

**INSTITUTO FEDERAL DE MINAS GERAIS
CAMPUS SÃO JOÃO EVANGELISTA
ADRIANA CARVALHO RODRIGUES**

**EFEITO DE BIORREGULADOR VEGETAL NO DESENVOLVIMENTO DE MUDAS
DE CANA-DE-AÇÚCAR PELO SISTEMA DE MUDAS PRÉ-BROTADAS (MPB)**

**SÃO JOÃO EVANGELISTA
2016**

ADRIANA CARVALHO RODRIGUES

**EFEITO DE BIORREGULADOR VEGETAL NO DESENVOLVIMENTO DE MUDAS
DE CANA-DE-AÇÚCAR PELO SISTEMA DE MUDAS PRÉ-BROTADAS (MPB)**

Trabalho de conclusão de curso apresentado ao Instituto Federal de Minas Gerais - Campus São João Evangelista como exigência parcial para obtenção do título de Bacharel em Agronomia.

Orientador: Prof. Dr. João Paulo Lemos

Co-orientador: Prof. Dr. Aderlan Gomes da Silva

SÃO JOÃO EVANGELISTA

2016

FICHA CATALOGRÁFICA

R697e Rodrigues, Adriana Carvalho.
2016

Efeito de Biorregulador Vegetal no desenvolvimento de mudas de cana-de-açúcar pelo Sistema de Mudas Pré-Brotadas (MPB). / Adriana Carvalho Rodrigues. – 2016.
48f. : il.

Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Agronomia) – Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Minas Gerais – Campus São João Evangelista, 2016.

Orientador: Dr. João Paulo Lemos.
Coorientador: Dr. Aderlan Gomes da Silva.

1. Saccharum spp. 2. Stimulate®. 3. Brotação. I. Rodrigues, Adriana Carvalho. II. Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Minas Gerais – Campus São João Evangelista. III. Título.

CDD 631.8

Elaborada pela Biblioteca Professor Pedro Valério

Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Minas Gerais Campus São João Evangelista

Bibliotecária Responsável: Rejane Valéria Santos – CRB-6/2907

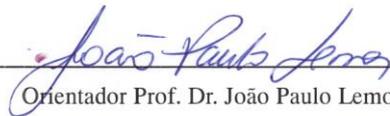
ADRIANA CARVALHO RODRIGUES

**EFEITO DE BIORREGULADOR VEGETAL NO DESENVOLVIMENTO DE MUDAS
DE CANA-DE-AÇÚCAR PELO SISTEMA DE MUDAS PRÉ-BROTADAS (MPB)**

Trabalho de conclusão de curso apresentado ao
Instituto Federal de Minas Gerais - Campus
São João Evangelista como exigência parcial
para obtenção do título de Bacharel em
Agronomia.

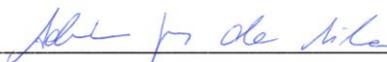
Aprovada em ...13.../12.../2016.

BANCA EXAMINADORA



Orientador Prof. Dr. João Paulo Lemos

Instituto Federal de Minas Gerais - Campus São João Evangelista



Co-orientador Prof. Dr. Aderlan Gomes da Silva

Instituto Federal de Minas Gerais - Campus São João Evangelista



Prof. Dr. Giustan Carvalho Pereira

Instituto Federal de Minas Gerais - Campus São João Evangelista

Dedicatória

A DEUS, pela oportunidade da vida, pela saúde e por me proporcionar mais esta vitória.
Aos meus pais, João Francisco e Edna, pelo apoio e por acreditarem em minha formação.
Aos meus irmãos, Joiciane, Ana Paula, Adriano e Juliana, pelo companheirismo e incentivo
em cada passo dessa jornada.
E a todos que acreditaram em mim, com carinho.

DEDICO.

Agradecimentos

A DEUS, por permitir que eu cumprisse mais esta etapa em minha vida.

Aos meus pais, João Francisco e Edna, e aos meus irmãos, Joiciane, Ana Paula, Adriano e Juliana, por todo carinho, amor e incentivo.

Ao IFMG-SJE, pela oportunidade de realização desta graduação e pelas bolsas de pesquisa concedidas.

Ao professor Dr. João Paulo Lemos, obrigada pelo apoio e ensinamentos transmitidos, que foram essenciais para a realização desse trabalho.

Ao professor Dr. Aderlan Gomes da Silva, por ter aceitado ser meu co-orientador, pelo apoio com as análises estatísticas, prestatividade e suporte dado sempre que necessário.

Ao diretor Dr. José Roberto de Paula, pela oportunidade da sua orientação em projeto de pesquisa que foi imprescindível em minha formação.

A todos os professores do curso de Bacharelado em Agronomia do IFMG-SJE.

Aos amigos Paloma, Caíque, Silvia, Camila, Edio, João Paulo e Ítallo, pela ajuda na execução desse projeto.

Aos meus colegas, pela companhia e por tudo que vivemos durante esses cinco anos de graduação. Valeu turma AGR 121!

Às minhas colegas de república, pela convivência, amizade e pelos momentos de sufocos superados e também de alegria e comemoração durante esses anos.

A toda equipe de funcionários do Viveiro do IFMG-SJE, “Jurubeba”, Seu Tião, “Amargoso”, “Baiano” e Patrícia.

Ao seu Vanderlei, que cedeu o material propagativo.

A todos que contribuíram de alguma forma para realização deste trabalho.

E por fim, a todos que estão lendo esta dissertação neste momento.

Um MUITO OBRIGADA a todos vocês!

*Tudo é do Pai, Toda honra e toda glória.
É Dele a vitória, Alcançada em minha vida...*

Pe. Fábio de Melo

RESUMO

O cultivo da cana-de-açúcar possui uma grande importância econômica no cenário mundial, sendo o Brasil o maior produtor. Avanços na área são notáveis, com o investimento e desenvolvimento de tecnologias que agregam maior eficiência produtiva ao sistema, como o uso de fitohormônios e também o sistema de Multiplicação de Mudanças Pré-Brotadas (MPB) de Cana-de-Açúcar. Contudo pesquisas na área são escassas, principalmente visando o melhor desempenho fisiológico e fitotécnico das mudas com o uso de fitohormônios. Diante do exposto, objetivou-se avaliar doses de biorregulador vegetal nas diferentes posições do colmo da planta de cana-de-açúcar utilizando o sistema de Mudanças Pré-Brotadas (MPB). O experimento foi instalado em delineamento inteiramente casualizado com quatro repetições e nove tratamentos, totalizando em trinta e seis (36) parcelas, arranjados em esquema fatorial 3 x 3 (primeiro fator, doses do biorregulador vegetal Stimulate®: D0 = 0 L. ha⁻¹; D1 = 0,5 L. ha⁻¹ e D2 = 0,75 L. ha⁻¹; e o segundo fator, posição de origem dos propágulos no colmo: P1 = apical, P2 = mediana e P3 = basal). Os dados foram submetidos às análises de variância, as médias comparadas pelo teste de Tukey e de regressão linear, ambos a 5,0% de significância. A dose 0,75 L. ha⁻¹ foi a que proporcionou maior comprimento da última inserção foliar. Não houve interação entre a posição do minirrebolo no colmo e a aplicação do biorregulador vegetal testado em nenhuma das variáveis avaliadas. O Índice de velocidade de brotação, a porcentagem de brotação, o diâmetro do coleto das mudas, a matéria seca do minirrebolo e matéria seca total da raiz, são parâmetros dependentes da posição das gemas no colmo.

Palavras-chave: *Saccharum* spp., Stimulate®, Brotação.

ABSTRACT

The sugarcane cultivation has great importance in world's economic scenario being Brazil the largest producer. Advances in the area are remarkable through the investment and development of technologies which add greater productive efficiency to the system, such as the use of phytohormones and the multiplication of the pre-sprout of sugarcane seedlings system. However, researches in the area are rare aiming mainly the best physiological and phytotechnical performance of the seedlings with the use of phytohormones. Therefore, the objective of this study was evaluate the doses of vegetal bio regulator in different positions of the stalk using the pre sprout of sugarcane seedlings system. The experiment was installed in a completely randomized design with four replicates and nine treatments totalizing in thirty-six (36) plots arranged in a 3 x 3 factorial scheme (first factor, Stimulate® plant bioregulator doses: D0 = 0 L.ha⁻¹, D1 = 0.5 L.ha⁻¹ and D2 = 0.75 L.ha⁻¹; and the second factor, origin position of the propagules in the stalk: P1 = apical, P2 = median and P3 = basal). Data were submitted to analysis of variance, and the averages compared to the Tukey test as well as the linear regression, both at 5.0% of significance. The dose of 0,75 L.ha⁻¹ provided the best value for the last leaf insertion. There was no interaction between the minirrebolo position on the stem and the application of the tested vegetable bioregulator in any of the evaluated variables. The sprouting speed index, sprouting percentage, seedling collection diameter, dry matter of the node and the total dry matter of the root are dependents upon nodes yolk's position.

Keywords: *Saccharum* spp., Stimulate®. Budding.

LISTA DE FIGURAS

Figura 01 - Variedade RB867515 utilizada no experimento.	28
Figura 02 - Distribuição das gemas individualizadas em bandejas de brotação detalhando as gemas voltadas para cima (A) e; separação das gemas obtidas nas diferentes partes do colmo (apicais, medianas e basais) (B).	31
Figura 03 - Pulverização da solução fúngica (A) e do biorregulador vegetal (B) em minirrebolos de cana-de-açúcar em bandejas de brotação.	31
Figura 04 - Mudas pré-brotadas de cana-de-açúcar em bandejas de brotação prontas para individualização (A); Detalhe do sistema radicular de muda pré-brotada de cana-de-açúcar (B); Mudas individualizadas em tubetes (C). Aclimação de mudas de cana-de-açúcar (D). Instituto Federal de Minas Gerais – Campus São João Evangelista – MG, 2016.	33
Figura 05 - Temperatura máxima e mínima (°C) registradas durante o período de condução do experimento no Viveiro de mudas do Instituto Federal de Minas Gerais – Campus São João Evangelista, São João Evangelista – MG.	35
Figura 06 – Número de gemas brotadas (NGB) extraídas da posição apical, mediana e basal do colmo de cana-de-açúcar aos 27 dias após o plantio (DAP). Barras de erro em y representam o desvio padrão. Médias seguidas pela mesma letra, não diferem entre si pelo teste de Tukey em nível de 5% de probabilidade.	37
Figura 07 - Índice de Velocidade de Brotação (IVB) e porcentagem de brotação (%B) de cana-de-açúcar nas diferentes posições de gemas no colmo aos 27 dias após o plantio (DAP). Médias seguidas pela mesma letra, não diferem entre si pelo teste de Tukey em nível de 5% de probabilidade.	38
Figura 08 - Matéria Seca do minirrebolo (MSm) de cana-de-açúcar extraídos nas diferentes posições no colmo. Médias seguidas pela mesma letra, não diferem entre si pelo teste de Tukey em nível de 5% de probabilidade.	39
Figura 09 - Diâmetro do coleto (DC) de mudas da variedade RB867515, formadas por gemas extraídas nas diferentes posições do colmo, aos 70 DAP. Médias seguidas pela mesma letra, não diferem entre si pelo teste de Tukey em nível de 5% de probabilidade.....	40
Figura 10 - Inserção da Última Folha (IUF) em cm, das mudas de cana-de açúcar, variedade RB867515 aos 70 DAP, em função das doses de biorregulador vegetal.	41
Figura 11 - Matéria seca total da raiz (MSTR) de mudas de cana-de-açúcar da variedade RB867515, formadas por gemas extraídas nas diferentes posições do colmo, aos 70 DAP.	

Médias seguidas pela mesma letra, não diferem entre si pelo teste de Tukey em nível de 5% de probabilidade. 44

LISTA DE TABELAS

Tabela 01 - Resultados das análises químicas do substrato utilizado no experimento.	28
Tabela 02 - Resultados das análises químicas do Latossolo Vermelho distrófico utilizado no experimento, antes e depois da incubação, respectivamente. São João Evangelista-MG, 2016.	29
Tabela 03 - Tratamentos empregados no experimento.	30
Tabela 04 - Resumo da análise de variância do Número de Gemas Brotadas (NGB), Índice de Velocidade de Brotação (IVB), Porcentagem de Brotação (%B), Inserção da Última Folha (IUF), Comprimento de Raiz (CR), Diâmetro do Coleto (DC), Massa Seca da Parte Aérea (MSPA), Matéria Seca de Raiz (MSR), Matéria Seca do minirrebolo (MSm), Matéria Seca Total de Raiz (MSTR), Matéria Seca Total sem minirrebolo (MSTsm) e Matéria Seca Total com minirrebolo (MSTcm), obtidos em mudas de cana-de-açúcar submetidas a diferentes doses de biorregulador vegetal e posição do colmo. São João Evangelista-MG, 2016.	36
Tabela 05 - Análise de variância para a Inserção da última folha (IUF) em função da dose aplicada de biorregulador vegetal.	41
Tabela 06 - Regressão para a inserção da última folha (IUF) em função de doses do biorregulador vegetal, para o modelo $y = B_0 + B_1X + e$	41

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	13
2	REVISÃO DE LITERATURA	16
2.1	CANA-DE-AÇÚCAR	16
2.2	SISTEMA DE MUDAS PRÉ-BROTADAS (MPB).....	18
2.3	BIORREGULADOR VEGETAL	19
2.3.1	Auxinas	21
2.3.2	Citocininas	22
2.3.3	Giberelinas.....	23
2.3.4	Auxinas, citocininas e giberelinas em brotação da cana-de-açúcar	24
3	MATERIAIS E MÉTODOS	27
3.1	CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA EXPERIMENTAL	27
3.2	CARACTERÍSTICAS DA VARIEDADE ESTUDADA	27
3.3	PREPARO DOS MATERIAIS UTILIZADOS.....	28
3.4	COLETA E PREPARO DO MATERIAL PROPAGATIVO	29
3.5	APLICAÇÃO DOS TRATAMENTOS E INSTALAÇÃO DO EXPERIMENTO	30
3.6	COLETA E ANÁLISE DE DADOS.....	33
3.7	ANÁLISE ESTATÍSTICA.....	34
4	ANÁLISE E DISCUSSÃO DOS RESULTADOS	35
5	CONCLUSÕES.....	45
	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	46

1 INTRODUÇÃO

A cana-de-açúcar é uma planta monocotiledônea e alógama, pertencente à família Poaceae, de ampla ocorrência em regiões de clima tropicais e subtropicais. As variedades cultivadas atualmente se apresentam como híbridos de várias espécies do gênero *Saccharum* (JADOSKI et al., 2010).

