BIOSSÍNTESE E ACÚMULO DE SACAROSE EM CANA-DE-
AÇÚCAR (*Saccharum* spp): INFLUÊNCIA DO ION POTÁSSIO
DURANTE DIFERENTES ESTÁDIOS DE CRESCIMENTO
EM SOLUÇÃO NUTRITIVA

JOÃO SUZUKI

Orientador: Prof. Dr. OTTO JESU CROCOMO

Tese apresentada à Escola Superior de
Agricultura "Luiz de Queiroz", da Univer-
sidade de São Paulo, para obtenção do
Título de Doutor em Agronomia. Área de
Concentração: Solos e Nutrição de Plantas.

PIRACICABA
Estado de São Paulo - Brasil
Dezembro, 1982

Aos meus pais,

YOSABURO SUZUKI

(*"in memorian"*)

e

SHIN SUZUKI,

OFEREÇO

À minha esposa,

VERA LÚCIA,

Aos meus filhos,

JUNIOR, ENÉAS e THIAGO,

DEDICO

AGRADECIMENTOS

Ao PROF. DR. OTTO JESU CROCOMO, pela brilhante atuação na difícil missão de orientador.

Ao DR. ENEAS SALATTI, DD. Diretor do Centro de Energia Nuclear na Agricultura - CENA - USP, e do DR. ARISTEU MENDES PEIXOTO, DD. Diretor da E.S.A. "Luiz de Queiroz" - USP, Píracicaba, pela possibilidade oferecida.

Ao PROF. DR. AILTO ANTONIO CASAGRANDE e PROF. DR. WANDERLEY JOSÉ DE MELO, DDs. Diretor e Vice-Diretor da FCAVJ, "Campus" de Jaboticabal - UNESP, pelo apoio e incentivo.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico - CNPq, pela bolsa de estudos de Pós - Graduação concedida.

Ao Instituto Internacional da Potassa, na pessoa do Engº Agrº TSUIOSHE YAMADA, DD. Coordenador do Programa Comum no Brasil, pelo auxílio financeiro concedido.

Aos docentes e demais funcionários do Departamento de Tecnologia da FCAVJ, "Campus" de Jaboticabal - UNESP, nas pessoas de seu Chefe, DR. RAUL ROBERTO DE SOUZA FALEIROS e Sub-Chefe, DR.^a MARIA AMALIA BRUNINI KANESIRO.

Aos técnicos ENIO T. OLIVEIRA, do CENA, e FÁTIMA RIBEIRO HARNICH, da FCAVJ, pela colaboração nos trabalhos de laboratório.

Aos colegas CLARICE, CARLOS, CRISTINA, IRENICE, DULCE, NEFTALI, ALBENIZIO e demais funcionários do Setor de Bioquímica de Plantas do CENA, pela amizade e convívio.

À LUIZA MARIA VILLANOVA pelos serviços de datilografia.

Agradecimentos ainda são devidos a todos os que, direta ou indiretamente, contribuíram para o desenvolvimento deste trabalho.

Em especial, agradecimentos são devidos à minha esposa, VERA LÚCIA, pelo apoio e dedicação sempre constantes.

Finalmente, Graças são rendidas ao nosso Supremo Orientador do Universo, pela "nossa existência".

"BIOSSÍNTESE E ACÚMULO DE SACAROSE EM CANA-DE-AÇÚCAR (*Saccharum* spp): INFLUÊNCIA DO ION POTÁSSIO DURANTE DIFERENTES ESTÁDIOS DE CRESCIMENTO EM SOLUÇÃO NUTRITIVA"

Autor:

João Suzuki

Orientador:

Prof. Dr. Otto Jesu Crocomo

RESUMO

Avaliou-se a atividade das enzimas invertase ácida e alcalina e sintetase de sacarose em tecidos vegetais de cana de açúcar (*Saccharum* spp) cv. NA56-79, durante seu crescimento, relacionado ainda com diferentes concentrações de potássio fornecido à solução nutritiva, na qual as plantas foram cultivadas.

As plantas não deficientes em potássio iniciaram o acúmulo de sacarose aos 90 dias, nos entrenós basais (3º e 4º), os quais foram selecionados para as análises, além das folhas 3ª e 4ª e respectivas bainhas. Até aos 6 meses de idade (período de análises) estes entrenós acumularam aproximadamente 16-17% de sacarose no caldo. Nestas plantas, a avaliação enzimática revelou atividades normais de invertases nas folhas, sendo que nas bainhas foliares as invertases ácida e alcalina se diferenciaram com a maturação, com tendência para diminuição da ácida e aumento da alcalina. Por sua vez, a sintetase de sacarose não apresentou tendência definida.

Em plantas deficientes em potássio as invertases apresentaram atividades relativamente mais elevadas, principalmente nas folhas, sugerindo a existência de uma maior concentração molar destas enzimas. Nestas plantas, o acúmulo de sacarose foi insignificante.

"BIOSYNTHESIS AND ACCUMULATION OF SUCROSE IN SUGARCANE STORAGE
TISSUES (*Saccharum* spp): INFLUENCE OF POTASSIUM ION DURING DIF-
FERENT GROWTH STAGES IN WATER SOLUTION"

Author:

João Suzuki

Adviser:

Prof. Dr. Otto Jesu Crocomo

SUMMARY

The activity of acid and neutral invertases and su-
crose synthetase enzymes was evaluated in plant tissues of su-
garcane (*Saccharum* spp) cv. NA56-79 during growth and also rela-
ted to different potassium ion concentrations added to the
growth nutrient solution.

Plants without potassium deficiency initiated sucro-
se accumulation at 90 days in the 3rd and 4th basal internodes
selected for study, as well as in the 3rd and 4th leaves and
respective leaf-sheaths. At 6 months of age, these internodes
accumulated approximately 16%-17% sucrose in the juice. These
plants showed normal leaf invertase activity. In the leaf-
-sheaths, the acid and neutral invertases differed with ripe-
ning, with a tendency for the acid to decrease and the neutral
to increase. On the other hand, no defined activity was obser-
ved for sucrose synthetase.

In K-deficient plants the invertase activity were
greater, principally in leaves, which suggests the existance

of greater molar concentration of these enzymes. In these plants sucrose accumulation was insignificant.

INDICE

Página

1. INTRODUÇÃO	1
2. REVISÃO DE LITERATURA	4
2.1. Biossíntese de Sacarose	4
2.2. Acúmulo de Sacarose	8
2.3. Função Enzimática do Íon K^+	13
2.4. Efeito do K^+ na Fotossíntese e Translocação de Fotossintatos	16
3. MATERIAL E MÉTODOS	18
3.1. Material	18
3.2. Métodos	18
3.2.1. Solução Nutritiva	18
3.2.2. Obtenção das Plantas	19
3.2.3. Delineamento Experimental	20
3.2.4. Amostragens e Preparo	20
3.2.5. Códigos Utilizados nas Amostras	23
3.2.6. Metodologia Analítica	23
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	33
4.1. Desenvolvimento e Acúmulo de Açúcares	33
4.2. Interações Potássio/Atividade Enzimática	41

Página

5. CONCLUSÕES	53
6. LITERATURA CITADA	55
APÊNDICE	62

1. INTRODUÇÃO

Estudos relacionados com o mecanismo de acúmulo de sacarose nos tecidos de armazenagem da cana-de-açúcar tem mostrado importantes conclusões sobre a função fisiológica das enzimas invertases em plantas (SAMPIETRO et alii, 1980).

Por outro lado, esta sacarose deverá antes ser biossintetizada nos tecidos e depois translocada até as células de armazenamento, envolvendo a atividade de outras enzimas, principalmente as sintetases e, mais especificamente, a sintetase de sacarose e a sintetase de sacarose fosfato (ALEXANDER, 1973). Bastante relacionado com estas enzimas e participando principalmente como ativador se encontra o cátion monovalente K^+ , que segundo EVANS & WILDES (1971) é ativador das enzimas do grupo das sintetases, oxidoredutases, desidrogenases, transferases e cinases.

As enzimas invertase e sintetase da sacarose, desempenham funções específicas e que, juntas, respondem principalmente pelo metabolismo bioquímico de síntese e armazenamento de

sacarose em cana-de-açúcar. O acúmulo de sacarose ocorre tanto em tecidos imaturos como em tecidos adultos. Todavia, nos tecidos imaturos esta sacarose é rapidamente hidrolizada pela atividade da enzima invertase ácida vacuolar e as hexoses resultantes são utilizadas no citoplasma durante o metabolismo de crescimento celular. Em tecidos adultos, a invertase ácida vacuolar sofre um rápido declínio e a invertase vacuolar alcalina passa a predominar. Esta invertase alcalina ou neutra opera em conjunto com a invertase ácida, no controle do acúmulo ativo da sacarose no vacuolo (ALEXANDER, 1973).

Segundo GAYLER & GLAZIOU (1972), é desconhecida a utilização direta da sacarose no metabolismo de plantas superiores, exceto após a hidrólise pelas invertases ou como produto do inverso da reação de UDPG pela D-Fructose 2- glicosiltransferase. Ainda, segundo os citados autores, uma parte destas invertases (invertases dos espaços intercelulares) é secretada durante a fase de formação das células, pré-determinando nestas a disponibilidade de carboidratos metabolizados nas próximas etapas de crescimento e maturação.

Assim, observa-se que um melhor conhecimento sobre aspectos bioquímicos nesta área pode contribuir decisivamente em âmbitos práticos da exploração da cultura da cana de açúcar, sendo que o nível de atividade da invertase vacuolar poderá fornecer informações prévias quanto à capacidade da planta em acumular carboidratos totais ou especificamente acumular sacarose.

Estudos sobre a atividade das invertases ácida e neutra, em tecidos maduros de diversos híbridos de *Saccharum* spp, feitos por HATCH & GLAZIOU (1963), indicaram a existência de alta atividade de invertase alcalina em todos os híbridos de maior capacidade de acumular açúcares.

Todas estas informações tornam clara a necessidade de se estudar a evolução deste processo multienzimático desde a fase inicial até o ponto de máximo acúmulo de sacarose no colmo maduro. SAMPIETRO et alii (1980) mostra uma correlação existente entre o padrão enzimático do colmo em crescimento e a bainha foliar, sendo de grande importância o fato de se poder estudar a evolução enzimática no colmo, utilizando-se a bainha foliar da planta. Observa-se que maiores detalhes sobre as interações enzimáticas, como o processo de biossíntese e acúmulo de sacarose nos colmos de cana-de-açúcar, são de grande valor para um melhor aproveitamento desta cultura.

Assim, o objetivo do presente trabalho foi o de acompanhar a influência do potássio sobre as interações entre as atividades das enzimas invertases e síntese de sacarose com a biossíntese de sacarose nas folhas e seu acúmulo no colmo de cana de açúcar cultivada em solução nutritiva.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. Biossíntese de Sacarose

A sacarose é formada como um resultado da assimilação fotossintética do CO_2 eficazmente em todas as plantas superiores. Sua importância está ligada ao fato de ser o açúcar mais abundante nas plantas, e no mundo, o principal açúcar comercializado. Nas plantas, a sua função é como constituinte de reserva para a respiração, sendo a energia liberada utilizada para numerosas atividades metabólicas. Dentre estas, destaca-se a síntese de aminoácidos, proteínas e lipídeos e outros compostos orgânicos.

A maneira como esta sacarose é sintetizada nas folhas tem mobilizado, há longo tempo, a atenção dos pesquisadores de plantas. Recentemente a descoberta de que a sacarose é a principal forma de translocação de carboidratos, mais o fato de que esta não é a forma mais prontamente acumulada em células imaturas de armazenamento tem indicado que a molécula de sacaro

se pode ser sintetizada invertida e resintetizada várias vezes antes de cumprir o seu destino fisiológico.

Durante muito tempo, os fisiologistas estiveram incertos sobre quem era fotosintetizado primeiro, se os açúcares simples, os dissacarídeos sacarose ou se era o amido. Atualmente prevalece a teoria de que D-glicose e D-frutose são os produtos primários da fotossíntese e que se combinam enzimaticamente formando a sacarose.

Um novo problema surgiu, como sendo a maneira como se ligava as hexoses para originar a sacarose. Durante quase meio século de estudos novas hipóteses foram lançadas sendo que na década de 40, com o conhecimento da biossíntese de glicogênio via fosforilase, o inverso da fosforólise da sacarose foi obtido em preparado de bactérias (*Pseudomonas saccharofila*) contendo a enzima sacarose fosforilase (HASSID & DOUDOROF, 1950 e HASSID & PUTMAN, 1950). Estava concretizado um sistema natural enzimático de produção de sacarose autêntica. Todavia, este processo não era detectado em tecidos de plantas superiores.

Somente a partir dos anos 50 é que os mecanismos responsáveis pela biossíntese da sacarose na sua abundância natural foram descobertos. Daí por diante, as enzimas sintetase de sacarose 6-fosfato e sintetase de sacarose foram finalmente isoladas a partir de numerosas espécies de plantas e pode-se demonstrar serem as duas distintas entidades capazes de sintetizar em comum uma autêntica ligação da sacarose (ALEXANDER, 1973).

Buchanan et alii (1952-1953) citados por CARDINI et alii (1955) e ALEXANDER (1973) com experimentos usando elementos traçadores, identificaram entre compostos fosforilados de folhas de algas e folhas verdes expostas a $^{14}\text{CO}_2$, o UDPG (Uridina difosfoglicose) como sendo um metabólito ativo de folhas verdes fotossintetizadoras. Quase que imediatamente propuseram que este UDPG era um precursor relacionado com a síntese de sacarose. Tal hipótese foi reforçada por CARDINI et alii (1955) que mostraram a equivalência entre diminuição de UDPG e a formação de UDP e sacarose, utilizando-se de germe de trigo, sorgo sacarino, beterraba, cana-de-açúcar e sementes de ervilha. Foi observado ainda que esta enzima não era inibida por arsenitos, fluoretos, iodoacetato, pirofosfato até a concentração de 0,01M e por 8-hidroxiquinoleína ou EDTA (ácido etilenediamino tetracético dissódico) até 0,2% de saturação.

Em cana-de-açúcar a síntese de sacarose é realizada primeiramente nas folhas, sendo as enzimas sintetase de sacarose e sintetase de sacarose fosfato detectadas em extrato foliar (FRYDMAN & HASSID, 1963) e mais especificamente nos cloroplastos (HAQ & HASSID, 1965).

A enzima sintetase de sacarose em batata imatura, segundo PRESSEY (1969) pode desempenhar sua atividade tanto na síntese como na hidrólise da molécula de sacarose, sendo a atividade de síntese superada pela atividade hidrolítica a 37°C e $\text{pH} \approx 6,5$, tendo como substrato o UDP. Todavia, durante a maturação a atividade desta enzima decresce significativamente,

indicando estar tal enzima, ligada ao sistema de regulação da síntese de amido a partir da sacarose, cujo teor é elevado em tecidos imaturos. Em mandioca, SHUKLA & SANWALL (1971) confirmam esta teoria, uma vez que a enzima sintetase de sacarose utiliza como substrato tanto UDPG como ADPG (Adenosina difosfoglicose) que por sua vez também são doadores de glicose na síntese de amido.

Porém, em cana de açúcar que é uma planta que acumula sacarose nos colmos maduros, a atividade da enzima sintetase de sacarose desempenha atividade especificamente de síntese (HATCH et alii, 1963), estando a hidrólise mais especificamente a cargo das invertases vacuolares que hidrolisam a sacarose (no compartimento metabólico foliar), formando as hexoses glicose e frutose (HAWKER & HATCH, 1965 e SLACK, 1966).

Segundo HART et alii (1962) em estudos sobre a translocação de sacarose ^{14}C em cana-de-açúcar demonstrou que a sacarose formada nas folhas adultas rapidamente segue para o sistema condutor (nervuras secundárias) e move-se primeiramente para baixo, passando para a nervura central foliar seguindo para a bainha em velocidades além de 2,5 cm/minuto. Uma vez no colmo, uma fração segue para baixo e outra para cima com velocidade média de 84 cm/hora.

A sacarose que chega nas raízes, folhas e caules jovens é convertida a glucose e frutose que é usada no crescimento de paredes celulares e protoplasma.

Nesta etapa as enzimas invertases parecem desempenhar importante papel no mecanismo de controle da energética e

biossíntese celular, que pode ser avaliado pelo nível de atividade desta enzima (SAMPIETRO et alii, 1980).

