



Universidade Federal de São Carlos

Centro de Ciências Agrárias

Engenharia Agrônômica



Marina Gomes da Silva

**Nutrição mineral nas fases de semeadura e de individualização
de “seedlings” do melhoramento genético de cana-de-açúcar**

AGRADECIMENTOS

A Deus por ter me dado saúde, fé e controle emocional nos períodos difíceis de toda a minha graduação, inclusive no período de desenvolvimento deste trabalho.

Aos meus pais e ao meu irmão, por terem acreditado e confiado em mim quando eu decidi fazer Engenharia Agrônoma. Este trabalho somente foi realizado porque vocês estiveram ao meu lado, dando-me total amor e segurança para continuar no desenvolvimento de meus estudos.

Ao João Paulo por todo amor, companheirismo, amizade e principalmente, pela paciência com minha ansiedade e nervosismo.

A todos meus familiares que me incentivaram e me aconselharam, meus tios Junior, Eloisa e Fábio.

Ao meu orientador Marcio Roberto Soares, por ter me mostrado que ciência não se desenvolve sem dedicação, amor e vontade de aprender.

A todos os técnicos do PMGCA, com destaque ao João, Édson e Geraldinho, aos técnicos do Laboratório de Química e Fertilidade do Solo, João e Campagna, e ao técnico Rubens, do Laboratório de Física do solo, pela ajuda fundamental para a realização deste trabalho, pelas risadas e pela grande amizade construída.

A todas as minhas amigas que se tornaram irmãs: Fivela, Bicicreta, Pomba, Inversa, Marita-k, Bombom, Garapa, Kkinha, Beata, Kmumila, Penélope, Fabi e Girassol e aos meus amigos Vô e Fei.

À Mariane de Souza Oliveira e à Jacqueline Aparecida Malvestiti pelas orientações, apoio e amizade.

A todos meus professores por terem me mostrado o quão é bela a carreira de um engenheiro agrônomo.

A todos os funcionários da Universidade e a todos meus amigos.

Aos meus novos companheiros de profissão: Juliana, Felipe, Danilo, Samuel, Rosana, Rodrigo, Luís, Marco e Maria.

“Agradeço todas as dificuldades que enfrentei;
não fosse por elas, eu não teria saído do lugar.
As facilidades nos impedem de caminhar.”

Chico Xavier

RESUMO

A preocupação e o interesse em garantir o suprimento nutricional adequado para cana-planta e cana-soca, e até mesmo para mudas de propagação, tem sido bastante evidentes. Entretanto, existe pouca informação sobre o suprimento de nutrientes nas diferentes fases do melhoramento genético da cana-de-açúcar, sobretudo durante a semeadura e individualização de seedlings e a aclimação inicial de plântulas nas condições de viveiro e de campo da fase T1. A compreensão destes efeitos pode garantir o pleno desenvolvimento das plântulas, de modo a evitar o mascaramento e a eliminação de algum genótipo de alto potencial produtivo. O objetivo geral deste trabalho foi estudar a influência do suprimento de nutrientes por solução nutritiva no desenvolvimento de seedlings da fase inicial do processo de seleção de genótipos de cana-de-açúcar adotado pelo PMGCA-UFSCar. Os objetivos específicos foram: (a) avaliar os efeitos da frequência de aplicação e da concentração de solução nutritiva sobre parâmetros biométricos de desenvolvimento das plântulas de cana-de-açúcar; e (b) obter subsídios para sugerir a fertirrigação dos seedlings como prática rotineira. Foram utilizadas cariopses originadas dos cruzamentos biparentais RB925211 x RB855463, SP803280 x RB855536 e RB935744 x RB72454. Os seedlings foram individualizados em recipientes com vermiculita para compor os tratamentos, dispostos conforme delineamento inteiramente casualizado, sob condições controladas de casa-de-vegetação durante três meses, com esquema fatorial 3x3x3, utilizando 12 réplicas por tratamento. Foram testadas a frequência de aplicação (1, 2 e 3 vezes por semana) e a concentração da solução nutritiva (calculada – C, metade C/2 e o dobro 2C) sobre plântulas cultivadas em vermiculita, tendo o substrato Multiplant®, usado na rotina do PMGCA-UFSCar, como referência. A baixa taxa de germinação de cariopses e a morte precoce de seedlings não puderam ser atribuídas às oscilações de temperatura registradas na casa-de-vegetação. A germinação de cariopses foi mais homogênea em condições de câmara de germinação, com fotoperíodo de 12 h e temperatura de 30°C. No primeiro mês após a repicagem, os seedlings mantidos no substrato Multiplant®, apresentaram o maior crescimento em altura e deficiência leve de cobre (Cu), sem manifestação de sintomas visuais. No período de 30-60 dias após a repicagem, os seedlings cultivados no substrato Multiplant® apresentaram deficiência de nitrogênio (N), enxofre (S), cobre (Cu) e manganês (Mn), manifestando sintomas visuais apenas para S,