O agronegócio é um dos setores da economia que tem sido fundamental na geração de riquezas para o país, e áreas cultivadas com a cana-de-açúcar têm contribuído para atender a demanda da agricultura familiar e a agroindústria (KRÜGER et al., 2012).

Cultura de grande importância econômica, social e ambiental no mundo, a cana-de-açúcar é cultivada principalmente como matéria-prima para as agroindústrias do açúcar, etanol e aguardente, sendo o Brasil o maior produtor (JADOSKI et al., 2010). E as atividades envolvidas no cultivo da cana-de-açúcar, desde o plantio até sua colheita, constituem uma etapa extremamente importante na sua exploração econômica. Garantir a qualidade durante as operações de implantação da lavoura é o primeiro passo para se alcançar o bom desenvolvimento e lucratividade da cultura (PAULI, 2009).

Com a chegada do plantio mecanizado, as falhas se tornaram mais frequentes e, para não causarem prejuízos significativos na produtividade, o volume de mudas utilizadas tornou-se muito alto, atingindo níveis superiores a 20 t/ha, um gasto excessivo de colmos que poderiam ser destinados à indústria. Além disso, essa prática aumenta o risco de difusão de pragas e doenças por meio da muda, dificultando o controle (LANDELL et al., 2012).

No plantio convencional realizado por propagação vegetativa, o qual utiliza toletes ou rebolos, mais conhecidos como “colmo-semente”, a origem das plantas dá-se através da brotação das gemas. Em condições favoráveis, a gema se torna ativa e ocorre o crescimento e desenvolvimento devido à presença de reservas nutricionais, ativação de enzimas e reguladores de crescimento. Ou seja, pode ser que a gema brote e desenvolva-se uma planta, e pode ser que a gema não brote caso não encontre condições favoráveis, acarretando em falhas no canavial (Dias, 2014). Neste contexto, uma maior eficiência fisiológica na produção de biomassa do canavial, está relacionada ao crescimento inicial da cultura, dependente da brotação, uniformidade de emergência, perfilhamento e da estatura das plantas (KRÜGER et al., 2012).

O plantio é uma atividade de extrema importância, se tornando uma das etapas de produção da cultura que mais demanda conhecimento técnico e planejamento adequado, pois as decisões tomadas nesse momento repercutirão por todo o ciclo produtivo (PAULI, 2009).

Falhas cometidas por ocasião do plantio poderão representar até cinco anos consecutivos de produtividade comprometida (COPLANA, 2011).

A nova tecnologia promissora na cultura da cana-de-açúcar que substitui o plantio de toletes pela planta já formada tem atraído produtores em todo o país. Desenvolvida e lançada pelo Centro de Cana do Instituto Agrônomo de Campinas (IAC), em Ribeirão Preto, o Sistema de Multiplicação de Mudanças Pré-Brotadas (MPB) de Cana-de-Açúcar sugere um novo e mais eficiente conceito em plantio de cana-de-açúcar no Brasil. O sistema MPB consiste em colocar no campo uma planta já desenvolvida, com isso, a tendência é diminuir o risco de falhas, aumentando a homogeneidade do canavial, aliado a um alto padrão de sanidade. (LANDELL et al., 2012).

O sistema MPB de multiplicação substitui o método convencional e vem contribuindo para a produção rápida de mudas, visando o aumento da eficiência e dos ganhos econômicos na implantação de viveiros, replantio de áreas comerciais, de renovação e de expansão de áreas de cana-de-açúcar (ALVES, 2013).

A rápida produção de mudas é uma das vantagens desse sistema, neste sentido, a utilização de técnicas avançadas como a aplicação de reguladores vegetais pode incrementar nessa produção. Para Costa (2010), os reguladores vegetais funcionam como ativadores do metabolismo das células, proporcionam vigor ao sistema imunológico, reativam processos fisiológicos nas diferentes fases de desenvolvimento, estimulam o crescimento radicular e induzem a formação de novos brotos.

De acordo com Almeida e Crócomo (1994), as gemas de um mesmo colmo apresentam diferentes estágios: 1. Gemas jovens e em formação (apicais); 2. Gemas maduras e latentes (medianas) e; 3. Gemas em início de brotação (basais). Diante disso, pode-se relacionar a dinâmica envolvendo os diferentes tipos de hormônios vegetais e suas concentrações com a atuação nas diferentes etapas fisiológicas de maturação dentro do estágio fenológico de brotação e emergência da cana-de-açúcar.

Pesquisas sobre a aplicação de reguladores vegetais em diversas espécies cultivadas têm alcançado resultados surpreendentes causados pelo domínio e controle dos processos fisiológicos das plantas. A busca de novas tecnologias para o setor agrícola, que possam expressar o potencial produtivo da cultura se faz necessário (MIGUEL et al., 2009). De acordo com Castro e Vieira (2001), os reguladores vegetais podem atuar diretamente nas diferentes estruturas celulares e nelas provocar alterações físicas, químicas e metabólicas. Para Silva e Donadio (1998), existem entre os reguladores vegetais as auxinas, giberelinas,

citocininas, etileno, sendo estimuladores, retardadores e inibidores, que desenvolvem funções hormonais distintas em plantas.

O tratamento com o uso de reguladores vegetais tem por finalidade proporcionar um rápido desenvolvimento radicular, obtendo mudas vigorosas e padronizadas, como é o caso do Stimulate[®], que apresentam hormônios vegetais em sua composição. Segundo Vieira e Castro (2004), o Stimulate[®] é um produto da Stoller do Brasil Ltda., classificado como biorregulador vegetal ou bioestimulante. É composto por três reguladores vegetais: cinetina, ácido giberélico e ácido 4-indol-3-ilbutírico.

Castro e Vieira (2001), relatam que devido aos efeitos adicionais que existem entre os grupos de reguladores vegetais que promovem o crescimento e desenvolvimento dos vegetais, é crescente a utilização de produtos denominados biorreguladores vegetais (mistura de dois ou mais reguladores vegetais ou a mistura destes com outras substâncias de natureza bioquímica diferente). De acordo com Echer et al. (2006), é crescente o número de estudos realizados para avaliar a interferência dos reguladores vegetais sobre diversas culturas, devido aos efeitos adicionais que promovem no crescimento e desenvolvimento das plantas. Sendo assim, cada vez mais pesquisas têm apontado para a utilização de produtos que apresentem em sua composição mais de um regulador vegetal, como é o caso dos biorreguladores vegetais (BRV's).

Apesar da escassez de trabalhos sobre o uso de BRV's na cultura da cana-de-açúcar, atualmente aumentos quantitativos e qualitativos na produção podem ser alcançados mediante aplicação dos mesmos. Contudo, os dados da literatura são pouco conclusivos quanto ao uso dos reguladores vegetais que permitam uma rapidez na produção das mudas. Por esta razão, determinar uma concentração de reguladores vegetais que proporcionem um avanço nesse sistema de mudas pré-brotadas, a fim de diminuir o tempo de produção das mudas, assumem grande importância.

O objetivo deste trabalho foi avaliar doses de biorregulador vegetal nas diferentes posições do colmo da planta de cana-de-açúcar utilizando o sistema de Mudas Pré-Brotadas (MPB).

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 CANA-DE-AÇÚCAR

A planta cana-de-açúcar é uma Poaceae cultivada como semiperene, portanto, em sua forma nativa é perene. Possui metabolismo C4, assim chamada por formar compostos orgânicos com quatro carbonos, por isso, considerada altamente eficiente na conversão de energia radiante em energia química (SEGATO et al., 2006).

Cultura de grande destaque para a economia brasileira, em razão da produção de açúcar, etanol e energia, além de exportação desses produtos (CHAVES et al., 2015). Ocupa atualmente a terceira posição na balança comercial do agronegócio, com área colhida de 8.654,2 mil hectares destinada à atividade sucroalcooleira na safra 2015/16. O Brasil produziu 665,6 milhões de toneladas de cana-de-açúcar nesta safra, apresentando incremento de 4,9% em relação à safra passada (COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO - CONAB, 2016).

Conhecida pelas antigas civilizações, a cana-de-açúcar tem sua origem citada como sendo na Ásia (MIRANDA, 2008). As primeiras mudas chegaram ao Brasil por volta do ano 1502. Porém, somente em 1532 é que o cultivo comercial teve início de fato com a introdução de variedades trazidas da Ilha da Madeira por Martim Afonso de Souza (FIGUEIREDO, 2008). Segundo Miranda (2008), que teve início o primeiro ciclo econômico brasileiro, o “Ciclo da cana-de-açúcar”.

Desde a introdução da cultura no Brasil tem aumentado sua produção consideravelmente até os dias atuais, por razões que vão desde o aumento das áreas plantadas até as tecnologias introduzidas, neste caso, adotando variedades melhoradas e sua aplicação em solos adequados, uso de agricultura de precisão, uso de fertilizantes e defensivos, entre outros (GÍRIO, 2014).

Cultivada em regiões tropicais e subtropicais, a cana-de-açúcar é difundida em uma ampla faixa de latitude de 35°N a 30°S, adaptando-se a diversas condições de clima e solo, em altitudes que variam desde o nível do mar até 1.000 metros, exigindo precipitações pluviométricas entre 1500 a 2500 mm por ciclo vegetativo (RODRIGUES, 1995).

De acordo com Aude (1993), seu cultivo é favorecido nos vários estados brasileiros, pois os mesmos apresentam condições climáticas favoráveis às plantas. Sendo também, considerada por Wanderley Filho (2011), uma cultura rústica, adaptada a diversos ambientes e com grande potencial para produção de biomassa.

Reproduz-se de forma sexuada, porém, quando cultivada comercialmente é multiplicada assexuadamente, por propagação vegetativa, mediante o uso do colmo cortado em pedaços de aproximadamente trinta centímetros (MAGRO et al., 2011). A planta se desenvolve em forma de touceira e sua parte aérea é formada pelo colmo (material de maior interesse econômico), sendo cilíndrico composto de nós e entrenós, apresenta inflorescência do tipo panícula, flor hermafrodita, folhas alternas, opostas, presas aos nós dos colmos, com lâminas de sílica em suas bordas, e bainha aberta (DIOLA; SANTOS, 2010).

A parte subterrânea constituída de raízes fasciculadas, em que cerca de 85% se encontram nos primeiros 0,50 metros de profundidade, além de rizomas, os quais são caules subterrâneos, espessos e ricos em reserva nutritiva, providos de nós e entrenós que crescem horizontalmente, responsáveis pelo perfilhamento das touceiras (SILVA; SILVA, 2012).

De acordo com Silva e Silva (2012), o diâmetro do internódio pode medir menos de 2 cm (diâmetro fino), estar entre 2 e 3 cm (médio) ou ter mais de 3 cm (grosso). O nó é uma região muito importante para a descrição das variedades e propagação da cana-de-açúcar, pois contém a gema, o anel de crescimento, a cicatriz foliar e a zona radicular, bastante variável entre os tipos de cana. A gema caracteriza a definição das variedades, possui reentrâncias, um poro germinativo que, ao germinar emite um broto dando origem a um novo colmo. A zona radicular é a região que abriga a gema e os primórdios radiculares. Ao germinar, a planta emite pontos de primórdios radiculares que serão as raízes da nova planta.

Marafon (2012), afirma que conhecer o ciclo da cultura e padrões de crescimento e desenvolvimento das plantas é de extrema importância para melhor manejá-las, pois se sabe que toda e qualquer produção vegetal que tenha em vista a máxima produtividade econômica, fundamenta-se na interação de três fatores: a planta, o ambiente de produção e o manejo.

Segundo Diola e Santos (2010), o desenvolvimento da cana-de-açúcar é dividido em quatro estádios: 1) brotação e estabelecimento – onde o crescimento é lento e depende da umidade do solo. A base de uma boa cultura está nesse estágio, é nele que se desenvolve o estabelecimento inicial das plantas no campo, levando de 20 a 30 dias para a ocorrência da brotação; 2) perfilhamento – início em torno de 40 dias após o plantio e pode durar até 120 dias. Com o número de perfilho por unidade de área associada ao início de acúmulo de sacarose nos colmos, determina a futura produtividade (t/ha) da cultura; 3) crescimento - começa a partir dos 120 dias após o plantio (ou corte) e dura por até 270 dias, em um cultivo de 12 meses, sendo o estágio mais importante do cultivo, pois é quando se acumulam aproximadamente 75% da matéria seca total e; 4) maturação - quando ocorrem reduções nas taxas de crescimento da planta e aumento no acúmulo de sacarose nos colmos, tendo início de

270 a 360 dias após o plantio e podendo se prolongar por até 6 meses. É quando se determina a qualidade de matéria-prima dos colmos industrializáveis.

Dentre os estágios, a brotação constitui fase importante, pois uma boa brotação reflete um bom começo, que trará à área cultivada plantas vigorosas, que resultarão, no final do ciclo, em colheita compensadora (SILVA et al., 2004).

Gomes (2013), afirma que para o plantio de um hectare de cana, o consumo de mudas diminui de 18 a 20 toneladas, no plantio convencional, para duas toneladas no sistema de multiplicação de mudas pré-brotadas (MPB). Isso significa que 18 toneladas que seriam enterradas como mudas irão para a indústria produzir álcool e açúcar, gerando ganhos. De acordo com Gírio (2014), empresas e instituições de pesquisa têm sugerido novas tecnologias para o plantio, de forma que sejam mais sustentáveis como o sistema MPB.

Estabelecer e formar novos plantios com qualidade é fundamental na cultura da cana-de-açúcar. Pois, seu ciclo normalmente é de cinco anos, sendo que o plantio é realizado apenas no primeiro, nos demais anos o rebrote é cultivado e colhido anualmente ocorrendo à renovação quando a produtividade demonstra estar inviável (BARBIERI, 2007).

Atualmente, a cana-de-açúcar além de produzir açúcar, álcool e aguardente, gera os subprodutos bagaço, vinhaça e torta de filtro, de grande importância socioeconômica na geração de energia, produção de ração animal, produtos aglomerados, fertilizantes e também é utilizada como volumoso na pecuária leiteira e de corte, tanto *in natura* como na forma de silagem (AGUIAR et al., 2014).

2.2 SISTEMA DE MUDAS PRÉ-BROTADAS (MPB)

Grandes avanços tecnológicos têm ocorrido dentro do setor canavieiro, principalmente na aérea de produção de mudas. A utilização do sistema MPB consiste na utilização da plântula como meio de propagação promovendo mudança de conceito na forma de plantio da cana-de-açúcar (AGUIAR et al., 2014). Possibilita uma melhor distribuição espacial das mudas nas aéreas induzindo melhor o aproveitamento de água e nutrientes (LANDELL et al., 2012). Permite ao produtor qualificar seu processo de produção de mudas contribuindo nos resultados da canavieira moderna ao realizar o plantio de uma plântula desenvolvida em condições controladas (XAVIER et al., 2014).

