca da folha), MS Colmo (massa seca do colmo), MS Raiz (massa seca da raiz), AMS na folha (Alocação de biomassa na folha), AMS no colmo (Alocação de biomassa no colmo) e AMS (Alocação de biomassa na raiz) em cana-de-açúcar aos 124 DAP com a aplicação de bioestimulantes e enraizadores. Médias seguidas por letras iguais nas linhas não diferem pelo teste Duncan ao nível de 5% de probabilidade..... 28
- Tabela 2** - AF (área foliar), Altura da planta, Diâmetro do colmo, N° de folhas (número de folhas) e N° de perfilhos (número de perfilhos) em cana-de-açúcar aos 124 DAP com a aplicação de bioestimulantes e enraizadores. Médias seguidas por letras iguais nas linhas não diferem pelo teste Duncan ao nível de 5% de probabilidade..... 29
- Tabela 3** - TAL (taxa de assimilação líquida), TCA (taxa de crescimento absoluto), TCR (taxa de crescimento relativo), DAF (duração de área foliar), RAF (razão de área foliar), AFE (área foliar específica) Raiz/PA (razão entre raiz e parte aérea) em cana-de-açúcar aos 124 DAP com a aplicação de bioestimulantes e enraizadores. Médias seguidas por letras iguais nas linhas não diferem pelo teste Duncan ao nível de 5% de probabilidade..... 30
- Tabela 4** - Coeficientes de correlação de Pearson (r) entre as variáveis de crescimentos e as taxas de crescimento em cana-de-açúcar no tratamento AIB..... 32
- Tabela 5** - Coeficientes de correlação de Pearson (r) entre as variáveis de crescimentos e as taxas de crescimento em cana-de-açúcar no tratamento Stimulate® 32

SUMÁRIO

| | | |
|------------|---|-----------|
| 1 | INTRODUÇÃO..... | 11 |
| 2 | REVISÃO DE LITERATURA..... | 13 |
| 2.1 | Cana-de-açúcar..... | 13 |
| 2.2 | Crescimento e Desenvolvimento Vegetal..... | 14 |
| 2.3 | Bioestimulantes..... | 15 |
| 2.3.1 | Stimulate®..... | 16 |
| 2.3.2 | Potamol ML 1410® + Kymon Plus®..... | 16 |
| 2.4 | Enraizadores..... | 17 |
| 2.4.1 | Triptofano..... | 17 |
| 2.4.2 | Ácido Indolbutírico (AIB)..... | 17 |
| 2.5 | Elementos minerais..... | 18 |
| 2.5.1 | Boro (B) e Zinco (Zn)..... | 18 |
| 2.6 | Eficiência Fotoquímica e Trocas Gasosas..... | 19 |
| 3 | MATERIAL E MÉTODOS..... | 20 |
| 3.1 | Local e Instalação do Experimento..... | 20 |
| 3.2 | Delineamento Estatístico..... | 22 |
| 3.3 | Variáveis Analisadas..... | 24 |
| 3.3.1 | Análise de Crescimento..... | 24 |
| 3.3.2 | Medidas com e sem estresse hídrico..... | 26 |
| 3.3.2.1 | Eficiência fotoquímica e teor de clorofila..... | 26 |
| 3.3.2.2 | Trocas gasosas..... | 26 |
| 3.4 | Análise Estatística..... | 27 |
| 4 | RESULTADOS E DISCUSSÃO..... | 28 |
| 4.1 | Crescimento..... | 28 |
| 4.2 | Estimativa do teor de clorofila..... | 33 |
| 4.3 | Avaliações com e sem estresse hídrico..... | 33 |
| 4.3.1 | Eficiência fotoquímica..... | 33 |
| 4.3.2 | Trocas gasosas..... | 36 |
| 5 | CONCLUSÕES..... | 39 |
| | REFERÊNCIAS..... | 40 |
| | ANEXO..... | 45 |

1 INTRODUÇÃO

A cana-de-açúcar (*Sacharum officinarum* L.) é uma cultura de grande importância econômica, social e ambiental, pelas grandes áreas plantadas, por gerar matéria-prima como base para as agroindústrias do açúcar, etanol e aguardente, além de representar para o nosso país uma enorme fonte de geração de empregos e renda no meio rural. Atualmente, com a utilização de técnicas avançadas para o cultivo de cana-de-açúcar, aumentos quantitativos e qualitativos na produção podem ser alcançados com a aplicação de reguladores vegetais. Em cana-planta, resultados de pesquisa têm demonstrado que a aplicação desses reguladores vegetais tanto no sulco de plantio quanto na parte aérea tem aumentado a produtividade de colmos de 6 a 21%, sendo a magnitude das respostas independente das cultivares e dos ambientes de produção (SILVA, 2011).

O crescimento e desenvolvimento vegetal englobam fatores extrínsecos, a saber: temperatura, luminosidade, água disponível, nutrientes, CO₂ atmosférico, dentre outros, e fatores intrínsecos como o balanço hormonal e seu potencial genético. Segundo Cairo et al. (2008), 90% da matéria seca acumulada pela planta é proveniente do processo de fotossíntese e os 10% restantes advém da absorção de nutrientes minerais do solo.

O déficit hídrico afeta vários aspectos do crescimento vegetal, sendo os efeitos mais aparentes do estresse hídrico a redução do tamanho das plantas, de sua área foliar e da produtividade da cultura (KRAMER, 1983). Artlip & Wisniewski (2001) dividem os mecanismos de tolerância à seca em quatro tipos: limitação de crescimento, para minimizar a perda de água; adaptações morfológicas; adaptações fisiológicas e alterações metabólicas.

Para a manutenção da demanda crescente na produção de alimentos, bicomustíveis e outras matérias primas, a agricultura moderna necessita de altos custos em tecnologia, com a utilização de sistemas de irrigação, grandes quantidades de insumos, mão-de-obra qualificada, além de condições ambientais favoráveis e variedades melhoradas geneticamente. Nos últimos anos, vêm aumentando as pesquisas e utilização de produtos considerados bioestimulantes vegetais para obter-se maior produtividade agrícola, já sendo considerada técnica corriqueira em grandes culturas como, por exemplo, a cana-de-açúcar (SERCILOTO, 2002).

Dentre os fatores que mais interferem no crescimento e desenvolvimento das plantas, os de natureza química são o de maior relevância, destacando-se os reguladores de crescimento sintetizados pela planta. Os hormônios vegetais são substâncias orgânicas que têm

importância na regulação do crescimento vegetal, com respostas fisiológicas específicas, sendo ativos em pequenas quantidades (RAVEN et al., 2007). 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 (SILVA, 2011). Essas substâncias também agem modificando a morfologia e a fisiologia da planta, podendo-se levar a alterações qualitativas e quantitativas na produção. Desta forma, são exemplos de substâncias sintéticas com atividades similares aos hormônios vegetais, o ácido indolbutírico (IBA), a cinetina e o ácido giberélico (SILVA, 2011). Bioestimulantes são misturas entre um ou mais biorreguladores com outros compostos de natureza química diferente como: aminoácidos, enzimas, vitaminas, sais minerais, etc. (CASTRO, 2006).

Contudo, a ação de um produto hormonal pode ser limitada por diversos fatores, dentre eles, a nutrição da planta. Sendo assim, a nutrição adequada do canavial é imprescindível para se alcançarem melhores resultados (ORLANDO FILHO, 1993). Os nutrientes exercem funções específicas na vida da planta, entre elas estrutural, constituintes de enzimas, ativadores enzimáticos, participando em todos os processos metabólicos, bem como, atuando na regulação osmótica vegetal (FAQUIN, 2005).

Diante do exposto acima, o presente trabalho teve como objetivo avaliar o crescimento inicial e a tolerância à seca da variedade de cana-de-açúcar RB92579, após a aplicação de bioestimulantes e enraizadores.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Cana-de-açúcar

As cultivares atuais de cana-de-açúcar têm origem do cruzamento de diferentes espécies *Sacharum spp.* Acredita-se que o centro de origem da cana-de-açúcar seja a Oceania, onde ela foi domesticada e depois disseminada pelo homem por todo o Sudeste Asiático. A região tornou-se centro de diversidade, tendo, como núcleo, Papua Nova Guiné e Java (Indonésia), regiões onde a maior parte das espécies foi coletada a partir do fim de 1800. As primeiras mudas da planta chegaram ao Brasil por volta de 1515, vindas da Ilha da Madeira (Portugal), sendo no Nordeste, especialmente nas capitanias de Pernambuco e da Bahia, que os engenhos de açúcar se multiplicaram (CIB, 2009).

A cana-de-açúcar é uma planta da família Poaceae, sendo considerada uma cultura rústica, adaptada a diversos ambientes e com grande potencial de produção de biomassa. Para Barbosa & Silveira (2006), o cultivo da cana-de-açúcar é considerado uma das primeiras atividades de importância nacional, ocupando posição de destaque na economia brasileira.

O Brasil é o maior produtor mundial de cana, de acordo com a Conab (2011) o Estado de São Paulo é o maior produtor Nacional com 52,6% (4.436,53 mil hectares), seguido por Minas Gerais com 9,00% (759,21 mil hectares) e Goiás com 7,97% (672,43 mil hectares). Alagoas vem em sexto lugar com 5,39% da área cultivada no país (454,54 mil hectares). A previsão do total de cana moída no país 2011/12 é de 641,982 milhões de toneladas. A produção total de açúcar está estimada em 37, 069 milhões de toneladas ou 741, 376 milhões de sacas de 50 kg. Para a produção de etanol serão esmagadas 300,628 milhões de toneladas de cana com a finalidade de 23,687 bilhões de litros de etanol.

Ao longo de sua história, as pesquisas com a cana-de-açúcar têm sido voltadas principalmente para a obtenção de maiores produtividades e extração de seus subprodutos a partir do colmo (açúcar, álcool, celulose e o biogás), mediante o aprimoramento das técnicas agrônomicas convencionais (controle de plantas daninhas, irrigação, adubação, etc.) para se otimizar a produção. Na atualidade, vem sendo incentivada a utilização de técnicas mais avançadas, como a aplicação de reguladores vegetais. Os reguladores vegetais agem alterando a morfologia e a fisiologia da planta, podendo levar a modificações qualitativas e quantitativas na produção. A utilização dos reguladores pode ser uma alternativa compensadora aos investimentos e objetivos propostos à cultura da cana, por possibilitarem

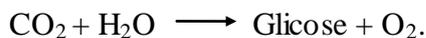
incrementos no teor de sacarose, na precocidade de maturação e na produtividade (MARTINS & CASTRO, 1999).

2.2 Crescimento e Desenvolvimento vegetal

A expressão “crescimento” de plantas caracteriza aumento de tamanho e/ou peso, registrado ao longo do seu ciclo de vida, e tem caráter quantitativo. Já o termo “desenvolvimento” é mais abrangente e envolve todas as mudanças qualitativas (diferenciação) e quantitativas (crescimento) experimentadas pela planta (CAIRO et al., 2008).

Diversos fatores influenciam o crescimento e desenvolvimento vegetal, tais como fatores genéticos, hormonais e ambientais. De acordo com Taiz & Zeiger (2009) existem seis grupos principais de substâncias que são consideradas hormônios vegetais: auxinas, giberelinas, citocininas, etileno, ácido abscísico e brassinoesteróides. Taiz & Zeiger (2009) afirmam que os hormônios são mensageiros químicos, produzidos em uma célula ou em um tecido, que modulam os processos celulares em outra célula, interagindo com proteínas específicas denominadas receptoras.