2.2. Acúmulo de Sacarose

Inúmeros esquemas tentando explicar o mecanismo de acúmulo de sacarose nos vacuolos das células, foram apresentados, iniciando com GLAZIOU (1961), mostrando as interconversões e acúmulo de açúcares em tecido de armazenagem de cana de açúcar. A seguir, HATCH & GLAZIOU (1963) representaram um esquema mais completo, explicando o acúmulo, considerando a sacarose dos tecidos condutores (floema), passando para o espaço externo do tecido parenquimatoso, onde sofre ação de invertases. A glicose e frutose penetram o compartimento metabólico da célula do parenquima determinando pela concentração, uma regulação na atividade das invertases no interior do compartimento de acúmulo. Ao mesmo tempo, estas hexoses sofrem um processo rápido de interconversão e fosforilação.

Neste processo inúmeras enzimas estão presentes para assegurar a quantidade adequada de UDPG, frutose e frutose 6-P para a síntese de sacarose. Segundo ALEXANDER (1973), entre as enzimas essenciais parece haver abundância das hexoquinases (fosforilação da glicose e frutose); fosfohexose isomerase (interconversão da glicose 6-P e frutose 6-P), UDPG frutose 6-P transglicosilase (síntese de sacarose e sacarose fosfato); numerosas fosfatases não específicas e uma sacarose P. fosfata

se específica. Não há conhecimento de nenhuma cinase envolvida na síntese direta da sacarose fosfato através de sacarose mais ATP.

A formação da sacarose fosfato está relacionada com o mecanismo de passagem da sacarose do compartimento metabólico para o espaço interno que ocorre como um processo ativo, uma vez que a concentração deste açúcar é grande no espaço interno. Assim, a quebra desta ligação fosfato fornece energia para a entrada da sacarose no vacuolo onde é efetivamente acumulada (HATCH, 1964). Porém, esta sacarose vacuolar está sob a ação de invertase, que nos tecidos ainda em crescimento é hidrolizada fornecendo hexoses que retornam livremente ao compartimento metabólico e espaço externo do parenquima, sendo utilizada nos processos de obtenção de energia e elementos para síntese proteica.

A invertase "vacuolar", responsável por esta hidrólise nos vacuolos de células de tecidos imaturos apresenta atividade máxima em pH ácido, sendo chamada de invertase ácida. Uma outra invertase, "neutra ou alcalina", com atividade máxima em pH $\approx 7,0$, aumenta durante a maturação, existindo correlação entre o nível de atividade desta enzima com a concentração de hexoses. Esta enzima parece fazer parte do sistema controlador do fluxo de açúcares em tecidos adultos de armazenagem (GAYLER & GLAZIOU, 1972).

Observa-se nesta etapa (maturação), na atividade

da enzima invertase ácida solúvel dos espaços intercelulares^(*) um declínio com uma curva de decaimento de 1.^a ordem, com meia vida aproximada de 13-16 dias ($t_{1/2}$), apresentando um entrono maduro, baixa atividade de invertase ácida solúvel citoplasmática e uma atividade quase nula para invertase ácida vacuolar, que é justamente onde a sacarose é efetivamente acumulada. Ainda, segundo GAYLER & GLAZIOU (1972) a invertase ácida solúvel do espaço intercelular é secretada durante a fase de formação celular na região do meristema. A medida que a célula é distanciada da zona meristemática ela se alonga e se torna madura e a quantidade de carboidratos disponível para estas células durante a fase de crescimento é predeterminada pela quantidade de invertases previamente secretadas nos espaços intercelulares do tecido parenquimatoso. Nenhuma enzima mais é secretada e aquelas existentes são lentamente inativadas (GAYLER & GLAZIOU, 1972). Conforme observam HATCH & GLAZIOU (1963), células maduras contêm invertases ácida insolúvel ligadas à parede celular e invertases neutras.

Esta troca de invertases ácida para neutra ou alcalina, quando o tecido se torna adulto, foi comprovada e elucidada pelo estudo da cinética das invertases em cana de açúcar feito por SAMPIETRO et alii (1980) onde os autores mostram que a frutose é um inibidor competitivo para a invertase ácida

(*) Os autores referem-se a esta enzima como "soluble outer space invertase".

e que uma alta concentração de sacarose pode suprimir parcialmente ou completamente a função reguladora da invertase ácida, cuja função passa a ser efetuada pela invertase alcalina, gradativamente, indicando a maturidade do tecido preparado para o acúmulo de sacarose.

SILVEIRA (1980) observou em cana de açúcar cultivada em solução nutritiva, com idade de 2 e 4 meses, um grande decréscimo na concentração de açúcares redutores e de sacarose (embora maior nos caules) tanto nas folhas, como nos caules, sendo acusada neste mesmo período a maior taxa de crescimento e a maior intensidade na síntese de proteínas, mostrando que apesar da alta taxa de produção de fotossintatos (açúcares) o processo efetivo de acúmulo de sacarose nos colmos ainda não ocorre neste período. Entre o período estudado de 4-6 meses, observou-se um grande incremento no teor de sacarose, tanto nas folhas como nos colmos, sendo provável que neste estágio, já tenha iniciado o processo de acúmulo de sacarose nos colmos.

Segundo ALEXANDER (1973), o movimento cíclico de açúcares em tecidos imaturos de armazenamento, serve para atender a 2 objetivos: a) criar um sistema tampão para prevenir uma grande flutuação no suprimento de açúcares no citoplasma e b) prevenir uma alteração excessiva no potencial osmótico vacuolar, que serve como fator de força para promover a expansão celular. O sistema tampão é regulado em parte pelo mecanismo de controle do complexo de funcionamento para a invertase ácida vacuolar.

Em cana de açúcar, a atividade desta enzima pode ser estudada na bainha foliar que é justamente o suporte dos órgãos condutores através do qual o dissacarídeo passa para o parenquima de armazenamento do caule. Este órgão liga o limbo foliar (local de síntese) ao colmo (local de armazenamento) e, portanto, deve reunir invertases adaptadas à característica funcional do limbo foliar e também a invertase presente nos tecidos de armazenamento (SAMPIETRO et alii, 1980).

Conforme foi ainda observado, aparentemente a invertase não é uma enzima de membrana, uma vez que foi detectada sua atividade somente na fração solúvel dos tecidos do colmo em crescimento e da bainha foliar. O colmo em crescimento apresenta invertase ácida solúvel, e invertase ligada à parede celular. No caso da bainha foliar foi observado um padrão semelhante, com a enzima solúvel que apresentou 2 categorias, como sendo um menor componente de pH ótimo de 2,0 e o componente mais importante com pH ótimo de 5,0 - 5,5. Além disso, a invertase ácida solúvel ligada à parede celular da bainha foi detectada (resultado não publicados). Consequentemente, a enzima de pH 5,5 da bainha foliar está relacionada com a invertase vacuolar do colmo em crescimento e a mesma localização vacuolar pode ser considerada (SAMPIETRO et alii, 1980).

2.3. Função Enzimática do Ion K^+

O K entre outros cátions monovalentes são cofatores necessários para muitas enzimas catalizadoras de determinadas etapas do metabolismo. Tem sido evidenciado a necessidade destes cátions monovalentes para a "sintetase do amido" e para a atividade de uma série de enzimas participantes na síntese proteica.

Em relação ao mecanismo da ativação pelo potássio, pode-se citar que: a) a estrutura subunitária de algumas enzimas é dependente do tipo de cátion monovalente presente; b) a capacidade de algumas enzimas de se ligar a uma determinada coenzima é influenciada pelo cátion⁺; c) cátions monovalentes tais como o K pode ter efeito alostérico; d) os cátions⁽⁺⁾ podem influenciar na conformação de algumas enzimas, sem no entanto causar alterações na estrutura física; e) cátions ativadores monovalentes podem estabilizar reações intermediárias durante uma catálise enzimática, ou influenciar na ação catalítica por processos ainda não muito bem explicados.

Todas estas funções do K implicam numa série de consequências quando de sua deficiência, dentre os quais apresentam-se mais consistentes os seguintes: a) redução de carboidratos solúveis e acúmulo de açúcares; b) menor síntese de amido e glicogênio; c) acúmulo de amino ácido; d) bloqueio na síntese proteica; e) abaixamento da taxa de utilização dos substratos respiratórios e f) diminuição da taxa de fosforilação

oxidativa e fotofosforilação. Isto mostra claramente a influência do K sobre uma série de diferentes processos metabólicos, onde, as enzimas catalizadas por cátions monovalentes (K^+) são principalmente os do grupo das sintetases, oxidoredutases, de hidrogenases, transferases e quinases (EVANS & WILDES, 1971).

Esta ligação do cátion K^+ com a atividade enzimática atualmente se encontra bastante comprovada, sendo observado inúmeros efeitos, quando de sua deficiência (LIEBHARDT, 1968), principalmente a síntese de aminas tóxicas tais como putrescina e agmatina (CROCOMO et alii, 1970; BASSO & SMITH, 1974) sendo observado o acúmulo destas aminas, principalmente em folhas velhas (MENGEL & KIRKBY, 1978).

Segundo THOMAS et alii (1959), em homogenado cru de folhas de batata doce, a fixação de CO_2 via P.E.P. carboxilase, é estimulada pelo magnésio e não pelo K^+ . Todavia, o homogenado com K-suficiente apresentou-se mais ativo do que no meio K-deficiente. A teoria para explicar este fato, é que o Mg^{2+} é o ativador da enzima, e que o K^+ poderia estar envolvido com a síntese desta enzima.

OZBUN et alii (1965) observaram em feijoeiro que a deficiência de K aumentou a taxa de respiração, com consequente abaixamento do teor de açúcares.

EVANS & SORGER (1966) e SUELTER (1970 e 1974), lançaram a idéia de que uma alta concentração de K^+ é necessária para a ativa conformação de muitas enzimas participantes no metabolismo intermediário e biossínteses. Atualmente, segun

do CLARKSON & HANSON (1980) a necessidade nutricional do K^+ está relacionado com 4 funções fisiológico-bioquímicas: 1) ativação enzimática; 2) processos de transporte através de membranas; 3) neutralização de anion e 4) potencial osmótico estando as 2 últimas ligadas entre si.

Outro problema, está relacionado com a especificidade, que se encontra ainda sem resposta. Provavelmente existem ions que o substituem. O íon NH_4^+ através da ligação de H e reações de amidação, contribui para a toxidez de NH_4^+ in vivo. Já é fato conhecido que o Na^+ e Rb^+ apresentam algum efeito controlador na deficiência de K^+ , que o substitui em sua função de controle do potencial osmótico (RAINS, 1976). Bioquimicamente, Rb e NH_4^+ são geralmente os melhores substitutos do K^+ na ativação de enzimas isoladas (EVANS & SORGER, 1966; SUELTER, 1970 e 1974), sendo conhecido o estímulo provocado por Rb^+ e NH_4^+ no crescimento de plantas deficientes em K^+ e ainda, que o Rb^+ pode substituir o K^+ nos processos de transporte ativo (EPSTEIN, 1972), sendo o $^{86}Rb^+$ usado como elemento traçador do K.

Desde que o K^+ pode ser substituído até certo grau, no seu papel fisiológico e bioquímico, qual a propriedade então que o coloca como elemento essencial na planta? Para tanto, inúmeros estudos com estes cátions monovalentes foram efetuados, visando explicar a alta especificidade nutricional atribuída ao K^+ . Alguns fatos puderam ser delineados, sendo que: a) algumas enzimas mostram elevada exigência de K^+ , e que

se forem substituídas por NH_4^+ e Rb^+ estas atingiriam níveis tóxicos à célula viva. O K^+ , por outro lado, é biologicamente inócuo exceto a concentrações de salinidade. b) Alguns sítios ativos de enzimas envolvem complexação e o K^+ satisfaz esta exigência, pois, existe em quantidades abundantes. c) As células vegetais requerem abundantes quantidades de cátions para neutralizar ácidos orgânicos e grupos amoniacais de macromoléculas e para abaixar o potencial da água. Esta necessidade é satisfeita por cátions monovalentes que são pobres antagonistas, para os sítios que requerem cátions bivalentes (CLARKSON & HANSON, 1980).

2.4. Efeitos do K^+ na Fotossíntese e Translocação de Fotossintatos

Inúmeros autores têm observado a participação do K^+ nos processos de translocação de fotossintatos em cana de açúcar. HART (1969) demonstrou a natureza do efeito do K^+ na translocação de produtos marcados da fotossíntese nesta cultura.

Segundo HAEDER & MENGEL (1974), o íon K^+ , tanto auxilia na assimilação do CO_2 , como também parece beneficiar na translocação dos fotossintatos, funcionando como um meio indireto de aumentar a taxa de assimilação de CO_2 . Sob condições controladas de CO_2 , mostrou-se que altos níveis de K^+ resultaram em aumento na taxa de translocação de fotossintatos (HART, 1970 e MENGEL & VIRO, 1974).

O efeito do K^+ sobre a translocação de fotossintatos, parece estar mais diretamente relacionado com o processo de fotofosforilação (HART, 1970). Em condições de níveis elevados de K^+ , ocorre, provavelmente, a estimulação na produção de ATP, que é requerido na carga do tubo crivoso com fotossintatos. Estes fatos, estão de acordo com PFLUGER & MENGEL (1972), que observaram aumento tanto na taxa de fotofosforilação como no transporte de eletrons, quando as plantas tiveram suprimento adequado de K^+ .

As funções do ATP além da carga no tubo crivoso de fotossintatos, ainda é requerido numa série de processos bioquímicos endergônicos tais como assimilação de CO_2 , síntese de compostos de elevado peso molecular e na redução do N_2 — NH_3 nos nódulos radiculares. Deste modo, o efeito do K^+ na síntese fotossintética de ATP, influencia indiretamente nestes processos (MENGEL & KIRKBY, 1978).

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Material

Conduziu-se o ensaio em casa de vegetação do Centro de Energia Nuclear na Agricultura - CENA, em Piracicaba - SP, utilizando-se solução nutritiva como meio de crescimento em recipientes de plástico com capacidade para 3 e 10 litros de solução.

O material vegetal foi obtido a partir de gemas de plantas adultas de cana-de-açúcar (12 meses de idade) *Saccharum* spp cv. NA56-79 selecionadas e cedidas pelo Planalsucar de Araras - SP.

3.2. Métodos

3.2.1. Solução Nutritiva

Utilizou-se a solução nutritiva completa segundo HOAGLAND & ARNON (1950), diluindo na proporção 1:10 como supor

te inicial de crescimento, que foi aplicado nos intervalos de irrigação, até aos 30 dias após a brotação.

A solução nutritiva de trabalho foi preparada também segundo HOAGLAND & ARNON (1950), porém, com omissão do potássio (solução base), o qual foi adicionado separadamente nas proporções de: 0,1; 3,0; 6,0; 9,0 e 12,0 Amg de K^+ /litro de solução. Utilizou-se como fonte de potássio o KCl correspondendo de cada dose, aos tratamentos K_1 , K_2 , K_3 , K_4 e K_5 , respectivamente.

O pH destas soluções variou de 6,0 a 7,0 durante o decorrer do experimento.

3.2.2. Obtenção das Plantas

Os colmos das plantas-mães foram lavadas em água corrente, sendo selecionadas as gemas localizadas no terço médio. Estas gemas, retiradas juntamente com a porção suculenta do entrenô, sofreram tratamento térmico a $51^{\circ}C$ de acordo com SILVA (1976) (tratamento preventivo contra raquitismo) e esterilização com solução a 1% de hipoclorito de sódio.

A brotação foi efetuada em vermiculita esterilizada, saturada com solução de $CaSO_4$ $10^{-4}M$ e mantidos em câmara de germinação e crescimento. Quando as plantas atingiram o estágio de desenvolvimento adequado (30 dias), foram transferidas para as soluções nutritivas de trabalho contidas em recipientes de plástico com volume de 3,0 litros, mantidas com ae

ração forçada e contínua. Foram dispostas duas plantas em cada recipiente.

O desenvolvimento das plantas ocorreu entre o período de dezembro de 1980 e maio de 1981, dos quais o primeiro mês (dezembro) foi em câmara de crescimento (condições de luz e temperaturas controladas), o restante (janeiro a maio) em casa de vegetação. Até aos 60 dias de idade, as plantas cresceram num volume de 3,0 litros de solução nutritiva, que foi renovada duas vezes. Daí em diante, foram transferidas para baldes contendo 10 litros de volume e que foram renovados a cada 30 dias. Efetuou-se o controle do pulgão, com duas aplicações de DIAZINON-60 E (2 ml/litro de H_2O).