caracterizados por folhas jovens cloróticas com coloração púrpuro-avermelhada das bordas. Neste período, a aplicação de solução nutritiva três vezes por semana, na concentração equivalente ao dobro da concentração calculada (3x2C), constituiu o tratamento mais adequado para os cruzamentos estudados. No terceiro mês após a repicagem, os seedlings do substrato Multiplant® continuaram a apresentar deficiência de N e de S. A aplicação de solução nutritiva duas vezes por semana, na concentração equivalente ao dobro da concentração calculada (2x2C), constituiu o tratamento mais adequado para os cruzamentos estudados, no período de 60-90 dias após a repicagem. A aplicação de solução nutritiva com concentração equivalente ao dobro da calculada, duas vezes por semana, representou o tratamento mais adequado para ser incorporado como rotina de fertirrigação de seedlings provenientes dos cruzamentos abordados neste estudo.

SUMÁRIO

RESUMO	
1. INTRODUÇÃO	7
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	9
2.1. Importância do setor sucroalcooleiro do Brasil.....	9
2.2 Melhoramento genético da cana-de-açúcar	11
2.3 Influência de fatores ambientais na germinação de cariopses e na sobrevivência de seedlings	16
2.4 Nutrição mineral da cana-de-açúcar	17
3. OBJETIVOS	19
4. MATERIAL E MÉTODOS	19
4.1 Cruzamentos e obtenção de cariopses de cana-de-açúcar	19
4.2 Fase T1 – semeadura	20
4.2.1 Casa-de-vegetação	21
4.2.2 Câmara de germinação	21
4.3 Escolha do substrato e repicagem dos seedlings	23
4.4 Composição da solução nutritiva para fertirrigação de seedlings (fase viveiro)	25
4.4.1 Método de cálculo	25
4.5 Delineamento experimental.....	28
4.6 Aplicação da solução nutritiva	29
4.7 Reposição de água	30
4.8 Parâmetros biométricos fenotípicos (BENINCASA, 2003)	32
4.9 Teores foliares de macro e micronutrientes	33
4.10 Forma de análise dos resultados	33
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	34
5.1 Influência do ambiente na germinação de cariopses	34
5.2 Altura dos seedlings	40
5.3 Massa seca acumulada.....	50
5.4 Teores foliares de macro e micronutrientes	52
6. Conclusões.....	70
7. Referências bibliográficas	71

1. INTRODUÇÃO

O segmento sucroalcooleiro, que há anos tem participado intensamente da atividade agrícola brasileira, encontra-se em novo ciclo de expansão, com expectativas de crescimento sem precedentes da produção de açúcar e, sobretudo, de etanol. O incremento foi impulsionado principalmente pelo potencial de exportação do etanol brasileiro, por constituir uma alternativa como matriz energética mundial. A garantia de atendimento à esta demanda precisa apoiar-se não apenas no aumento da produção, em função da incorporação de novas áreas, mas, principalmente, no aumento da produtividade.

O desenvolvimento e a produtividade da cana-de-açúcar são limitados por fatores bióticos e abióticos, que incluem a variedade, o manejo fitotécnico, a correção e adubação do solo, a nutrição mineral da cultura e, sobretudo, a interação entre estes fatores. Porém, ainda que os fatores extrínsecos sejam favoráveis, as variedades necessitam ser substituídas periodicamente no mundo todo, uma vez que entram em decadência depois de anos de cultivo. Os programas de melhoramento têm contribuído para o aumento da produtividade dessa cultura. Enquanto em 1975 a produtividade média brasileira foi de 48 t ha⁻¹, na safra 2012/13 a média nacional alcançou 70,3 t ha⁻¹, com registros de 72,3 t ha⁻¹ na região Sudeste e de 76,9 t ha⁻¹ na região Norte (CONAB, 2012).