Dos fatores ambientais, a luz é um dos que tem maior relevância para o crescimento e desenvolvimento vegetal, pois é fonte primária de energia no processo de fotossíntese:



A medição da fotossíntese é uma maneira de avaliar o crescimento vegetal, pois este processo consiste na conversão de energia e acúmulo de biomassa. Para Pearcy et al. (1991) a fotossíntese pode ser determinada pelas medições de concentração de CO_2 , fluxo de ar e algumas vezes outros parâmetros, dependendo da filosofia de medição. Portanto, a medição de fotossíntese é feita baseada nessa diferença de CO_2 entre o ar que entra e o ar que sai, sendo a vantagem desse sistema a avaliação de diferentes respostas de fotossíntese, controlando-se as condições ambientais (Pearcy et al, 1991).

Contudo, existem outras formas de se avaliar a transformação de energia luminosa em energia química, ou seja, quantificando-se a massa seca produzida pelas plantas. Segundo Cairo et al. (2008) a avaliação do crescimento baseia-se em variações nas dimensões de algum aspecto (em geral, morfológico) da planta, sendo que, o acúmulo de material resultante da fotossíntese líquida (fotoassimilados), seja o aspecto fisiológico de maior importância para a análise de crescimento.

Existem diversas fórmulas matemáticas para a determinação do padrão de acúmulo e distribuição de massa seca nas diversas partes do vegetal durante o seu ciclo de vida. Calbo et al. (1989), afirmam que a utilização de modelos matemáticos para expressar o crescimento e seus parâmetros derivados como área foliar, taxa de crescimento, etc., é muito popular e pode eventualmente fornecer subsídios para melhor compreensão dos diferentes processos fisiológicos envolvidos na morfogênese da planta.

De acordo com Machado et al. (1982), o acúmulo de massa seca em cana-de-açúcar pode ser dividido em três fases: a) fase inicial, na qual o crescimento é relativamente lento, entre o plantio e 200 dias após plantio – DAP; b) fase de crescimento rápido, entre 200 e 400 DAP, na qual 70 a 80% de toda massa seca é acumulada; c) fase em que o crescimento torna a ser lento, entre 400 e 500 DAP, responsável pela acumulação de cerca de 10% de massa seca. Este padrão de crescimento é característico para diversas cultivares, variando apenas a duração de cada fase, em razão das variações do ambiente e das características varietais.

2.3 Bioestimulantes

Biorreguladores vegetais são substâncias sintéticas ou naturais que aplicadas exogenamente possuem ações similares aos grupos de hormônios vegetais conhecidos (auxinas, giberelinas, citocininas, etc.). A mistura de dois ou mais biorreguladores vegetais com outras substâncias (aminoácidos, nutrientes, vitaminas), é designada de bioestimulante (CASTRO & VIEIRA, 2001). Contudo, algumas empresas consideram que a misturas de certas substâncias, como por exemplo, aminoácidos e nutrientes minerais podem agir como bioestimulante.

O bioestimulante pode, em função da sua composição, concentração e proporção das substâncias que o compõe, incrementar o crescimento e desenvolvimento vegetal estimulando a divisão celular, diferenciação e o alongamento das células, podendo também, aumentar a absorção e a utilização de água e nutrientes pelas plantas (STOLLER DO BRASIL, 1998). Essas substâncias podem ser aplicadas diretamente nas plantas, promovendo alterações nos processos vitais e estruturais, possibilitando incrementos no teor de sacarose, na precocidade de maturação e no aumento da produtividade das culturas (MARTINS & CASTRO, 1999; CAPUTO et al., 2007).

A seguir serão expostas informações técnicas do bioestimulante Stimulate[®] e da combinação dos produtos Potamo1 ML 1410[®] + Kymon plus[®].

2.3.1 Stimulate[®]

Stimulate[®] é um regulador de crescimento vegetal da Stoller do Brasil Ltda., cujos ingredientes ativos ocorrem naturalmente na planta: cinetina ($0,09 \text{ g.L}^{-1}$), ácido giberélico ($0,05 \text{ g.L}^{-1}$), ácido 4-indol-3-ilbutírico ($0,05 \text{ g.L}^{-1}$) e ingredientes inertes ($999,80 \text{ g.L}^{-1}$).

O crescimento da planta é estimulado predominantemente pela auxina, citocinina (cinetina) e giberelina. A auxina estimula o crescimento da planta principalmente por alongamento celular e em menor escala pela divisão da célula. A giberelina e a citocinina, por sua vez, estimulam o crescimento do vegetal exclusivamente por mitose. A formação dos tecidos vegetais é estimulada principalmente pela ação das auxinas e citocininas. As auxinas estimulam o desenvolvimento das raízes e dos vasos condutores de seiva. A citocinina, por sua vez, estimula a formação das folhas da planta. Esses hormônios são importantes para o crescimento do vegetal como um todo (TAIZ & ZEIGER, 2009).

De acordo com Miguel et al. (2008) a dose de $0,5 \text{ L/ha}$ de Stimulate[®] aplicado nos toletes de cana-de-açúcar, resultou em maior produtividade e maior índice de lucratividade comparado a um tratamento sem o bioestimulante.

2.3.2 Potamol ML 1410[®] + Kymon plus[®]

O Potamol ML 1410[®] e Kymon Plus[®] são produtos da empresa Ubyfol, cujo mix desses produtos apresentam nutrientes e aminoácidos.

Segundo informações da empresa, o Potamol ML 1410[®] é constituído de molibdato de potássio com 14% de Mo e 10% de K, onde o molibdênio é o elemento de interesse, pois está associado ao metabolismo do nitrogênio dentro da planta e a fixação biológica do mesmo. Já o Kymon Plus[®] exerce ação bioestimulante, favorecendo o crescimento e desenvolvimento vegetal. Este produto é constituído por: arginina, serina, fenilalanina, alanina, ácido aspártico, glicina, prolina e hidroxiprolina, ácido glutâmico, triptofano e valina.

2.4 Enraizadores

2.4.1 Triptofano

O triptofano é um aminoácido comum em plantas como constituinte de proteínas e precursor intermediário da biossíntese de várias substâncias indólicas, entre elas o ácido 3-indolacético (AIA) (HAGGQUIST et al., 1988). Para Gordon & Paleg (1961), os fenóis, em condição de oxidação, reagem com o triptofano para formar a auxina. Schneider & Wightman (1974) e Shingh (1981) também citam o triptofano como precursor na formação do AIA.

Segundo Taiz & Zeiger (2009), existem rotas de biossíntese de AIA dependentes e independentes do triptofano, sendo que, as principais rotas de biossíntese do AIA em plantas, dependentes do triptofano, são as da triptamina e a do ácido indol 3-pirúvico.

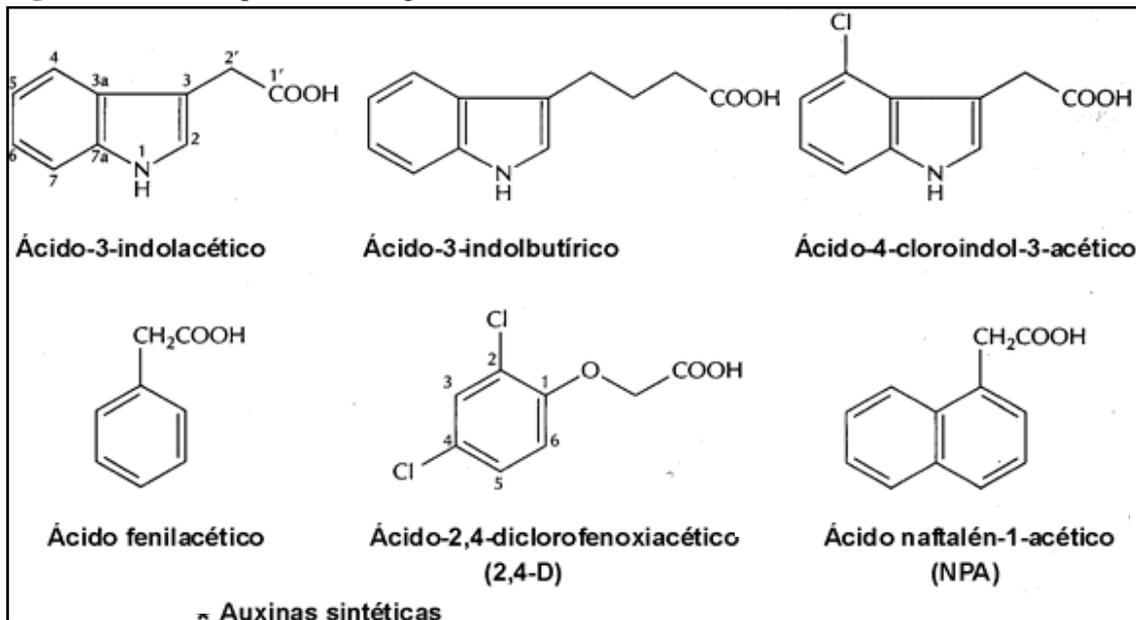
O nível de triptofano nas células das plantas é controlado pela sua própria concentração e existe uma concentração normal deste aminoácido nas células que será, provavelmente, transformado em auxinas (WILDHOLM, 1971).

2.4.2 Ácido Indolbutírico (AIB)

Existem diversos compostos sintéticos considerados auxinas, sendo estes relacionados com o AIA, que é a principal auxina encontrada naturalmente no vegetal. Devido à simplicidade de sua molécula esta substância pode ser facilmente sintetizada. Essas substâncias têm em comum a capacidade de atuar na expansão e no alongamento celular, ajudando também na divisão celular em cultura de tecidos, principalmente no enraizamento (KRIKORIAN, 1991). Na Figura 1 temos exemplos de algumas auxinas sintéticas.

As auxinas podem contribuir para uma maior capacidade de enraizamento adventício e, com isso, na obtenção de um sistema radicular vegetal com maior capacidade de absorção de água e nutrientes. Segundo Hartmann et al., (1997) o processo de enraizamento pode ser acelerado utilizando-se reguladores de crescimento como o ácido naftaleno acético (ANA) e o ácido indolbutírico (AIB), os quais podem contribuir para tornar o processo mais uniforme.

Figura 1 - Formas químicas de algumas auxinas sintéticas.



Fonte: http://www.biologia.edu.ar/plantas/reguladores_vegetales_2005/tipos_de_reguladores_vegetales.htm.

2.5 Elementos minerais

As plantas requerem elementos minerais para o desempenho de muitas funções diferentes. Por exemplo, os íons minerais afetam a osmose e, assim, regulam o balanço hídrico. Por outro lado, um elemento mineral pode constituir uma parte funcional de uma molécula biológica essencial e, neste caso, sua necessidade é altamente específica. Alguns minerais são constituintes necessários das membranas celulares, outros controlam sua permeabilidade, e outros são componentes indispensáveis de vários sistemas enzimáticos que catalisam reações biológicas na célula (MALAVOLTA, 2006).

2.5.1 Boro (B) e Zinco (Zn)

O B é micronutriente essencial à vida das plantas, mas as suas funções não estão bem esclarecidas. Segundo diversos autores (HIRSCH & TORREY, 1980; ROTH- BEJERANO & ITAI, 1981), este micronutriente pode ser considerado um cofator do enraizamento, pois, atua no processo rizogênico somente após a ação das auxinas no alongamento celular e alteração da membrana celular, com o boro facilitando o transporte através das membranas ou na manutenção da integridade destas.

O Zn é um elemento ativador de diversas enzimas e essencial para a síntese do triptofano, precursor do ácido indol-3-acético, nas plantas. Sua deficiência manifesta-se fundamentalmente por falta de distensão dos entrenós novos, além de formação de rosetas em algumas espécies (CAMARGO, 2002).