3.2.3. Delineamento Experimental

Foi empregado o delineamento experimental inteiramente casualizado, contendo 5 tratamentos e 4 repetições e sendo consideradas 7 épocas de amostragens.

3.2.4. Amostragens e Preparo

Plantas inteiras foram colhidas em intervalos de quinze dias, durante o período de 90 a 180 dias, totalizando 7 épocas de amostragens. Em cada época foram amostrados os 5 tratamentos (K_1 , K_2 , K_3 , K_4 e K_5) com 4 repetições sendo colhidas 20 plantas. O critério de seleção para escolha da planta a ser

colhida foi baseado em caracteres visuais como sendo, altura e número de entrenós. A altura (h) foi determinada medindo-se desde o colo da raiz até a base da 3.^a folha (ponto de formação da bainha da mesma folha) e o número de entrenós, contados desde o colo da raiz até o entrenó envolvido pela bainha da 5.^a folha.

As folhas foram numeradas segundo descrito em MALA VOLTA et alii (1974), que considera o cartucho como folha nº 10.

As partes da planta, destinadas à determinação de atividade enzimática (limbo foliar e bainha das folhas 3.^a e 4.^a e entrenó 3º e 4º a contar do colo da raiz), imediatamente após a colheita de cada planta, foram destacadas e colocadas em baixa temperatura, utilizando-se caixa de isopor com gelo para as folhas e o colmo "inteiro" foi colocado em câmara fria. As raízes e demais folhas restantes foram submetidas a uma secagem parcial na casa de vegetação e logo a seguir em estufa com circulação forçada de ar para secagem até peso constante, sendo determinados a matéria seca produzida.

O material para análise enzimática, após conclusão da cada amostragem, foi preparado conforme descrição abaixo.

a) Folhas e bainhas

Utilizou-se somente o terço médio do limbo foliar, destacando-se a nervura central. A seguir, estas partes consideradas foram picotadas, acondicionadas em pacotes de alumínio e depois liofilizadas.

A bainha foi destacada desprezando-se 2,0 cm de cada extremidade e também picotada e liofilizada.

Todas as amostras, após a liofilização, foram pesadas e depois armazenadas em frascos dessecadores, sob vácuo em temperatura ao redor de 5°C.

Durante todo este processamento as amostras foram sempre mantidas sob condições de baixa temperatura em caixas de isopor contendo gelo.

b) Colmos

Dos colmos, utilizou-se o caldo extraído dos entrenós 3º e 4º, sendo que 10 ml foram congelados em nitrogênio líquido e a seguir liofilizadas. O restante do caldo foi armazenado em freezer a -5°C para as demais análises.

O caldo liofilizado foi armazenado sob condições idênticas às folhas. Na extração do caldo utilizou-se uma moenda manual que foi lavada e secada após cada operação, sendo desprezados para cada amostra os primeiros 10 ml do caldo extraído.

O restante dos colmos, bem como o bagaço dos entrenós 3º e 4º, foram colocados para secagem em estufa com circulação forçada de ar até peso constante, para determinação da matéria seca.

3.2.5. Códigos Utilizados nas Amostras

C = Colmo da cana de açúcar (exceto os entrenós 3º e 4º, usados para análise do caldo) usados para determinação da matéria seca.

I. 3º e 4º = Entrenós nº 3º e 4º, contados a partir do colo da raiz, cujo bagaço foi submetido à secagem até peso constante, usados para determinação da matéria seca.

R = Raiz da cana de açúcar, usado para determinação da matéria seca.

L = Limbo foliar das folhas 3ª e 4ª, que foram liofilizadas.

B = Bainha das folhas 3ª e 4ª que foram liofilizadas.

OBS. - As amostras referentes ao tratamento K₁ não possuem valores para C. Estas plantas apresentaram desenvolvimento insuficiente, e o caldo para análise enzimática foi retirado do colmo inteiro, e não somente dos entrenós 3º e 4º.

3.2.6. Metodologia Analítica

3.2.6.1. Determinação de Açúcares Redutores (AR), Açúcares Redutores Totais (ART) e Sacarose Estimada

Mediu-se 5 ml do caldo extraído dos I. 3º e 4º

das canas amostradas, completando-se a 100 ml com água destilada. Este caldo diluído (5%) foi clarificado com uma mistura de 0,1g de oxalato de sódio mais 0,5g de celite filtrado com papel de filtro Whatman nº 1, segundo AMORIM & ZAGO (1978).

No filtrado obtido foram dosados os teores de açúcares redutores e açúcares redutores totais pelo método colorimétrico de NELSON (1944), utilizando-se um padrão de sacarose invertido a 50 µg/ml, efetuando-se a leitura a 500 nm, em espectrofotômetro BECKMAN DBG.

O teor de sacarose foi estimado pela diferença entre ART-AR, multiplicado por um fator 0,95 devido a molécula de água de hidrólise.

3.2.6.2. Dosagem Direta de Sacarose por Colorimetria (PERCHERON, 1962)

O método se baseia na reação de desidratação de hexoses pela ação de ácidos fortes, formando hidroximetil-5-furfural, e que reage com o ácido tiobarbitúrico, formando um composto colorido, que apresenta pico de absorção a 432,5 nm. Baseado neste mesmo princípio, estabeleceu-se um método para dosagem de frutose e de frutofuranosídeos.

Dentro dos limites de 0,02 a 0,2 µmoles de fruto se a coloração segue a lei de Lambert e Beer; sendo que a sacarose reage também em concentrações molares iguais. A frutose livre é eliminada pelo aquecimento em banho-maria em ebulição,

juntamente com uma base forte (NaOH) 5N, segundo PRESSEY (1969).

Os açúcares rafinose e melizitose reagem como a sacarose, porém, existem em concentrações muito pequenas, em cana de açúcar e podem, juntamente com a interferência da glicose, serem corrigidas pela prova em branco.

Descrição do método:

1 - Medir 1 ml da solução aquosa (amostra contendo de 0,02 a 0,2 μ moles de sacarose livre ou frutose).

2 - Adicionar 1 ml de solução aquosa de ácido tiobarbitúrico a 0,02M.

3 - Adicionar 1 ml de ácido clorídrico concentrado.

4 - Colocar a mistura em banho-maria fervente durante exatamente 6 minutos.

5 - Resfriar imediatamente em água fria corrente.

6 - Efetuar a leitura ã 432,5 nm.

A reta padrão obtida é apresentada na Figura 1.

3.2.6.3. Determinação da Atividade de Invertases (E.C. 3.2.1.26) Ácida e Alcalina em Tecidos Vegetais

A metodologia empregada trata-se de uma adaptação efetuada com base em inúmeras citações considerando-se os principais fatores influentes na avaliação da atividade destas enzimas. Trata-se ainda de uma determinação em extrato bruto da atividade da fração solúvel intracelular, precipitável por

FIGURA 1 - Reta padrão obtida para dosagem direta de sacarose pelo método do ácido tiobarbitúrico, adaptado de PERCHERON (1962).

sulfato de amônio até 60% de saturação.

a) Extração

Pesou-se 500 mg de material vegetal liofilizado, finamente triturado, ao qual foi adicionado 5 ml de uma solução extratora, sendo homogeneizado por vibração durante 3 minutos (testes preliminares nos permitiram determinar o tempo mais adequado de homogeneização). A seguir este material foi centrifugado a 18.000g durante 20 minutos para separar o material vegetal. A fração sobrenadante foi submetida a uma precipitação com 1 ml de solução saturada de $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ sendo logo em seguida centrifugada a 15.000g durante 20 minutos, para separação da clorofila, que se precipita. O sobrenadante foi novamente submetido a precipitação com $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ previamente neutralizado até 60% de saturação, durante 12 horas em câmara fria a $\pm 5^\circ\text{C}$ (ALEXANDER, 1967).

O precipitado foi separado por centrifugação a 15.000g durante 10 minutos e a seguir retomado em 1 ml de água destilada deionizada. O extrato assim obtido foi utilizado para avaliar a atividade enzimática.

A solução extratora utilizada foi baseada em BAIJAL et alii (1972) na qual omitiu-se o Triton X-100 e substituiu-se o tampão Tris-HCl por tampão Na-Pi - pH 7,2, visto que segundo HATCH et alii (1963) a enzima invertase é inibida por Tris e esta inibição aparentemente está ligada ao pH. Esta solução visa impedir a oxidação dos fenóis, muito intensa em te

cidos vegetais de cana de açúcar (SLACK, 1966).

b) Incubação e Avaliação

Para incubação, utilizou-se uma mistura baseada em HATCH & GLAZIOU (1963) ligeiramente modificada, contendo 0,3 ml de solução 0,2M de sacarose; 0,3 ml de tampão fosfato 0,05M, pH 7,2 ou 0,3 ml de tampão citrato 0,05M, pH 5,4; 0,05 ml de tolueno e 0,1 ml de extrato mais água destilada deionizada para completar 1 ml. Esta solução foi incubada a 37°C durante 1 hora, sendo paralizada pela adição de 1 ml de etanol e aquecimento a 70°C durante 5 minutos. O açúcar redutor formado foi dosado segundo NELSON (1944). Para cada amostra efetuou-se um teste em branco, contendo extrato enzimático previamente desnaturado por aquecimento até ebulição. Em uma alíquota do extrato enzimático determinou-se ainda, a proteína total segundo MOKRASCH & Mc GILVERY (1956), expressando-se a atividade da enzima invertase em mg de sacarose invertida/mg de proteínas totais/hora.

3.2.6.4. Determinação da Atividade de Invertase Ácida e Alcalina em Caldo Liofilizado de Cana de Açúcar

O caldo liofilizado foi diluído com 1 ml da mesma solução extratora utilizada para tecidos vegetais (evitar a oxidação dos fenóis) e a seguir dialisada contra água destilada a $\pm 5^{\circ}\text{C}$ até abaixar a concentração de açúcares redutores. Pa

ra a avaliação da atividade enzimática adotou-se o mesmo procedimento utilizado para tecidos vegetais.

3.2.6.5. Determinação da Atividade de Sintetase de Sacarose (UDP glicose:D-frutose 2 glicosiltransferase E.C. 2.4.1.13) em Tecidos Vegetais.

Utilizou-se para avaliação da enzima sintetase de sacarose (SS), o extrato obtido de modo semelhante ao utilizado para invertases.

a) Incubação e Avaliação

Preparou-se a mistura de reação, baseada em PRESSEY (1969) ligeiramente modificada, contendo 5 μ moles de frutose, 1,25 μ moles de UDPG e 5 μ moles de tampão Tris-HCl, pH 7,5. A esta mistura juntou-se 0,1 ml de extrato enzimático perfazendo um volume total de 0,3 ml. Esta mistura foi incubada a 37°C durante 1 hora, sendo logo a seguir adicionado 0,5 ml de NaOH 5N, e aquecido em banho maria em ebulição por 10 minutos. A seguir, completou-se o volume até 1 ml com água destilada deionizada, dosando-se a sacarose formada pelo método do ácido tiobarbitúrico (PERCHERON, 1962). Para cada amostra efetuou-se um

teste em branco, com extrato enzimático desnaturado por aquecimento até ebulição. A atividade da enzima SS foi expressa em μMol de sacarose sintetizada/mg proteína/hora de incubação.

3.2.6.6. Considerações sobre a Metodologia Enzimática Empregada

A não prevenção da oxidação dos fenóis durante o processo de extração protéico-enzimática chega a provocar até 98% de inibição na enzima SS e não inibem as invertases. Esta inibição das SS pela oxidação dos fenóis é atribuída à reação de quinonas originadas pela oxidação dos fenóis, com os grupos sulfidrilos da enzima (SLACK, 1966).

Esta enzima SS, tanto pode promover a síntese, como a degradação da sacarose (PRESSEY, 1969 e SHUKLA & SANWAL, 1971). E a atividade da invertase pode ser mascarada pela ação da SS quando se trabalha com extrato bruto, com inibição das fenoloxidasas.

SHUKLA & SANWAL (1971) observaram em mandioca que a direção de síntese da SS é máxima a 37°C e a quebra de sacarose é máxima a 45°C .

Por outro lado, SAMPIETRO et alii (1980), sugere a presença de ligações sulfidrílicas também nas invertases, devido a forte inibição provocada por agentes químicos como $\text{I}_2 + \text{Hg}^{2+}$ e p-cloromercuribenzoato (PCMB). Assim, a não prevenção na oxidação dos fenóis poderá também inibir a atividade

das invertases.

Portanto, no presente trabalho, o extrato proteico enzimático para avaliação de SS e invertases foi obtido, evitando-se, desde o início, a oxidação dos fenóis pelo método baseado em BAIJAL et alii (1972), e que também reproduz melhor as condições reais no tecido in vivo.

Quanto à atividade de SS, CARDINI et alii (1955) não conseguiram obter resultados consistentes com esta enzima em extratos de folha de cana-de-açúcar, atribuindo como causa a interferência de invertases no ensaio. Mais tarde, observou-se que a adição de tris-HCl a 0,05M na mistura de reações evita a interferência das invertases, inibindo principalmente a invertase alcalina (HATCH et alii, 1963).

SLACK (1966) trabalhou com extrato bruto de colmo de cana de açúcar, utilizando 0,1M tris-HCl na mistura de reações para avaliação da SS, para evitar a interferência de invertases.

3.2.6.7. Determinação dos teores de K, Na, N- α NH₂, proteínas totais e N-total em folhas 3^a e 4^a liofilizadas

a) Os teores de Na⁺ e K⁺ foram dosados por espectrofotometria de absorção atômica em extratos de folhas previamente oxidados por uma mistura digestora composta de H₂SO₄ concentrado + H₂O₂ + Se + LiSO₄, conforme descrito em JØRGENSEN

(1977) .

b) O N-total foi determinado a partir do mesmo extrato obtido em (a) por colorimetria. O método baseia-se na reação do fenol-hipoclorito (reação de Berthelot), sendo o N-NH₄ do extrato dosado como indofenol (PATTON & CROUCH, 1977) sendo adaptado para dosagem de N-total em extratos de tecidos vegetais obtidos pela digestão de Kjeldhal, por SMITH (1980) .

c) A dosagem de N- α NH₂ foi efetuada pela extração em etanol a 80% v/v aquecido a 80°C durante 60 minutos, realizada em duas etapas sucessivas, utilizando em cada uma, 5 ml de etanol e centrifugado a 5000 g durante 10 minutos. Na fração sobrenadante, foi dosado o N- α NH₂ pelo reativo de ninhidrina ativada com KCN 0,01 M, segundo KABAT & MAYER (1967) .

d) A análise de proteína foi efetuada a partir do resíduo sólido, obtido da extração de N- α NH₂, utilizando-se NaOH 1,0M como extrator e duas etapas sucessivas de 5 ml cada, aquecido a 90°C durante 60 minutos e centrifugado a 5000g durante 10 minutos. Neste extrato foi determinado as proteínas pelo reativo de cobre, segundo MOKRASCH & Mc GILVERY (1956) .

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. Desenvolvimento e Acúmulo de Açúcares

Durante o período de seis meses, as plantas apresentaram um desenvolvimento contínuo sob condições bastante favoráveis de luz e temperatura, conforme se observa nos dados das Tabelas 16 a 22, que apresentam as características morfológicas das plantas nas épocas de amostragens.

Com relação aos tratamentos K_1 , K_2 , K_3 , K_4 e K_5 , observou-se uma diferenciação mais evidente para as plantas com nível K_1 de potássio, que apresentou um desenvolvimento bastante reduzido, sem perfilhos. A concentração foliar de potássio nestas plantas deficientes oscilou em torno de 0,25% na matéria seca liofilizada (folhas 3.^a e 4.^a), (Figura 2). Dentre todos os tratamentos, o K_1 foi o único que induziu ao aparecimento de sintoma típico de deficiência de potássio, como sendo o avermelhamento da nervura principal, que se manifestou logo aos 60 dias. Os demais tratamentos apresentaram pequenas dife

(%) - Expresso em g/100 de matéria seca liofilizada

FIGURA 2 - Concentrações de K, N- α NH₂, N-total e proteínas totais encontradas em folhas 3^a e 4^a de cana-de-açúcar cv. NA56-79 aos 90 (E₁), 120 (E₃), 150 (E₅) e 180 (E₇) dias, considerando-se os diferentes tratamentos.

renças entre si, o que pode ser avaliado pela produção total de matéria seca, apresentada na Figura 3. Todas estas plantas, apresentaram teores foliares de potássio acima de 1,0%, sendo que segundo EPSTEIN (1972), a concentração de potássio considerada adequada em plantas é de 1,0% na matéria seca.