Segundo, Landell et al. (2012), no sistema MPB a muda é produzida dentro de um núcleo de produção, atendendo à etapas e controles, que promoverão qualidade na formação das mudas. As etapas consistem: 1 - Corte dos minirrebolos; 2 - Tratamento dos minirrebolos; 3 - Acondicionamento em caixas de brotação; 4 - Brotação em ambiente controlado; 5 -

Repicagem ou individualização; Aclimatação fase 1 (em casa de vegetação); 7 - Aclimatação fase 2 (a pleno sol) ou rustificação.

Dessa forma, abre-se a perspectiva de muitos desdobramentos e novas necessidades de desenvolvimento dentro do manejo fitotécnico da cana-de-açúcar, dando oportunidade a elaboração de diversos trabalhos científicos.

2.3 BIORREGULADOR VEGETAL

Um dos campos da ciência agrônoma que tem promovido grandes avanços nos últimos anos é a fisiologia vegetal, por meio do advento de modernas técnicas como a produção de plantas por cultura de tecidos, manipulação genética e biotecnologia (DIAS et al., 2014). Na agricultura moderna, uma das tecnologias avançadas que vem sendo adotada no manejo fitotécnico das culturas é a aplicação de reguladores vegetais (SILVA, 2010).

A interação entre dois ou mais hormônios é um tema recorrente no desenvolvimento vegetal (TAIZ; ZEIGER, 2004), assim, vem se tornando uma prática rotineira o uso de biorreguladores vegetais com o objetivo de explorar o potencial produtivo das culturas.

Para Taiz e Zeiger (2004), a maior parte do desenvolvimento vegetal é pós-embrionária e ocorre a partir dos meristemas, os quais podem ser considerados fábricas celulares onde os processos em andamento de divisão celular, expansão e diferenciação geram o corpo vegetal. Os meristemas são populações de células pequenas e isodiamétricas (de igual dimensão em todos os lados) com características embrionárias.

Para crescer e se desenvolver, as plantas precisam de diversos fatores. Esses fatores são divididos em externos (luz, dióxido de carbono, água e minerais, incluindo o nitrogênio a partir do solo) e internos que são basicamente químicos. Os principais fatores internos são os chamados hormônios vegetais que regulam o crescimento e desenvolvimento das plantas, sendo, portanto, substâncias químicas que atuam sobre a divisão, alongação e diferenciação celular (RAVEN; EVERT; EICHHORN, 2007).

Os hormônios carregam informações e modificam o estado fisiológico das células, dos tecidos e, os 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 (uniformizar a germinação, estimular o desenvolvimento radicular e o perfilhamento, além de possibilitar incrementos no teor de sacarose), são alguns dos benefícios desses biorreguladores (COSTA, 2010).

Segundo Raven; Evert e Eichhorn (2007), uma mesma substância pode produzir respostas distintas em diferentes fases do desenvolvimento da planta. Alguns hormônios são

produzidos em um tecido e transportados para outro, onde eles produzem respostas fisiológicas específicas, outros atuam dentro do mesmo tecido onde são produzidos.

A utilização de biorregulador vegetal (BRV) visa aumentar o potencial produtivo das plantas, proporcionando um melhor equilíbrio fisiológico, favorecendo uma melhor expressão do potencial genético da cultura (COSTA, 2010). O Stimulate[®] é um BRV composto pelos seguintes reguladores vegetais: 0,09 g/L de cinetina (citocinina), 0,05 g/L de ácido giberélico (giberelina) e 0,05 g/L de ácido indolbutírico (auxina), além de 999,80 g/L de ingredientes inertes. Pode ser aplicado via sementes, via foliar ou no sulco de plantio em diversas culturas, sendo uma delas a cana-de-açúcar (COSTA; DAROS; MORAES, 2011).

Diferentes respostas na literatura quanto ao uso de BRV têm sido encontradas em variedades de cana-de-açúcar. Ferreira, Ferreira e Bolonhezi (2013), notaram que o uso de reguladores vegetais (ácido indol-butírico (análogo de auxina) à 0,05 g dm⁻³, cinetina (análogo de citocinina) à 0,09 g dm⁻³ e ácido giberélico (análogo de giberelina) à 0,05 g dm⁻³) no sulco de plantio nas cultivares SP89-1115, SP83-2847 e SP81-3250 promoveu aumento no número de perfilhos, acréscimos no diâmetro de colmo e, portanto, um incremento na produtividade de colmos.

Avaliando os efeitos de Stimulate[®] no desenvolvimento inicial da cana-de-açúcar, Zilliani (2015), verificou que o BRV estimulou o crescimento do sistema radicular, aos 110 dias após o plantio (DAP), promovendo maior absorção de água pelas plantas e, conseqüentemente, melhor desempenho fisiológico sob déficit hídrico. Observou ainda que, após dois dias após a reidratação, utilizando 1,0 L.ha⁻¹ do BRV o mesmo promoveu a recuperação fotossintética mais rápida das plantas, quando comparadas as doses de 0 e 0,5 L.ha⁻¹ na cultivar RB867515, em SP81-3250 observou que a maior dose aumentou a assimilação de CO₂.

Zilliani (2015) constatou também que aos 20 dias após o tratamento com as doses de Stimulate[®] aplicadas na variedade RB867515, as plantas apresentaram incremento na altura e número de folhas verdes.

Resultados contraditórios quanto ao uso por imersão de biorreguladores vegetais (cinetina 100 mg L⁻¹, Cítex 100 mg L⁻¹, ácido naftalenacético 50 mg L⁻¹, ácido indolilacético 50 mg L⁻¹, cinetina 100 mg L⁻¹ + ácido naftalenacético 50 mg L⁻¹, Accel 100 mg L⁻¹ + ácido indolilacético 50 mg L⁻¹ e cianamida hidrogenada 30%) durante 6 minutos foram encontrados por Araújo (2016), ao verificar que não houve efeito significativo em relação ao controle na avaliação do número de brotações com aplicação de produtos isoladamente ou em conjunto

em mini-toletes provenientes das porções apicais e basais dos colmos de cana-de-açúcar, variedade SP 81-3250, aos 15 DAP.

Silva, Cato e Costa (2010), trabalhando com cinco genótipos de cana-de-açúcar: IAC87-3396, IAC91-2218, IAC91-4216, IAC91-5155 e IACSP93-6006, empregando o biorregulador Stimulate[®], com ou sem complementação de fertilizante líquido, verificaram um aumento da produtividade de colmos e de açúcar em soqueira, independente do genótipo, o que indicou a possibilidade do aumento da longevidade dos canaviais.

Miguel et al. (2009), observaram que o índice de lucratividade com a utilização de Stimulate[®] no tolete (26,22%) e via foliar (25,48%) foram bem superiores ao da testemunha (13,09%), e que a dose de 0,5 L.ha⁻¹ do BRV aplicado nos toletes, conjugada aos tratamentos fitossanitários no plantio, resultou em maior produtividade e conseqüentemente maior índice de lucratividade.

Nesse sentido, estudar os efeitos específicos dos biorreguladores 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 os possíveis efeitos secundários indesejáveis sobre a fisiologia da planta (ZILLIANI, 2015).

Dentre os cinco hormônios reconhecidos até pouco tempo cita-se: as auxinas, citocininas, o etileno, ácido abscísico e as giberelinas. Contudo, há fortes evidências indicando a existência de hormônios vegetais esteroides, os brassinoesteroides. As auxinas, citocininas e giberelinas são hormônios que atuam na divisão e no alongamento celular, na quebra de dormência de gemas, no aumento dos tecidos meristemáticos e no transporte de nutrientes (TAIZ; ZEIGER, 2004).

As auxinas, citocininas e giberelinas são exemplos de hormônios mais estudados e com suas funções bem definidas nas plantas (ZILLIANI, 2015). Diante da importância desses hormônios em plantas, algumas informações estão discutidas a seguir.

2.3.1 Auxinas

A auxina é o primeiro hormônio de crescimento descoberto em plantas. São produzidos principalmente nas regiões apicais. Seu transporte é polar, ou unidirecional na planta, sempre em direção à base (basípeto) nos caules e folhas e em direção à extremidade (acrópeto) nas raízes. O gradiente longitudinal da auxina da parte aérea até a raiz afeta vários processos do desenvolvimento, incluindo o alongamento do caule, a dominância apical, a cicatrização de lesões e a senescência foliar (TAIZ; ZEIGER, 2004).

A principal auxina de ocorrência natural é o ácido indol-3-acético (AIA). Além do AIA, existem outras sintéticas, como o ácido indolbutírico (AIB) utilizado no enraizamento de estacas; o ácido naftalenacético (ANA), usado para reduzir queda de frutos e também em enraizamento e 2,4-D, usado como herbicida seletivo para gramíneas (mata dicotiledôneas), entre outros (PEIXOTO, 2011).

Os tecidos meristemáticos de órgãos aéreos, como gemas em brotamento, folhas jovens, extremidades da raiz e flores ou inflorescências de ramos florais em crescimento são os principais sítios de síntese de auxina (VIEIRA et al., 2010).

De acordo com, Peixoto (2011), o mecanismo de ação baseia-se no alongamento da parede celular, sendo a resposta inicial dos tecidos vegetais à auxina. Atua na plasticidade da parede celular, quebrando as fibrilas de celulose, permitindo que as células se alonguem. Com o afrouxamento das fibrilas de celulose, a célula se distende por pressão da água nos vacúolos e vai aumentando de tamanho ou volume até que a parede celular regule a entrada de água.

Vários processos são controlados pela auxina, como o alongamento do caule, a dominância apical, a formação de raiz, o desenvolvimento de frutos e o crescimento orientado ou tropismo. O efeito da auxina depende da identidade do tecido-alvo, e a resposta do tecido à auxina é determinada pelo seu desenvolvimento, além de ser influenciada pela presença ou ausência de outras moléculas de sinalização (TAIZ; ZEIGER, 2004).

2.3.2 Citocininas

As citocininas são reguladores vegetais que participam ativamente dos processos de divisão e diferenciação celular (PEIXOTO, 2011). A auxina e a citocinina são necessárias para a viabilidade, isso faz com que se diferenciem dos demais hormônios vegetais e agentes de sinalização. Enquanto os demais hormônios vegetais parecem agir como chaves liga-desliga, reguladoras dos processos específicos do desenvolvimento, a auxina e a citocinina parecem ser necessárias, em certo nível, mais ou menos continuamente (TAIZ; ZEIGER, 2004). Isso ocorre devido à comunicação entre esses dois hormônios raiz-parte aérea nas plantas. Cato (2006), afirma que combinações de auxinas e citocininas atuam sinergeticamente na regulação da divisão celular, entretanto, atuam de forma antagônica para controlar a formação de gemas e raízes laterais, sugerindo múltiplos mecanismos de interação.

Embora aplicações práticas de citocininas não sejam tão extensivas quanto às das auxinas, elas têm sido importantes nas pesquisas sobre o desenvolvimento vegetal (RAVEN; EVERT; EICHHORN, 2007). As citocininas apresentam muitos efeitos nos processos fisiológicos de desenvolvimento, 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).

O tratamento de gemas laterais com citocininas frequentemente causa o seu crescimento, mesmo na presença de auxinas, modificando assim a dominância apical (RAVEN; EVERT; EICHHORN, 2007).

As citocininas são sintetizadas nas raízes, em embriões em desenvolvimento, folhas jovens, frutos e nos tecidos da galha da coroa, também sintetizadas por bactérias, insetos e nematódeos associados às plantas. São mais abundantes em células jovens em divisão nos meristemas da parte aérea e do ápice radicular. São transportadas passivamente a partir das raízes até a parte aérea pelo xilema, junto com a água e os sais minerais (TAIZ; ZEIGER, 2004).

Um exemplo de citocinina sintética é a cinetina, a zeatina é de ocorrência natural mais ativa (RAVEN; EVERT; EICHHORN, 2007). Conforme, Taiz e Zeiger (2004), além da divisão celular, a razão entre a auxina e a citocinina determina a diferenciação em raiz ou gema de tecidos vegetais cultivados, sendo que, altas taxas promovem a formação de raízes e baixas taxas promovem a formação de gemas.

2.3.3 Giberelinas

As giberelinas constituem um grande grupo de compostos relacionados, sendo conhecidos mais de 125 (COSTA, 2010). De todos os fitohormônios conhecidos as giberelinas são os que mostram os maiores efeitos quando aplicados em plantas intactas. São promotoras do crescimento, cujos efeitos se assemelham aos das auxinas. Uma das diferenças é que as giberelinas quase não apresentam efeitos em segmentos de plantas (PEIXOTO, 2011).

Definidas mais por sua estrutura química do que por sua atividade biológica, as giberelinas (GAs) desempenham importantes funções em vários fenômenos fisiológicos. São frequentemente associadas à promoção do crescimento do caule e a aplicação desses hormônios às plantas intactas pode induzir aumentos significativos nas suas alturas (TAIZ; ZEIGER, 2004).

As giberelinas apresentam várias funções na regulação de vários processos fisiológicos que incluem a germinação de sementes, a mobilização das reservas do endosperma, o crescimento da parte aérea, floração, partenocarpia, senescência e abscisão (VIEIRA et al.,

2010). De acordo com, Peixoto (2011), seu transporte é de natureza assimétrica, não polarizada, ocorrendo em todas as direções na maioria dos tecidos.

Taiz e Zeiger (2004) afirmam que, os principais usos das giberelinas, em aplicações comerciais por aspersão ou imersão, incluem o controle do cultivo de frutas, a maltagem da cevada e o aumento da produção de açúcar em cana-de-açúcar. Na produção de frutos, um exemplo é em uva sem sementes, a giberelina promove a produção de frutos grandes, soltos entre si, fato desejável em uvas de mesa, pelo aumento do comprimento do pedúnculo. Ainda, pode ser usada para acelerar o processo de maltagem, em que durante a produção de malte a partir de sementes de cevada, giberelinas são usadas para acelerar a hidrólise de reservas da semente, pela indução da produção de enzimas hidrolíticas na camada de aleurona. Já em cana-de-açúcar a sacarose é armazenada nos vacúolos centrais das células parenquimáticas do entrenó. Após a pulverização de giberelina em cana-de-açúcar nos meses de inverno estimulou-se o alongamento do entrenó e promovendo um aumento de 50 toneladas por hectare na produção de biomassa total e de cinco toneladas na produção de açúcar.