2.6 Eficiência Fotoquímica e trocas gasosas

A produção vegetal é função da fotossíntese total da planta que por sua vez é função da irradiância recebida naturalmente da superfície foliar disponível para captá-la eficientemente. Para Marengo & Lopes (2005), a intensidade luminosa, a temperatura, a concentração de CO₂, o teor de nitrogênio da folha e a umidade do solo são fatores que afetam a atividade fotossintética dos vegetais. Em resposta a condições adversas, como por exemplo, o estresse hídrico, a maioria das plantas tendem a fechar seus estômatos para diminuir a perda de água pela transpiração, como consequência ocorre uma diminuição da condutância estomática, menor assimilação de carbono e diminuição da taxa de fotossíntese. Segundo Larcher (2004), à medida que a disponibilidade de água no solo diminui, a taxa de transpiração decresce como resultado do fechamento dos estômatos.

A utilização de parâmetros da fluorescência da clorofila *a* podem ser utilizados no estudo da atividade fotossintética das plantas, por ser um método não destrutivo que permite a análise qualitativa e quantitativa da absorção e aproveitamento da energia luminosa - eficiência fotoquímica do fotossistema II (PSII) - pelo aparelho fotossintético. Essa técnica tem permitido um aumento no conhecimento dos processos fotoquímicos e não fotoquímicos que ocorrem na membrana dos tilacóides, além de possibilitar o estudo de características relacionadas à capacidade de absorção e transferência da energia luminosa na cadeia de transporte de elétrons (KRAUSE & WEIS, 1991).

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Local e instalação do Experimento

O experimento foi conduzido em casa de vegetação, localizada no Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Alagoas (CECA/UFAL), cujas coordenadas geodésicas são 09°28'02"S; 35°49'43"W e 127 m de altitude, no município de Rio Largo, Alagoas, no período de dezembro de 2010 a abril de 2011.

As condições ambientais foram monitoradas por uma estação meteorológica automática modelo WS - GP1 (DELTA-T Devices, Cambridge - England), localizada dentro da casa de vegetação, registrando-se temperatura, umidade relativa a cada 15 min e radiação solar a cada minuto (Figura 2). Com base nos dados de umidade e temperatura foi calculado o DPV (Déficit de Pressão de Vapor) do ar, através da fórmula:

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

Onde:

es = Pressão de vapor saturado

e = Pressão de vapor do ar

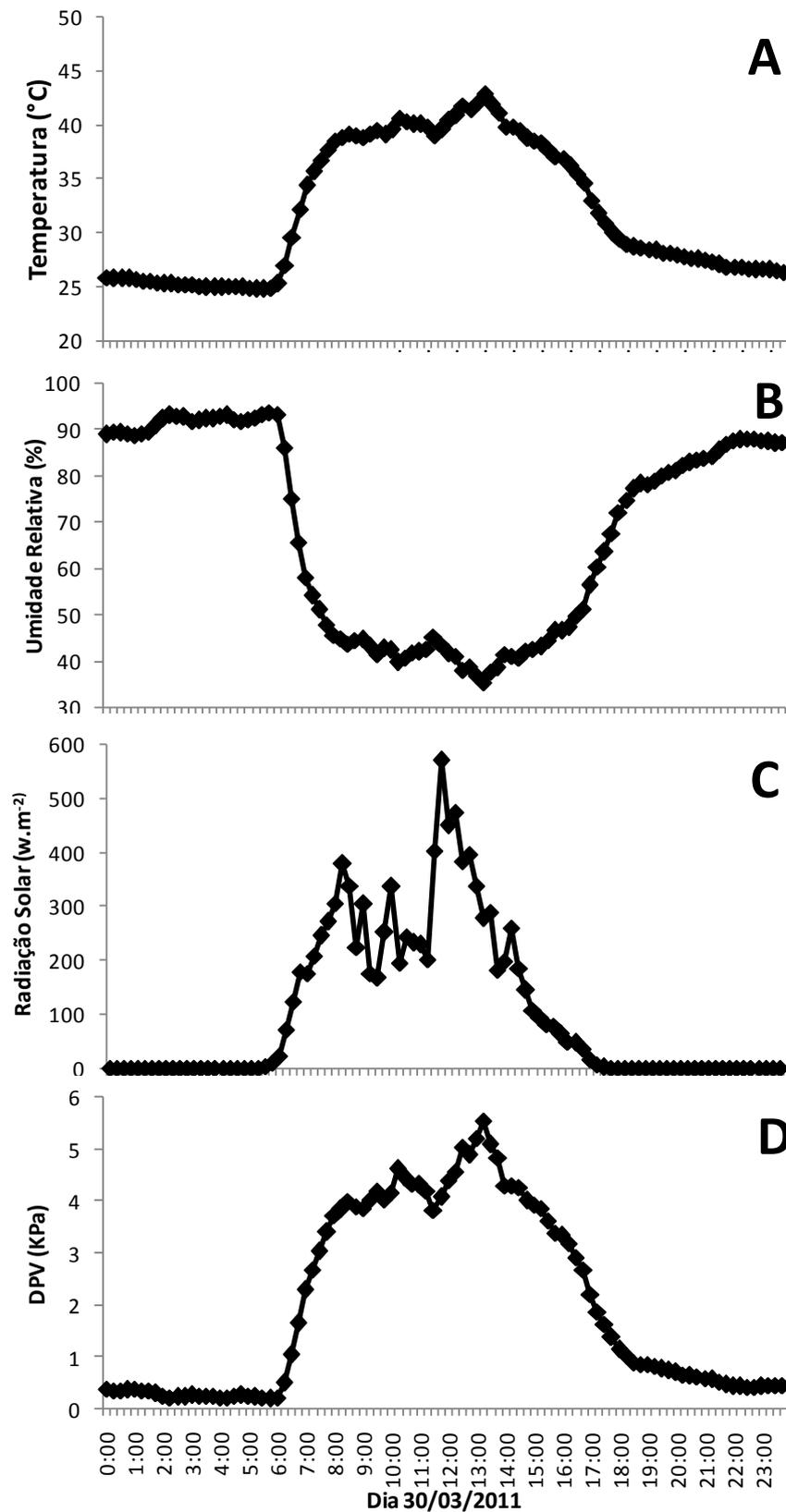
T = Temperatura

UR = Umidade relativa

Para o plantio foram utilizadas toletes de cana da variedade RB 92579 com densidade de plantio de quatro gemas por vaso (20 litros). Após a emergência das plântulas, foi realizado o desbaste deixando apenas duas plântulas por vaso.

O solo utilizado no experimento foi coletado da região de tabuleiros costeiros, próximo ao CECA, o qual foi posto para secar em galpão, em seguida peneirado e destorroado, cuja análise química e física encontra-se no Anexo I e II, respectivamente.

Figura 2 - Temperatura (A), umidade relativa (B), radiação solar (C) e DPV (D) da casa de vegetação do CECA no dia das medidas de trocas gasosas, fotossíntese e rendimento quântico máximo (F_v/F_m) e efetivo (Φ_{PSII}) do PSII, aos 118 DAP.



Fonte: Autor, 2011

3.2 Delineamento Experimental

Foram conduzidos dois experimentos em delineamento inteiramente casualizado, a saber: experimento (1) dividido em dois momentos – crescimento inicial, com 6 tratamentos e 12 repetições e crescimento final, com 6 tratamentos e 8 repetições; experimento (2) – cujas plantas foram submetidas as condições com e sem estresse hídrico, avaliando-se a eficiência quântica do PSII (6 tratamentos e 4 repetições) e as trocas gasosas (3 tratamentos e 4 repetições).

Os tratamentos utilizados foram:

T₁: Controle;

T₂: AIB (Ácido Indolbutírico), na concentração de 1000 mg.L⁻¹;

T₃: B+Zn (Bórax, 10 Kg por hectare + Sulfato de Zinco, 20 Kg por hectare);

T₄: Triptofano, 7,2 Kg por hectare;

T₅: Ubyfol (Kymon Plus[®], 1,0 L por hectare + Potamol[®] 0,5 L por hectare);

T₆: Stimulate[®], 0,5 L por hectare.

Nos parâmetros avaliados foram utilizados todos os tratamentos, com exceção das medidas de trocas gasosas do experimento (2) em que foram utilizados somente os tratamentos T₁, T₅ e T₆.

Os produtos foram diluídos em água e a calda aplicada junto aos toletes no plantio, com exceção do tratamento T₂, onde os toletes foram imersos por 4 s em uma solução de AIB (Figura 3), cuja concentração foi de 1000 mg de AIB por litro de água, sendo plantados logo em seguida. Para a aplicação dos outros tratamentos, foram utilizados micropuverizadores, sendo o volume da calda de 8 mL, aproximadamente (Figura 4). As diluições foram realizadas com base na recomendação para um hectare, na profundidade de 0,2 m e considerando a densidade do solo de 1200 kg.m⁻³, sendo estimada para a quantidade de solo dos vasos (24 Kg aproximadamente).

O plantio dos toletes foi efetuado no dia 02/12/2010 e as plantas foram avaliadas até o dia 06/04/2011, sendo irrigadas periodicamente, próximo à capacidade de campo. Em 29/03/2011, aos 117 DAP, foi suspensa a irrigação por 36 horas e em seguida, foram realizadas as medidas de trocas gasosas e eficiência fotoquímica. Na ocasião quatro repetições de cada tratamento receberam estresse hídrico e outras quatro repetições foram irrigadas até capacidade de campo. Dessa forma, foram comparados os tratamentos estressados com os tratamentos sem estresse hídrico.

O crescimento da planta foi mensurado aos 40 e aos 124 DAP.

Figura 3 - Tratamento das sementes de cana-de-açúcar por imersão dos toletes durante 4 s em solução de AIB, na concentração de 1000 mg.L^{-1} .



Fonte: Autor, 2011

Figura 4 - Método de aplicação dos tratamentos realizado com micropulverizador diretamente no sulco de plantio.



Fonte: Autor, 2011

3.3 Variáveis analisadas

3.3.1 Análise de Crescimento

Na primeira etapa do experimento, aos 40 dias após o plantio (DAP), foram coletados dados de altura (cm), número de folhas, número de perfilhos, comprimento (cm) e largura (cm) da folha + 3. Com os dados de altura da planta, número de folhas, comprimento e largura, foi estimada a área foliar (AF), segundo metodologia descrita por Hermann & Câmara (1999).

Aos 41 DAP foram coletados as folhas, colmos e raízes para pesagem e obtenção da massa fresca. Em seguida, o material vegetal foi submetido à secagem, até atingir peso constante, em estufa de circulação forçada de ar à temperatura de 65°C, para obtenção da massa seca.

Na segunda etapa do experimento aos 122 DAP também foram coletados dados de altura da planta, número de folhas, número de perfilhos, comprimento e largura da folha + 3 e calculada a área foliar.

Aos 124 DAP procedeu-se a última coleta do experimento, em que foram coletados as folhas, colmos e raízes, sendo determinada massa seca e fresca deste material, cuja metodologia foi citada anteriormente. A massa seca da planta (MS) foi obtida pelo somatório da massa seca das folhas, colmos e raízes.