As plantas de cana-de-açúcar cultivadas nas condições descritas para o presente ensaio, até aos 6 meses de idade, chegaram a acumular no caldo dos entrenós 3º e 4º amostrados, aproximadamente, 16% de sacarose. Exceto para o tratamento K_1 que se diferenciou de modo bastante significativo dos demais tratamentos.

A Figura 4 mostra que a partir dos 90 dias de idade (época da primeira amostragem) o teor de sacarose nos vacúolos das células de armazenamento nos entrenós basais se encontrava em fase inicial de ascensão, continuando este processo durante os próximos três meses, variando desde 1-2% inicial até 16-17% final. Para o tratamento K_1 , conforme já mencionado na metodologia, extraiu-se o caldo de todo o colmo da planta, sendo que o baixo teor de sacarose no caldo extraído destas plantas deve ter sido, em parte, devido à diluição sofrida na extração.

A seleção dos entrenós basais (3º e 4º) visando estudar as alterações enzimáticas durante a fase inicial de biossíntese e acúmulo de sacarose obteve resultados favoráveis, uma vez que de 1-2% até 16-17% de sacarose no caldo, obtidos desde os 90 aos 180 dias, respectivamente, representa a fase

FIGURA 3 - Matéria seca total produzida, durante 90 à 180 dias, por cana-de-açúcar cv. NA56-79, cultivada em solução nutritiva contendo 5 concentrações de potássio, desenvolvidas em condições de casa de vegetação. (Produção média em g/planta).

FIGURA 4 - Teor de sacarose acumulado, durante 90 a 180 dias, por cana-de-açúcar cv. NA56-79, cultivada em solução nutritiva contendo 5 concentrações de potássio, desenvolvidas em condições de casa de vegetação.

inicial e uma etapa já bastante avançada no processo de acúmulo de sacarose no colmo. O teor médio de sacarose na cana-de-açúcar madura e normal é de 12,5%, segundo BROWNE & ZERBAN (1941) e no caldo este teor apresenta uma média de 17,0% segundo LEME JUNIOR & BORGES (1963).

A evolução deste processo de acúmulo de sacarose no colmo pode ser observado também pela Figura 5 que mostra a elevação no teor de ART desde aproximadamente 5,0% até 17,0-18,0% p/v e a redução do teor de AR de 4,0% até 0,2% p/v.

Estes valores foram observados somente para os tratamentos K_2 a K_5 , sendo que para as plantas deficientes em potássio (K_1), os teores de AR e ART oscilaram entre 5,0 a 8,0% p/v.

A concentração de sacarose no caldo em relação aos níveis de potássio fornecido nas soluções nutritivas, indicam o tratamento K_3 , aos 6 meses de idade, como o que apresentou maior acúmulo de sacarose, sendo muito arriscado, qualquer indicação com respeito à eficiência deste tratamento (Figura 4).

O tratamento K_2 já apresentou uma queda na taxa de acúmulo nos últimos quinze dias do sexto mês e os demais tratamentos, K_4 e K_5 , apresentaram valores máximos de acúmulo de sacarose aos 165 dias, diminuindo daí até aos 180 dias, sendo esta queda mais acentuada para o tratamento K_4 (Figura 4). Esta tendência apresentada por estes tratamentos, pode ser atribuída ao excesso de potássio, conforme se observa na Figura 2. Por outro lado, justamente no tratamento K_5 , que apresentou o

FIGURA 5 - Teores de açúcares redutores (AR) e açúcares totais (ART) observado em caldo de cana-de-açúcar cv. NA56-79, durante o período de 90 a 180 dias, considerando-se os diferentes tratamentos K₁, K₂, K₃, K₄ e K₅.

maior teor foliar de K^+ , é que se observou aos 165 dias (E_6) um teor de 16,2% de sacarose no caldo, valor este que superou todos os demais tratamentos, inclusive o K_3 (para esta época E_6). Assim, somente com os dados obtidos, fica muito difícil afirmar se os tratamentos K_4 e K_5 forneceram K^+ em níveis excessivos, capazes de provocar a queda na produção de sacarose no caldo.

Acredita-se que estas variações no acúmulo de sacarose no colmo seja normal e função, principalmente, da metodologia analítica, uma vez que, segundo SILVEIRA (1980), a relação K/N ótima apresentou valor de 0,94, correspondendo a 2,33% de K^+ e 2,41% de N-total nas folhas 3.^a e 4.^a aos 6 meses de idade, sendo tal combinação, responsável pela maior concentração e produção de sacarose e açúcares redutores totais (ART) e acúmulo de matéria seca total na planta.

Deste modo, embora a produção de matéria seca do presente ensaio tenha sido, com a mesma idade, 3 vezes maior, o teor foliar para os tratamentos K_4 e K_5 foi 1,40% e 1,75% para K^+ e 2,22 e 2,43% para N-total, respectivamente, o que, provavelmente, não chega a atingir níveis prejudiciais ao acúmulo de sacarose no colmo.

Porém, de um modo geral, as condições aqui descritas foram as condições previstas para o presente ensaio, visto que o principal objetivo era observar possíveis alterações metabólicas nas plantas acusadas pela variação na atividade das enzimas invertases ácida e alcalina e sintetase de sacarose

em função do ion K^+ , na fase inicial e durante o processo de acúmulo de sacarose nos colmos da cana de açúcar.

4.2. Interações Potássio/Atividade Enzimática

A influência do ion K^+ sobre a biossíntese de sacarose, conforme a Figura 4, pode ser evidenciada principalmente no tratamento K_1 , que se diferenciou dos demais. A análise do teor foliar de potássio (Figura 2), revelou valores em torno de 0,25% para o tratamento K_1 , exceto para a época E_7 (180 dias) cujo valor atingiu $\pm$ 0,6%. Para os demais tratamentos observou-se um aumento evidente na concentração de potássio até o K_3 , de modo geral. Os tratamentos K_4 e K_5 se diferenciaram muito pouco, sendo notável a necessidade de se efetuar testes de concentração de potássio entre os níveis K_1 e K_2 , para se poder estudar melhor os possíveis efeitos da concentração de K^+ na atividade enzimática ligada ao processo de biossíntese e acúmulo de sacarose. A diferença em termos de crescimento das plantas do tratamento K_1 e os demais tratamentos é por de mais evidente, sugerindo que os efeitos observados quanto à biossíntese e acúmulo de sacarose não são devidos somente ao ion K^+ , mas inclusive pela falha de absorção e metabolização de todos os demais nutrientes. Estas plantas se apresentaram bastante necrosadas, tanto na parte aérea como nas raízes.

A atividade de invertase ácida e alcalina em folhas (limbo foliar) conforme a Figura 6, apresenta-se de modo

FIGURA 6 - Atividade de invertases ácida e alcalina observada em folhas de cana-de-açúcar cv. NA56-79, durante o período de 90 a 180 dias, considerando-se os diferentes tratamentos K₁, K₂, K₃, K₄ e K₅.

quase constante durante o período considerado, principalmente para os tratamentos K_2 , K_3 , K_4 e K_5 , sendo a atividade de invertases ácida sempre inferior à alcalina. Este padrão quase constante na atividade destas enzimas, está bastante relacionado com a função metabólica das folhas, qual seja a de produzir o fotossintato sacarose e utilizar uma fração para o metabolismo de manutenção e crescimento da própria folha, cujos passos requerem a ação das invertases e de exportar a fração restante para os demais órgãos em crescimento (ALEXANDER, 1973).

Quanto ao tratamento K_1 as plantas se apresentaram com sintomas severos de deficiência de potássio, comprovados pela produção de matéria seca, segundo a Figura 3, e a atividade de invertases ácida e alcalina foliar, expressa em mg de sacarose invertida/mg proteína/hora, apresentaram variação na amplitude entre 0,03 e 0,35 mg de sacarose invertida, que foram maiores do que as apresentadas pelos demais tratamentos, cujas plantas não chegaram a manifestar sintomas visuais de deficiências de K. Tal situação pode ser explicada, uma vez que em plantas severamente afetadas por deficiência potássica todo o processo de síntese é prejudicado e quase toda a sacarose foliar que se apresenta em baixa concentração deve ser quase totalmente invertida para atender a demanda metabólica das hexoses resultantes que serão utilizadas para o crescimento e manutenção, restando pouca sacarose para ser acumulada (Figuras 4 e 6). HART (1934) observou que os teores foliares de sacarose em plantas deficientes em K^+ se apresentaram em torno de

2,5% contra 5,6% na matéria seca, para plantas normais, cultivada em solução nutritiva aos 7 meses de idade. SILVEIRA (1980) obteve também em solução nutritiva, para plantas ligeiramente K-deficientes, aos 6 meses de idade, aproximadamente 0,36% (na matéria seca contra 1,1% para plantas normais. Deve ainda ser salientado que os valores de invertases obtidas em K_1 foram mascarados pelo teor mais elevado de proteínas totais precipitadas pelo sulfato de amônia junto com a proteína enzimática, que contribuiu para o abaixamento da atividade que foi expressa em termos de proteína no extrato. Segundo HART (1934), alta porcentagem de N- amino, proteínas e N-total são observadas em folhas de plantas de cana de açúcar conduzidas em solução nutritiva deficiente em potássio, o que é explicado, uma vez que ambas, síntese e translocação, são prejudicadas por deficiência potássica. Todavia, segundo a Figura 2, o teor de proteínas totais nas folhas sempre foi menor para o tratamento K_1 , o mesmo ocorrendo para o teor de N-total, excetuando-se para a época E_1 (90 dias). Assim, a alta concentração de proteína precipitada juntamente com a extração da proteína enzimática invertase sugere a necessidade de uma maior concentração molar desta enzima nos tecidos foliares das plantas deficientes em potássio, uma vez que devido à baixa concentração do substrato sacarose, exigirá uma maior concentração desta enzima, para atender à demanda energética, suprida pela oxidação de monossacarídeos (glicose e frutose), que, segundo GAYLER & GLAZIOU (1972), são supridas principalmente da hidrô

lise da sacarose por ação das enzimas invertases.

Por outro lado, a referência de HART (1934) sobre a alta porcentagem foliar de proteínas e N-total em plantas deficientes em K^+ , deve ter sido em relação às demais partes da planta.

Quanto ao teor de N- α amino realmente se apresenta em concentrações bastante elevadas nas plantas deficientes em potássio (K_1) (Figura 2), o que evidencia a impossibilidade destas plantas de apresentarem maior teor foliar de proteínas e N-total, do que plantas desenvolvidas em condições normais uma vez que o acúmulo de N- α amino indica algum bloqueio na síntese de proteínas (LIEBHARDT, 1968 e CLARKSON & HANSON, 1980).

Em relação ao alto teor de N-total foliar (exceção) apresentado pelas plantas do tratamento K_1 na época (E_1) pode ser justificado uma vez que as mesmas tiveram o seu crescimento prejudicado, conforme se observa na Figura 3, pela baixa produção de matéria seca, induzindo a um acúmulo na porcentagem de N-total nestas plantas até a época E_1 , uma vez que o nitrogênio (NO_3^-) se encontrava disponível na solução nutritiva, não dependendo muito do volume radicular. A partir desta época (E_1) até aos 6 meses (E_7) a deficiência de K^+ deve ter se manifestado mais intensamente, prejudicando a absorção dos nutrientes da solução pelas raízes que se apresentaram parcialmente necrosadas, devido à deficiência de potássio. Segundo HART (1934) esta necrose é causada tanto pelo distúrbio na síntese proteica, resultando em protoplasma anormal nas células do feixe vas

cular, como pelo acúmulo de ferro nos nódulos, provocando uma coagulação de proteínas do floema. Qualquer que seja a causa esta necrose compromete seriamente na translocação de carboidratos e compostos nitrogenados.

Em bainhas foliares a atividade de invertases ácida e alcalina (Figura 7) se apresentaram em níveis bem próximos (dentro de cada tratamento) até aproximadamente aos 135 dias. A partir daí, se diferenciaram numa tendência para aumento de invertases alcalina e estabilização em valores baixos para invertases ácida.

Esta tendência está de acordo com o observado por SAMPIETRO et alii (1980), que afirma a existência de um paralelismo entre a atividade enzimática das invertases da bainha foliar com a do colmo em crescimento, sendo observado em caldo extraído do colmo por HATCH & GLAZIOU (1963), que a atividade de invertases ácida diminui à medida que se intensifica o acúmulo da sacarose no colmo, ocorrendo o inverso com a invertase alcalina.

Os dados obtidos com relação à atividade de invertases no caldo liofilizado extraído dos entrenós 3º e 4º (Figura 8) indicam uma queda na atividade das invertases ácida à medida que se intensifica o acúmulo de sacarose. Por outro lado, as invertases alcalina, também apresentaram diminuição na atividade, contrariando os dados obtidos por HATCH & GLAZIOU (1963). Porém, deve se considerar que os citados autores utilizaram o caldo extraído de um mesmo colmo, considerando como va

FIGURA 7 - Atividade de invertases áci da e alcalina observada em bainha foliar de cana-de-açúcar cv. NA56-79, durante o período de 90 a 180 dias, considerando-se os diferentes tratamentos K₁, K₂, K₃, K₄ e K₅.

FIGURA 8 - Atividade de invertase ácida e alcalina observada em caldo de cana-de-açúcar cv. NA56-79, durante o período de 90 a 180 dias, considerando-se os diferentes tratamentos K₁, K₂, K₃, K₄ e K₅.

riações de estádios de maturação os entrenós basais mais adultos, até aos apicais. Além disto, a cana de açúcar utilizada contava com apenas 15 semanas de idade e com teor máximo de açúcares totais em torno de 5% na matéria seca.

Os dados da Figura 8 mostram ainda que embora as invertases alcalinas tenham sofrido queda na atividade durante a maturação do colmo, elas se apresentaram sempre acima da atividade exibida pelas invertases ácidas, mostrando existir predominância das primeiras, durante as etapas de acúmulo de sacarose no colmo.

Esta diminuição na atividade de invertases ocorrida com o avanço da maturação do colmo pode ser explicada baseando-se nas observações feitas por HATCH & GLAZIOU (1963) as quais indicaram que durante a fase jovem as células contêm grande quantidade de invertases sólúveis, que tendem a diminuir quando cessa a elongação celular. As células mais maduras contêm invertases ácida da parede celular e invertases neutra insolúveis (HATCH & GLAZIOU, 1963 e HAWKER & HATCH, 1965).

Um outro fator que também pode ter contribuído para esta diminuição é com respeito ao endurecimento normal dos tecidos do colmo quando atingem um estadio mais avançado de maturação, principalmente a casca celulósica que protege o colmo, dificultando a extração das enzimas celulares pelo processo normal de coleta de caldo, utilizando-se de moenda. Além do mais, nos tecidos jovens onde as células estão ainda em fase de elongação, existe a atividade das invertases do espaço

externo do tecido parenquimatoso como das invertases vacuolares, e que com a evolução do processo de acúmulo da sacarose nos vacuolos de armazenamento a invertase vacuolar deverá atingir valores quase nulos, conforme observado por GAYLER & GLAZIOU (1972).

Todas estas hipóteses podem ser ainda reforçadas quando se considera a Figura 8, no tratamento K_1 , no qual o caldo foi extraído do colmo inteiro das plantas amostradas, cuja casca não chegou a endurecer. A atividade de invertases ácida e alcalina, nestas plantas, diferenciou-se das demais, mostrando valores crescentes tanto de invertases ácida como alcalina até a época E_5 (150 dias), diminuindo daí até aos 180 dias. Nestas plantas cujo acúmulo de sacarose não pode ser evidenciado no período considerado (Figura 4), acredita-se que a extração celular das enzimas invertases, juntamente com o caldo, tenha sido mais eficiente.