Portanto, as giberelinas na cana-de-açúcar alongam os entrenós, aumenta o peso dos colmos, melhora a brotação da soqueira e aumenta a altura dos colmos, conseqüentemente melhorando a produtividade da cana-de-açúcar (NUNES JUNIOR, 2013).

2.3.4 Auxinas, citocininas e giberelinas em brotação da cana-de-açúcar

Segundo Raven, Evert e Eichhorn (2007), os fatores de natureza química são os que mais interferem no crescimento e desenvolvimento vegetal, destacando os reguladores de crescimento sintetizados pelas plantas.

De acordo com Magro et al. (2011), a brotação é um processo biológico, que como todos os outros, consomem energia. Essa energia é originária da degradação de substâncias de reserva do colmo. A fase de brotação vai do plantio até a compleição da brotação das gemas, e a brotação denota ativação e subsequente florescimento da gema vegetativa.

Esta fase pode ser influenciada pela ação de reguladores vegetais, como as auxinas, citocininas e giberelinas. Manhães et al. (2015), afirma que o início da brotação é marcado por um rápido aumento na taxa de respiração, e o início do transporte de substâncias diretamente para as áreas de crescimento. As giberelinas aumentam a hidrólise de amido e sacarose em moléculas de glicose e frutose e essas hexoses fornecem energia via respiração, contribuindo com a formação da parede celular. Ainda as GAs aumentam a plasticidade da parede celular causando seu alongamento.

A dominância da gema do ápice do colmo é verificada pelo não desenvolvimento das gemas laterais, que permanecem num estado de dormência. Quando a gema do ápice é removida ou morta, as gemas laterais podem desenvolver-se, produzindo brotos (MAGRO et al., 2011). Aude (1993), afirma que a dominância é importa no plantio da cana-de-açúcar, pois quando se planta colmos inteiros, só germinam as gemas da ponta e as da base, uma vez que estas últimas são menos influenciadas pela dominância apical. Segundo Vieira (2010), a dominância apical parece ser controlada por um balanço entre os níveis de citocinina e de auxina endógenos. As citocininas estão envolvidas na quebra da dominância apical, de acordo com duas hipóteses: primeiro, inibindo ácido indolacético (IAA) oxidase encontrada em gemas laterais, permitindo que níveis de auxina se estabeleçam, causando alongação da gema lateral; E em segundo, as citocininas podem iniciar um mecanismo de dreno nas gemas laterais e outras substâncias de crescimento.

As citocininas estão relacionadas a processos fisiológicos, como a mobilização de nutrientes, a formação e a atividade dos meristemas apicais e laterais, assim como, a superação da dormência de gemas. Estudos indicam que aplicações diretas de citocininas em gemas axilares de muitas espécies estimulam a divisão celular e o crescimento das mesmas (TAIZ; ZEIGER, 2004). De acordo com Nunes Junior (2013), as giberelinas controlam a quebra de dormência e mobilização de reservas nutricionais da planta.

Mendes (2010) afirma que durante a emergência das gemas ocorre complexos fenômenos bioquímicos, por ação das enzimas amilases, transformando reservas de amido em açúcares prontamente utilizados pelas plantas. Porém, ainda Mendes (2010) trabalhando coma a variedade SP 81-3250 com toletes tratados com giberelina no sulco de plantio observou que a emergência das gemas da cana-de-açúcar aos 15 dias após o plantio foi retardada, quando comparada ao controle. Isso pode ser devido a um desequilíbrio hormonal ocorrido pela ação de apenas a aplicação de um regulador vegetal.

Na implantação convencional da cana-de-açúcar por meio de toletes, contendo uma ou mais gemas, as mesmas podem apresentar dormência, a duração desse evento pode variar de acordo com o genótipo e, em função, do balanço hormonal entre promotores e inibidores do crescimento, sendo que a brotação ocorre quando há balanço favorável dos promotores em relação aos inibidores (BRAMBILLA, 2013).

Portanto, a brotação inicia-se com intensa atividade de divisão celular na gema e nos primórdios radiculares, com utilização das reservas energéticas do tolete. Tais reservas são fundamentais para a brotação até aproximadamente 60 dias após o plantio. Com o desenvolvimento do sistema radicular, esta dependência se reduz gradativamente. O estado

latente para o estado ativo de crescimento e desenvolvimento das gemas em estágio de brotação ocorre por causa das mudanças das reservas nutritivas pela atividade de enzimas e reguladores de crescimento (CASAGRANDE; VASCONCELOS, 2010).

Conforme Melo, Alves e Oliveira (1995), nos locais em que se encontram as gemas, ocorre maior síntese e degradação de proteínas, além da translocação de aminoácidos provenientes de outras localidades. Com o início da brotação, ocorre à síntese de novas proteínas (incluindo enzimas proteolíticas) e o aparecimento de formas solúveis de proteínas a partir de corpos proteicos pré-existentes, liberando grande quantidade de proteínas, aumentando seu teor.

De acordo com Rossetto (2015), as giberelinas, auxinas e citocininas são os hormônios relacionados ao estágio de brotação e emergência da cana-de-açúcar atuando no intumescimento das gemas, na mobilização de reservas do tolete, no desenvolvimento do colmo primário e no crescimento das raízes do tolete. Dessa forma, pode-se relacionar a brotação dos minirrebolos com a atuação desses hormônios com intuito de potencializar o crescimento e desenvolvimento da cana-de-açúcar.

3 MATERIAIS E MÉTODOS

3.1 CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA EXPERIMENTAL

O trabalho foi desenvolvido no viveiro de mudas do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Minas Gerais – Campus São João Evangelista (IFMG – SJE), situado no município de São João Evangelista, MG (latitude: -18° 32' 52"; longitude: -42° 45' 48" e altitude: 690 m). O clima da região é o temperado chuvoso-mesotérmico e classificado como Cwa pelo sistema de Köppen (com inverno seco e verão chuvoso), a precipitação média anual é de 1400 mm e a temperatura média anual de 21 °C (BRAGA et al., 1999).

O trabalho foi realizado em duas etapas, a primeira em caixas de brotação e a segunda em tubetes, em ambas as fases realizou-se avaliações.

3.2 CARACTERÍSTICAS DA VARIEDADE ESTUDADA

A variedade utilizada foi a RB867515 (Figura 01), conhecida também por mineirinha. Esta variedade foi desenvolvida pelo programa de melhoramento genético de cana-de-açúcar da Universidade Federal de Viçosa - MG (UFV). Apresenta um bom potencial produtivo no Estado de Minas Gerais, exibindo características como: baixa exigência em fertilidade do solo, boa despalha e ausência de joçal (EMPRESA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA DE MINAS GERAIS - EPAMIG, 2010).

Apresenta alta produtividade agrícola em cana planta e soca, sendo caracterizada pelo rápido crescimento vegetativo, tolerância à seca, boa brotação da soqueira, alto teor de sacarose, porte alto, hábito de crescimento ereto, ampla adaptabilidade e alta densidade do colmo. Apresenta resistência ao carvão, ferrugem, escaldadura e broca da cana-de-açúcar, tendo reação intermediária em relação a estrias vermelhas e falsas estrias vermelhas (HOFFMANN et al., 2008).

Figura 01 - Variedade RB867515 utilizada no experimento.



Fonte: Autora.

3.3 PREPARO DOS MATERIAIS UTILIZADOS

Na primeira etapa do experimento foram utilizadas bandejas plásticas para a brotação, estas foram lavadas e desinfestadas, submergindo-as em uma solução contendo 2% de hipoclorito de sódio (água sanitária) por aproximadamente um minuto.

A segunda etapa do trabalho foi realizada em tubetes (capacidade de 290 cm³), onde foram individualizadas as gemas brotadas.

O substrato utilizado foi uma mistura de substrato comercial (a base de casca de pinus, casca de arroz carbonizada e vermeculita) + 30% de solo de barranco. Tendo também em sua composição aditivos como corretivos de acidez (0,50%), Fosfato natural (0,50%) e Fertilizante mineral NPK (0,60%), condutividade elétrica 0,50 +/- 0,30 ms/cm, umidade máxima 58,00%, capacidade de retenção de água 90,00% e densidade 310 kg/m³. As características químicas do substrato podem ser observadas na Tabela 01.

Tabela 01 - Resultados das análises químicas do substrato utilizado no experimento.

Características químicas do substrato comercial ⁽¹⁾														
pH	P	K	Ca ²⁺	Mg ²⁺	Al ³⁺	H+Al	SB	(t)	(T)	V	m	MO	P-rem	
H ₂ O	---	mg/dm ³	---	-----	cmol _c /dm ³	-----	-----	-----	-----	---	%	---	dag/kg	mg/L
4,94	842,3	330	4,45	3,05	0,10	6,38	8,34	8,44	14,72	56,7	1,2	11,95	52,2	

⁽¹⁾ Determinações: pH em água – relação 1:2,5; P - K – Extrator: Mehlich 1; Ca – Mg – Al – Extrator: KCl 1N; H+Al – Extrator: SMP; m = Índice de Saturação de Alumínio; SB = Soma de Bases trocáveis; CTC (t) – Capacidade de Troca Catiônica Efetiva; CTC (T) – Capacidade de Troca Catiônica a pH 7,0; V = Índice de Saturação de Bases; Mat. Org. (MO) – Oxidação: Na₂Cr₂O₇ 4N + H₂SO₄ 10N; P-rem = Fósforo Remanescente.

Na Tabela 02 estão apresentados os resultados da análise química do solo de barranco antes e após a calagem. A calagem foi efetuada com base na interpretação dos resultados da análise química do solo, o qual foi realizada a aplicação de calcário (PRNT 95%), para melhor efeito corretivo, o solo foi umedecido e incubado por um período de 30 dias.

Tabela 02 - Resultados das análises químicas do Latossolo Vermelho distrófico utilizado no experimento, antes e depois da incubação, respectivamente. São João Evangelista-MG, 2016.

Características químicas do solo ⁽¹⁾													
pH	P	K	Ca ²⁺	Mg ²⁺	Al ³⁺	H+Al	SB	(t)	(T)	V	m	MO	P-rem
H ₂ O	mg/dm ³		-----			cmol _c /dm ³	-----			--- % ---		dag/kg	mg/L
4,83	0,4	50	1,40	0,40	0,75	7,20	1,93	2,68	9,13	21,1	28,0	3,18	10,4
6,52	2,2	40	2,25	0,75	0,00	1,26	3,10	3,10	4,36	71,1	0,0	0,79	9,2

(1) Determinações: pH em água – relação 1:2,5; P - K – Extrator: Mehlich 1; Ca – Mg – Al – Extrator: KCl 1N; H+Al – Extrator: SMP; m = Índice de Saturação de Alumínio; SB = Soma de Bases trocáveis; CTC (t) – Capacidade de Troca Catiônica Efetiva; CTC (T) – Capacidade de Troca Catiônica a pH 7,0; V = Índice de Saturação de Bases; Mat. Org. (MO) – Oxidação: Na₂Cr₂O₇4N + H₂SO₄ 10N; P-rem = Fósforo Remanescente.

3.4 COLETA E PREPARO DO MATERIAL PROPAGATIVO

A produção de mudas foi baseada no Sistema de Produção de Mudanças Pré-brotadas (MPB) segundo Landell et al. (2012), com modificações. Os colmos foram coletados de cana-planta provenientes de um canavial com dez meses de idade, plantadas em outubro de 2015, situado no distrito de Nelson de Sena, no município de São João Evangelista-MG. A EPAMIG (2010) recomenda mudas sadias com 10 a 12 meses de idade para implantação de canavial pelo plantio convencional. As plantas coletadas se apresentaram sadias e livres de pragas.

A retirada dos colmos foi realizada com auxílio de podão, em seguida transportados para o viveiro de mudas do IFMG-SJE, local onde se realizou todos os procedimentos necessários à implantação do experimento. Para o corte e preparo dos minirrebolos (gema individualizada) utilizou-se uma serra elétrica para madeira. O tamanho dos minirrebolos foi de 3 cm, de acordo com Landell et al. (2012). Para obter um tamanho desejado do material propagativo, os colmos foram marcados com uso de pincel e régua para posterior corte.

As gemas individualizadas foram separadas em: apicais, medianas e basais contando o número de gemas em cada colmo, de acordo com a classificação proposta por Almeida e Crócomo (1994): 1) Gemas jovens e em formação (apicais): gemas do palmito até as de número três e quatro; 2) Gemas maduras e latentes (medianas): se encontram na região mediana do colmo; 3) Gemas em início de brotação (basais): geralmente se encontram mais próximas do nível do solo.

Após a separação dos minirrebolos pela classificação acima, os mesmos passaram por uma seleção visual para selecionar as gemas viáveis. Gemas apresentando algum tipo de dano mecânico/físico ou biológico (pragas), ou ainda constatação visual de outro tipo de dano, como fisiológicos (má formação), que pudesse vir a comprometer o brotamento, foram consideradas inviáveis, sendo as mesmas descartadas.

3.5 APLICAÇÃO DOS TRATAMENTOS E INSTALAÇÃO DO EXPERIMENTO

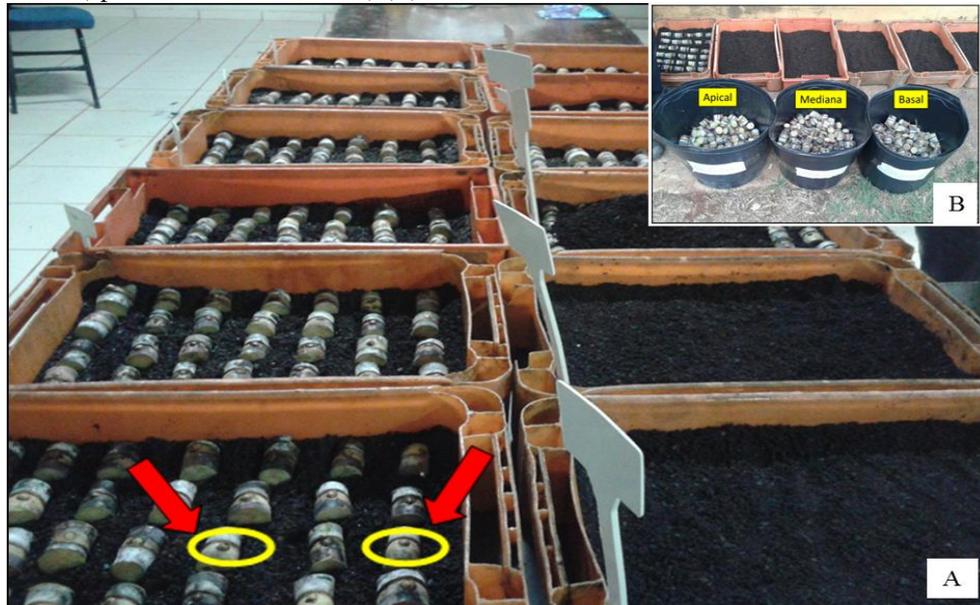
O experimento foi instalado em delineamento inteiramente casualizado com quatro repetições e nove tratamentos (Tabela 03), totalizando em 36 parcelas, arranjados em esquema fatorial 3 x 3, em que o primeiro fator, foram as doses do biorregulador vegetal Stimulate® (três doses correspondentes: D0 = 0 L. ha⁻¹; D1 = 0,5 L. ha⁻¹ e D2 = 0,75 L. ha⁻¹); e o segundo fator, posição de origem dos propágulos no colmo (três posições: P1 = apical, P2 = mediana e P3 = basal).