A partir dos dados morfológicos da primeira e segunda avaliações, aos 41 e 124 DAP, respectivamente, foram realizadas análises quantitativas de crescimento, conforme as seguintes fórmulas (BENICASA, 2003; CAIRO et al, 2008):

$$\Sigma \text{ Taxa de crescimento absoluto (TCA)} = \frac{MS_1 - MS_2}{t_2 - t_1} \quad (\text{g.dia}^{-1})$$

$$\Sigma \text{ Taxa de crescimento relativo (TCR)} = \frac{L_n MS_2 - L_n MS_1}{t_2 - t_1} \quad (\text{g.g}^{-1}.\text{dia}^{-1})$$

$$\Sigma \text{ Duração de área foliar (DAF)} = \frac{(AF_1 + AF_2) \times (t_2 - t_1)}{2} \text{ (cm}^2 \cdot \text{dia)}$$

$$\Sigma \text{ Taxa de assimilação líquida (TAL)} = \frac{(MS_2 - MS_1)}{(AF_2 - AF_1)} \times \frac{(L_n AF_2 - L_n AF_1)}{(t_2 - t_1)} \text{ (g} \cdot \text{cm}^{-2} \cdot \text{dia}^{-1})$$

Em que:

$t_1 = 41$ DAP;

$t_2 = 124$ DAP;

$MS_1 =$ Massa Seca da planta aos 41 DAP;

$MS_2 =$ Massa Seca da planta aos 124 DAP;

$AF_1 =$ Área Foliar aos 41 DAP;

$AF_2 =$ Área Foliar aos 124 DAP;

$L_n AF_1 =$ Logaritimo Neperiano de AF_1 ;

$L_n AF_2 =$ Logaritimo Neperiano de AF_2 .

E com os dados morfológicos da segunda avaliação foram utilizadas as seguintes fórmulas:

$$\Sigma \text{ Alocação de MS na folha} = \frac{\text{Massa Seca Folha}}{\text{Massa Seca Planta}} \times 100 (\%)$$

$$\Sigma \text{ Alocação de MS no colmo} = \frac{\text{Massa Seca Colmo}}{\text{Massa Seca Planta}} \times 100 (\%)$$

$$\Sigma \text{ Alocação de MS na raiz} = \frac{\text{Massa Seca Raiz}}{\text{Massa Seca Planta}} \times 100 (\%)$$

$$\Sigma \text{ Razão raiz/parte aérea} = \frac{\text{Massa Seca Raiz}}{\text{Massa Seca Parte Aérea}}$$

$$\Sigma \text{ Razão de área foliar} = \frac{\text{Área Foliar}}{\text{Massa Seca da Planta}} \text{ (cm}^2 \cdot \text{g}^{-1})$$

$$\Sigma \text{ \AA\rea foliar espec\i\fica} = \frac{\text{\AA\rea Foliar}}{\text{Massa Seca Folha}} \text{ (cm}^2\text{.g}^{-1}\text{)}$$

$$\Sigma \text{ Raz\~ao da massa foliar} = \frac{\text{Massa Seca Folha}}{\text{Massa Seca Planta}}$$

3.3.2 Medidas com e sem estresse h\i\drico

3.3.2.1 Efici\~encia Fotoqu\i\mica e teor de clorofila

O teor de clorofila das folhas de cana foi estimado *in vivo* com um medidor de clorofila port\~atil, modelo SPAD-502 (Minolta, Jap\~ao), aos 122 DAP. Foram realizadas 8 leituras aleat\~orias da folha +1 de cada planta. A leitura desse aparelho \e adimensional e comumente chamada de leitura ou unidade SPAD.

Para as medidas de efici\~encia fotoqu\i\mica foram utilizados os limbos da parte central das folhas + 1 de cada planta, aos 118 DAP. A efici\~encia qu\~antica m\~axima (Fv/Fm) foi medida nos hor\~arios de 4h30min da manh\~a (medida de fotoinibi\~cao cr\~onica) e ao meio dia (medida de fotoinibi\~cao din\~amica). As medidas foram quantificadas, *in vivo*, com um fluor\~ometro port\~atil modelo OSI 1FL, ADC, de pulso de luz modulada saturante de 1s de dura\~cao, para promover o fechamento dos centros de rea\~cao do PSII, de acordo com o m\~etodo descrito por Maxwell & Johnson (2000), sendo a Fv/Fm mensurada ap\~os condicionamento ao escuro, com pin\~ças de pl\~astico, durante 20 minutos, num total de uma leitura por planta. A efici\~encia qu\~antica efetiva do PSII (Φ PSII) foi medida entre 11:00 e 12:00 nas mesmas folhas que foram efetuadas as medidas de efici\~encia qu\~antica m\~axima do PSII (Fv/Fm), conforme Schreiber et al., (1995), sendo realizada duas leituras por planta.

3.3.2.2 Trocas gasosas

Da mesma forma que as medidas de Fv/Fm e Φ PSII, para as medidas de trocas gasosas tamb\~em foram utilizados os limbos da parte central das folhas + 1 de cada planta, sendo estas realizadas *in vivo*, aos 118 DAP, entre os hor\~arios de 10:00 e 12:00 da manh\~a,

realizando-se apenas uma leitura por planta. Essas medidas foram feitas com um analisador portátil de CO₂ a infravermelho (IRGA), ADC, modelo Lci, (Hoddesdon, UK), cujos parâmetros avaliados foram: fotossíntese (A), condutância estomática (gs), transpiração (E), concentração interna de CO₂ (Ci/Ca). Através dos valores de A, E e Ci/Ca, foram calculados a eficiência do uso da água (A/E) e a eficiência instantânea de carboxilação (A/Ci).

3.4 Análise Estatística

Os resultados foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Duncan a 5% de probabilidade de erro. Foi utilizada a correlação de Pearson a 1% e a 5% de probabilidade de erro para verificar a relação entre as variáveis morfológicas e as taxas de crescimento absoluto (TCA) e relativo (TCR).

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Crescimento

A produção de matéria seca total (MS planta) foi maior nos tratamentos AIB e Stimulate[®] com valor médio de 132,12 g em relação aos demais tratamentos, que tiveram média de 107,09 g (Tabela 1), representando um incremento médio de 18,9%. Da mesma forma, a produção de matéria seca nas raízes foi maior nos tratamentos AIB (41,43 g) e Stimulate[®] (40,72 g) (Tabela 1).

A alocação de massa seca nas folhas (AMS na folha) foi maior nos tratamentos Controle, B+Zn, triptofano e Ubyfol com média geral de 20,6%, sendo os menores valores nos tratamentos AIB e Stimulate[®] com média de 17,3% (Tabela 1). A alocação de massa seca nas raízes (AMS na raiz) foi significativamente superior nos tratamentos AIB, triptofano, Ubyfol e Stimulate[®] com média geral de 29,90% (Tabela 1).

Tabela 1 - MS Folha (massa seca da folha), MS Colmo (massa seca do colmo), MS Raiz (massa seca da raiz), AMS na folha (Alocação de biomassa na folha), AMS no colmo (Alocação de biomassa no colmo) e AMS (Alocação de biomassa na raiz) em cana-de-açúcar aos 124 DAP com a aplicação de bioestimulantes e enraizadores. Médias seguidas por letras iguais nas linhas não diferem pelo teste Duncan ao nível de 5% de probabilidade.

| Variáveis | Tratamentos | | | | | |
|-------------------------|-------------|----------|----------|------------|----------|------------------------|
| | Controle | AIB | B + Zn | Triptofano | Ubyfol | Stimulate [®] |
| MS Folha (g) | 21,82 A | 22,13 A | 22,05 A | 19,90 A | 22,52 A | 22,27 A |
| MS Colmo (g) | 61,14 A | 68,31 A | 65,62 A | 56,20 A | 55,26 A | 69,36 A |
| MS Raiz (g) | 22,60 B | 41,43 A | 22,14 B | 26,87 B | 32,18 AB | 40,72 A |
| MS Planta (g) | 105,57 B | 131,87 A | 109,82 B | 102,98 B | 109,97 B | 132,36 A |
| AMS na Folha (%) | 21,16 A | 17,45 B | 20,99 A | 19,53 AB | 20,90 A | 17,06 B |
| AMS no Colmo (%) | 56,72 A | 50,93 A | 57,51 A | 53,05 A | 49,53 A | 51,86 A |
| AMS na Raiz (%) | 22,11 B | 31,60 A | 21,48 B | 27,40 AB | 29,55 A | 31,06 A |

Fonte: Autor, 2011

A área foliar (AF) foi maior no tratamento Stimulate[®] não diferindo dos tratamentos AIB, B+Zn e Ubyfol, mas com incremento significativo de 13,79% em relação ao controle (Tabela 2). A AF do tratamento Stimulate[®] diferiu do tratamento triptofano, sendo este último semelhante aos demais tratamentos (Tabela 2).

Uma planta com maior área foliar, desde que não ocasione sombreamento nas folhas subjacentes, pode aumentar a produção de matéria vegetal, pois aumenta a superfície de

absorção de luz. Santos e Vieira (2005) trabalhando com algodão obtiveram incremento na área foliar, altura e crescimento inicial com a aplicação de Stimulate[®] nas sementes.

Tabela 2 - AF (área foliar), Altura da planta, Diâmetro do colmo, N° de folhas (número de folhas) e N° de perfilhos (número de perfilhos) em cana-de-açúcar aos 124 DAP com a aplicação de bioestimulantes e enraizadores. Médias seguidas por letras iguais nas linhas não diferem pelo teste Duncan ao nível de 5% de probabilidade.

| Variáveis | Tratamentos | | | | | |
|-------------------------------|-------------|------------|------------|------------|------------|------------------------|
| | Controle | AIB | B + Zn | Triptofano | Ubyfol | Stimulate [®] |
| AF (cm²) | 1834,63 B | 1926,17 AB | 1924,88 AB | 1850,48 B | 2070,07 AB | 2128,02 A |
| Altura da planta (cm) | 78,15 A | 78,28 A | 83,93 A | 82,62 A | 79,59 A | 81,21 A |
| Diâmetro do colmo (mm) | 16,15 A | 16,20 A | 16,04 A | 19,05 A | 16,36 A | 17,11 A |
| N° de folhas | 7,81 A | 7,62 A | 7,93 A | 7,56 A | 7,68 A | 7,37 A |
| N° de perfilhos | 2,31 A | 2,37 A | 2,56 A | 2,56 A | 2,50 A | 2,50 A |

Fonte: Autor, 2011

A Taxa de assimilação líquida (TAL) foi significativamente superior nos tratamentos AIB (0,62 g.cm⁻².dia⁻¹) e Stimulate[®] (0,58 g.cm⁻².dia⁻¹), não apresentando diferença entre si (Tabela 3). Todos os tratamentos apresentaram TAL semelhante ao tratamento Stimulate[®] (Tabela 3), com exceção do tratamento com Ubyfol, onde a TAL foi significativamente inferior aos demais.

A taxa de crescimento absoluto (TCA) apresentou-se significativamente superior nos tratamentos com AIB e Stimulate[®], onde os valores médios de 1,49 g.dia⁻¹ e 1,50 g.dia⁻¹, respectivamente, não diferindo dos demais tratamentos (Tabela 3).

A taxa de crescimento relativo (TCR) também apresentou valores significativamente superiores nos tratamentos com AIB e Stimulate, com 0,0352 g.g⁻¹.dia⁻¹ e 0,0363 g.g⁻¹.dia⁻¹, respectivamente, diferindo do controle que apresentou uma taxa de 0,0319 g.g⁻¹.dia⁻¹ (Tabela 3). Os tratamentos B+Zn e Triptofano apresentaram os menores valores para a TCR, que foram de 0,0298 g.g⁻¹.dia⁻¹ e 0,0293 g.g⁻¹.dia⁻¹, respectivamente, diferindo dos tratamentos com AIB, Ubyfol e Stimulate[®] (Tabela 3). O tratamento Ubyfol apresentou uma TRC média de 0,0331 g.g⁻¹.dia⁻¹, não diferindo dos tratamento Controle e do AIB (Tabela 3).

Possivelmente os aumentos da TCA e da TCR nos tratamentos com AIB e Stimulate[®], tenham ocorrido em função de uma maior alocação de biomassa nas raízes nesses tratamentos, com valores de 31,60% e 31,06% (Tabela 1), respectivamente, visto que esses dois produtos atuam estimulando o enraizamento. Como consequência, as plantas podem ter aumentado a superfície de absorção de água e nutrientes do solo.