Quanto à atividade de sacarose sintetase determinada em extrato bruto de bainha foliar, observa-se na Figura 9 que não parece existir nenhuma tendência definida durante o processo de acúmulo de sacarose nos colmos mais adultos até a idade considerada. De um modo geral, apresenta pontos de atividade alta e baixa que se alternam com o tempo. A atividade desta enzima, nas bainhas das folhas 3.^a e 4.^a analisadas, parece participar principalmente do movimento cíclico de açúcares glicose e frutose para sacarose e vice-versa, relacionado segundo ALEXANDER (1973) com a manutenção de um equilíbrio (sistema

FIGURA 9 - Atividade de sacarose sintetase observada em banha foliar de cana-de-açucar cv. NA56-79, durante o período de 90 a 180 dias considerando-se os diferentes tratamentos K_1 , K_2 , K_3 , K_4 e K_5 .

tampão) para prevenir uma grande flutuação no suprimento de açúcares no citoplasma e na prevenção de alteração excessiva no potencial osmótico vacuolar.

Para uma melhor caracterização bioquímica dos processos de acúmulo de sacarose nos colmos de cana de açúcar, há necessidade, em trabalhos futuros, de se detalhar a ação das invertases na bainha foliar, ação esta, ao que tudo indica que é um dos pontos cruciais controlando a passagem do açúcar formado no limbo foliar para o colmo, onde se acumula: limbo foliar, bainha e colmo, desse modo, são partes integrantes e interdependentes do sistema "fonte-reservatório" que é a planta de cana de açúcar. Por outro lado, o que se depreende dos resultados aqui obtidos é a necessidade de se efetuar ensaios com maior duração, que possibilitem o acompanhamento destas variáveis durante todo o ciclo da planta.

5. CONCLUSÕES

Considerando-se as condições descritas para o presente ensaio e em função dos resultados obtidos pode-se concluir que:

a) A concentração de 0,1 A.mg K^+ /litro fornecida a solução nutritiva contendo todos os demais nutrientes em nível considerado normal, induz a formação de plantas de cana de açúcar com teor foliar (folhas 3.^a e 4.^a) em torno de 0,25% de potássio na matéria seca liofilizada, com redução drástica no crescimento e com sintomas bastante acentuados de deficiência potássica.

b) Os entrenós 3º e 4º de cana de açúcar desenvolveu-se em solução nutritiva completa, acumularam até aos 6 meses de idade, aproximadamente 16-17% de sacarose no caldo, expressos em p/v.

c) Plantas de cana de açúcar severamente afetadas por deficiência potássica apresentaram teores elevados de $N-\alpha HN_2$ evidenciando um bloqueio na etapa de biossíntese proteí

ca do metabolismo nitrogenado. Nestas mesmas plantas, a atividade das enzimas invertases ácida e alcalina foi relativamente maior, sugerindo, principalmente para as folhas, a existência de uma maior concentração molar destas enzimas para atender ao metabolismo energético de carboidratos.

d) As bainhas das folhas 3.^a e 4.^a de cana de açúcar apresentaram atividades com tendência para aumento de invertases alcalina e diminuição das invertases ácida à medida que a sacarose se acumulava nos entrenós maduros, sugerindo a existência de uma interação entre as atividades enzimáticas da bainha foliar e eventos bioquímicos do colmo em desenvolvimento.

6. LITERATURA CITADA

- ALEXANDER, A.G. 1973. Sugar translocation and storage. In: ALEXANDER, A.G. Aut. *Sugarcane Physiology*. Ed. Elsevier S. Publ. Comp. Amsterdam. pp. 752.
- ALEXANDER, A.G. 1967. Purification and electrophoretic behavior of sugarcane invertases. *J. Agric. Univ. P.R.*, 51(1): 39-45.
- AMORIM, H.V. & ZAGO, E.A. 1978. Análises para o controle da fermentação. ESALQ-USP. Depto. de Química. Apostila. 26 p.
- BAIJAL, M.; SINGH, S.; SHUKLA, R.N. & SANWAL, G.G. 1972. Enzymes of banana plant. Optimum conditions for extraction. *Phytochem.*, 11:929-936.
- BASSO, L.C. & SMITH, T.A. 1974. Effects of mineral deficiency on amine formation in higher plants. *Phytochem.*, 13(6): 875-884.
- BIELESKI, R.L. 1960. The physiology of sugar cane. III - Characteristics of sugar uptake in slices of mature and immature storage tissue. *Aust. J. Biol. Sci.*, 13(3):203-220.

- BROWNE, C.A. & ZERBAN, F.W. 1941. Physical and chemical methods of sugar analysis. 3rd ed. New York. Wiley. 1353p.
- CARDINI, C.E.; LELOIR, L.F. & CHIRIBOGA, J. 1955. The biosynthesis of sucrose. *J. Biol. Chem.*, 214:149-155.
- CLARKSON, D.T. & HANSON, J.B. 1980. The mineral nutrition of higher plants. *Ann. Rev. Plant Physiol.*, 31:239-98.
- CROCOMO, O.J.; BASSO, L.C. & BRASIL, O.G. 1970. Formation of N-carbamyl putresine from citrulline in sesamum. *Phytochem*, 9:1487-89.
- EPSTEIN, E. Nutrição mineral das plantas. Princípios e Perspectivas. Trad. E. MALAVOLTA. Ed. USP. 34lp. 1975.
- EVANS, H.J. & SORGER, G. 1966. Role of mineral elements with emphasis on the univalent cations. *Ann. Rev. Plant Physiol.*, 17:47-76.
- EVANS, J.H. & WILDES, R.A. 1971. Potassium and its role in enzyme activation. In: 8th Colloquium International Potash Institute, Uppsala/Sweden. Ed. International Potash Institute Berne Swetzarland. 244pp.
- FRYDMAN, R.B. & HASSID, W.Z. 1963. Byosynthesis of sucrose with sugarcane leaf preparations. *Nature*, 199:382-383.
- GAYLER, K.R. & GLAZIOU, K.T. 1969. Plant enzyme synthesis: Hormonal regulation of invertase and peroxidase synthesis in sugarcane. *Planta*, 84:185-194.
- GAYLER, K.R. & GLAZIOU, K.T. 1972. Physiological functions of acid and neutral invertases in growth and sugar storage in sugarcane. *Physiol. Plant.*, 27:25-31.

- GLAZIOU, K.T. 1960. Accumulation & transformation of sugar in sugar cane stalks. *Plant Physiol.*, 35:895-901.
- GLAZIOU, K.T. 1961. Accumulation & transformation of sugars in stalks of sugar cane. Origin of glucose & fructose in the inner space. *Plant Physiol.*, 36:175-179.
- GLAZIOU, K.T. 1962. Accumulation & transformation of sugars in sugar cane stalks: Mechanism of inversion of sucrose in the inner space. *Nature*, 193:1100.
- HAEDER, H.E. & MENGEL, K. 1974. Effect of nutrition on CO₂ assimilation and grain filling of wheat during the reproductive stage. In: Proc. 7th Intern. Colloq. on Plant Analysis and Fertilizer Problems, Hannover. p. 135-145.
- HAQ, S. & HASSID, W.Z. 1965. Biosynthesis of sucrose phosphate with sugar cane leaf chloroplasts. *Plant Physiol.*, 40:591-594.
- HARTT, C.E. 1934. Some effects of potassium upon the amounts of protein and amino forms of nitrogen, sugars and enzyme activity of sugar cane. *Plant Physiol.*, 9:453-490.
- HARTT, C.E. 1969. Effect of potassium deficiency upon translocation of ¹⁴C in attached blades and entire plants of sugarcane. *Plant Physiol.*, 44:1461-1469.
- HARTT, C.E. 1970. Effect of potassium deficiency upon translocation of ¹⁴C in detached blades of sugarcane. *Plant Physiology*, 45:569-571.
- HASSID, W.Z. & PUTMAN, E.W. 1950. Transformation of sugars in plants. *Ann. Rev. Plant Physiol.*, 1:109-124.

- HASSID, W.Z. & DOUDOROF, M. 1950. Synthesis of disacharides with bacterial enzymes. *Adv. Enzymol.*, 10:123-143.
- HATCH, M.D.; SACHER, J.A. & GLAZIOU, K.T. 1963. Sugar accumulation cycle in sugar cane. I - Studies on enzymes of the cycle. *Plant Physiol.*, 38:338-343.
- HATCH, M.D. & GLAZIOU, K.T. 1963. Sugar accumulation cycle in sugar cane. II - Relationship of invertase activity to sugar content & growth rate in storage tissue of plants grown in controlled enviroments. *Plant Physiol.*, 38: 344-348.
- HAWKER, J.S. & HATCH, M.D. 1965. Mechanism of sugar storage by mature stem tissue of sugarcane. *Physiol. Plant*, 18: 444-453.
- HOAGLAND, D.R. & ARNON, D.I. 1950. The water culture method for growing plants without soil. *Calif. Agr. Exp. Sta., California, Circ.* 347.
- JØRGENSEN, S.S. 1977. Guia analítico. Metodologia utilizada para análise química de rotina. Centro de Energia Nuclear na Agricultura. CENA, Piracicaba, SP. 23p.
- KABAT, A.E. & MAYER, M.M. 1967. Ninhydrin method for primary amino acids. In: *Experimental Immunochemistry*, Charles & Thomas. Pub. USA. p.561-563.
- LEME JUNIOR, J. & BORGES, J.M. 1965. Açúcar de cana. Viçosa, Universidade Rural de Minas Gerais. 328p.
- LIEBHARDT, W.C. 1968. Effect of potassium on carbohydrate metabolism and translocation. In: KILMER, V.J. Aut. *The role of*

- Potassium in Agriculture*. cap. 7:147-164. Ed. USA, 509p.
- MALAVOLTA, E.; HAAG, H.P.; MELLO, F.A.F. & BRASIL SOBRINHO, M.O.C. 1974. Nutrição mineral e Adubação de Plantas Cultivadas. Ed. Livraria Pioneira, São Paulo, SP. 727p.
- MENGEL, K. & VIRO, M. 1974. Effect of potassium supply on the transport of photosynthates to the fruits of tomatoes (*Lycopersicon esculentum*). *Physiol. Plant*, 30:295-300.
- MENGEL, K. & KIRKBY, E.A. 1978. Principles of plant nutrition. International Potash Institute Berne, Switzerland. 593 P.
- MOKRASCH, L.C. & Mc GILVER, R.W. 1956. Purification and properties of fructose 1,6-diphosphate. *J. Biol. Chem.*, 221: 909-917.
- NELSON, N. 1944. A photometric adaptation of the Somogy method for the determination of glucose. *J. Biol. Chem.*, 153: 375-380.
- OZBUN, J.L.; VOLK, R.S. & JACKSON, W.A. 1965. Effect of potassium deficiency on photosynthesis, respiration and the utilization of photosynthetic reductant by immature bean leaves. *Crop. Sci.*, 5:69-74.
- PATTON, C.J. & CROUCH, S.R. 1977. Spectrophotometric and kinetics investigation of the Berthelot Reaction for the determination of ammonia. *Anal. Chem.*, 49 (3):464-469.
- PERCHERON, F. 1962. Dosage colorimétrique du fructose et des fructofuranosides par l'acide thiobarbiturique. *Compt. Rend.*, 255:2521-22.

- PFLUGER, R. & MENGEL, K. 1972. The photochemical activity of chloroplasts obtained from plants with a different potassium nutrition. *Plant and Soil*, 36:417-425.
- PRADO, F.E.; SAMPIETRO, A.R. & VATTUONE, M.A. 1979. Ammonium heptamolybdate, an inhibitor of plant invertases. *Phytochem.*, 18:1799-1802.
- PRESSEY, R. & SHAW, R. 1966. Effect of temperature on invertase, invertase inhibitor and sugars in potato tubers. *Plant Physiol.*, 41:1657-61.
- PRESSEY, R. 1969. Potato sucrose synthetase: purification, properties, and changes in activity associated with maturation. *Plant Physiol.*, 44:759-764.
- RAINS, D.W. 1976. Mineral metabolism. In: J. BONNER & J.E. VARNER. *Plant Biochemistry*. 3^a ed. New York : Academic, 925pp. pp.633-81.
- SAMPIETRO, A.R.; VATTUONE, M.A. & PRADO, F.E. 1980. A regulatory invertase from sugar cane leaf-sheaths. *Phytochem.*, 19:1637-1642.
- SHUKLA, R.N. & SANWAL, G.G. 1971. Studies on UDP-glucose, D-fructose-2-glucosyl transferase from Tapioca tubers. *Arch. Biochem. Biophys.*, 142:303-309.
- SILVA, W.M. 1976. Termoterapia em gemas isoladas assegura o controle do raquitismo. Boletim Técnico Copersucar, (1):10-13.
- SILVEIRA, J.A.G. 1980. Aspectos bioquímicos e fisiológicos da relação K/N em cana de açúcar (*Saccharum* spp) cv. NA-5679

- cultivada em solução nutritiva. Piracicaba, ESALQ/USP. 127 p. (Dissertação de Mestrado).
- SLABNIK, E.; FRYDMAN, R.B. & CARDINI, C.E. 1968. Some properties of potato tuber UDPG: D-fructose 2-glucosyltransferase (E.C. 2.4.1.14) and UDPG: D-fructose 6-phosphate 2-glucosyltransferase (E.C. 2.4.1.13). *Plant Physiol.*, 43:1063 - 1068.
- SLACK, C.R. 1966. Inhibition of UDP-glucose: D-fructose 2-glucosyltransferase from sugar cane stem tissue by phenol oxidation products. *Phytochem.*, 5:397-403.
- SMITH, V.R. A phenol-hypochlorite manual determination of ammonium-nitrogen in Kjeldahl digest of plant tissue. *Commun. in Soil Sci. and Plant Analysis*, 11(7):709-722.
- SUELTER, C.H. 1970. Enzymes activated by monovalent cations. *Science*, 148:789-95.
- SUELTER, C.H. 1974. Monovalent cations in enzyme catalyzed reaction. In: SIGEL, H. Metal Ions in Biological Systems. ed. 1973-1978, vol. 1-7, 3:201-51.
- THOMAS, G.W.; COLEMAN, N.T. & JACKSON, W.A. 1959. Influence of magnesium potassium and nitrogen nutrition on phosphoenolpyruvate-stimulated carbon dioxide fixation. *Agron. J.*, 51:591-593.

A P P E N D I C E

TABELA 1 - Matéria seca produzida aos 90 dias, para cana-de-açúcar *Saccharum* spp cv. NA56-79, cultivadas em solução nutritiva contendo 5 concentrações de potássio, de desenvolvimento em condições de casa de vegetação.

Tratamento	Amostra	Colmo (g)		Folhas (g)			Raiz	Total
		I 37 e 49	C	L	B	Rest.		
K ₁	31 - 1	2,85	--	1,35	1,58	13,34	5,84	24,96
	35 - 2	2,18	--	1,03	1,35	12,27	5,91	22,74
	8 - 2	4,72	--	1,04	1,04	18,70	8,44	33,87
	8 - 1	6,14	--	1,38	1,53	21,85	7,85	38,75
Média								30,08
K ₂	26 - 1	5,26	8,75	1,31	1,39	23,98	14,55	53,85
	26 - 2	6,37	14,27	1,38	1,85	29,03	14,58	67,48
	19 - 1	6,26	10,68	1,23	1,80	28,39	14,86	63,22
	19 - 2	4,32	8,76	1,51	1,63	23,70	14,42	54,34
Média								59,72
K ₃	49 - 1	3,53	5,30	1,27	1,41	16,60	8,91	36,92
	49 - 2	5,20	7,33	1,25	1,39	22,37	10,69	48,23
	56 - 1	4,13	6,75	1,31	1,47	20,41	10,74	44,81
	56 - 2	4,18	5,77	1,28	1,57	22,61	12,75	48,16
Média								44,53
K ₄	40 - 1	4,76	6,46	1,59	1,52	20,00	10,92	44,25
	40 - 2	2,93	4,35	1,31	1,52	18,10	9,91	38,12
	62 - 1	5,83	8,72	1,44	2,06	16,99	15,03	50,07
	62 - 2	6,03	10,32	1,55	1,81	17,86	14,40	51,99
Média								46,10
K ₅	53 - 1	5,97	11,07	1,66	1,96	32,56	14,11	67,33
	53 - 2	3,20	5,41	1,18	1,58	18,22	11,43	41,02
	63 - 1	5,02	17,68	1,77	2,10	33,81	13,18	73,56
	63 - 2	3,25	7,31	1,18	1,81	19,05	10,89	43,49
Média								56,35

TABELA 2 - Matéria seca produzida aos 105 dias, por cana-de-açúcar *Saccharum* spp cv. NA56-79, cultivadas em solução nutritiva contendo 5 concentrações de potássio, desenvolvidas em condições de casa de vegetação.