Tabela 03 - Tratamentos empregados no experimento.

Tratamento	Descrição do tratamento
1	Minirrebolos da posição apical do colmo sem aplicação de produto
2	Minirrebolos da posição mediana do colmo sem aplicação de produto
3	Minirrebolos da posição basal do colmo sem aplicação de produto
4	0,5 L.ha ⁻¹ de Stimulate® + minirrebolos da posição apical do colmo
5	0,5 L.ha ⁻¹ de Stimulate® + minirrebolos da posição mediana do colmo
6	0,5 L.ha ⁻¹ de Stimulate® + minirrebolos da posição basal do colmo
7	0,75 L.ha ⁻¹ de Stimulate® + minirrebolos da posição apical do colmo
8	0,75 L.ha ⁻¹ de Stimulate® + minirrebolos da posição mediana do colmo
9	0,75 L.ha ⁻¹ de Stimulate® + minirrebolos da posição basal do colmo

Utilizou-se cinco litros de substrato em cada bandeja de brotação, sendo três litros antes de colocar as gemas. Os minirebolos foram distribuídos com as gemas voltadas para cima (Figura 02).

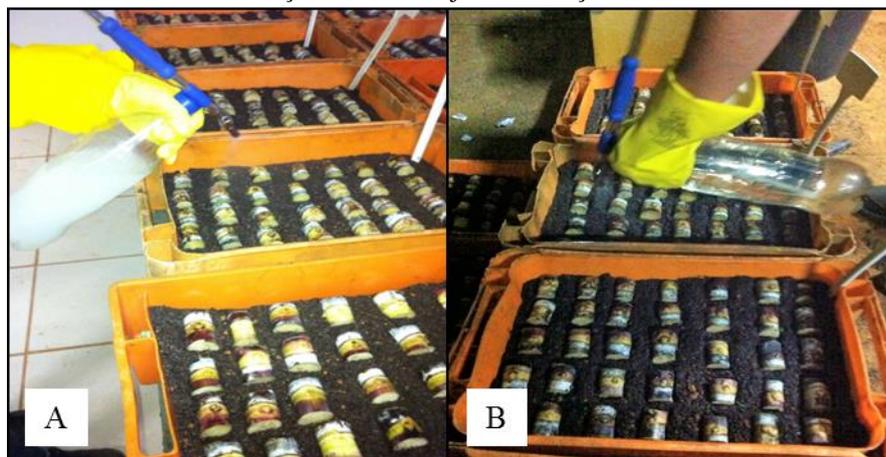
Figura 02 - Distribuição das gemas individualizadas em bandejas de brotação detalhando as gemas voltadas para cima (A) e; separação das gemas obtidas nas diferentes partes do colmo (apicais, medianas e basais) (B).



Fonte: Autora.

Após a distribuição dos minirrebolos em bandejas de brotação foi realizado a proteção dos mesmos com uso de fungicida à base de Azoxistrobina, como meio de prevenção a doenças com o objetivo de ampliar a sanidade inicial das mudas. A aplicação do BRV foi por meio de pulverização dos minirrebolos antes de serem cobertos pelo substrato, realizado após a aplicação do fungicida (Figura 03).

Figura 03 - Pulverização da solução fúngica (A) e do biorregulador vegetal (B) em minirrebolos de cana-de-açúcar em bandejas de brotação.



Fonte: Autora.

As pulverizações foram realizadas com uso de pulverizador manual multifuncional com capacidade para um litro e meio de solução. Após a aplicação do BRV, os minirrebolos

foram cobertos por dois litros de substrato e as bandejas de brotação foram levadas para bancadas no viveiro com tela de malha para 50,0 % de sombra.

Nesta fase, a irrigação foi realizada via regador manual e o molhamento foi suficiente para garantir a manutenção do processo de pré-brotção, aplicando-se a mesma quantidade de água para todos os tratamentos. A duração desse período foi de 27 dias após o plantio (DAP).

Após a fase de brotação realizou-se a individualização das gemas, onde as gemas brotadas foram transplantadas das bandejas de brotação para os tubetes. Foram aplicados fertilizantes ao substrato (mistura de substrato comercial com solo de barranco) no processo de individualização das mudas, sendo 120 g de sulfato de amônio, 80 g de cloreto de potássio e 100 g de superfosfato simples, seguindo recomendações de Landell et al. (2012), pelo programa Cana IAC do sistema MPB.

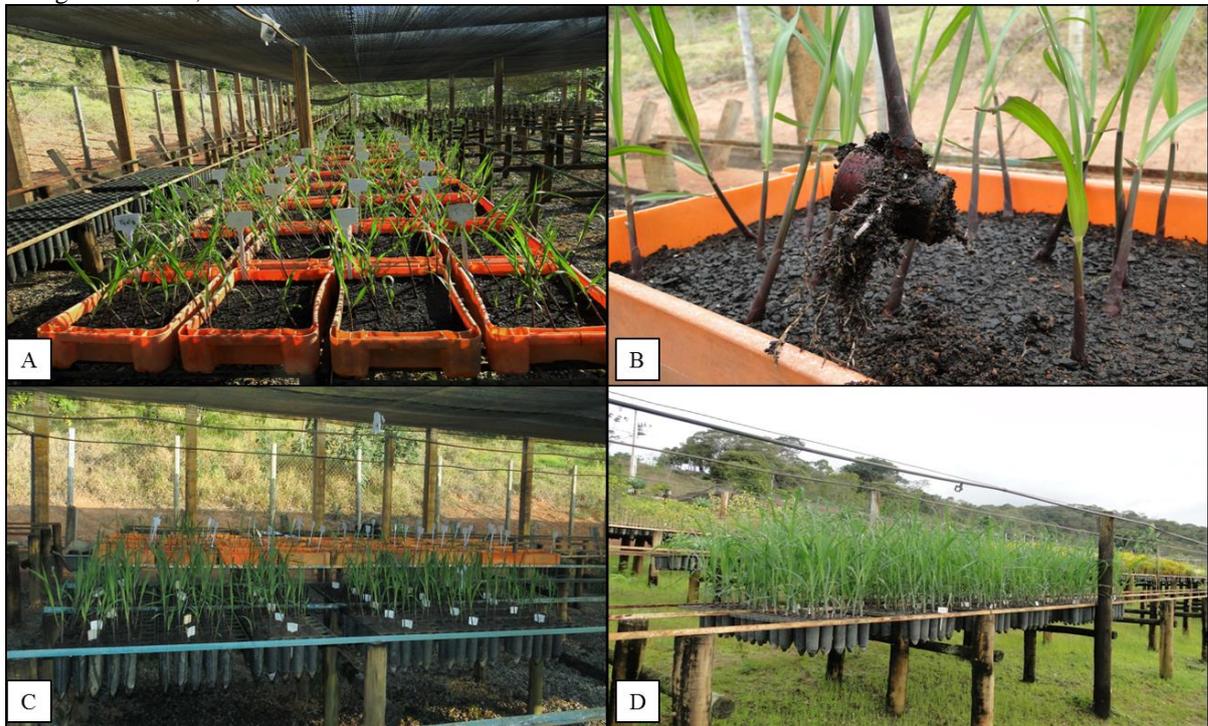
As mudas repicadas passaram por um processo de seleção de acordo com a altura, sendo selecionadas as dez mudas que apresentaram maior altura em cada bandeja de brotação, aferidas da inserção do caule ao minirrebolo até a última inserção foliar de cada muda.

Cada parcela amostral foi composta por dez mudas pré-brotadas, totalizando 360 mudas (10 mudas por unidade amostral; 9 tratamentos e; 4 repetições). A partir dessa fase, as mudas foram mantidas por 25 dias sob irrigação do tipo microaspersão, duas vezes ao dia (manhã e tarde) durante 15 minutos.

Na etapa final do processo, as mudas foram destinadas a aclimatação, na qual foram transferidas a pleno sol, com objetivo de aclimatá-las às condições de plantio no campo. As mudas foram mantidas por 15 dias nesta fase.

As avaliações foram realizadas em cada uma das etapas, na fase de brotação e no final da fase de aclimatação. Na figura 04 mostra as mudas nas diferentes fases durante o experimento.

Figura 04 - Mudas pré-brotadas de cana-de-açúcar em bandejas de brotação prontas para individualização (A); Detalhe do sistema radicular de muda pré-brotada de cana-de-açúcar (B); Mudas individualizadas em tubetes (C). Aclimatação de mudas de cana-de-açúcar (D). Instituto Federal de Minas Gerais – Campus São João Evangelista – MG, 2016.



Fonte: Autora.

3.6 COLETA E ANÁLISE DE DADOS

As avaliações do número de gemas brotadas (NGB), porcentagem de brotação (%B) e o Índice de velocidade de brotação (IVB) foram realizadas diariamente até a contagem final (27 dias após o plantio dos minirrebolos).

O NGB, a porcentagem de brotação e o IVB foram determinados mediante a contagem dos brotos, considerando aqueles que sobressaíram à superfície do substrato. O NGB foi obtido pela contagem diária das gemas brotadas e ao final aplicando a média para cada tratamento. Calculou-se a %B pelo mesmo método utilizado por Baracat Neto (2015). A porcentagem de brotação foi obtida pela seguinte fórmula:

$$\% \text{ de brotação} = \text{total de brotos} / \text{número de gemas plantadas} * 100 \quad (1)$$

O IVB foi calculado pelo Índice de Velocidade de Germinação de Maguire (1962 apud GÍRIO, 2014), aqui chamado de Índice de Velocidade de Brotação (IVB), obtido pela equação:

$$\text{IVB} = (B1/N1+B2/N2+B3/N3+...+Bn/Nn) \quad (2)$$

em que: Bn é o número de brotações computadas nas “n” contagens e Nn é o número de dias do plantio das gemas às “n” contagens.

Na fase final do experimento, as mudas foram submetidas à lavagem do sistema radicular com auxílio de peneira com malha de 2,0 mm sob o uso de água corrente para retirada de excesso de substrato aderido as raízes.

Foram avaliados os dados biométricos de Inserção da última folha (IUF), Comprimento de Raiz (CR), Diâmetro do Coleto (DC), Matéria Seca da Parte Aérea (MSPA), Matéria Seca de Raiz (MSR), Matéria Seca do minirrebolo (MSm), Matéria Seca da Raiz Total (MSRT), Matéria Seca Total sem minirrebolo (MSTsm) e Matéria Seca Total com minirrebolo (MSTcm).

A IUF foi determinada medindo-se da base da planta até a última inserção foliar. O CR foi realizado a partir da zona radicular, onde são emitidas as raízes no minirrebolo. Para essas duas medições utilizou-se uma trena. O diâmetro do coleto foi determinado na base da muda com uso de paquímetro digital. A MSPA, MSR, MSm, MSRT, MSTsm e MSTcm foram determinadas desmembrando-se a planta em parte aérea (colmo, folhas verdes e folhas secas) e raízes. Posteriormente, o material foi levado em estufa a 65 °C, até se obter massa constante. Após a secagem do material determinou-se a matéria seca de cada variável por meio da pesagem do material em uma balança semi-analítica.

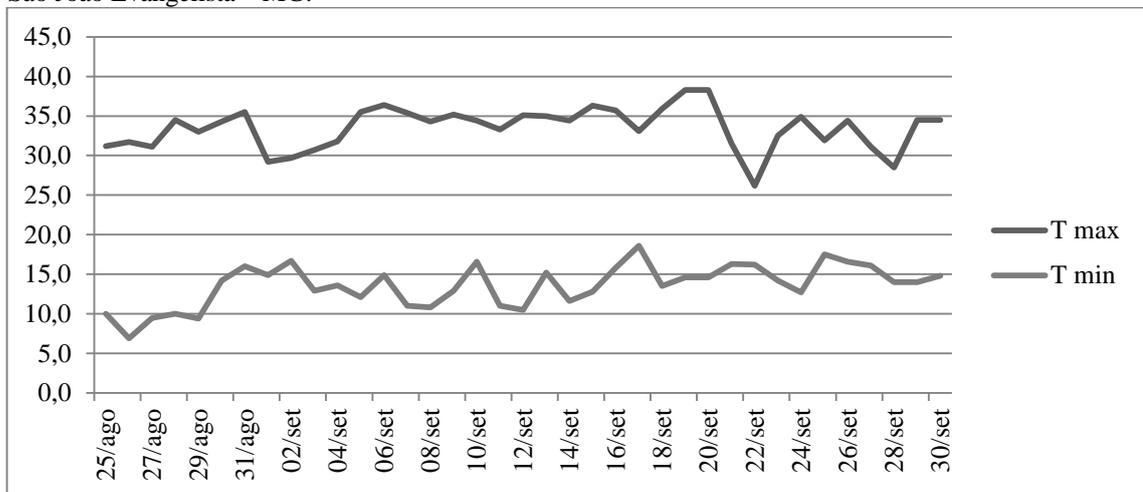
3.7 ANÁLISE ESTATÍSTICA

Todos os dados obtidos foram submetidos à análise de variância, e as médias em relação à posição do minirrebolo comparadas pelo teste de Tukey a 5% de significância. O efeito de dose foi avaliado por regressão linear de primeiro grau. As análises estatísticas foram realizadas com auxílio dos *softwares* Excel® e programa estatístico Statistica 7.0®.

4 ANÁLISE E DISCUSSÃO DOS RESULTADOS

Os valores de temperaturas máxima e mínima obtidos na área experimental (Figura 05) foram considerados ideais (médias de 33,3 °C a 14,6 °C) para a brotação e crescimento inicial da cana-de-açúcar. De acordo com Suguitani (2006), a temperatura ideal para a emergência das gemas está na faixa entre 27 a 32 °C e que abaixo de 5 °C e acima de 45 °C tem efeito prejudicial.

Figura 05 - Temperatura máxima e mínima (°C) registradas durante o período de condução do experimento no Viveiro de mudas do Instituto Federal de Minas Gerais – Campus São João Evangelista, São João Evangelista – MG.