Segundo Cairo et al. (2008), a TCA (g.dia^{-1}) representa a variação de crescimento (comprimento, área ou peso da planta), num determinado intervalo de tempo, sem considerar os valores preexistentes. O parâmetro serve como indicador da velocidade de crescimento. Já, a TCR ($\text{g.g}^{-1}.\text{dia}^{-1}$) representa a variação de crescimento (comprimento, área ou peso da planta), num determinado intervalo de tempo, levando-se em consideração os valores preexistentes, sendo considerado um parâmetro mais adequado para avaliar o crescimento da planta.

De qualquer forma, tanto a TCA quanto a TCR, foram significativamente superiores nos tratamentos com Stimulate[®] e AIB em relação ao controle e os demais tratamentos.

Tabela 3 - TAL (taxa de assimilação líquida), TCA (taxa de crescimento absoluto), TCR (taxa de crescimento relativo), DAF (duração de área foliar), RAF (razão de área foliar), AFE (área foliar específica) Raiz/PA (razão entre raiz e parte aérea) em cana-de-açúcar aos 124 DAP com a aplicação de bioestimulantes e enraizadores. Médias seguidas por letras iguais nas linhas não diferem pelo teste Duncan ao nível de 5% de probabilidade.

| Variáveis | Tratamentos | | | | | |
|--|-------------|----------|-----------|------------|-----------|------------------------|
| | Controle | AIB | B + Zn | Triptofano | Ubyfol | Stimulate [®] |
| TAL ($\text{g.cm}^{-2}.\text{dia}^{-1}$) | 0,53 BC | 0,64 A | 0,53 BC | 0,51 BC | 0,49 C | 0,58 AB |
| TCA (g.dia^{-1}) | 1,17 B | 1,49 A | 1,20 B | 1,12 B | 1,23 B | 1,50 A |
| TCR ($\text{g.g}^{-1}.\text{dia}^{-1}$) | 0,032 CD | 0,035 AB | 0,030 D | 0,029 D | 0,033 BC | 0,036 A |
| DAF ($\text{cm}^2.\text{dia}$) | 94673 C | 99124 AB | 101179 AB | 97026 BC | 105745 AB | 108389 A |
| RAF($\text{cm}^2.\text{g}^{-1}$) | 17,88 A | 15,25 C | 18,45 AB | 18,44 AB | 19,29 A | 16,39 BC |
| AFE ($\text{cm}^2.\text{g}^{-1}$) | 84,51 A | 92,10 A | 89,76 A | 127,52 A | 92,72 A | 103,36 A |
| Raiz/P.A | 0,29 B | 0,58 A | 0,28 B | 0,41 AB | 0,46 AB | 0,47 AB |

Fonte: Autor, 2011

A duração da área foliar (DAF) expressa o período em que a área foliar fotossintética está efetivamente ativa, ou seja, a magnitude e persistência da área foliar (COSTA et al., 2000). Durante o período de crescimento da cultura o tratamento controle apresentou o menor valor médio de DAF com $94672,78 \text{ cm}^2.\text{dia}^{-1}$ e o tratamento Stimulate[®] o maior valor com $108388,88 \text{ cm}^2.\text{dia}^{-1}$ (Tabela 3). Com exceção do tratamento com triptofano, todos os outros apresentaram um ganho de área fotossinteticamente ativa em relação ao controle. Para Delgado (1995), o potencial de rendimento de uma determinada cultivar pode estar relacionado com a DAF. Machado (1985) relata que a produção biológica total pode ser estimada pela DAF e pela taxa de fotossíntese média da cultura por unidade de área foliar.

Portanto como todos os produtos utilizados favoreceram o aumento na DAF, é provável que eles também venham a proporcionar maior produtividade da cana-de-açúcar.

A razão de área foliar (RAF), que fornece a área foliar fotossinteticamente útil, foi significativamente superior nos tratamentos Controle, B+Zn, triptofano e Ubyfol, com média geral de $18,52 \text{ cm}^2 \cdot \text{g}^{-1}$, sendo que, os menores valores foram observados nos tratamentos com AIB e Stimulate[®] com média de $15,83 \text{ cm}^2 \cdot \text{g}^{-1}$ (Tabela 3). De acordo com Benicasa (2003), o declínio da RAF à medida que a planta cresce pode ser explicado pelo aumento da interferência das folhas superiores nas folhas inferiores (autosombreamento).

A razão e massa seca raiz/parte aérea foi significativamente superior nos tratamentos AIB, triptofano, Ubyfol e Stimulate[®] com média geral de 0,49, em relação aos tratamentos Controle e B+Zn, com valor médio de 0,29 (Tabela 3).

As variáveis de crescimento: massa seca da folha, massa seca do colmo, alocação de biomassa no colmo (Tabela 1), altura da planta, diâmetro do colmo, número de folhas, número de perfilhos (Tabela 2) e área foliar específica (Tabela 3), não apresentaram diferença estatística entre os tratamentos. Possivelmente, esse resultado pode ter ocorrido porque aos 124 DAP a cana ainda não havia atingido o seu pico máximo de crescimento e acúmulo de carbono, podendo ainda estar sofrendo influência das reservas do rebolo, o que estaria equiparando os tratamentos. Dessa forma, é possível que a diferença entre tratamentos possa se manifestar em estágios mais avançados de crescimento da cultura.

Santos et al., (2009), trabalhando com diferentes doses de fósforo em cana, observaram que a fase de maior crescimento e acúmulo de biomassa ocorreu entre os 120 a 240 DAP. Ramesh (2000) relata que a fase de intenso crescimento da cana-de-açúcar ocorre entre 279 a 377 DAP. Portanto, podemos sugerir que os parâmetros: razão de área foliar (RAF), razão raiz parte aérea (Razão/PA), área foliar (AF), massa seca raiz (MS Raiz), massa seca planta (MS Planta), razão de massa seca das folhas (% folha) e razão de massa seca de raízes (% raiz), são melhores para diferenciar alterações no crescimento inicial de cana-de-açúcar.

Observou-se que os tratamentos AIB e Stimulate[®] apresentaram alguns atributos agrônômicos superiores aos demais tratamentos, tais como a MS da planta e a MS seca das raízes, além das maiores TCA e TCR. Contudo, as taxas de crescimento desses tratamentos somente obtiveram correlação significativa entre: TCA e MS colmo, TCA e MS planta, TCR e MS colmo e entre TCR e a MS planta para o tratamento AIB (Tabela 4). No tratamento

Stimulate[®] ocorreu correlação entre: TCA e a MS colmo, TCA e MS planta e entre TCR e a MS planta (Tabela 5).

Tabela 4 - Coeficientes de correlação de Pearson (r) entre as variáveis de crescimentos e as taxas de crescimento em cana-de-açúcar no tratamento com AIB.

| Variáveis | AIB | | | | | | |
|-----------|----------|----------|---------|-----------|------|--------|---------|
| | MS Folha | MS Colmo | MS Raiz | MS Planta | AF | Altura | SPAD |
| TCA | -0,0206 | 0,7748* | 0,6925 | 0,9249** | 0,58 | -0,07 | 0,0162 |
| TCR | 0,0953 | 0,8544** | 0,5923 | 0,8936** | 0,6 | -0,194 | -0,0588 |

*Probabilidade $P < 0,05$, ** Probabilidade $P < 0,01$.

MS – Massa Seca; AF – Área Foliar

TCA – Taca de Crescimento Absoluto

TCR – Taxa de Crescimento Relativo

Fonte: Autor, 2011

Tabela 5 - Coeficientes de correlação de Pearson (r) entre as variáveis de crescimentos e as taxas de crescimento em cana-de-açúcar no tratamento Stimulate[®].

| Variáveis | Stimulate [®] | | | | | | |
|-----------|------------------------|----------|---------|-----------|-------|--------|---------|
| | MS Folha | MS Colmo | MS Raiz | MS Planta | AF | Altura | SPAD |
| TCA | -0,1164 | 0,7351* | 0,2939 | 0,8582** | -0,42 | 0,349 | -0,1741 |
| TCR | -0,2912 | 0,6694 | 0,3483 | 0,8162* | -0,61 | 0,319 | -0,2009 |

*Probabilidade $P < 0,05$, ** Probabilidade $P < 0,01$.

MS – Massa Seca; AF – Área Foliar

TCA – Taca de Crescimento Absoluto

TCR – Taxa de Crescimento Relativo

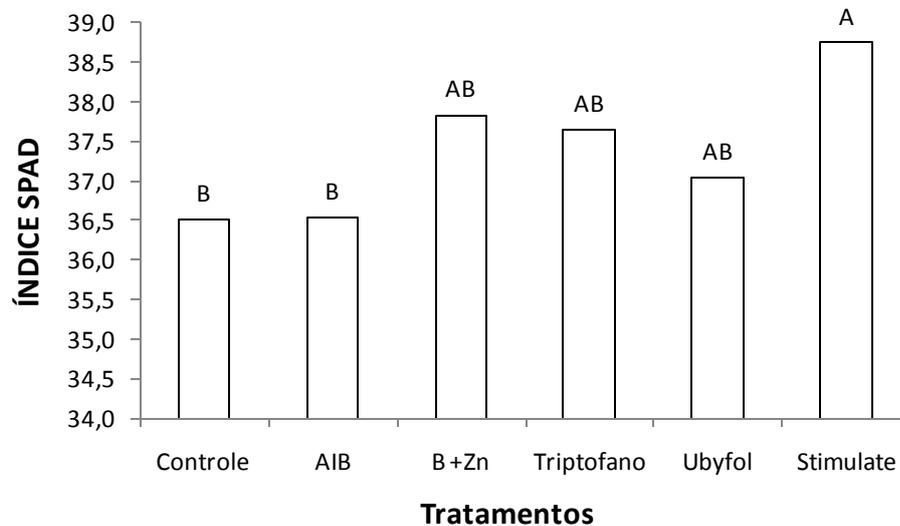
Fonte: Autor, 2011

Vários autores têm demonstrado os benefícios do uso de bioestimulantes em diversas culturas. Vieira & Castro (2001) trabalhando com soja observaram aumento de 53,3% na massa seca de plântulas com a dose de 4,1 ml de Stimulate[®] para 0,5 Kg de sementes. Albrecht et al. (2009), trabalhando com algodão, obtiveram aumento de 54% de produtividade com a pulverização via foliar de Stimulate[®], na dosagem de 37,5 cm³.ha⁻¹. Miguel et al. (2008) obtiveram incremento de 20% na produtividade de cana-de-açúcar com a pulverização foliar, e 19,5% com pulverização no tolete, na dosagem de 0,5 L.ha⁻¹ de Stimulate[®].

4.2 Estimativa do teor de clorofila

O tratamento Stimulate[®] apresentou aumento de 5,76% no teor de clorofila em relação ao controle (Figura 5). A aplicação de B+Zn, triptofano e Ubyfol estimularam a produção de clorofila, porém, de forma não significativa. Chitarra & Chitarra (1990) e Ludford (1995) relatam o efeito retardador da giberelina e da citocinina na mudança de coloração do vegetal, devido ao atraso na degradação da clorofila. Esse pode ser o motivo pelo qual o Stimulate[®] apresentou maior leitura SPAD, já que na sua formulação contém citocinina e giberelina. Segundo Davies (2004), esses hormônios vegetais podem retardar a senescência de folhas. De acordo com Garbelini (2009) os bioestimulantes Promalin[®] e Stimulate[®], nas concentrações de 400 ml.L⁻¹ e 5,0 ml.L⁻¹, respectivamente, aumentaram o teor de clorofila em folhas de macadâmia.