Tratamento	Amostra	Colmo (g)		Folhas (g)			Raiz	Total
		I 3º e 4º	C	L	B	Rest.		
K ₁	47 - 1	4,65	---	1,66	1,05	18,29	6,25	31,90
	47 - 2	2,57	---	1,60	0,71	13,95	5,18	24,01
	42 - 1	5,25	---	1,85	0,91	16,31	9,17	32,99
	42 - 2	4,59	---	1,44	0,90	13,62	6,21	26,76
Média								28,91
K ₂	43 - 1	8,16	18,23	1,62	1,72	40,36	20,11	90,20
	43 - 2	9,59	22,36	2,43	2,11	42,06	21,69	100,24
	50 - 1	11,48	30,60	2,62	2,35	43,25	21,89	112,19
	50 - 2	10,51	35,03	2,70	2,44	48,30	22,28	121,26
Média								105,72
K ₃	44 - 1	5,56	17,22	2,51	2,31	23,75	17,30	68,65
	44 - 2	8,35	24,15	2,70	2,35	39,07	18,41	95,03
	51 - 1	7,35	14,51	2,09	1,91	34,23	14,25	74,34
	68 - 1	13,23	27,10	2,73	2,64	42,46	17,69	105,85
Média								85,97
K ₄	28 - 1	9,63	27,78	2,72	2,43	42,57	18,10	103,23
	28 - 2	10,71	24,32	3,07	1,93	42,12	19,74	101,89
	45 - 1	5,69	15,52	2,27	2,07	29,72	14,28	69,65
	52 - 1	8,85	15,50	2,73	2,17	29,20	15,35	73,80
Média								67,14
K ₅	41 - 1	7,35	15,05	2,28	2,14	33,07	20,58	80,47
	41 - 2	6,03	12,33	2,42	1,73	26,69	16,96	66,19
	34 - 1	8,75	24,60	2,08	2,20	33,79	16,58	88,00
	34 - 2	7,43	16,32	2,12	2,13	27,99	11,57	67,56
Média								75,55

TABELA 4 - Matéria seca produzida aos 135 dias, por cana-de-açúcar *Saccharum* spp cv. NA56-79, cultivadas em solução nutritiva contendo 5 concentrações de potássio, desenvolvidas em condições de casa de vegetação.

[illegible]

TABELA 6 - Matéria seca produzida aos 168 dias, por cana-de-açúcar *Saccharum* spp cv. NA56-79, cultivadas em solução nutritiva contendo 5 concentrações de potássio, desenvolvidas em condições de casa de vegetação.

[illegible]

TABELA 7 - Matéria seca produzida aos 180 dias, por cana-de-açúcar *Saccharum* spp cv. NA56-79, cultivadas em solução nutritiva contendo 5 concentrações de potássio, desenvolvidas em condições de casa de vegetação.

Tratamento	Amostra	Colmo (g)		Folhas (g)			Raiz	Total
		I 3º e 4º	C	L	B	Rest.		
K ₁	1 - 2	20,05	—	2,07	1,02	27,88	14,66	65,68
	30 - 2	23,15	—	2,30	1,19	37,68	10,50	74,82
	37 - 1	10,74	—	2,01	0,88	26,85	9,42	49,90
	37 - 2	10,37	—	1,99	0,76	38,00	9,70	60,82
Média								62,80
K ₂	31 - 1	12,51	131,43	3,71	3,13	93,00	50,29	294,09
	31 - 2	9,12	104,85	3,32	2,98	64,95	45,97	231,19
	38 - 1	13,28	117,46	3,39	2,91	88,46	58,53	284,03
	38 - 2	13,33	106,71	3,14	2,80	67,67	62,45	256,10
Média								256,35
K ₃	15 - 1	11,27	107,18	3,47	3,16	74,00	54,30	253,38
	15 - 2	19,12	128,04	3,63	2,89	82,03	49,30	285,01
	22 - 1	17,07	127,04	3,39	3,09	82,72	64,77	298,08
	22 - 2	11,34	120,45	3,42	3,03	82,89	50,16	271,29
Média								276,94
K ₄	16 - 1	11,41	142,77	3,92	2,91	83,08	39,00	283,09
	16 - 2	16,01	136,47	3,74	2,86	80,54	31,54	271,20
	69 - 1	15,73	124,24	3,53	3,00	74,00	32,98	253,48
	69 - 2	17,55	149,22	3,56	3,12	92,12	47,84	313,41
Média								280,29
K ₅	17 - 1	19,54	145,88	3,94	3,15	74,58	38,36	285,45
	17 - 2	17,98	144,85	3,27	3,01	90,99	36,50	286,60
	24 - 1	8,20	120,48	3,36	3,83	66,12	23,34	225,33
	24 - 2	9,52	124,71	3,20	3,20	76,07	33,05	250,11
Média								264,37

TABELA 8 - Açúcar redutor (AR), açúcares redutores (ART) e sacarose estimada no caldo dos I 3º e 4º de cana - de açúcar, *Saccharum* spp cv. NA56-79, aos 90 dias, conduzidas em solução nutritiva contendo 5 concentrações de potássio em condições de casa de vegetação.

Tratamento	Amostra	A.R. % P/V	A.R.T. % P/V	Sacarose estimada* % P/V
K ₁	35-1	4,97	5,93	0,91
	35-2	5,81	6,74	0,88
	13-1	6,31	6,92	0,57
	13-2	5,96	7,03	1,01
Média		5,76	6,65	0,84
K ₂	26-1	4,18	4,65	0,44
	26-2	4,23	5,54	1,24
	19-1	3,58	3,70	0,11
	19-2	3,61	4,05	0,41
Média		3,90	4,48	0,55
K ₃	49-1	1,18	3,07	1,79
	49-2	2,35	3,91	1,48
	56-1	2,43	4,44	1,91
	56-2	1,75	2,70	0,90
Média		1,93	3,53	1,52
K ₄	40-1	0,41	1,68	1,21
	40-2	0,97	1,53	0,53
	62-1	4,47	7,91	3,27
	62-2	3,05	7,91	4,52
Média		2,23	4,76	2,40
K ₅	53-1	1,94	4,65	2,57
	53-2	2,05	3,70	1,57
	63-1	1,76	4,56	2,66
	63-2	1,58	4,15	2,44
Média		1,83	4,26	2,31

*_Sacarose estimada = ART - AR x 0,95.

TABELA 9 - Açúcar redutor (AR), açúcares redutores (ART) e sacarose estimada no caldo dos I 3º e 4º de cana-de-açúcar *Saccharum* spp cv. NA56-79, aos 105 dias, conduzidas em solução nutritiva contendo 5 concentrações de potássio em condições de casa de vegetação.

Tratamento	Amostra	A.R.	A.R.T.	sacarose estimada
		% P/V	% P/V	% P/V
K ₁	47-1	4,50	5,25	0,71
	47-2	5,88	5,98	0,09
	42-1	6,03	6,71	0,65
	42-2	5,49	7,18	1,60
Média		5,47	6,28	0,76
K ₂	43-1	4,88	7,65	2,63
	43-2	5,22	9,06	3,64
	50-1	4,31	12,18	7,48
	50-2	3,58	12,12	8,11
Média		4,50	10,25	5,46
K ₃	44-1	2,35	6,81	4,24
	44-2	1,93	9,31	7,01
	51-1	3,50	4,62	1,06
	68-1	3,20	9,21	5,71
Média		2,74	7,49	4,50
K ₄	28-1	1,47	9,21	7,35
	28-2	1,82	7,65	5,53
	45-1	1,24	9,93	8,25
	52-1	2,28	7,09	4,57
Média		1,70	8,47	6,42
K ₅	41-1	0,86	7,09	5,92
	41-2	1,32	6,09	4,53
	34-1	0,78	8,90	7,71
	34-2	1,32	7,34	5,72
Média		1,07	7,35	5,97

TABELA 10 - Açúcar redutor (AR), açúcares redutores (ART) e sacarose estimada no caldo dos I 3º e 4º de cana-de-açúcar, *Saccharum* spp cv. NA56-79, aos 120 dias, conduzidos em solução nutritiva contendo 5 concentrações de potássio em condições de casa de vegetação.

Tratamento	Amostra	A.R. % P/V	A.R.T. % P/V	sacarose estimada % P/V
K ₁	18-1	5,10	6,34	1,18
	18-2	4,90	6,73	1,74
	25-1	5,72	6,60	0,84
	25-2	5,20	7,23	1,92
Média		5,23	8,40	1,42
K ₂	48-1	3,47	10,79	6,95
	48-2	3,58	11,42	7,45
	55-1	2,40	12,38	9,48
	55-2	2,86	12,22	8,89
Média		3,01	11,70	8,19
K ₃	32-1	3,05	13,17	9,61
	32-2	1,60	14,60	12,35
	39-1	2,64	12,95	9,79
	39-2	2,17	15,87	13,05
Média		2,36	14,14	11,20
K ₄	21-1	1,01	11,90	10,34
	21-2	0,72	13,26	11,91
	33-1	1,03	12,69	11,08
	33-2	1,58	13,96	11,76
Média		1,08	12,95	11,27
K ₅	12-1	0,83	12,38	10,97
	12-2	0,53	13,17	12,01
	46-1	0,61	9,84	8,77
	46-2	0,64	11,90	10,70
Média		0,65	11,82	10,61

TABELA 11 - Açúcar redutor (AR), açúcares redutores (ART) e sacarose estimada no caldo dos I 3º e 4º de cana - de - açúcar, *Saccharum* spp cv. NA56-79, aos 135 dias, conduzidos em solução nutritiva contendo 5 concentrações de potássio em condições de casa de vegetação.

Tratamento	Amostra	A.R. % P/V	A.R.T. % P/V	sacarose estimada % P/V
K ₁	6-1	4,62	7,19	2,44
	6-2	4,16	8,83	4,44
	66-1	4,46	7,90	3,27
	66-2	4,66	8,43	3,58
Média		4,47	8,08	3,43
K ₂	7-1	2,69	14,32	11,05
	7-2	1,97	15,19	12,56
	14-1	2,12	13,79	11,09
	14-2	1,65	16,37	13,98
Média		2,10	14,91	12,17
K ₃	3-1	1,77	15,50	13,04
	51-2	2,38	13,33	10,40
	61-1	1,46	16,12	13,93
	61-2	1,86	16,43	13,84
Média		1,86	15,34	12,80
K ₄	45-2	0,88	12,96	11,48
	52-2	1,44	15,81	13,65
	64-1	2,03	9,50	7,10
	64-2	1,98	8,90	6,57
Média		1,58	11,79	10,74
K ₅	70-1	0,75	14,57	13,13
	70-2	0,33	15,19	14,12
	5-1	0,96	11,93	10,42
	5-2	0,81	14,51	13,02
Média		0,71	14,05	12,67

TABELA 12 - Açúcar redutor (AR), açúcares redutores (ART) e sacarose estimada no caldo dos I 3º e 4º de cana-de-açúcar, *Saccharum* spp cv. NA56-79, aos 150 dias, conduzidos em solução nutritiva contendo 5 concentrações de potássio em condições de casa de vegetação.

Tratamento	Amostra	A.R. % P/V	A.R.T. % P/V	sacarose estimada % P/V
K ₁	59-1	5,06	6,63	1,49
	30-1	3,87	4,97	1,05
	1-1	3,41	4,25	0,80
	54-1	4,05	7,63	3,40
Média		4,09	5,87	1,68
K ₂	2-1	2,48	15,23	12,11
	2-2	1,89	14,26	11,75
	60-1	1,46	16,38	14,17
	60-2	2,04	13,96	11,32
Média		1,96	14,95	12,34
K ₃	10-1	0,43	9,14	8,27
	27-1	1,58	16,38	14,06
	27-2	1,24	16,07	14,09
	20-1	1,02	15,92	14,16
Média		1,06	14,37	12,64
K ₄	57-1	0,46	15,92	14,69
	57-2	0,36	11,25	10,35
	4-1	0,71	16,38	14,89
	11-2	0,40	10,40	9,50
Média		0,48	13,48	12,35
K ₅	29-1	0,36	14,41	13,35
	29-2	0,24	13,96	13,03
	36-1	0,24	15,32	14,33
	58-1	0,34	17,58	16,38
Média		0,29	15,31	14,27

TABELA 13 - Açúcar redutor (AR), açúcares redutores (ART) e sacarose estimada no caldo dos I 3º e 4º de cana-de-açúcar, *Saccharum* spp cv. NA56-79, aos 168 dias, conduzidas em solução nutritiva contendo 5 concentrações de potássio em condições de casa de vegetação.

Tratamento	Amostra	A.R. % P/V	A.R.T. % P/V	sacarose estimada % P/V
K ₁	8-1	5,98	10,63	4,42
	8-2	6,36	10,81	4,23
	54-2	5,15	9,06	3,71
	59-2	5,31	6,98	1,59
Média		5,70	9,37	3,49
K ₂	67-1	2,00	18,00	15,20
	67-2	1,87	16,47	13,87
	9-1	1,46	18,71	16,39
	9-2	1,43	19,23	16,91
Média		1,69	18,10	15,59
K ₃	20-2	0,70	16,17	14,70
	10-2	0,62	15,00	13,66
	3-2	0,84	17,54	15,87
	68-2	1,00	17,70	15,87
Média		0,79	16,60	15,02
K ₄	11-1	0,17	14,18	13,31
	4-2	0,39	15,25	14,12
	23-1	0,26	15,86	14,82
	23-2	0,25	15,86	14,83
Média		0,26	15,28	14,27
K ₅	65-1	0,19	17,24	16,20
	65-2	0,31	16,32	15,21
	58-2	0,34	19,84	18,53
	36-2	0,28	16,01	14,94
Média		0,28	17,35	16,22

TABELA 14 - Açúcar redutor (AR), açúcares redutores (ART) e sacarose estimada no caldo dos I 3º e 4º de cana - de - açúcar, *Saccharum* spp cv. NA56-79, aos 180 dias, conduzidas em solução nutritiva contendo 5 concentrações de potássio em condições de casa de vegetação.

Tratamento	Amostra	A.R. % P/V	A.R.T. % P/V	sacarose estimada % P/V
K ₁	1-2	5,09	7,12	1,93
	30-2	0,64	4,33	3,51
	37-1	5,48	6,36	0,84
	37-2	0,75	3,78	2,88
Média		2,99	5,39	2,29
K ₂	31-1	1,42	17,04	14,84
	31-2	1,36	17,61	15,44
	38-1	0,43	17,80	16,50
	38-2	1,45	18,93	16,61
Média		1,16	17,84	15,85
K ₃	15-1	0,97	18,93	17,06
	15-2	1,05	17,61	15,73
	22-1	0,95	16,59	14,86
	22-2	0,70	20,37	18,69
Média		0,91	18,37	16,58
K ₄	16-1	0,27	17,50	16,37
	16-2	0,45	14,01	12,88
	69-1	0,17	9,28	8,65
	69-2	0,12	9,39	8,81
Média		0,25	12,54	11,68
K ₅	17-1	0,26	16,15	15,10
	17-2	0,51	17,23	15,88
	24-1	0,17	16,09	15,12
	24-2	0,15	16,09	15,14
Média		0,27	16,39	15,31

TABELA 15 - Dados para obtenção da reta padrão para dosagem de sacarose pelo método do ácido tiobarbitúrico, adaptado de PERCHERON (1962).

concentração μm sacarose x	Absorbância x 100			Média y
	Repetições			
	1	2	3	
0,02	10,4	10,9	10,4	10,6
0,05	22,9	23,9	21,9	22,9
0,08	36,4	35,4	39,4	37,1
0,11	53,0	46,9	46,9	48,9
0,14	64,4	62,9	63,9	63,7
0,17	79,4	75,9	78,9	78,0

Prova em branco = 3,05

Inclinação (a) = 0,448

Intercept. em y = 0,9

TABELA 16 - Características morfológicas das plantas de cana-de-açúcar, colhidas aos 90 dias.