Fonte: Autora.

Os primeiros brotos da cana-de-açúcar, variedade RB867515, surgiram aos seis dias após o plantio (DAP) dos minirrebolos. O resumo da análise de variância para o número de gemas brotadas (NGB), o Índice de Velocidade de Brotação (IVB), Porcentagem de Brotação (%B), Inserção da última folha (IUF), Comprimento de Raiz (CR), Diâmetro do Coleto (DC), Matéria Seca da Parte Aérea (MSPA), Matéria Seca de Raiz (MSR), Matéria Seca do minirrebolo (MSm), Matéria Seca Total de Raiz (MSTR), Matéria Seca Total sem minirrebolo (MSTsm) e Matéria Seca Total com minirrebolo (MSTcm) é apresentado na Tabela 04. Constatou-se significância para a posição da gema no colmo quanto ao NGB, IVB, %B, DC, MSm e MSTR, quanto à dose houve diferença significativa para UIF e MSm.

Tabela 04 - Resumo da análise de variância do Número de Gemas Brotadas (NGB), Índice de Velocidade de Brotação (IVB), Porcentagem de Brotação (%B), Inserção da Última Folha (IUF), Comprimento de Raiz (CR), Diâmetro do Coleto (DC), Massa Seca da Parte Aérea (MSPA), Matéria Seca de Raiz (MSR), Matéria Seca do minirrebolo (MSm), Matéria Seca Total de Raiz (MSTR), Matéria Seca Total sem minirrebolo (MSTsm) e Matéria Seca Total com minirrebolo (MSTcm), obtidos em mudas de cana-de-açúcar submetidas a diferentes doses de biorregulador vegetal e posição do colmo. São João Evangelista-MG, 2016.

F.V.	G.L.	Quadrados Médios					
		NGB	% B	IVB	IUF (cm)	CR (cm)	DC (mm)
Posição (P)	2	322*	2629,6*	476,72*	2,20 ^{ns}	1,12 ^{ns}	3,086*
Dose (D)	2	18,9 ^{ns}	154,0 ^{ns}	29,02 ^{ns}	30,63*	3,30 ^{ns}	0,504 ^{ns}
P x D	4	5,28 ^{ns}	43,1 ^{ns}	12,55 ^{ns}	2,76 ^{ns}	1,51 ^{ns}	1,848 ^{ns}
Resíduo	27	7,53	61,4	10,01	2,55	2,13	0,908
		MSPA (g)	MSR (g)	MSm (g)	MSTR (g)	MSTsm (g)	MSTcm (g)
Posição (P)	2	127,69 ^{ns}	7,444 ^{ns}	118,03*	174,2*	77,58 ^{ns}	106,2 ^{ns}
Dose (D)	2	26,36 ^{ns}	38,028 ^{ns}	147,69*	61,4 ^{ns}	124,00 ^{ns}	26,4 ^{ns}
P x D	4	43,74 ^{ns}	10,153 ^{ns}	4,28 ^{ns}	20,0 ^{ns}	93,71 ^{ns}	120,9 ^{ns}
Resíduo	27	48,65	13,731	22,44	40,7	103,29	141,3

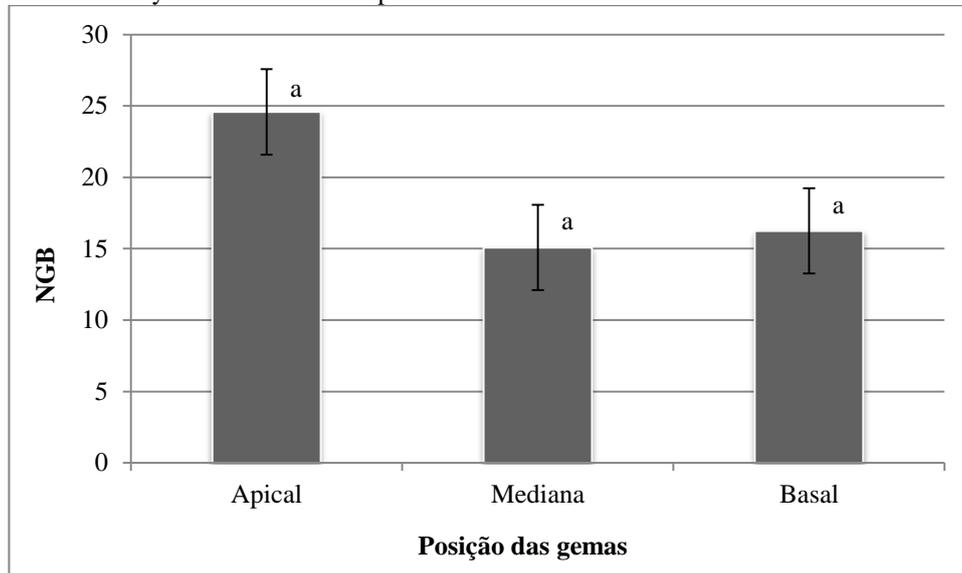
* significativo a 5,0% de probabilidade. ns - não significativo. F.V. - Fator de Variação; G.L. – Grau de Liberdade.

Pelos resultados da análise de variância observou-se que não houve interação entre a posição e doses do biorregulador vegetal para todos os parâmetros avaliados.

Verificou-se efeito significativo para o NGB quanto à posição de extração dos minirrebolos no colmo da cana-de-açúcar aos 27 DAP. Observou-se que não houve diferença significativa quanto à dose de Stimulate[®] testada para o NGB.

As gemas apicais apresentaram numericamente maiores médias de gemas brotadas ao comparar com as demais, porém ao aplicar o teste de Tukey ao nível de 5 % de significância não constatou efeito significativo (Figura 06). Resultado semelhante foi obtido por Cristoletti Junior (2012), em relação à origem dos mini-toletes, observou que as gemas apicais apresentaram maior brotação quando comparadas as gemas basais e medianas, as quais durante o período de avaliação não apresentaram diferenças significativas entre si, o que coincide com os resultados obtidos.

Figura 06 – Número de gemas brotadas (NGB) extraídas da posição apical, mediana e basal do colmo de cana-de-açúcar aos 27 dias após o plantio (DAP). Barras de erro em y representam o desvio padrão. Médias seguidas pela mesma letra, não diferem entre si pelo teste de Tukey em nível de 5% de probabilidade.

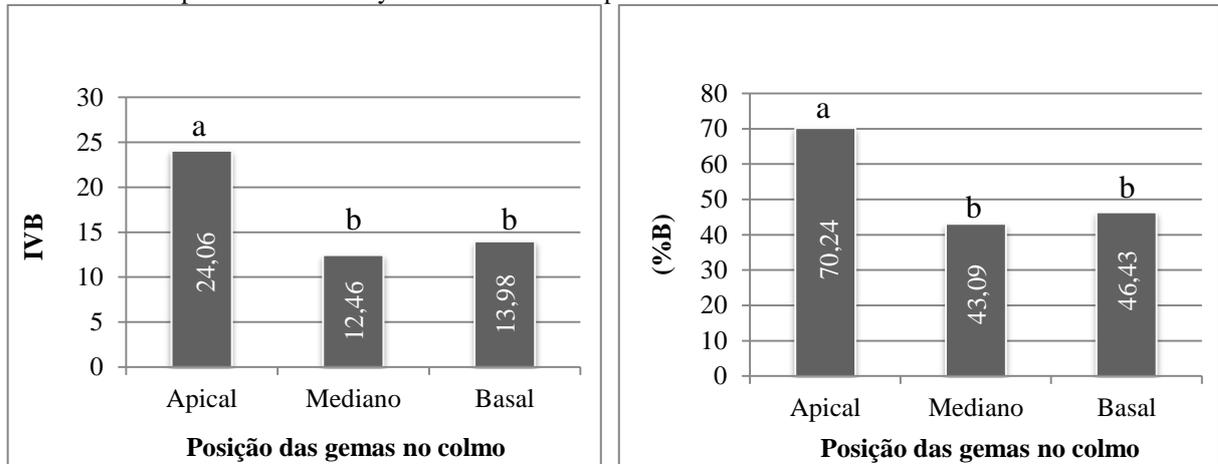


Fonte: Autora.

Jadoski et al. (2010), relata que os toletes de cana-de-açúcar oriundos do ápice do colmo apresentam melhor brotação que as demais partes do colmo. Isso é comprovado pelos resultados obtidos do número de gemas brotadas, na qual apresenta uma tendência para a diminuição da brotação das gemas provenientes do pé do colmo, que provavelmente pode ocorrer por estas gemas serem mais velhas e apresentarem vigor reduzido para brotação.

Para o Índice de Velocidade de Brotação (IVB) e porcentagem de brotação (%B), aos 27 DAP, observou-se significância para a posição das gemas, obtendo melhores resultados para a posição apical (Figura 07). Entretanto, quanto às doses, não se verificou valor significativo para IVB e %B.

Figura 07 - Índice de Velocidade de Brotação (IVB) e porcentagem de brotação (%B) de cana-de-açúcar nas diferentes posições de gemas no colmo aos 27 dias após o plantio (DAP). Médias seguidas pela mesma letra, não diferem entre si pelo teste de Tukey em nível de 5% de probabilidade.



Fonte: Autora.

De acordo com a figura 07, verificou-se que as gemas apicais apresentaram melhor brotação em relação às demais posições. Segundo Aude (1993), vários fatores podem interferir nessa etapa, como a dominância apical, estado nutricional do tolete, posição da gema no colmo, posição da gema no sulco, cultivares, fatores climáticos e idade das gemas, porém com maior destaque para essa última.

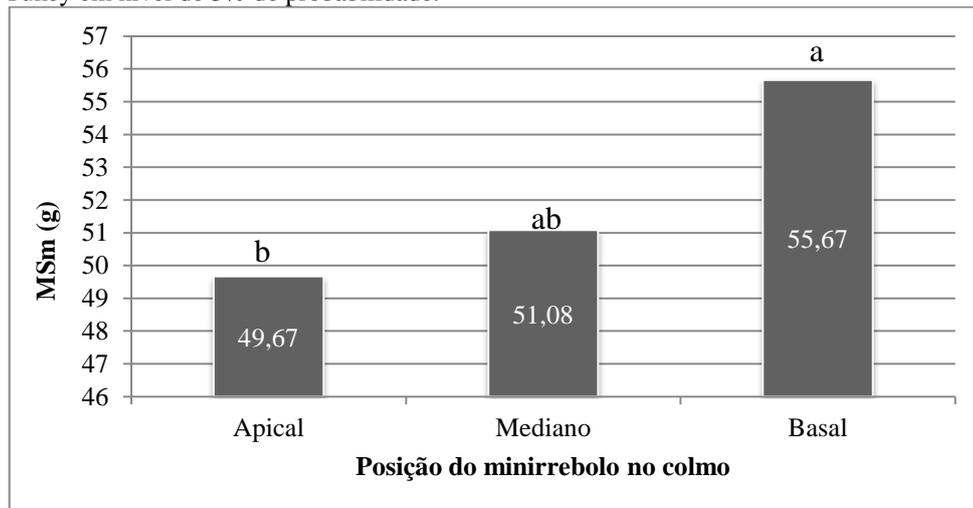
Conforme Miller e Gilbert (2009), o colmo da cana-de-açúcar é composto de nós e entrenós nos diferentes estádios fisiológicos: entrenós maduros (base), em maturação (meio) e imaturos (ponta). Segundo os autores, essa diferença de maturação explica o resultado relacionado à brotação quanto à posição das gemas no colmo, como observado no trabalho atual, em que as gemas oriundas de nós imaturos apresentaram rapidez e facilidade para brotarem.

Cristofolletti Junior (2012) afirma que os colmos da cana-de-açúcar contêm além de fibras e água, sólidos solúveis, no qual se destaca a sacarose, glicose e frutose, quando a planta cresce, o teor de sacarose aumenta nos entrenós mais velhos até a maturação. Entretanto, o acúmulo difere nesses dois tecidos em função de reguladores de crescimento e da ação das enzimas invertases. De acordo com Caputo (2005), invertases são enzimas que catalisam acúmulo de sacarose nos colmos e Cristofolletti Junior (2012), afirma ainda que essas enzimas participam da mobilização da sacarose, as quais, através da hidrólise de sacarose, produzem glicose e frutose, disponibilizando para as células carbono e energia para a respiração e síntese de compostos. Simões Neto (1986) destacou a importância da glicose no desenvolvimento das gemas de cana-de-açúcar, o qual confirmou que as próximas do ápice dos colmos sendo mais jovens conferia a ela rápida brotação.

Neste contexto, os resultados obtidos pelo IVB e %B podem ser explicados de acordo com Aude (1993), onde a autora relata que entrenós que se formam primeiro, acumulam açúcar mais cedo e são ricos em sacarose e sais minerais, como é o caso dos basais, enquanto os do ápice são ricos em glicose, nitrogênio e água. Segundo a mesma, a brotação das gemas está diretamente correlacionada com o teor de glicose, nitrogênio e água, consequentemente a brotação será mais rápida nos toletes provenientes do ápice do colmo, pois os basais precisam transformar a sacarose em glicose, e, portanto, demoram mais para brotar.

O acúmulo de sacarose e a idade do minirrebolo podem estar diretamente ligados ao peso dos mesmos. Isso pode ser observado pela MSm (Figura 08). Os minirrebolos obtidos de posição basal do colmo apresentaram maiores valores de matéria seca, sendo as gemas que apresentam maior nível de maturação.

Figura 08 - Matéria Seca do minirrebolo (MSm) de cana-de-açúcar extraídos nas diferentes posições no colmo. Médias seguidas pela mesma letra, não diferem entre si pelo teste de Tukey em nível de 5% de probabilidade.



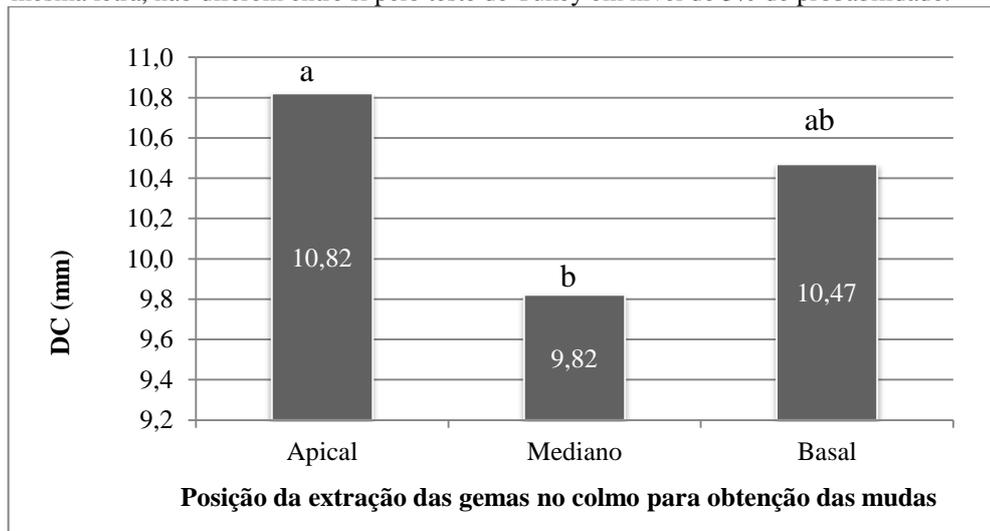
Fonte: Autora.