Figura 5 - Índice SPAD em cana-de-açúcar aos 124 DAP com a aplicação de bioestimulantes e enraizadores. Médias seguidas por letras iguais entre os tratamentos não diferem pelo teste de Duncan ao nível de 5% de probabilidade.



Fonte: Autor, 2011

4.3 Avaliações com e sem estresse hídrico

4.3.1 Eficiência fotoquímica

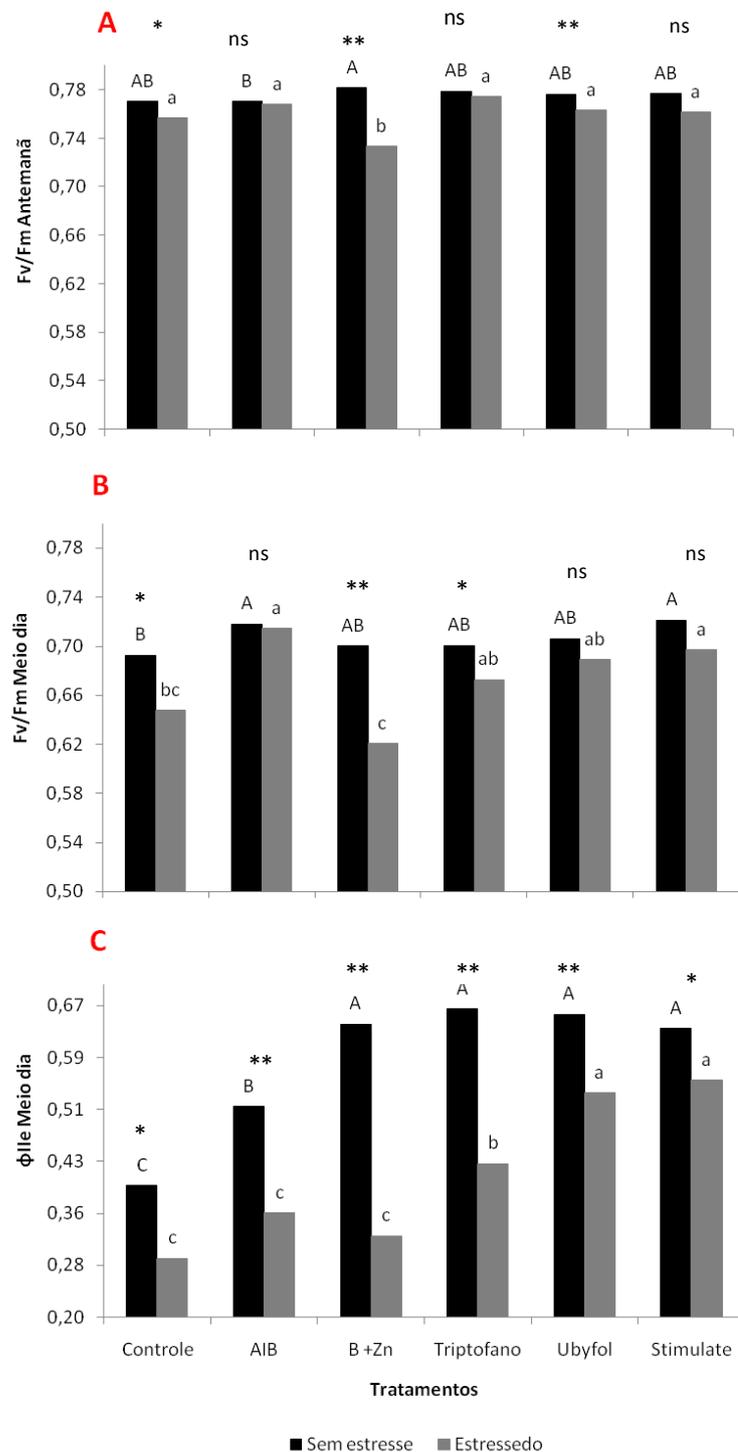
A eficiência quântica máxima do PSII (F_v/F_m) medida na antemanhã indica fotoinibição crônica quando apresenta valores abaixo de 0,7 (Dias & Marengo, 2007). No

presente experimento mesmo nas plantas submetidas ao estresse, não foram observados valores abaixo de 0,7 na antemanhã, mostrando que o estresse hídrico foi moderado (Figura 6 A). Segundo Bolhar-Nordenkamp et al. (1989), valores da razão F_v/F_m entre 0,75 e 0,85 são característicos de plantas em ótimas condições de desenvolvimento.

Por volta do meio dia, os valores de F_v/F_m são mínimos, representando uma fotoinibição dinâmica causada pelo excesso de excitação do fotossistema II (TAIZ & ZEIGER, 2009). Os tratamentos com AIB e Stimulate[®] foram os que apresentaram os valores mais elevados de F_v/F_m , tanto nas plantas estressadas quanto nas não estressadas, estes valores foram estatisticamente diferentes do controle com valores de 0,69 (plantas não estressadas) e 0,65 (plantas estressadas) (Figura 6 B). Somente os tratamentos com AIB, Ubyfol e Stimulate não tiveram redução significativas de F_v/F_m ao meio dia quando as plantas foram colocadas sob estresse. De acordo com Björkman & Powles (1984), o declínio da relação F_v/F_m é um bom indicador do dano fotoinibitório quando as plantas estão sujeitas a estresses do ambiente, incluindo frio e seca. Heckathorn et al. (1997), trabalhando com gramíneas sob condições de deficiência hídrica, em casa-de-vegetação, obtiveram valores de F_v/F_m entre 0,6 e 0,7 para plantas com tratamento não-irrigado.

A cana-de-açúcar sob efeito de estimulantes e enraizadores apresentou aumento da eficiência quântica efetiva do PSII (Φ_{PSII}) em relação às plantas controle em condições de bom suprimento hídrico (Figura 6 C). Sob condições de estresse hídrico, o Φ_{PSII} foi significativamente superior nos tratamentos com triptofano, Ubyfol e Stimulate[®] em relação aos demais. O estresse hídrico também causou uma forte redução do Φ_{PSII} em todos os tratamentos, no entanto, a redução foi menor nos tratamentos com Ubyfol e Stimulate. Silva (2010), trabalhando com diferentes genótipos de cana-de-açúcar, encontrou valores para o Φ_{PSII} de 0,65 em plantas submetidas a estresse moderado, e de 0,62 em plantas submetidas a estresse hídrico severo.

Figura 6- Eficiência quântica máxima do PSII (Fv/Fm) na antemanhã (A) e ao meio-dia (B), eficiência quântica efetiva do PSII (Φ_{IIe}) ao meio dia (C) em cana-de-açúcar aos 118 DAP com a aplicação de bioestimulantes e enraizadores. Médias seguidas por letras iguais nas colunas da mesma cor não diferem entre si pelo teste de Duncan ao nível de 5% de probabilidade. Médias dentro de cada tratamento sobrescritos com ** e * diferem entre sem estresse e estressado ao nível de 1 e 5%, respectivamente, de probabilidade pelo teste t.



Fonte: Autor, 2011

De acordo com Romano (2001), o fotodano do centro de reação, que pode ser ocasionado por um tipo de estresse, resulta em uma diminuição do valor de F_v/F_m . Em plantas sob condições de estresse, a menor eficiência fotossintética pode ser causada pela menor dissipação de energia através do transporte de elétrons, ocasionando um declínio na eficiência quântica máxima do PSII, indicada pelo menor F_v/F_m (HAVAUX, 1993), ou com processos de fotoinibição quando a capacidade de fotoproteção é excedida, sendo indicado pelo declínio na relação F_v/F_m , acompanhado pelo aumento de F_o (fluorescência inicial), devido à redução excessiva da cadeia de transporte de elétrons (OSMOND, 1994).

Para Lemos-Filho (2000), sob estresse hídrico severo, as plantas frequentemente apresentam um marcante efeito fotoinibitório, caracterizado por um decréscimo significativo no rendimento quântico efetivo do PSII.

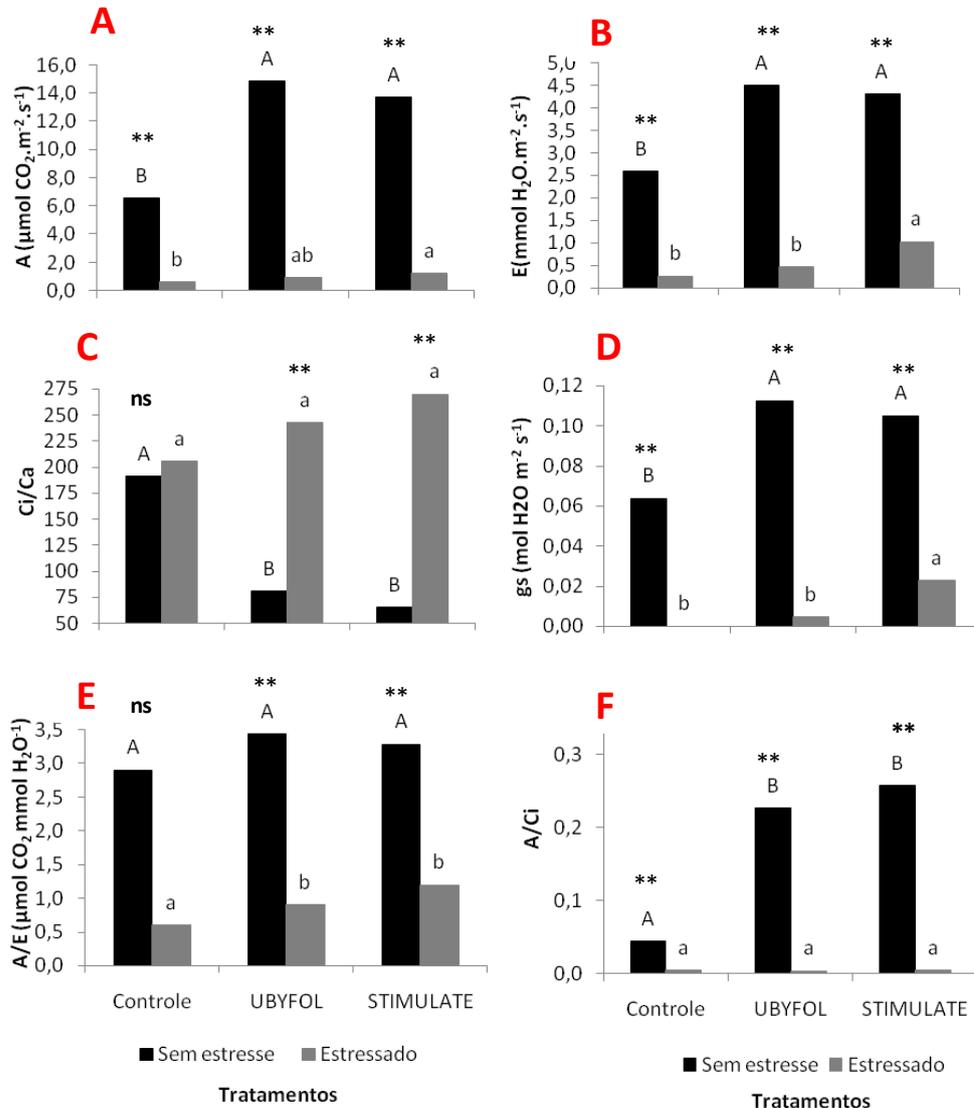
4.3.2 Trocas gasosas

As trocas gasosas foram avaliadas em folhas de cana-de-açúcar submetidos aos tratamentos controle, Ubyfol e Stimulate[®], com e sem estresse hídrico. Na ausência de estresse, os tratamentos com Ubyfol e Stimulate[®] apresentaram valores significativamente superiores de condutância estomática (g_s) e fotossíntese (A), diferindo estatisticamente em relação aos controles (Figura 7 A e D). Contudo, com as plantas sob estresse hídrico, somente tratamento Stimulate[®] apresentou os maiores valores na condutância estomática (Figura 7 D).