Trat.	Plantas	altura (cm)	nº de internós	nº de perfilhos () ^{a/}
K ₁	35 - 1	49	6	--
	35 - 2	45	6	--
	35 - 1	53	7	--
	35 - 2	51	7	--
K ₂	26 - 1	105	5	2 (3,0; 2,0)
	26 - 2	120	6	2 (7,0; 7,0)
	19 - 1	106	6	2 (4,0; 6,0)
	19 - 2	103	6	1 (3,5)
K ₃	49 - 1	78	5	2 (0,5; 0,5)
	49 - 2	87	5	3 (7,0; 5,0; 5,0)
	56 - 1	86	5	2 (2,0; 0,5)
	56 - 2	90	6	2 (4,0; 1,0)
K ₄	40 - 1	79	5	2 (4,0; 3,0)
	40 - 2	76	4	3 (7,0; 5,5; 3,0)
	62 - 1	81	5	--
	62 - 2	82	5	--
K ₅	53 - 1	122	6	3 (6,0; 6,0; 2,0)
	53 - 2	92	6	--
	63 - 1	118	6	2 (5,0; 5,0)
	63 - 2	113	7	2 (6,0; 1,0)

() ^{a/} Comprimento dos perfilhos em cm.

TABELA 17 - Características morfológicas das plantas de cana-de-açúcar, colhidas aos 105 dias.

Trat.	Plantas	Altura (cm)	nº de internós	nº de perfilhos
K ₁	47 - 1	61	9	--
	47 - 2	52	8	--
	42 - 1	54	8	--
	42 - 2	60	10	--
K ₂	43 - 1	138	9	2 (3,0; 14,0)
	43 - 2	140	9	3 (2,0; 2,0; 6,0)
	50 - 1	146	9	2 (9,0; 8,0)
	50 - 2	147	9	2 (10,0; 13,0)
K ₃	44 - 1	142	9	3 (1,0; 3,0; 2,0)
	44 - 2	144	8	3 (9,0; 9,0; 2,0)
	51 - 1	135	8	2 (7,0; 9,0)
	68 - 1	151	8	2 (3,0; 5,0)
K ₄	28 - 1	158	9	1 (3,0)
	28 - 2	156	9	--
	45 - 1	135	9	2 (1,5; 3,0)
	52 - 1	135	8	1 (1,5)
K ₅	41 - 1	122	9	2 (4,0; 5,0)
	41 - 2	112	8	3 (6,0; 3,0; 1,5)
	34 - 1	121	9	3 (4,0; 6,0; 4,0)
	34 - 2	116	8	2 (1,5; 2,0)

TABELA 18 - Características morfológicas das plantas de cana-de-açúcar, colhidas aos 120 dias.

Trat.	Plantas	Altura (cm)	nº de internós	nº de perfilhos
K ₁	18 - 1	81	10	--
	18 - 2	81	11	--
	25 - 1	100	12	--
	25 - 2	98	11	--
K ₂	48 - 1	160	11	3 (3,5; 3,5; 13,0)
	48 - 2	145	11	2 (2,0; 2,0)
	55 - 1	170	12	4 (6,0; 9,0; 8,0; 11,0)
	55 - 2	165	11	4 (9,0; 2,0; 5,0; 5,5)
K ₃	32 - 1	169	10	2 (2,5; 1,0)
	32 - 2	190	12	3 (6,0; 6,5; 20,0)
	39 - 1	191	11	1 (3,0)
	39 - 2	180	11	1 (4,0)
K ₄	21 - 1	168	12	2 (2,5; 3,5)
	21 - 2	166	12	3 (4,0; 5,0; 1,5)
	33 - 1	179	12	1 (6,0)
	33 - 2	177	11	3 (1,5; 2,0; 3,0)
K ₅	12 - 1	180	12	1 (1,5)
	12 - 2	190	13	1 (1,5)
	46 - 1	178	11	3 (2,5; 2,0; 1,5)
	46 - 2	180	12	4 (5,0; 6,0; 3,0; 2,5)

TABELA 19 - Características morfológicas das plantas de cana-de-açúcar, colhidas aos 135 dias.

Trat.	Plantas	altura (cm)	nº de internós	nº de perfilhos
K ₁	6 - 1	89	13	--
	6 - 2	72	11	--
	66 - 1	83	11	--
	66 - 2	90	12	--
K ₂	7 - 1	185	12	2 (6,0; 3,0)
	7 - 2	185	12	3 (12,0; 8,0; 6,0)
	14 - 1	177	13	--
	14 - 2	197	15	4 (4,0; 3,0; 7,0; 1,0)
K ₃	3 - 1	210	12	4 (8,0; 3,0; 5,0; 4,0)
	51 - 2	190	14	5 (9,0; 4,0; 8,0; 8,0; 4,0)
	61 - 1	208	13	3 (5,0; 5,0; 3,0)
	61 - 2	210	13	2 (5,0; 6,0)
K ₄	45 - 2	204	13	4 (8,0; 2,0; 5,0; 4,0)
	52 - 2	230	13	3 (10,; 5,0; 8,0)
	64 - 1	191	11	3 (5,0; 3,0; 38,0)
	64 - 2	199	12	3 (5,0; 3,0; 25,0)
K ₅	70 - 1	195	13	2 (6,0; 3,5)
	70 - 2	203	15	2 (6,0; 5,0)
	5 - 1	217	12	1 (1,0)
	5 - 2	210	12	3 (3,0; 1,0; 1,0)

TABELA 20 - Características morfológicas das plantas de cana-de-açúcar, colhidas aos 150 dias.

Trat.	Plantas	altura (cm)	nº de internós	nº de perfilhos
K ₁	59 - 1	78	13	--
	30 - 1	84	12	--
	1 - 1	79	14	--
	54 - 1	89	14	--
K ₂	2 - 1	222	14	3 (6,5; 4,5; 3,0)
	2 - 2	229	15	2 (5,0; 7,0)
	60 - 1	221	15	5 (10,5; 5,9; 6,0; 6,0; 5,5)
	60 - 2	218	14	3 (6,5; 5,0; 2,5)
K ₃	10 - 1	231	14	4 (2,0; 3,0; 5,0; 6,0)
	27 - 1	219	14	3 (5,0; 3,0; 15,0)
	27 - 2	221	14	2 (13,0; 6,0)
	20 - 1	211	14	3 (7,5; 4,5; 2,0)
K ₄	57 - 1	216	15	3 (4,0; 5,0; 5,0)
	57 - 2	216	14	5 (4,0; 3,0; 2,0; 2,5; 2,5)
	4 - 1	223	13	2 (6,0; 1,0)
	11 - 2	226	14	3 (5,0; 4,0; 4,0)
K ₅	29 - 1	229	15	4 (7,0; 7,0; 10,0; 6,0)
	29 - 2	233	16	7 (7,0; 4,0; 3,5; 2,0; 2,0; 1,5; 1,5)
	36 - 1	220	16	8 (14,0; 13,5; 8,0; 5,0; 5,0; 3,5; 1,5; 1,5)
	58 - 1	241	15	3 (6,0; 3,5; 3,5)

TABELA 21 - Características morfológicas das plantas de cana-de-açúcar, colhidas aos 165 dias.

Trat.	Plantas	altura (cm)	nº de internós	nº de perfilhos
K ₁	8 - 1	96	13	---
	8 - 2	96		---
	54 - 2	103	16	---
	59 - 2	110	15	---
K ₂	67 - 1	224	14	4 (9,0; 9,5; 4,5; 2,0)
	67 - 2	231	14	5 (10,0; 7,0; 7,0; 6,0; 3,0)
	9 - 1	220	14	3 (6,0; 8,0; 9,5)
	9 - 2	223	14	3 (6,5; 4,0; 3,0)
K ₃	20 - 2	231	16	4 (6,5; 7,0; 3,5; 4,0)
	10 - 2	245	15	2 (6,0; 2,5)
	3 - 2	251	16	3 (6,0; 5,0; 3,5)
	68 - 2	240	15	6 (6,0; 4,0; 2,0; 2,0; 2,5; 1,5)
K ₄	11 - 1	229	16	3 (4,0; 7,0; 2,5)
	4 - 2	230	14	3 (6,0; 9,0; 7,0)
	23 - 1	236	17	6 (7,5; 6,5; 3,0; 3,0; 3,0; 1,5)
	23 - 2	235	17	3 (17,0; 15,0; 1,0)
K ₅	65 - 1	230	16	3 (19,0; 3,0; 2,5)
	65 - 2	247	16	3 (5,5; 4,0; 3,0)
	58 - 2	226	14	3 (4,5; 3,0; 2,5)
	36 - 2	245	16	10 (4,5; 5,0; 2,0; 7,0; 6,0; 5,5; 7,5; 4,0; 3,5; 3,0)

TABELA 22 - Características morfológicas das plantas de cana-de-açúcar, colhidas aos 180 dias.

Trat.	Plantas	altura (cm)	nº de internós	nº de perfilhos
K ₁	1 - 2	127	15	--
	30 - 2	138	14	--
	37 - 1	96	16	--
	37 - 2	103	15	--
K ₂	31 - 1	248	15	6 (5,0; 5,5; 7,0; 4,0; 3,0; 2,0)
	31 - 2	241	16	4 (4,0; 8,0; 5,0; 5,0)
	38 - 1	233	16	6 (8,0; 9,0; 3,5; 4,0; 2,0; 2,0)
	38 - 2	231	16	5 (10,0; 4,0; 8,0; 4,0; 3,0)
K ₃	15 - 1	239	16	6 (17,0; 4,5; 4,0; 3,0; 3,0; 2,0)
	15 - 2	249	16	4 (8,0; 8,5; 8,0; 7,0)
	22 - 1	254	17	2 (13,0; 7,5)
	22 - 2	249	16	4 (9,0; 9,0; 4,0; 2,0)
K ₄	16 - 1	269	17	3 (10,0; 11,0; 8,0)
	16 - 2	267	16	3 (11,0; 15,0; 3,0)
	69 - 1	238	15	3 (8,0; 4,0; 2,0)
	69 - 2	239	17	3 (8,0; 3,0; 7,0)
K ₅	17 - 1	266	16	3 (8,0; 4,0; 2,0)
	17 - 2	273	16	3 (8,0; 3,0; 7,0)
	24 - 1	249	17	4 (12,5; 8,0; 6,0; 3,0)
	24 - 2	242	16	4 (7,5; 9,0; 4,0; 3,5)

TABELA 23 - Atividade de invertase ácida e alcalina em extrato bruto de limbo foliar e bainha de cana-de-açúcar, conduzidas em solução nutritiva contendo 5 concentrações de potássio, aos 90 dias de idade.

Trat.	Plantas	Limbo Foliar		Bainha	
		Invertases ^{a/}		Invertases ^{a/}	
		alcalina	ácida	alcalina	ácida
K ₁	35 - 1	--	0,055	0,505	0,410
	35 - 2	--	0,029	0,380	0,427
	13 - 1	0,091	0,021	0,430	0,350
	13 - 2	0,103	0,022	0,491	0,381
	Média	0,097	0,032	0,451	0,392
K ₂	26 - 1	0,135	0,108	0,006	ND
	26 - 2	0,146	0,117	0,015	0,005
	19 - 1	0,176	0,144	0,029	ND
	19 - 2	0,178	0,127	0,037	0,010
	Média	0,159	0,124	0,022	0,004
K ₃	49 - 1	0,090	0,078	0,015	0,000
	49 - 2	0,147	0,118	0,075	0,070
	56 - 1	0,107	0,097	0,096	0,090
	56 - 2	0,059	0,063	0,053	0,055
	Média	0,100	0,301	0,060	0,053
K ₄	40 - 1	0,195	0,146	0,019	0,015
	40 - 2	0,259	0,176	0,027	0,022
	62 - 1	0,252	0,202	0,049	0,043
	62 - 2	0,112	0,081	0,033	0,035
	Média	0,204	0,151	0,032	0,028
K ₅	53 - 1	0,041	0,036	0,150	0,165
	53 - 2	0,037	0,050	0,091	0,041
	63 - 1	0,053	0,035	0,036	0,090
	63 - 2	0,040	0,047	0,075	0,070
	Média	0,043	0,042	0,088	0,091

^{a/} Atividade expressa em (mg de sacarose invertida/mg de proteínas/hora).

ND = Não Detectado.

TABELA 24 - Atividade de invertases ácida e alcalina em extrato bruto de limbo foliar e bainha de cana-de-açúcar, conduzidas em solução nutritiva contendo 5 concentrações de potássio, aos 105 dias de idade.

Trat.	Plantas	Límbo Foliar		Bainha	
		Invertases		Invertases	
		alcalina	ácida	alcalina	ácida
K ₁	47 - 1	0,147	0,026	1,447	1,480
	47 - 2	0,186	0,053	1,126	0,975
	42 - 1	0,163	0,045	1,286	0,778
	42 - 2	0,167	0,043	1,310	0,191
	Média	0,166	0,042	1,292	1,801
K ₂	43 - 1	0,122	0,050	0,798	0,804
	43 - 2	0,045	0,056	0,510	0,501
	50 - 1	0,121	0,043	0,389	0,473
	50 - 2	0,128	0,065	0,713	0,691
	Média	0,104	0,053	0,602	0,617
K ₃	44 - 1	0,087	0,076	0,100	0,179
	44 - 2	0,224	0,136	0,372	0,291
	51 - 1	0,151	0,136	0,313	0,170
	68 - 2	0,212	0,167	0,405	0,200
	Média	0,168	0,128	0,297	0,210
K ₄	28 - 1	0,220	0,112	0,115	0,128
	28 - 2	0,123	0,126	0,321	0,290
	45 - 1	0,223	0,064	0,457	0,225
	45 - 2	0,114	0,100	0,195	0,179
	Média	0,170	0,100	0,272	0,205
K ₅	41 - 1	0,215	0,114	0,275	0,236
	41 - 2	0,307	0,133	0,230	0,251
	34 - 1	0,276	0,151	0,264	0,172
	34 - 2	0,273	0,120	0,199	0,172
	Média	0,261	0,129	0,242	0,208

TABELA 25 - Atividade de invertases ácida e alcalina em extrato bruto de limbo foliar e bainha de cana-de-açucar, conduzidas em solução nutritiva contendo 5 concentrações de potássio, aos 120 dias de idade.

Trat.	Plantas	Limbo Foliar		Bainha	
		Invertases		Invertases	
		alcalina	ácida	alcalina	ácida
K ₁	18 - 1	0,045	0,403	0,155	0,086
	18 - 2	0,401	0,248	0,317	0,137
	25 - 1	0,222	0,034	0,315	0,125
	25 - 2	0,199	0,030	0,123	0,191
	Média	0,217	0,179	0,227	0,135
K ₂	48 - 1	0,097	0,068	0,569	0,404
	48 - 2	0,062	0,072	0,431	0,525
	55 - 1	0,061	0,020	0,426	0,654
	55 - 2	0,084	0,019	0,397	0,455
	Média	0,076	0,045	0,456	0,509
K ₃	32 - 1	0,053	0,038	0,200	0,204
	32 - 2	0,054	0,045	0,321	0,450
	39 - 1	0,035	0,034	0,494	0,445
	39 - 2	0,035	0,072	0,297	0,199
	Média	0,044	0,047	0,328	0,324
K ₄	21 - 1	0,078	0,061	0,590	0,514
	21 - 2	0,199	0,109	0,325	0,223
	33 - 1	0,099	0,086	0,147	0,132
	33 - 2	0,157	0,102	0,378	0,291
	Média	0,133	0,089	0,360	0,290
K ₅	12 - 1	0,095	0,103	0,153	0,098
	12 - 2	0,066	0,066	0,197	0,131
	46 - 1	0,067	0,037	0,266	0,260
	46 - 2	0,084	0,034	0,205	0,210
	Média	0,078	0,060	0,205	0,174

TABELA 26 - Atividade de invertases ácida e alcalina em extra
to bruto de limbo foliar e bainha de cana-de-açúcar,
conduzidas em solução nutritiva contendo 5
concentrações de potássio, aos 135 dias de idade.