Para uma variedade ser lançada por um programa de melhoramento genético e desempenhar seu potencial produtivo no campo, é necessário um período que pode variar de 10 a 15 anos, com resultados em longo prazo e grandes investimentos. Normalmente, cinco etapas precisam ser cumpridas: cruzamentos ou hibridação, produção de plântulas ou seedlings, seleção e obtenção dos clones, avaliação dos clones em diferentes condições edafoclimáticas e lançamento da(s) variedade(s). Cada seedling originário de uma semente é, em potencial, uma nova variedade. Assim, é importante garantir condições para o aumento da taxa de germinação de cariopses e de sobrevivência das plântulas, reduzindo a possibilidade de eliminação de uma variedade promissora.

O potencial de produtividade das variedades diante das variáveis ambientais, tais como o clima e o solo, e dos diversos estresses, como o hídrico e o nutricional, tem sido amplamente explorado em trabalhos científicos sob a temática dos ambientes de produção de cana-de-açúcar. Entretanto, não existem informações

conclusivas sobre o comportamento das plântulas nas fases iniciais dos programas de melhoramentos genético. A maioria dos programas utiliza grandes populações de indivíduos na primeira etapa, empregando como processo a seleção fenotípica ou massal. Há indícios de que as plântulas podem apresentar queda de desempenho sob condições de competição por água, nutrientes e luminosidade. Na fase inicial de campo, há recomendação para que os seedlings sejam plantados espaçados, de forma a evitar uma situação de alta competição, em que poderá ocorrer a seleção de indivíduos com alta competição, em que poderá ocorrer a seleção de indivíduos com alta habilidade para competir e o descarte de indivíduos com potencial para alto desempenho, resultando em seleção pouco eficiente.

Na seleção massal (screening), as plantas são selecionadas apenas de acordo com seus valores fenotípicos. A avaliação visual nesta etapa tem por objetivo eliminar indivíduos com desenvolvimento desfavorável. A experiência do PMGCA-UFSCar tem mostrado alto índice de descarte de plântulas cloróticas, com desenvolvimento limitado. Outras apresentam características ainda desconhecidas nas folhas, como a coloração púrpuro-avermelhada. A maior preocupação está voltada para a alta incidência de morte de plântulas, cujas razões ainda não estão completamente esclarecidas. Esses sintomas podem ser causados por algum estresse do ambiente em que se encontram ou de alguma deficiência nutricional, visto que durante a fase de semeadura e individualização não há fornecimento de nutrientes, exceto os existentes no próprio substrato utilizado. Portanto, ainda é desconhecido se o baixo desempenho das plântulas está vinculado aos seus caracteres genéticos ou à limitações do ambiente. Nos casos em que o ambiente (temperatura, umidade, água, nutrientes, substrato, etc.) constitua a causa primária do descarte de plântulas, existe o risco de eliminação de indivíduos com alto potencial genético em razão da inexistência de condições essenciais para seu desenvolvimento inicial.

Neste contexto ainda inconclusivo da fase de seedling, associado à ausência de procedimentos rotineiros consolidados que mantenham o controle das condições ambientais, sobretudo das fases de germinação e de aclimação de plântulas em viveiro, justifica-se o esforço da pesquisa para contribuir para a fase inicial do programa de melhoramento genético de cana-de-açúcar. Entende-se que a compreensão destes efeitos pode garantir o pleno desenvolvimento das plântulas, de

modo a evitar o mascaramento e a eliminação de algum genótipo de alto potencial produtivo.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1. Importância do setor sucroalcooleiro do Brasil

Como medida contra os efeitos da crise do petróleo de 1973, em 1975 o governo federal instaurou o Programa Nacional do Álcool, ou PROÁLCOOL, vinculado ao Programa Nacional de Melhoramento Genético da Cana-de-Açúcar - PLANALSUCAR do Instituto do Açúcar e do Álcool – IAA . O programa, que visou a substituição em larga escala dos combustíveis veiculares derivados de petróleo por álcool, ganhou mais importância com o agravamento da crise do petróleo em 1979. A produção de álcool no Brasil no período de 1975-76 foi de 600 milhões de litros. No período de 1979-80 foi de 3,4 bilhões e, de 1986-87, chegou ao auge, com 12,3 bilhões de litros.