Na condição sem estresse a concentração interna de CO_2 (C_i/C_a) foi significativamente superior no tratamento controle, diferindo dos tratamentos Ubyfol e Stimulate[®]. Contudo, na condição de estresse os tratamentos não apresentaram diferença estatística (Figura 7 C). Possivelmente, as maiores g_s e A observadas nos tratamentos Ubyfol e Stimulate[®] refletiram numa maior eficiência de carboxilação desses tratamentos (Figura 7 F).

Devido à maior g_s os tratamentos com Ubyfol e Stimulate[®] apresentaram maior transpiração na condição sem estresse hídrico. Entretanto, na condição de estresse, somente o Stimulate[®] apresentou uma transpiração (E) mais elevada (Figura 7 B). Na ausência de estresse não houve diferença entre os tratamentos com relação ao parâmetro eficiência no uso da água (A/E). Porém, sob condições de estresse hídrico, os tratamentos Ubyfol e Stimulate[®] aumentaram a A/E das plantas de cana (Figura 7 E).

Figura 7: (A) Fotossíntese, (B) Transpiração, (C) Concentração interna de CO₂, (D) Condutância estomática, (E) Eficiência no uso da água e (F) Eficiência instantânea de carboxilação de cana-de-açúcar aos 118 DAP com a aplicação de bioestimulantes e enraizadores. Médias seguidas por letras iguais nas colunas da mesma cor não diferem entre si pelo teste de Duncan ao nível de 5% de probabilidade. Médias dentro de cada tratamento sobreescritos com ** e * diferem entre sem estresse e estressado ao nível de 1 e 5%, respectivamente, de probabilidade pelo teste t.



Fonte: Autor, 2011

Sob condições de estresse hídrico, o estreitamento dos poros estomáticos com a finalidade de amenizar a perda de água através da transpiração, pode limitar, também, a difusão de CO₂ para a câmara subestomática, condicionando menores valores de A (PRADO et al., 2001). A forma como A relaciona-se com g_s tem importância ecológica, pois, se A e g_s variam proporcionalmente, é possível que a concentração interna de CO₂ e a eficiências

intrínsecas (A/gs) e instantâneas (A/E) do uso de água se mantenham constantes, no sentido da otimização das trocas gasosas (SCHULZE e HALL, 1982).

Garbelini (2009) observou aumento da condutância estomática, da transpiração e da fotossíntese em macadâmia, após a pulverização com Stimulate[®] a 5,0 mL.L⁻¹. Este autor também afirmou que não ocorreu aumento na concentração interna de CO₂, com a aplicação dos estimulantes vegetais Promalin[®] e Stimulate[®].

Corniani et al. (2006) estudando plantas de girassol submetidas a estresse, verificaram que a concentração de interna de CO₂ (C_i/C_a) aumentou, enquanto a taxa de fotossíntese (A) foi reduzida em relação ao tratamento sem estresse hídrico. De acordo com Gonçalves (2008), independentemente da variedade de cana, o estresse hídrico severo reduz significativamente a condutância estomática, a transpiração, a fotossíntese líquida e a eficiência no uso da água.

Possivelmente as maiores taxas de condutância estomática e transpiração do tratamento com Stimulate[®], sob condições de estresse hídrico, verificados neste experimento, tenha ocorrido devido a uma maior razão de massa seca de raízes de cana, observada nesse tratamento em relação aos outros, gerando um aumento da absorção de água e nutrientes do solo. Segundo Chaves (1991) a manutenção da abertura estomática, em condições de deficiência hídrica, deve-se a capacidade de algumas plantas de extraírem água do solo rápido o suficiente para compensar perdas na assimilação de carbono. Este tipo de adaptação pode ser alcançado em plantas com sistemas radiculares profundos.

Também pode ser constatado que os tratamentos com Ubyfol e Stimulate[®], os quais apresentaram as maiores taxas de fotossíntese, também obtiveram os maiores acúmulos de carbono, entre todos os tratamentos, apresentando elevados valores de massa seca total da planta (Tabela 1).

5 CONCLUSÕES

A aplicação de AIB e Stimulate[®] proporcionaram maiores taxas de crescimento e acúmulo de biomassa na fase inicial de crescimento vegetativo de cana.

A aplicação de Ubyfol e Stimulate[®] proporcionaram maiores trocas gasosas na ausência de estresse hídrico e aumentaram a eficiência quântica efetiva do PSII, mesmo quando a plantas estavam sob estresse hídrico, quando comparadas com o controle.

Em plantas sob estresse hídrico moderado, a aplicação de Stimulate[®] proporcionou maiores taxas de fotossíntese, transpiração e condutância estomática.

REFERÊNCIAS

- ALBRECHT, L. P. et al. **Aplicação de biorregulador na produtividade do algodoeiro e qualidade de fibra**. Scientia Agraria, UFP. Paraná, Brasil. v. 10, n. 3, p. 191-198. maio, 2009.
- ARTLIP, T. S.; WISNIEWSKI, M. E. Induction of proteins in response to biotic stresses. In: PESSARAKLI, M. (Ed.). **Handbook of plant and crop physiology**. New York: Marcel Dekker, 2001. p. 657-680.
- BARBOSA, M. H. P.; SILVEIRA, L. C. I. Cana-de-açúcar: variedades, estabelecimento e manejo. In: SIMPÓSIO SOBRE MANEJO ESTRATÉGICO DE PASTAGEM, 2006, Viçosa, MG. **Anais...** Viçosa, MG: UFV, 2006. p. 245-276.
- BENICASA, M. M. P. **Análise de crescimento de plantas: noções básicas**. 2 ed. Jaboticabal: FUNEP, 2003. p. 41.
- BJÖRKMAN, O.; POWLES, S. B. **Inhibition of photosynthetic reactions under water stress: interaction with light level**. *Planta*, v. 161, p. 490-504, 1984.
- BOLHAR-NORDENKAMPF, H. R. et al. Chlorophyll fluorescence as a probe of the photosynthetic competence of leaves in the field: a review of current instrumentation. **Functional Ecology**, v. 3, p. 497-514, 1989.
- CAIRO, P. A. R. et al. **Análise de crescimento de plantas**. Vitória da Conquista: Edições UESB, 2008.
- CALBO, A.G.; SILVA, W.L.C., TORRES, A.C. Comparação de modelos e estratégias para análise de crescimento. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, v. 1, n. 1, p. 1-18, 1989.
- CAMARGO, P. N.; SILVA, O. **Manual de adubação foliar**. São Paulo, 2002.
- CAPUTO, M. M. et al. Acúmulo de sacarose, produtividade e florescimento de cana-de-açúcar sob reguladores vegetais. **Interciência**, Caracas, v. 32, n. 12, p. 834-840. 2007.
- CASTRO, P. R. C.; VIEIRA, E. L. **Aplicações de reguladores vegetais na agricultura tropical**. Guaíba: Agropecuária, 2001.
- CASTRO, P. R. C. **Agroquímicos de controle hormonal na agricultura tropical**. Piracicaba: ESALQ. 2006.
- CHAVES, M. M. Effects of water deficits on carbon assimilation. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 42, p. 1-16, 1991.
- CHITARRA, M. I. F.; CHITARRA, A. B. **Pós-colheita de frutos e hortaliças: fisiologia e manuseio**. Lavras: ESAL/FAEPE, 1990. 320 p.
- CONSELHO DE INFORMAÇÃO SOBRE BIOTECNOLOGIA. **Guia da cana-de-açúcar: avanço científico beneficia o país**. São Paulo, 2009.

COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO. **Acompanhamento de safra brasileira**: cana-de-açúcar, segundo levantamento, agosto/2011. Brasília, DF, 2011.

CORNIANI, N. et al. **Determinação das trocas gasosas e de potencial hídrico através do uso de sistemas portáteis na avaliação do estresse**. In: SIMPÓSIO INTERNACIONAL DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA DA UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO, 14, 2006, Piracicaba. São Paulo: Universidade de São Paulo, 2006. CD-ROM.

COSTA, E. G. C.; SANTOS, A. B.; ZIMMERMANN, F. J.P. **Crescimento da cultura principal e da soca de genótipos de arroz irrigado por inundação**. Pesquisa Agropecuária Brasileira, Brasília, v.35, n.10, p.1949-1958, out. 2000.

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

DELGADO, A.D. **Análisis de crecimiento de la biomasa y el area foliar en la variedad de arroz: oryzica yacu-9**. Arroz, Santafé de Bogotá, v.44, n.399, p.41-48, 1995.

DIAS, D. P.; MARENCO; R. A. **Fotossíntese e fotoinibição em mogno e acariquara em função da luminosidade e temperatura foliar**. Pesquisa Agropecuária Brasileira, v. 42, n. 3, p. 305-311, 2007.

FAQUIN, VALDEMAR. **Nutrição Mineral de Plantas** / Valdemar Faquin. -- Lavras: UFLA / FAEPE, p.: il. - Curso de Pós-Graduação "Lato Sensu" (Especialização) a Distância: Solos e Meio Ambiente. 2005.

GARBELINI, R. C. B.S. **Reguladores Vegetais na Emergência e no Desenvolvimento de Plantas de Macadâmia (Macadamia integrifolia Maiden & Betche)**. 2009. Tese (Doutorado em Ciências Biológicas) - Instituto de Biociências, Campus de Botucatu, UNESP, AC: Fisiologia Vegetal. Botucatu – SP.

GONÇALVES, E. R. **Fotossíntese, osmorregulação e crescimento inicial de quatro variedades de cana-de-açúcar submetida à deficiência hídrica**. 2008. p. 66. Dissertação de Mestrado- UFAL, Rio Largo – AL.

GORDON, S.A.; PALEG, L.G. **Formation of auxin from tryptophan through action of polyphenols**. Plant Physiology, v.36, p.838-845, 1961.

HAGGQUIST, M.L. et al. **Identification of tryptophan in leachate oat hulls (Avena sativa) as mediator of root growth regulation**. Physiologia Plantarum, v.72, p.423-427, 1988.

HARTMANN H.T. et al. **Plant propagation principles and practices**, 6 ed. New Jersey, Prentice Hall International. P. 647, 1997

HAVAUX, M. **Rapid photosynthetic adaptation to heat stress triggered in potato leaves by moderately elevated temperatures**. Plant, Cell and Environment, New York, v.16, n. 4, p.461-467, 1993.

HECKATHORN, S.A.; DELUCIA, E.H.; ZIELINSKI, R.E. **The contribution of drought-related decreases in foliar nitrogen concentration to decreases in photosynthetic capacity**

during and after drought in prairie grasses. *Physiology Plantarum*, Copenhagen, v.101, p.173-182, 1997.

HERMANN, E.R.; CÂMARA, G.M.S. **Um método simples para estimar a área foliar de cana-de-açúcar.** *Stab. Açúcar, Álcool & Subprodutos*, v.17, n.5, p.32-34, 1999.

HIRSCH, A. M.; TORREY, J. G. Ultrastructural changes in sunflower root cells in relation to boron deficiency and added auxin. **Canadian Journal of Botany**, 58: 856-866. 1980.

KRAUSE, G. H.; WEIS, E. **Chlorophyll fluorescence and photosynthesis: The basics.** *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*, Palo Alto, v.42, p.313-349, 1991.

KRAMER, P. J. **Water relations of plants.** New York: Academic Press, 1983. 489p.