A brotação de gemas é dependente de vários fatores e um deles é sua posição no colmo, principalmente pela concentração de reserva (sacarose) e hormônios vegetais. Raven; Evert e Eichhorn, (2007), afirmam que os reguladores de crescimento nunca atuam sozinhos, isto é, eles atuam de acordo com outros fatores internos como açúcares e outros reguladores de crescimento. Contudo, o peso dos minirrebolos não afetou a brotação, isso pode ter ocorrido pela diferença na relação de hormônios vegetais, concentração de reserva e idade das gemas.

Na figura 09, encontram-se os dados para diâmetro do coleto (DC), observou-se que mudas formadas pelas gemas das posições apicais e basais (10,82 e 10,47 mm,

respectivamente) apresentaram maior DC que as de origem mediana (9,82 mm). Gemas que apresentam um maior IVB, como as apicais, tendem a crescer rapidamente conseguindo conseqüentemente um maior diâmetro. Já as gemas basais, como apresentam maior quantidade de reserva oferecem energia suficiente para o desenvolvimento das mudas durante e após o estágio de brotação.

Figura 09 - Diâmetro do coleto (DC) de mudas da variedade RB867515, formadas por gemas extraídas nas diferentes posições do colmo, aos 70 DAP. Médias seguidas pela mesma letra, não diferem entre si pelo teste de Tukey em nível de 5% de probabilidade.



Fonte: Autora.

As diferentes idades das gemas e concentrações de reserva se equilibram ao analisar o DC, garantindo o crescimento da planta em diâmetro. De acordo com Landell e Silva (2004) a altura e diâmetro de colmos são características relacionadas à produção. Cristofolletti Junior (2012) observou que a origem das gemas basais com as medianas não influenciou na diferença de diâmetro entre as plantas (6,10 e 5,61 mm, respectivamente), porém, as plantas originárias de gemas apicais apresentaram menor diâmetro (5,40 mm) em relação às demais aos 90 DAP, contrariando os resultados encontrados neste trabalho. Essa diferença entre os resultados pode ter ocorrido provavelmente devido ao estágio mais avançado de desenvolvimento das plantas no momento da avaliação, relacionado com a idade das mesmas e pela quantidade disponível de sacarose em que as plantas foram oriundas nas diferentes posições do colmo.

Os resultados das análises estatísticas de IUF são apresentados na Tabela 05 e Tabela 06. Verificou-se diferença significativa de doses do BRV.

Tabela 05 - Análise de variância para a Inserção da última folha (IUF) em função da dose aplicada de biorregulador vegetal.

Análise de variância para Inserção da última folha (IUF) (cm)					
	G. L.	SQ	QM	F	Prob.
Regressão	1	59,3829	59,3829	23,4481	0,000027
Resíduo	34	86,1060	2,5325		
Total	35	145,4889			

G.L. – Grau de liberdade. SQ – soma de quadrados. QM – quadrado médio. F – valor de F calculado. Prob. – probabilidade de significância.

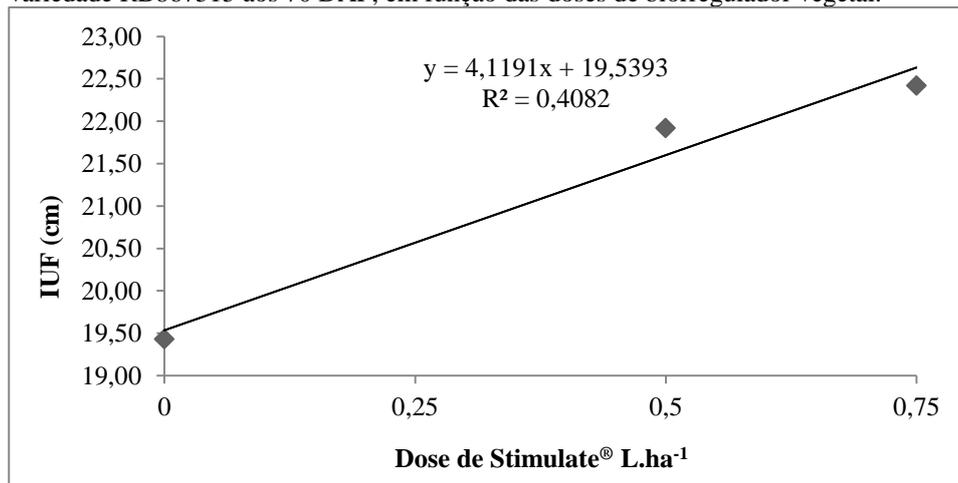
Tabela 06 - Regressão para a inserção da última folha (IUF) em função de doses do biorregulador vegetal, para o modelo $y = B_0 + B_1X + e$.

Regressão para a inserção da última folha (IUF) (cm)				
	B	Prob.	r	R ²
B₀	19,5393	0,000000		
B₁	4,1191	0,000027*	0,6389	0,4082

*significativo a 5,0% de probabilidade. B – estimativa dos parâmetros. Prob. - Probabilidade de significância. r – coeficiente de correlação. R² - coeficiente de determinação.

O resultado da inserção da última folha (IUF) aos 70 DAP referente à aplicação de Stimulate[®] está apresentado na figura 10. Verificou-se que ao aumentar a dose do biorregulador vegetal obtém-se incremento quanto ao IUF. Wanderley Filho (2011), avaliando a aplicação de Stimulate[®] e ácido indolbutírico (AIB) em cana-de-açúcar também verificou maiores taxas de crescimento e acúmulo de biomassa.

Figura 10 - Inserção da Última Folha (IUF) em cm, das mudas de cana-de açúcar, variedade RB867515 aos 70 DAP, em função das doses de biorregulador vegetal.



Fonte: Autora.

A dose de 0,75 L.ha⁻¹ proporcionou uma IUF de 22,42 cm, a dose 0,5 L.ha⁻¹ apresentou 21,92 cm e o controle obteve-se menor valor, 19,43 cm. Santos e Vieira (2005) trabalhando com a cultura do algodão obtiveram incrementos na área foliar, altura e

crescimento inicial com aplicação de Stimulate[®] nas sementes. Miguel et al. (2009), obtiveram incremento de 20% na produtividade de cana-de-açúcar com pulverização foliar, e 19,5% com pulverização no tolete na dosagem de 0,5 L.ha⁻¹ de Stimulate[®].

O crescimento da planta demanda intensa atividade celular, dessa forma, atuam os reguladores vegetais responsáveis pela divisão celular e conseqüentemente alongamento do colmo, conferindo maior IUF com o aumento das doses do BRV. Esse crescimento é atribuído pela função em que as auxinas, citocininas e giberelinas conferem aos vegetais, sendo esses considerados hormônios de crescimento (TAIZ; ZEIGER, 2004).

Marafon (2012), afirma que fases de crescimento de uma planta representam as modificações no tamanho, na massa ou no volume de toda a planta, ou de qualquer órgão dela, em função do tempo. Com isso, o uso do biorregulador no crescimento inicial em altura de mudas de cana-de-açúcar pelo sistema MPB mostrou-se satisfatório.

As variáveis de crescimento: comprimento de raiz, diâmetro do coleto, matéria seca da parte aérea e matéria seca de raiz, não apresentaram diferença estatística em relação às doses aplicadas (entre os tratamentos). Possivelmente, esse resultado pode ter ocorrido porque aos 70 DAP a planta ainda não havia atingido o seu pico máximo de crescimento, podendo ainda estar sobre influência das reservas do minirrebolo, o que estaria equiparando os tratamentos. Dessa forma, é possível que a diferença entre os tratamentos possa manifestar em estágios mais avançados de crescimento e desenvolvimento da cultura. Wanderley Filho (2011) encontrou resultados semelhantes ao avaliar massa seca da folha e do colmo, diâmetro do colmo e altura da planta aos 124 DAP, e considerou em seu trabalho que a planta ainda estava sofrendo influência das reservas do rebolo e que não havia estabelecido seu crescimento máximo. Neste contexto, a continuidade dos trabalhos se faz necessário, dando seqüência ao crescimento e desenvolvimento das plantas em campo para verificar se esses resultados possam traduzir incrementos na produtividade.

Miguel et al. (2009), avaliaram os efeitos da aplicação de Stimulate[®] em toletes de cana-de-açúcar e obtiveram maior produtividade e conseqüentemente maior índice de lucratividade. A produtividade obtida foi de 124,6 t/ha, quando comparado com o controle, sem a aplicação do produto, obtendo 104,23 t/ha.

Em cana-planta, resultados de pesquisa demonstram que a aplicação desse biorregulador vegetal tanto no sulco de plantio quanto na parte aérea aumenta a produtividade de colmos de 6 a 21% (SILVA, 2010).

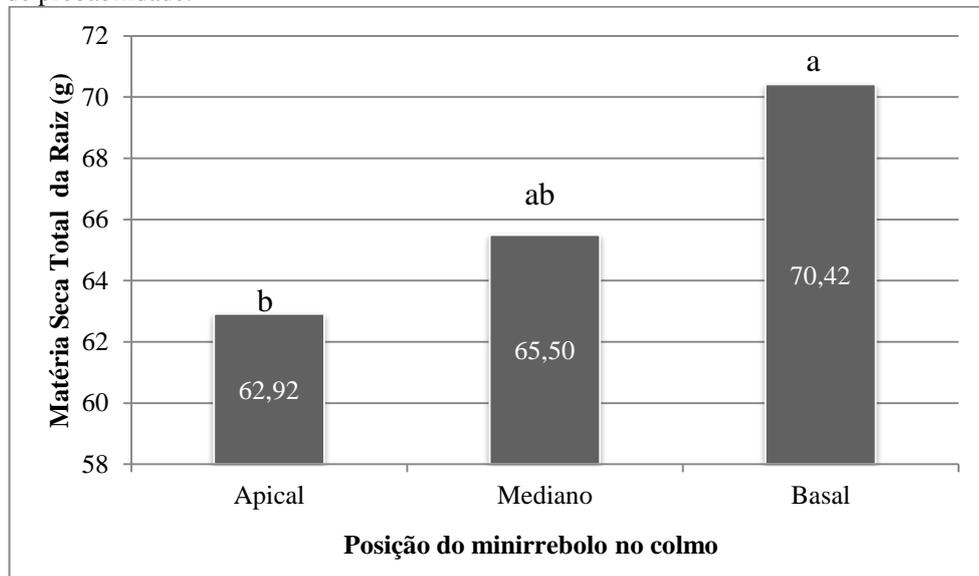
A análise de crescimento em plantas é considerada um método padrão para se medir a produtividade biológica de uma cultura em seu ambiente de produção (MAGALHÃES, 1985).

Assim, com os resultados obtidos da IUF no atual trabalho pode-se confirmar a eficiência quanto à aplicação de biorregulador vegetal no incremento desta característica na produção de mudas de cana-de-açúcar.

Aos 76 DAP Cristofolletti Junior (2012), notou que não ocorreu diferenças estatísticas entre a altura proveniente das regiões apicais, medianas e basais sem aplicação de biorreguladores. Isso leva a concluir que os resultados da IUF encontrados promovidos pelo biorregulador vegetal são favoráveis ao desenvolvimento de mudas de cana-de-açúcar pelo sistema MPB.

Para os resultados de MSTR (Figura 11) das mudas de cana-de-açúcar observou-se que diferiram estatisticamente quanto às origens das gemas no colmo. Verificou-se que a parte basal (70,42 g) e mediana (65,50 g) aos 70 DAP apresentaram valores superiores em relação as mudas obtidas de gemas apicais (62,92 g). Para as doses do BRV não se verificaram resultados significativos. Porém, Wanderley Filho (2011) trabalhando com a variedade RB92579 obteve maior produção de matéria seca total da planta nos tratamentos AIB (ácido indolbutírico) e Stimulate[®] com valor médio de 132,12 g em relação aos demais tratamentos, que tiveram média de 107,09 g. Da mesma forma, a produção de matéria seca nas raízes foi maior nos tratamentos AIB (41,43 g) e Stimulate[®] (40,72 g) aos 124 DAP. Essa contradição entre os resultados pode ter ocorrido pela diferença dos dias após o plantio em que foram realizadas as avaliações, sendo aqui avaliada aos 70 DAP. Segundo Landell et al. (2012), as reservas dos toletes são essenciais para a evolução da brotação, durante aproximadamente 60 dias após o plantio, sendo que a dependência das reservas do tolete diminui gradualmente com o desenvolvimento das raízes e da parte aérea da planta em crescimento. Outra possibilidade é o tipo de recipiente em que foi submetido o material vegetativo no plantio (sendo utilizados vasos de 20 litros no trabalho de Wanderley Filho, 2011), o que pode ter resultado em melhor desenvolvimento radicular e conseqüentemente peso superior da matéria seca de raiz.

Figura 11 - Matéria seca total da raiz (MSTR) de mudas de cana-de-açúcar da variedade RB867515, formadas por gemas extraídas nas diferentes posições do colmo, aos 70 DAP. Médias seguidas pela mesma letra, não diferem entre si pelo teste de Tukey em nível de 5% de probabilidade.



Fonte: Autora.

Com os diferentes resultados encontrados entre as avaliações verifica-se uma dinâmica entre as diferentes posições de origem das gemas em colmo de cana-de-açúcar. Essa característica influencia durante os estádios de crescimento e desenvolvimento da cultura, principalmente no estágio inicial, que é a brotação.

5 CONCLUSÕES

Pode-se concluir que, nas condições de realização do experimento, não houve interação entre a posição do minirrebolo no colmo e a aplicação de Stimulate[®] em mudas de cana-de-açúcar.

O número de gemas brotadas, o Índice de velocidade de brotação, a porcentagem de brotação, o diâmetro do coleto das mudas, a matéria seca do minirrebolo e matéria seca total da raiz, são parâmetros dependentes da posição das gemas no colmo.

Ao aumentar a dose de Stimulate[®] em minirrebolo proporcionou maior comprimento da última inserção foliar, sendo a dose de 0,75 L.ha⁻¹ que adequou melhor resultado.