Atualmente, a ampliação das unidades e a construção de novas usinas e destilarias são movidas por decisões da iniciativa privada, convicta de que o etanol se consolidou como combustível renovável no Brasil e no mundo. Isso alçou o Brasil ao posto de maior produtor mundial de cana-de-açúcar (*Saccharum spp.*), matéria prima para a produção de açúcar e de etanol. O relatório de acompanhamento da safra brasileira 2012/13 de cana-de-açúcar, publicado pela Companhia Nacional de Abastecimento (CONAB, 2012), atualizou o panorama da canavicultura no Brasil. O maior percentual de aumento de área plantada está na região Sudeste, responsável por 38,04% do total da área nova agregada. As áreas em produção aumentaram nos Estados de Minas Gerais (83.100 ha), Mato Grosso do Sul (84.700 ha), Goiás (79.110 ha) e Mato Grosso (13.040 ha). O Estado de São Paulo continua sendo o maior produtor, com 52,2% (4.370 mil hectares). O total de cana-de-açúcar moída na safra 2012/13 será de 602,2 milhões de toneladas, das quais 50,2% serão destinadas à produção de quase 24 bilhões de litros de etanol (CONAB, 2012).

As projeções para longo prazo indicam que o Brasil produzirá cerca de 830 milhões de toneladas de cana-de-açúcar na safra 2015/2016, convertendo em 41,3 milhões de toneladas de açúcar e 46,9 bilhões de litros de etanol. Para atender as previsões, estima-se que o Brasil ampliará a atual área plantada de 7,5 para 12,2 milhões de hectares (TORQUATO, 2006). A expansão da área deverá ocorrer

principalmente nas regiões Centro-Sul e Centro-Oeste do país, englobando o Oeste do Estado de São Paulo, o Sudoeste de Minas Gerais, e os Estados de Goiás, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul e Paraná.

A tendência de aumento da produção de etanol no Brasil ocorre pela demanda interna, com o aumento da frota de carros bi-combustível (FFV – Flex Fuel Vehicle), e externa, que envolvem os compromissos de redução das emissões de CO₂, assumidos pelos países desenvolvidos junto ao Protocolo de Kyoto, e o aumento do preço do petróleo no âmbito mundial. De acordo com ANFAVEA, desde o período do lançamento dos carros flex-fuel em 2003 até o último levantamento da indústria automobilística feito em 2010, a frota nacional destes veículos quase alcançou 10 milhões de unidades. Somente em 2010, o país produziu mais de 2.250.000 veículos com tecnologia bi-combustível (SANTOS et al., 2011). Há previsão de que 98,6% dos automóveis do país possuam tecnologia flex-fuel em 2014, quando projeta-se uma participação de 43,9% do etanol no total de combustível comercializado pelas distribuidoras de combustível no país (SANTOS et al., 2010). Esta evolução no uso do etanol como combustível veicular, juntamente com a co-geração de eletricidade, transformou a cana-de-açúcar na segunda mais importante fonte primária e na principal forma de energia renovável na matriz energética brasileira, sendo atrativo para diversos países como os Estados Unidos, que mantém em curso um programa de substituição da gasolina em 20%, até 2017, com estimativa de consumo de 132 bilhões de litros de etanol. O etanol produzido da cana-de-açúcar produz 9,3 unidades de energia renovável para cada unidade de combustível fóssil. Milho e beterraba raramente ultrapassam duas unidades. Além disso, a cana-de-açúcar produz cerca de 7.000 L ha⁻¹ de etanol, com potencial para 13.000 L ha⁻¹. A beterraba, comumente utilizada na Europa, pode alcançar 5.500 L ha⁻¹ de etanol, enquanto o milho, largamente utilizado nos Estados Unidos, pode render cerca de 3.800 L ha⁻¹ (SANTOS et al., 2010).