KRIKORIAN, A.D. **Medios de cultivo: generalidades, composición y preparación.** In: ROCA, W.M.; MROGINSKY, L.A. (Eds.). *Cultivo de tejidos em la agricultura: fundamentos y aplicaciones.* Cali: CIAT, 1991. P.41-77.

LARCHER, W. **Ecofisiologia vegetal.** São Carlos: Rima, 2004. 531 p.

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

LUDFORD, P. L. **Postharvest hormone changes in vegetables and fruits.** In: DAVIES, P. J. (Ed.). *Plant hormones.* The Netherlands: Kluwer Academic, 1995. p. 725-750.

MACHADO, E.C. **Eficiência fotossintética.** In: SEMINÁRIO DE BIOTECNOLOGIA AGRÍCOLA, Piracicaba. Anais. Piracicaba: FEALQ, 1985. p.175-200.

MACHADO, E.C. et al. **Índices biométricos de duas cultivares de cana-de-açúcar.** *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v.17, n.9, p.1323-1329, 1982.

MALAVOLTA, E. **Manual de nutrição mineral de plantas.** São Paulo: Editora Agronômica Ceres, p. 638, 2006.

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

MARTINS, M.B.G.; CASTRO, P.R. de C. **Efeitos de giberelina e ethephon na anatomia de plantas de cana-de-açúcar.** *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, Brasília, v.34, n.10, p.1855-1863, 1999.

MAXWELL, K.; JOHNSON, G. N. Chlorophyll fluorescence: a practical guide. **Journal of Experimental Botany**, v. 51, p. 659-668, 2000.

MIGUEL, F. B. et al. XLVI CONGRESSO DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE ECONOMIA, ADMINISTRAÇÃO E SOCIOLOGIA RURAL. **Viabilidade econômica do uso de reguladores vegetais em cana-planta.** Botucatu – São Paulo, 2008.

ORLANDO FILHO, J. **Calagem e adubação da cana de açúcar**. In: CAMARA, G.M.S.; OLIVEIRA, E.A.M. (Eds). *Produção de cana-de-açúcar*. Piracicaba: FEALQ/USP, 1993. p.133-146.

OSMOND, C.B. **What is photoinhibition? Some insights from comparisons of sun and shade plants**. In: BAKER, N.R.; BOWYER, J.R. *Photoinhibition and photosynthesis: from molecular mechanisms to the field*. Oxford: Bios Scientific Publishers, 1994, cap. 1, p.1-24.

PEARCY, R.W. et al: **Plant Physiological Ecology**. Field Methods and Instrumentation, 1991.

PRADO, C.H.B.A, PASSOS, E.E.M., MORAES, J.A.P.V. Photosynthesis and water relations of six tall genotypes of *Cocos nucifera* in wet and dry seasons. **South African Journal of Botany**, v. 67, p.169-176. 2001

RAMESH, P. Effect of different levels of drought during the formative phase on growth parameters and its relationship with dry matter accumulation in sugarcane. **Journal of Agronomy and Crop Science**, 185: 83-89, 2000.

RAVEN P. H.; EVERT R. F.; EICHHORN S. E. **Biologia Vegetal**. 7ed. Editora Guanabara Koogan S. A., Rio de Janeiro, 2007.

ROMANO, M.R. **Análise de crescimento, produção de biomassa, fotossíntese e biossíntese de aminoácidos em plantas transgênicas de tabaco (*Nicotiana tabacum* L.) que expressam o gene *Lhcb1*2* de ervilha**. 2001. 66 p. Dissertação (Mestrado, Fisiologia e Bioquímica de Plantas) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo.

ROTH-BEJERANO, N.; ITAI, C. **Effect of boron on stomatal opening in epidermal strips of *Commelina* comunis**. **Physiologia Plantarum**, 52: 302-304. 1981.

SANTOS, C. M. G.; VIEIRA, E.L. **Magistra, Cruz das Almas-BA**, v. 17, n. 3, p. 124-130, set./dez., 2005.

SANTOS, V. R. et al. **Crescimento e produtividade agrícola de cana-de-açúcar em diferentes fontes de fósforo**. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental*. v.13, n.4, p.389–396, 2009. Campina Grande, PB, UAEA/UFCG.

SCHNEIDER, E.A.; WIGHTMAN, F. **Metabolism of auxin in higher plants**. **Annals of Development of Plant Physiology**, v.25, p.487-513, 1974.

SCHREIBER, U. et al. Assessment of photosystem II photochemical quantum yield by chlorophyll fluorescence quenching analysis. **Australian Journal of Plant Physiology** 22, 209–220, 1995.

SCHULZE, E.D.; HALL, A.E., 1982. **Stomatal responses, water loss and CO₂ carbon dioxide assimilation rates of plants in contrasting environments**. In: LANGE, O.L., NOBEL, P.S., OSMOND, C.B., ZIEGLER, H. (eds.) **Encyclopedia of plant physiology: physiological plant ecology**, Vol. II. Berlin: Springer-Verlag, 181–230.

SERCILOTO, C.M. **Bioativadores de Plantas**. *Revista Cultivar HF*, v.13, p.20-21, 2002.

SHINGH, M. **Effect of zinc, phosphorous and nitrogen on tryptophan concentration in rice grains grown on limed and unlimed soils**. Plant and Soil, v.62, p.305-308, 1981.

SILVA, P. B. **Aspectos fisiológicos de seis genótipos de cana-de-açúcar submetidos a estresse hídrico**. 2010. 97p. (Dissertação de Mestrado)- UFAL, Rio Largo – AL.

SILVA, M. A. **Biorreguladores: tecnologia eleva produtividade e longevidade do canavial**. Ribeirão Preto – SP. Disponível em:

<<http://www.paginarural.com.br/artigo/2090/biorreguladores-tecnologia-eleva-produtividade-e-longevidade-do-canavial>>. Terça-Feira, 20 de setembro de 2011 - 13h26m.

STOLLER DO BRASIL. **Stimulate Mo em hortaliças: informativo técnico**. Cosmópolis: Stoller do Brasil, Divisão Arbore, 1998. v. 1, p. 1.

VIEIRA, E. L.; CASTRO, P.R.C. **Ação de bioestimulante na germinação de sementes, vigor das plântulas, crescimento radicular e produtividade de soja**. Revista Brasileira de Sementes, vol. 23, nº 2, p.222-228, 2001.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. 4 ed. Porto Alegre: Artmed, 2009.

WILDHOLM, J.M. **Control of tryptophan biosynthesis in plant tissue cultures: lack of repression of antranilate and tryptophan synthetases by tryptophan**. Physiologia Plantarum, v.25, p.75-79, 1971.

ANEXO



Central Analítica Ltda.
CRQ nº 15.55.00.157 / 17ª Região

Rua Sá e Albuquerque, 184 - Jaraguá - Maceió/AL CEP: 57022-180
(82) 3326.6020 / 3336.9959
e-mail: centralanalitica@centralanalitica.com.br
www.centralanalitica.com.br



Certificado Nº.: 033440
Procedência: LAURICIO ENDRES

Maceió, 01 de Outubro de 2010
Data da Emissão: 1/10/2010

Grupo: SOLOS

Amostra(s) Recebida(s) em: 29/9/2010

| Determinações | Registro das Amostras | | | | | | | | |
|---|-----------------------|--|--|--|--|--|--|--|--|
| | 117079 | | | | | | | | |
| pH (em água) | 5,3 | | | | | | | | |
| Na (ppm) | 11 | | | | | | | | |
| P (ppm) | 12 | | | | | | | | |
| K (ppm) | 28 | | | | | | | | |
| Ca + Mg (meq/100mL) | 3,0 | | | | | | | | |
| Ca (meq/100mL) | 1,8 | | | | | | | | |
| Mg (meq/100mL) | 1,2 | | | | | | | | |
| Al (meq/100mL) | 0,26 | | | | | | | | |
| H + Al (meq/100mL) | 4,8 | | | | | | | | |
| S (Soma das Bases) | 3,12 | | | | | | | | |
| C.T.C. Efetiva | 3,38 | | | | | | | | |
| C.T.C. (Cap. Troc. de Cátions - pH 7,0) | 7,92 | | | | | | | | |
| % V (Ind. de Sat. de Bases) | 39,4 | | | | | | | | |
| % M (Ind. Sat. de Al) | 7,7 | | | | | | | | |
| % Na (PST) | 0,6 | | | | | | | | |
| Sat. em K (%) | 0,9 | | | | | | | | |
| Mat. Org. Total (%) | 1,56 | | | | | | | | |
| Ferro (ppm) | 267,5 | | | | | | | | |
| Cobre (ppm) | 0,37 | | | | | | | | |
| Zinco (ppm) | 0,60 | | | | | | | | |
| Manganês (ppm) | 4,07 | | | | | | | | |

Obs.: Os resultados deste ensaio tem s ignificaç ão restrita e se aplicam tão somente a amostra trazida pelo interessado.

Nota:

Boro (mg/Kg) = 2,54

Portaria:

MÉTODO EMBRAPA; EXTRAÇÃO: Água (pH); Mehlich (P, K, Na, Fe, Cu, Zn, Mn); KCl 1N (Ca, Mg e Al); Acetato de Cálcio pH 7,0 (H + Al); Água quente (Boro).

Identificação das Amostras

Reg. Nº 11 707 9 - T E R R E N O D A B A U D U C C O - A O L A D O D O C E C A - P r o f . 0 - 20c m - C a n a (R i o
L a r g o / A L) - C o l e t a d a e m : 29 / 9 / 2 0 1 0


JANE BATISTA DE OLIVEIRA
Técnico Químico
Reg. Nº 17.400.286
CRQ 17ª Região

Anexo I: Análise química de solo do experimento.



Central Analítica Ltda.
CRQ nº 15.55.00.157 / 17ª Região

Rua Sá e Albuquerque, 184 - Jaraguá - Maceió/AL. CEP: 57022-180
 (82) 3326.6020 / 3336.9959
 e-mail: centralanalitica@centralanalitica.com.br
 www.centralanalitica.com.br



Certificado Nº.: 033441

Maceió, 01 de Outubro de 2010

Procedência: LAURICIO ENDRES

Data da Emissão: 1/10/2010

Grupo: SOLOS

Amostra(s) Recebida(s) em: 29/9/2010

| Determinações | Registro das Amostras | | | | | | | | | |
|---------------------|-----------------------|--|--|--|--|--|--|--|--|--|
| | 117080 | | | | | | | | | |
| Areia Grossa (g/Kg) | 369 | | | | | | | | | |
| Areia Fina (g/Kg) | 192 | | | | | | | | | |
| Areia Total (g/Kg) | 561 | | | | | | | | | |
| Silte (g/Kg) | 112 | | | | | | | | | |
| Argila (g/Kg) | 327 | | | | | | | | | |
| Classe Textural | F.Ag.Ar | | | | | | | | | |

Obs.: Os resultados deste ensaio tem s ignificaç ão restrita e se aplicam tão somente a amostra trazida pelo interessado.

Nota:

F.Ag.Ar. = Franco Argilo Arenoso

Solo Tipo 2 (MAPA - IN nº 02/09/10/2008)

Portaria:

MÉTODO EMBRAPA; EXTRAÇÃO: Água (pH); Mehlich (P, K, Na, Fe, Cu, Zn, Mn); KCl 1N (Ca, Mg e Al); Acetato de Cálcio pH 7,0 (H + Al); Água quente (Boro).

Identificação das Amostras

Reg. Nº 11 708 0 - TERRENO DA BAUDUCO - AO LADO DO CECA - Prof. 0 - 20cm - Cana (Rio
 Largo/AL) - Col etada em : 29 /9 /2 010


 JANSER BRITO DE OLIVEIRA
 Técnico Químico
 Reg. Nº 17.400.286
 CRQ 17ª Região

Anexo II: Análise física de solo do experimento.