Estudos mais aprofundados avaliando o crescimento e desenvolvimento das plantas de cana-de-açúcar a campo, advindas do sistema de produção de mudas MPB com aplicação de biorregulador vegetal, devem ser realizados a fim de se obter resultados que possam traduzir em aumento da produtividade no final da colheita.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AGUIAR, A. T. E. et al. **Instruções agrícolas para as principais culturas econômicas**. 7. Ed. Campinas: Instituto Agrônomo, 2014, 452 p.
- ALMEIDA, M.; CRÓCOMO, O. J. Caracterização bioquímica de cultivares de cana-de-açúcar (*Saccharum* spp.): isoenzimas, proteína solúvel e valor brix. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 51, p. 422-429, set./dez., 1994.
- ALVES, R. MPB: Novo método de plantio promete ganhos em produtividade. In: Produção de mudas. p. 14-16. **Revista Coplana Produtor**. n. 83, dez. 2013.
- ARAÚJO, S. H. da C. **Mini-toletes de cana-de-açúcar: gemas, biorreguladores, adubação nitrogenada e déficit hídrico**. 2016. 83 f. Tese (Doutorado: Fisiologia e Bioquímica de plantas)-Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”. Piracicaba. 2016
- AUDE, M. I. da S. Estádios de desenvolvimento da cana-de-açúcar e suas relações com a produtividade. **Ciência Rural**. Santa Maria, v. 23, n. 2, p. 241-248, 1993.
- BARACAT NETO, J. **Desenvolvimento e produção da cana-de-açúcar em função do propágulo utilizado**. 2015. 77 f. Dissertação (Mestrado em Ciências: Fitotecnia) – Universidade de São Paulo: Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba, 2015.
- BARBIERI, D. M. **Formas do relevo e variabilidade espacial de atributos químicos e mineralógicos de um argissolo cultivado com cana-de-açúcar**. 2007. 95 f. (Dissertação de mestrado). Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – UNESP, Jaboticabal, 2007.
- BRAGA, F. et al. Características ambientais determinantes da capacidade produtiva de sítios cultivados com eucalipto. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, p. 291-298, 1999.
- BRAMBILLA, W. P. **Estudo da fisiologia de gemas laterais de cana-de-açúcar durante o armazenamento**. 2013, 36 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas)-Universidade Estadual paulista, Instituto de Biociências de Botucatu. 2013.
- CAPUTO, M. M. et al. O uso de maturadores químicos na cana-de-açúcar. **Pesquisa & Tecnologia**, v. 2, n.2, 2005.
- CASAGRANDE, A. A, VASCONCELOS, A. C. M. **Fisiologia da parte aérea** In: Dinardo-Miranda L. L.; Vasconcelos, A. C. M.; Landell, M. G. A., editores. Cana-de-açúcar. Campinas: Instituto Agrônomo, p.57-78, 2010.
- CASTRO, P. R. C.; VIEIRA, E. L. **Aplicações de reguladores vegetais na agricultura tropical**. Ed: Agropecuária, p. 131, 2001.
- CATO, S. C. Ação de bioestimulante nas culturas do amendoizeiro, sorgo e trigo e interações hormonais entre auxinas, citocininas e giberelinas. 2006. 74 p. **Dissertação (Mestrado em Ciências)** – Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2006.

CHAVES, V. A. et al. Desenvolvimento inicial de duas variedades de cana-de-açúcar inoculadas com bactérias diazotróficas. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**. p. 1595-1602, Jul., 2015.

COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO - CONAB. **Acompanhamento da safra brasileira de cana-de-açúcar**. Quarto levantamento: Safra 2015/16, v. 2, n. 4, Brasília, p. 1-76, 2016.

COPLANA. Cooperativa dos Plantadores de Cana da Zona de Guariba. **Revista Técnica**. Ano 3, n 3, Ago. 2011.

COSTA, N. L. **Bioestimulante como Fator de Produtividade da Cana-de-Açúcar**. clicnew.com.br. p. 15, Nov. 2010. Disponível em: <<https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/bitstream/doc/878849/1/ClicNews20104.pdf>> Acesso em: 25 ago. 2016.

COSTA, N. L.; DAROS, E.; MORAES, A. Utilização de bioestimulantes na cultura da cana-de-açúcar (*Saccharum officinarum* L.). Ed. 169, **PUBVET**, Londrina, v. 5, n. 22, 2011.

CRISTOFOLETTI JUNIOR, S. C. **Fisiologia da emergência e perfilhamento em mini-toletes de variedades de cana-de-açúcar**. 2012, 92 f. Dissertação (Mestrado em Ciências: Fisiologia e Bioquímica de Plantas) – Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”. Piracicaba, 2012.

DIAS, F. L. F. et al. **Efeito da aplicação de bioestimulantes, no vigor, brotação e produção de biomassa de cana-de-açúcar na variedade RB 867515**. VIII Workshop, Agroenergia matérias primas. 2014. Disponível em: <http://www.infobibos.com/agroenergia/cd/resumos/ResumoAgroenergia_2014_037.pdf>. Acesso em 02 nov. 2016.

DIAS, J. L. C. de S. **Seletividade de herbicidas em mudas pré-brotadas de cana-de-açúcar**. 2014. 71 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia: Produção Vegetal) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias. Jaboticabal, 2014.

DIOLA, V.; SANTOS, F. Fisiologia. In: SANTOS, F.; BORÉM, A.; CALDAS, C. **Cana-de-açúcar: bioenergia, açúcar e álcool: tecnologias e perspectivas**. Viçosa: Editora UFV. p. 25-49, 2010.

ECHER, M. de M. et al. Uso de bioestimulante na formação de mudas de maracujazeiro amarelo. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 27, n. 3, p. 351-360, jul./set. 2006.

EMPRESA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA DE MINAS GERAIS – EPAMIG. **Recomendações técnicas para o cultivo da cana-de-açúcar**. Série Mais Alimentos: um plano para a agricultura familiar para o Brasil. 2010. 4 p.

FERREIRA, M. M. R.; FERREIRA, L. H. Z.; BOLONHEZI, A. C. Reguladores vegetais aplicados no sulco de plantio em cultivares de cana-de-açúcar. **Scientia Agraria**, Curitiba, v. 14, n. 2, p. 59-64, Mar/Ago, 2013.

FIGUEIREDO, P. Breve história da cana-de-açúcar e do papel do Instituto Agrônômico no seu estabelecimento no Brasil. In: DINARDO-MIRANDA, L.L.; VASCONCELOS, A.C.M.;

- GÍRIO, L. A. da S. **Eficiência agrônômica de bactérias diazotróficas na cultura da cana-de-açúcar (*Saccharum spp.*)**. 2014, 60 f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal)- Faculdade de Ciência Agrárias e Veterinárias – Unesp - Campus de Jaboticabal, 2014.
- GOMES, C. Sistema muda conceito de plantio. **A lavoura**. p. 38-39, 2013.
- HOFFMANN, H. P. et al. PROGRAMA DE MELHORAMENTO GENÉTICO DA CANA-DE-AÇÚCAR – PMGCA. **Variedades RB de Cana-de-Açúcar**. 1 ed. Araras: Departamento de Biotecnologia Vegetal - Centro de Ciências Agrárias - Universidade Federal de São Carlos, 2008, 30 p.
- JADOSKI, C. J. et al. Fisiologia do desenvolvimento do estágio vegetativo da cana-de-açúcar (*Saccharum officinarum* L.). **Pesquisa Aplicada & Agrotecnologia**, v. 3, n. 2, p. 169-176, mai/ago. 2010.
- KRÜGER, C. A.M. B. Profundidade de plantio e região do tolete no desenvolvimento inicial de genótipos de cana (*Saccharum spp.*). **Revista Brasileira Agrocência**. Pelotas, v. 18, p. 315-325. 2012.
- LANDELL, M.G.A. (Ed.). **Cana-de-açúcar**. Campinas: Instituto Agrônomo, cap.1, p. 29-44. 2008.
- LANDELL, M. G. A.; SILVA, M. A. As estratégias de seleção da cana em desenvolvimento no Brasil. **Visão Agrícola**. Nº1, 2004, p.18-23. Disponível em: <<http://www.esalq.usp.br/visaoagricola/sites/default/files/cana-melhoramento-genetico.pdf>> Acesso em: 21 de Nov. de 2016.
- LANDELL, M. G. A. **Sistema de multiplicação de cana-de-açúcar com uso de mudas pré-brotadas (MPB), oriundas de gemas individualizadas**. Campinas: Instituto Agrônomo, 2012. 16 p.
- MAGALHÃES, A. C. N. **Análise quantitativa do crescimento**. In: FERRI, M. G. Fisiologia Vegetal. 2. ed. São Paulo: Editoras EPU; EDUSP, v. 1, p. 331-350, 1985.
- MAGRO, F.J. et al. **Biometria em cana-de-açúcar**. 2011. [Trabalho de] LPV0684: Produção de Cana-de-Açúcar, USP, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba, SP, jun. 2011.
- MANHÃES, C. M. C. et al. Fatores que afetam a brotação e o perfilhamento da cana-de-açúcar. **Vértices**, Campos dos Goytacazes/RJ, v. 17, n. 1, p. 163-181, jan./abr., 2015.
- MARAFON, A. C. **Análise Quantitativa de Crescimento em Cana-de-açúcar: uma introdução ao procedimento prático**. Aracaju: Documentos / Embrapa Tabuleiros Costeiros, ISSN 1678-1953; 168. 2012, 29 p.
- MELO, A. G.; ALVES, J. D.; OLIVEIRA, L. E. M. Propagação da cana-de-açúcar: alterações nos componentes de reservas do tolete durante a brotação. **STAB. Açúcar, Álcool e Subprodutos**, Piracicaba, v. 13, p. 10-15, 1995.

- MENDES, L. S. **Efeitos de ethephon e giberelina no desenvolvimento inicial e em alguns parâmetros tecnológicos da cana-de-açúcar**. 2010, 78 f. Dissertação (Mestrado em Ciências: Fisiologia e Bioquímica de Plantas)-Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”. 2010
- MIGUEL, F. B. et al. Viabilidade econômica na utilização de um regulador vegetal em cana-planta. **Informações Econômicas**, São Paulo, v. 39, n.1, p. 53-59, jan. 2009.
- MILLER, J. D.; GILBERT, R. A. **Sugarcane botany: A Brief View**. University of Florida IFAS extension. 2009.
- MIRANDA, J. R. **História da cana-de-açúcar**. 1. Ed. Campinas: Komedi, 2008. 167 p.
- NUNES JÚNIOR, D. **Efeitos da aplicação de giberelina em cana-de-açúcar**. 12º Produtividade & Redução de Custos da Agroindústria Canavieira. Grupo IDEA. 2013. Disponível em: <http://www.assocana.com.br/restrito/04_e_05.12.13_04.Dib_Nunes_Junior 2.pdf>. Acesso em: 24 nov. 2016.
- PAULI, D. G. **Planejamento da qualidade do plantio mecanizado da cana-de-açúcar**. 2009. 79 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia: Máquinas Agrícolas)-Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba, 2009.
- PEIXOTO, C. P. **Curso de fisiologia vegetal**. Apostila de Aulas (Fisiologia Vegetal) – Centro de Ciências agrárias, Ambientais e Biológicas. Cruz das Almas, Bahia. 2011. 177 p.
- RAVEN, P. N.; EVERT, R. F.; EICHHORN, S. E. **Biologia vegetal**. 7. Ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2007. 856 p.
- RODRIGUES, D. J. **Fisiologia da cana-de-açúcar**. Botucatu, SP: [S.n.], 1995.
- ROSSETTO, R. **Manejo tecnológico da cultura da cana-de-açúcar para alta produtividade**. 2015. Disponível em: <<http://abisolo.com.br/files/6forum/11-ribpreto2015.pdf>>. Acesso em: 25 nov. 2016.
- SANTOS, C. M. G.; VIEIRA, E. L. Efeito de bioestimulante na germinação de sementes, vigor de plântulas e crescimento inicial do algodoeiro. **Magistra**. Cruz das Almas-Bahia v. 17, n. 3, p. 124-130, 2005.
- SEGATO, S. C. et al. **Atualização em produção de cana-de-açúcar**. 1. Ed. Piracicaba: CP 2, 2006.
- SILVA, M. de A. Biorreguladores: nova tecnologia para maior produtividade e longevidade do canavial. **Pesquisa & Tecnologia**. v. 7, n. 2, Jul/Dez, 2010.
- SILVA, J. A. A.; DONADIO, L. C. Reguladores vegetais na citricultura. São Paulo; Jaboticabal: Funep, **Boletim Citrícola**, n. 3, 1998. 38 p.
- SILVA, J. P. N. da; SILVA, M. R. N. da. **Noções da Cultura da Cana-de-Açúcar**. Inhumas: Instituto Federal de Goiás, Goiás, 2012, 105 p.

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**, Santa Maria, v. 40, n. 4, abr, p. 774-780. 2010.

SIMÕES NETO, D. E. **Efeito da quantidade de reserva energética do tolete e da compactação do solo no desenvolvimento inicial da cana-de-açúcar (*Saccharum ssp.*)**. 1986. 94 f. Dissertação (mestrado em Solos e Nutrição de plantas) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 1986.

SUGUITANI, C. **Entendendo o crescimento e produção da cana-de-açúcar: avaliação do modelo Mosaic**. 2006, 60 f. Tese (Doutorado em Agronomia: Fitotecnia) escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, 2006.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. Trad. Eliane Romanato Santarém. [et al.]. 3 ed. Porto Alegre, Artmed. 2004. 719 p.

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

VIEIRA, E.L. et al. **Manual de Fisiologia Vegetal**. São Luís, EDUFMA, 2010. 230 p.

XAVIER, M. A. et al. **Fatores de desuniformidade e kit de pré-brotação IAC para sistema de multiplicação de cana-de-açúcar – mudas pré-brotadas (MPB)**. Campinas: Instituto Agrônomo. Documentos IAC, n. 113, 2014, 22 p.

WANDERLEY FILHO, H. C. de L. **uso de bioestimulantes e enraizadores no crescimento inicial e tolerância à seca em cana-de-açúcar**. 2011. 46 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia: Produção Vegetal)-Universidade Federal de Alagoas. Centro de Ciências Agrárias. Rio Largo, 2011.

ZILLIANI, R. R. **Influência de biorreguladores sobre a fisiologia e crescimento inicial de cana-de-açúcar submetida ao déficit hídrico**. 2015, 59 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia), Universidade do Oeste Paulista. Presidente Prudente, São Paulo. 2015.