A tecnologia de produção de etanol no Brasil é avançada, de modo que espera-se pouca evolução na agroindústria. As expectativas mais promissoras relacionam-se aos aumentos de produtividade na área agrícola, já que os programas de melhoramento genético tem desempenhado de forma bem sucedida sua função de renovar o potencial produtivo, por meio do periódico lançamento de novas variedades de cana-de-açúcar (LEITE & LEAL, 2007).

2.2 Melhoramento genético da cana-de-açúcar

Os principais Programas de Melhoramento Genético de Cana-de-Açúcar do país [Programas de Melhoramento Genético da Cana-de-Açúcar (PMGCA) da Rede Interuniversitária para o Desenvolvimento do Setor Sucroalcooleiro (RIDESA) - variedades RB; Centro de Tecnologia Canavieira (CTC - antiga Copersucar) – variedades SP/CTC; Instituto Agrônomo de Campinas – variedades IAC; CanaVialis – variedades CV] detém importantes informações sobre o potencial de produção de suas variedades, tais como os aspectos fitotécnicos (altura, diâmetro de colmo, brotação, perfilhamento, fechamento, florescimento, tombamento, resistência à pragas e doenças, etc.) e os parâmetros tecnológicos (teores de sacarose e de fibras) (HOFFMAN et al., 2008), mas geralmente abordam com muita superficialidade os fatores ligados aos atributos do solo e a nutrição de plantas.

Segundo Matsuoka, Garcia & Arizono (2005), para se iniciar um programa de melhoramento da cana-de-açúcar, é necessário constituir um bom banco ativo de germoplasma, com populações de ampla variabilidade genética e seleção de indivíduos com potencial produtivo superior. O longo percurso da seleção de genótipos promissores tem início com a condução de cruzamentos ou hibridação, que é a fase do estímulo à variabilidade, feita por cruzamentos biparentais, policruzamentos e autofecundações. Para que seja possível a realização desses cruzamentos e, conseqüentemente, a formação da população base que servirá de fonte de variabilidade genética do programa, a RIDESA possui em seu Banco de Germoplasma aproximadamente 3.000 genótipos com reconhecido potencial produtivo. Uma vez realizados os cruzamentos, cada estação recebe as sementes oriundas de seus respectivos cruzamentos, que irão dar origem às plântulas ou seedlings. A RIDESA tem produzido anualmente mais de 1.500.000 plântulas para as fases iniciais de seleção. Os programas de melhoramento do IAC e CTC geram uma população de 3.500.000 seedlings para seleção.

Após a formação dos seedlings, é iniciado todo processo de seleção. O esquema básico adotado pelos programas vem sofrendo adequações constantes (MATSUOKA, GARCIA & ARIZONO, 2005), mas, normalmente, o processo de seleção do melhores genótipos envolve as fases T1, T2, T3, FE e FM, isto é, primeira, segunda e terceira fases de seleção, fase experimental e fase de multiplicação clonal (BARBOSA & SILVEIRA, 2000; MATSUOKA, GARCIA & ARIZONO, 2005; PEDROZO

et al., 2008). A Figura 1 mostra o fluxograma das fases de seleção usadas pelo Programa de Melhoramento Genético de Cana-de-açúcar (PMGCA) pertencente à Universidade Federal de São Carlos (UFSCar).