Trat.	Plantas	Limbo Foliar		Bainha	
		Invertases		Invertases	
		alcalina	ácida	alcalina	ácida
K ₁	6 - 1	0,207	0,133	0,107	0,139
	6 - 2	0,145	0,096	0,225	0,197
	66 - 1	0,158	0,119	0,315	0,329
	66 - 2	0,219	0,147	0,310	0,271
	Média	0,182	0,124	0,239	0,234
K ₂	7 - 1	0,141	0,064	0,134	0,172
	7 - 2	0,110	0,076	0,201	0,129
	14 - 1	0,127	0,079	0,267	0,141
	14 - 2	0,100	0,051	0,201	0,117
	Média	0,119	0,067	0,201	0,180
K ₃	3 - 1	0,147	0,046	0,559	0,352
	51 - 2	0,147	0,076	0,351	0,275
	61 - 1	0,104	0,076	0,127	0,153
	61 - 2	0,120	0,101	0,410	0,210
	Média	0,129	0,074	0,362	0,247
K ₄	45 - 2	0,125	0,083	0,011	0,014
	52 - 2	0,053	0,060	0,107	0,090
	64 - 1	0,193	0,261	0,061	0,058
	64 - 2	0,173	0,176	0,095	0,071
	Média	0,136	0,145	0,068	0,058
K ₅	70 - 1	0,125	0,226	0,017	0,008
	70 - 2	0,033	0,056	0,009	0,003
	5 - 1	0,038	0,027	0,013	ND
	5 - 2	0,054	0,030	0,018	0,007
	Média	0,062	0,084	0,014	0,004

TABELA 27 - Atividade de invertases alcalina e ácida em extra
to bruto de limbo foliar e bainha de cana-de-açúcar,
conduzidas em solução nutritiva contendo 5
concentrações de potássio, aos 150 dias de idade.

Trat.	Plantas	Limbo Foliar		Bainha	
		Invertases		Invertases	
		alcalina	ácida	alcalina	ácida
K ₁	59 - 1	0,047	0,036	0,186	0,137
	30 - 1	0,082	0,052	0,195	0,121
	1 - 1	0,111	0,060	0,205	0,181
	54 - 1	0,048	0,011	0,217	0,179
	Média	0,072	0,039	0,201	0,154
K ₂	2 - 1	0,108	0,035	0,073	0,015
	2 - 2	0,190	0,039	0,271	0,091
	60 - 1	0,035	0,037	0,253	0,068
	60 - 2	0,079	0,032	0,121	0,036
	Média	0,103	0,035	0,179	0,052
K ₃	10 - 1	0,083	0,027	0,336	0,041
	27 - 1	0,116	0,066	0,291	0,025
	27 - 2	0,109	0,049	0,464	0,073
	20 - 1	0,126	0,028	0,356	0,059
	Média	0,108	0,042	0,362	0,049
K ₄	57 - 1	0,137	0,028	0,093	0,018
	57 - 2	0,142	0,052	0,213	0,017
	4 - 1	0,042	0,023	0,131	0,100
	11 - 2	0,186	0,044	0,175	0,026
	Média	0,126	0,036	0,153	0,040
K ₅	29 - 1	0,128	0,044	0,194	0,019
	29 - 2	0,063	0,063	0,177	0,027
	36 - 1	0,153	0,050	0,050	0,007
	36 - 2	0,104	0,054	0,151	0,039
	Média	0,112	0,052	0,143	0,023

TABELA 28 - Atividade de invertases alcalina e ácida em extra-
to bruto de limbo foliar e bainha de cana-de-açúcar,
conduzidas em solução nutritiva contendo 5
concentrações de potássio, aos 165 dias de idade.

Trat.	Plantas	Limbo Foliar		Bainha	
		Invertases		Invertases	
		alcalina	ácida	alcalina	ácida
K ₁	8 - 1	0,540	0,392	0,918	0,128
	8 - 2	0,265	0,071	0,431	0,115
	54 - 2	0,196	0,080	0,353	0,139
	59 - 2	0,439	0,327	0,327	0,123
	Média	0,360	0,217	0,507	0,126
K ₂	67 - 1	0,099	0,078	0,110	0,018
	67 - 2	0,118	0,042	0,171	0,061
	9 - 1	0,094	0,053	0,156	0,081
	9 - 2	0,104	0,056	0,097	0,033
	Média	0,103	0,057	0,133	0,048
K ₃	20 - 2	0,158	0,087	0,538	0,079
	10 - 2	0,091	0,053	0,497	0,075
	3 - 2	0,091	0,039	0,531	0,031
	68 - 2	0,049	0,022	0,584	0,093
	Média	0,097	0,050	0,537	0,069
K ₄	11 - 1	0,076	0,019	0,093	0,018
	4 - 2	0,128	0,058	0,213	0,017
	23 - 1	0,103	0,069	0,131	0,100
	23 - 2	0,087	0,072	0,175	0,026
	Média	0,098	0,054	0,153	0,040
K ₅	65 - 1	0,078	0,051	0,194	0,019
	65 - 2	0,034	0,031	0,177	0,027
	58 - 2	0,097	0,052	0,050	0,007
	36 - 2	0,071	0,046	0,131	0,039
	Média	0,070	0,045	0,143	0,023

TABELA 29 - Atividade de invertases alcalina e ácida em extra-
to bruto de limbo foliar e bainha de cana-de-açúcar,
conduzidas em solução nutritiva contendo 5
concentrações de potássio, aos 180 dias de idade.

Trat.	Plantas	Limbo Foliar		Bainha	
		Invertases		Invertases	
		alcalina	ácida	alcalina	ácida
K ₁	1 - 2	0,130	0,109	0,346	0,126
	30 - 2	0,228	0,120	0,571	0,097
	37 - 1	0,154	0,133	0,777	0,190
	37 - 2	0,137	0,077	0,415	0,110
	Média	0,155	0,109	0,527	0,131
K ₂	31 - 1	0,112	0,078	0,112	0,080
	31 - 2	0,053	0,031	0,210	0,037
	38 - 1	0,059	0,043	0,146	0,041
	38 - 2	0,082	0,047	0,193	0,075
	Média	0,076	0,049	0,165	0,058
K ₃	15 - 1	0,042	0,032	0,127	0,023
	15 - 2	0,044	0,022	0,191	0,031
	22 - 1	0,056	0,034	0,339	0,197
	22 - 2	0,031	0,029	0,203	0,107
	Média	0,043	0,029	0,215	0,089
K ₄	16 - 1	0,027	0,028	0,457	0,102
	16 - 2	0,044	0,027	0,297	0,013
	69 - 1	0,046	0,054	0,270	0,035
	69 - 2	0,041	0,033	0,305	0,037
	Média	0,039	0,035	0,332	0,046
K ₅	17 - 1	0,169	0,062	0,200	0,130
	17 - 2	0,110	0,040	0,123	0,031
	24 - 1	0,075	0,033	0,146	0,029
	24 - 2	0,095	0,063	0,167	0,031
	Média	0,112	0,049	0,159	0,055

TABELA 30 - Atividade de sacarose sintetase em extrato bruto de bainha de cana-de-açúcar, conduzida em solução nutritiva contendo 5 concentrações de potássio, dos 90 aos 180 dias.

Época	Dias	Repetição	Atividade de S.S. ^{a/}				
			Tratamentos				
			K ₁	K ₂	K ₃	K ₄	K ₅
E ₁	20	1	2,187	0,243	0,190	0,222	0,131
		2	1,550	0,386	0,208	0,341	0,109
		Média	1,868	0,314	0,199	0,281	0,120
E ₂	105	1	2,302	1,439	0,598	0,131	0,911
		2	1,772	1,050	0,725	0,559	0,817
		Média	2,037	1,244	0,661	0,345	0,864
E ₃	120	1	1,303	1,178	0,843	0,741	0,971
		2	0,932	0,937	1,003	1,200	0,887
		Média	1,117	1,057	0,923	0,970	0,929
E ₄	135	1	0,578	0,226	0,393	0,126	0,103
		2	0,807	0,215	0,174	0,567	0,195
		Média	0,692	0,220	0,283	0,346	0,149
E ₅	150	1	1,231	0,592	1,012	1,404	0,569
		2	1,053	0,520	1,302	1,132	0,654
		Média	0,142	0,556	1,157	1,268	0,611
E ₆	165	1	0,741	0,543	1,541	2,187	0,600
		2	1,671	0,337	0,931	0,975	0,592
		Média	1,206	0,440	1,236	1,581	0,596
E ₇	180	1	1,153	0,814	0,930	0,698	0,316
		2	0,556	0,465	0,761	0,610	0,218
		Média	0,854	0,640	0,845	0,654	0,267

^{a/} Atividade expressa em μM sacarose sintetizada/mg proteínas/hora.

TABELA 31 - Análises químicas efetuadas em limbo foliar de folhas 3.^a e 4.^a de cana-de-açúcar *Saccharum* spp., cv. NA56-79, cultivadas em solução nutritiva contendo 5 concentrações de potássio, desenvolvidas em condições de casa de vegetação aos 90 dias. (% p/p na matéria seca liofilizada).

Tratamento	Amostra	K (%)	Na (%)	N-αNH ₂ (%)	Proteínas totais (%)	N-Total (%)
K ₁	35-1	0,30	0,006	0,37	22,9	2,30
	35-2	0,20	0,016	0,59	22,9	2,14
	13-1	0,30	0,019	0,48	21,9	2,47
	13-2	0,20	0,023	0,45	28,9	2,88
	Média	0,25	0,016	0,47	24,1	2,44
K ₂	26-1	1,00	0,013	0,32	27,5	1,81
	26-2	0,35	0,006	0,35	29,9	2,37
	19-1	0,95	0,010	0,53	28,9	2,79
	19-2	0,70	0,018	0,37	26,9	2,38
	Média	0,75	0,012	0,39	28,3	2,34
K ₃	49-1	1,90	0,009	0,37	28,7	2,11
	49-2	2,15	0,025	0,41	27,5	2,22
	56-1	2,10	0,021	0,51	22,8	1,89
	56-2	2,35	0,026	0,51	31,9	1,47
	Média	2,12	0,020	0,45	27,7	1,92
K ₄	40-1	2,20	0,021	0,54	33,9	2,47
	40-2	2,00	0,015	0,54	39,9	3,02
	62-1	1,55	0,017	0,24	27,9	2,22
	62-2	1,70	0,014	0,28	25,9	1,55
	Média	1,86	0,017	0,40	31,9	2,31
K ₅	53-1	2,10	0,024	0,59	20,9	1,64
	53-2	2,25	0,014	0,51	25,7	3,05
	63-1	1,80	0,033	0,69	26,9	2,14
	63-2	0,95	0,007	0,60	23,9	1,31
	Média	1,77	0,019	0,60	24,3	2,03

TABELA 32 - Análises químicas efetuadas em limbo foliar de folhas 3.^a e 4.^a de cana-de-açúcar *Saccharum* spp., cv. NA56-79, cultivadas em solução nutritiva contendo 5 concentrações de potássio, desenvolvidas em condições de casa de vegetação aos 120 dias. (% p/p na matéria seca liofilizada).

Tratamento	Amostra	K (%)	Na (%)	N-αNH ₂ (%)	Proteínas totais (%)	N-Total (%)
K ₁	18-1	0,25	0,028	1,25	14,8	2,22
	18-2	0,05	0,037	1,52	16,8	1,74
	25-1	0,25	0,057	1,06	16,8	1,94
	25-2	0,05	0,041	0,95	18,9	1,56
	Média	0,15	0,041	1,19	16,8	1,86
K ₂	48-1	1,60	0,060	0,49	25,9	2,44
	48-2	2,15	0,041	0,49	27,9	2,01
	55-1	1,30	0,012	0,52	22,9	1,61
	55-2	1,30	0,035	0,53	22,9	1,90
	Média	1,58	0,037	0,51	24,9	1,99
K ₃	32-1	1,50	0,028	0,39	22,9	1,74
	32-2	1,05	0,014	0,55	23,9	2,47
	39-1	1,50	0,033	0,52	24,9	1,89
	39-2	1,40	0,027	0,55	21,9	1,89
	Média	1,36	0,025	0,50	23,4	2,08
K ₄	21-1	1,70	0,031	0,44	22,9	2,55
	21-2	1,45	0,035	0,45	25,9	2,55
	31-1	2,00	0,022	0,45	24,9	1,89
	33-2	0,60	0,025	0,37	22,9	2,42
	Média	1,43	0,028	0,43	24,1	2,35
K ₅	12-1	1,65	0,020	0,33	24,9	2,72
	12-2	1,50	0,012	0,43	22,9	1,97
	46-1	1,90	0,041	0,51	20,9	2,90
	46-2	1,45	0,059	0,49	24,9	2,30
	Média	1,62	0,033	0,44	23,4	2,47

TABELA 33 - Análises químicas efetuadas em limbo foliar de folhas 3^a e 4^a de cana-de-açúcar *Saccharum* spp., cv. NA56-79, cultivadas em solução nutritiva contendo 5 concentrações de potássio, desenvolvidas em condições de casa de vegetação aos 150 dias. (% p/p na matéria seca liofilizada).

Tratamento	Amostra	K (%)	Na (%)	N-αNH ₂ (%)	Proteínas totais (%)	N-Total (%)
K ₁	59-1	0,25	0,081	1,15	17,9	2,27
	30-1	0,25	0,054	1,68	18,9	1,64
	1-1	0,30	0,017	0,83	24,9	1,82
	54-1	0,40	0,069	1,20	24,9	1,95
	Média	0,30	0,055	1,21	21,6	1,92
K ₂	2-1	1,55	0,014	0,37	26,9	2,14
	2-2	1,10	0,027	0,43	28,9	2,22
	60-1	1,50	0,037	0,41	19,9	2,47
	60-2	0,70	0,053	0,32	24,9	2,14
	Média	1,21	0,033	0,38	24,9	2,24
K ₃	10-1	1,40	0,017	0,35	24,9	2,22
	27-1	1,10	0,026	0,59	27,9	2,14
	27-2	1,90	0,020	0,49	27,9	2,53
	20-1	1,65	0,037	0,37	28,9	2,39
	Média	1,51	0,025	0,45	27,4	2,33
K ₄	57-1	1,30	0,041	0,26	25,9	2,05
	57-2	1,15	0,039	0,32	29,9	1,81
	4-1	1,70	0,033	0,48	20,9	1,64
	11-2	1,60	0,035	0,23	18,8	3,05
	Média	1,44	0,037	0,32	23,9	2,14
K ₅	29-1	1,45	0,027	0,89	19,9	1,89
	29-2	1,65	0,035	0,65	21,9	2,65
	36-1	1,25	0,017	0,40	31,9	1,97
	58-1	1,40	0,051	0,37	28,9	2,24
	Média	1,44	0,032	0,58	25,6	2,19

TABELA 34 - Análises químicas efetuadas em limbo foliar de folhas 3^a e 4^a de cana-de-açúcar *Saccharum* spp., cv. NA56-79, cultivadas em solução nutritiva contendo 5 concentrações de potássio, desenvolvidas em condições de casa de vegetação aos 180 dias. (% p/p na matéria seca liofilizada).

Tratamento	Amostra	K (%)	Na (%)	N-αNH ₂ (%)	Proteínas totais (%)	N-Total (%)
K ₁	1-2	1,35	0,037	2,02	20,9	2,06
	30-2	0,70	0,021	2,17	18,9	2,05
	37-1	0,15	0,027	1,71	19,9	1,86
	37-2	0,05	0,019	2,00	23,9	1,79
	Média	0,56	0,026	1,97	20,9	1,94
K ₂	31-1	1,15	0,006	0,49	19,9	1,89
	31-2	0,30	0,017	0,35	21,9	9,38
	38-1	1,50	0,018	0,32	24,9	1,72
	38-2	1,70	0,015	0,24	24,2	2,24
	Média	1,16	0,014	0,35	22,7	2,06
K ₃	15-1	1,35	0,017	0,51	22,5	2,22
	15-2	1,50	0,008	0,37	24,9	3,05
	22-1	1,65	0,014	0,35	22,9	2,05
	22-2	0,85	0,042	0,29	21,9	2,14
	Média	1,33	0,020	0,38	23,0	2,36
K ₄	16-1	1,50	0,085	0,11	18,8	2,01
	16-2	1,10	0,026	0,66	24,9	2,64
	69-1	1,90	0,012	0,49	22,9	2,08
	69-2	1,10	0,014	0,31	24,8	2,14
	Média	1,40	0,034	0,46	22,8	2,22
K ₅	17-1	2,25	0,034	0,38	16,9	2,34
	17-2	1,65	0,065	0,69	26,9	2,72
	24-1	1,35	0,019	0,72	21,9	2,06
	24-2	1,75	0,023	0,44	25,9	2,57
	Média	1,75	0,035	0,61	22,9	2,43