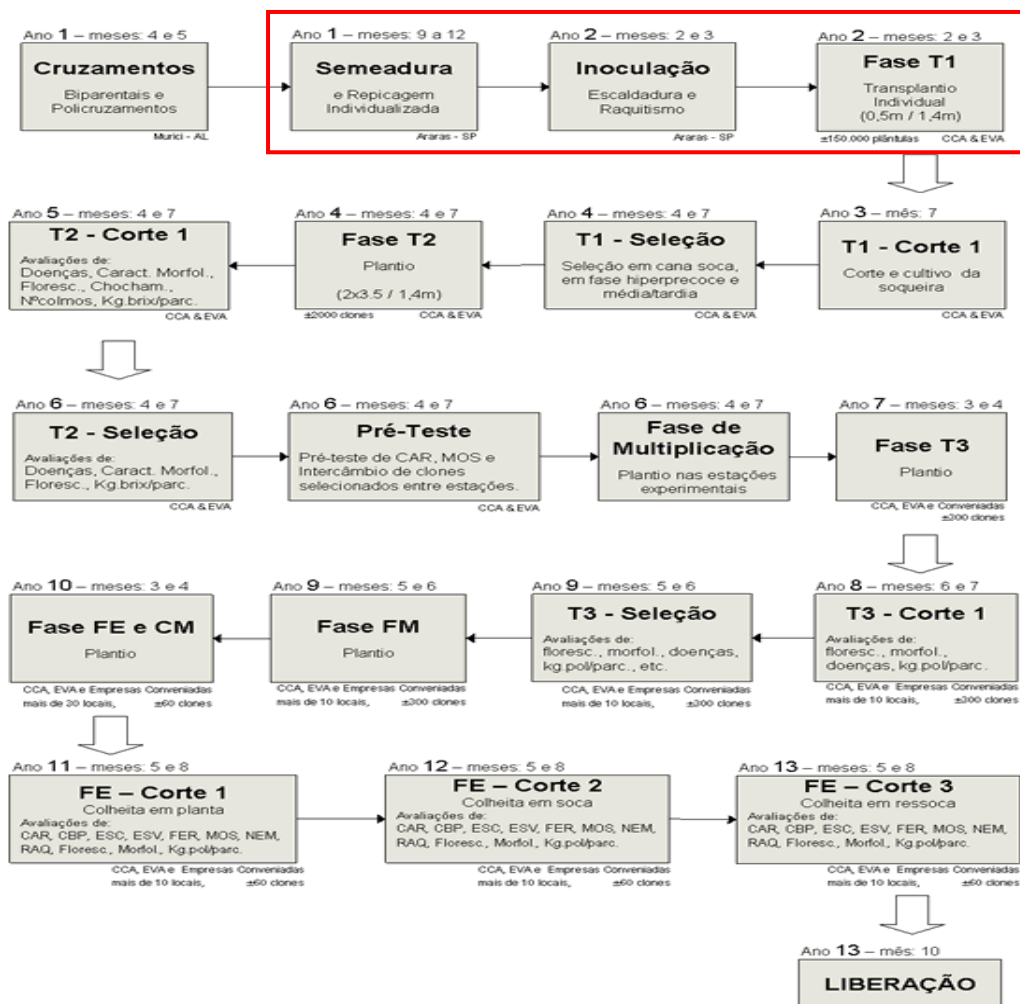


Figura 1. Fluxograma das fases de seleção de genótipos de cana-de-açúcar adotado pelo PMGCA/CCA/UFSCar; no detalhe, fases de produção (Fase T1 viveiro) e de transplante (Fase T1 - campo) de plântulas (seedlings).

Fonte: <http://pmgca.dbv.cca.ufscar.br/html/pmg/selec.php>

Botanicamente, seedling corresponde ao estágio de plântula, antes da formação da terceira folha (Figura 2).



Figura 2. Seedling de *Saccharum* spp.

Fonte: Caieiro et al. (2010)

Por convenção, nos programas de melhoramento genético, consideram-se seedlings as plântulas germinadas e aclimatadas em viveiros ou pátios (Figuras 3, 4 e 5), que completam seu desenvolvimento no campo e que são avaliadas durante toda a etapa chamada T1 (BRESSIANI, 2001) (Figura 3).

A primeira fase de seleção no melhoramento da cana-de-açúcar (fase T1), ou seja, aquela realizada na população gerada a partir da hibridação entre genitores previamente selecionados e que ocorre em nível de indivíduo (Figura 3b), é passível de ser melhorada pela avaliação crítica dos critérios utilizados em tal processo. Cada semente gerará um genótipo com potencial para se tornar uma nova variedade. A avaliação visual realizada na maioria dos programas de melhoramento genético de cana-de-açúcar, principalmente na Fase I de seedlings no campo (Figura 3d), é processada de forma indireta, baseando-se em caracteres secundários para selecionar o caráter principal (altura, diâmetro do colmo, número de perfilhos, toneladas de colmos por hectare (TCH e °Brix), possuindo eficiência restrita já que estes caracteres apresentam baixa herdabilidade em plantas individuais (SKINNER et al., 1987; BRESSIANI, 2001). No entanto, Pedrozo et al. (2008) concluíram que os

genótipos de cana-de-açúcar que não apresentarem na fase T1 de campo pelo menos cinco colmos na touceira devem ser descartados, mesmo quando os demais caracteres considerados sejam favoráveis.



Figura 3. Fases iniciais de seleção de genótipos de cana-de-açúcar do PMGCA-UFSCar: (a) panículas; (b) cruzamento biparental; (c) fase T1 – produção e repicagem de seedlings em viveiro; (d) seedlings na fase T1-campo.

Fonte: Programa de Melhoramento Genético da Cana-de-Açúcar da Universidade Federal de São Carlos – PMGCA/UFSCar)

O processo de semeadura e individualização (Figura 1) inicia-se quando as sementes sofrem deslincamento (SILVA, 1978, citado por MATSUOKA, GARCIA & ARIZONO, 2005) e beneficiamento (HOFFMANN et al., 1979, citados por MATSUOKA, GARCIA & ARIZONO, 2005), sendo dessecadas novamente e armazenadas a -10°C . Depois, a partir de setembro, inicia-se a semeadura. Faz-se um teste de germinação das sementes com uma amostra pequena de cada cruzamento.



Figura 4. Produção de plântulas (seedlings) de cana-de-açúcar no Centro de Pesquisa e Melhoramento da Cana-de-Açúcar-CECA.

Fonte: Programa de Melhoramento Genético da Cana-de-Açúcar da Universidade Federal de Viçosa (PMGCA-UFV)



Figura 5. Seedlings de cruzamentos de cana-de-açúcar mantidos no pátio do PMGCA-UFSCar.

Com base nessas informações, semeia-se uma quantidade que possa gerar 1000 plântulas. Essas depois de obtidas, são individualizadas em recipientes plásticos (150-180 mL) contendo substrato composto de terra, areia e matéria orgânica e mantidas em um pátio por três a quatro meses até enraizamento, com poda constante das folhas para evitar o excessivo estiolamento. Antes de se realizar o transplântio para o campo, é inoculada escaldadura das folhas através de tesouras contaminadas.

2.3 Influência de fatores ambientais na germinação de cariopses e na sobrevivência de seedlings

Segundo Breaux & Miller (1987), são condições fundamentais para a germinação de cariopses e o estabelecimento das plântulas de cana-de-açúcar: a) temperatura e água; b) um substrato bem drenado; c) equilíbrio dos nutrientes; e d) controle de doenças. Em condições ótimas de disponibilidade de água e de temperatura, os primeiros sinais de germinação, como mudança de cor no tegumento, podem ser percebidos em 24 horas. Após 48 horas, as raízes primárias rompem o tegumento e no terceiro dia o coleóptilo. No sétimo dia os primórdios foliares iniciam o crescimento e aos 10 dias a segunda folha emerge.

Silva et al. (2010) mencionou que a temperatura de 30° C, pH do substrato de 7,0, luz artificial, por meio de quatro lâmpadas fluorescentes de 20 W cada, e umidade relativa do ar entre 75 e 90%, constituem condições ótimas para o teste de germinação de cariopses de cana-de-açúcar. Cesnik & Miocque (2004) afirmaram que o controle da temperatura é muito importante para o sucesso da germinação de cariopses de cana-de-açúcar, sendo a temperatura ideal situada entre 25 e 32° C e a crítica ao redor dos 18,5° C, abaixo da qual a germinação é inibida.

Os substratos comumente utilizados são vermiculita, algodão hidrófilo, espuma fenólica, perlita, lã de rocha, argila expandida, areia, turfa, casca curtida de eucalipto ou Pinus, palha ou casca de arroz carbonizada (SILVA et al., 1997; FURLANI et al., 2009). O substrato organo-mineral pode apresentar as seguintes desvantagens (Furlani et al., 2009): a) não é inerte, podendo interferir na composição da solução; b) pode ser veículo de transmissão de microrganismos patogênicos; c) promove elevada incidência de danos físicos às raízes durante o processo de repicagem; d) consome maior tempo na operação de transplântio; e) aumenta a porcentagem de descartes de plântulas. O uso de substratos organominerais comerciais é comum nos programas de melhoramento genético.

Silva et al. (2010) conduziram testes de germinação de cariopses em casa-de-vegetação (ampla variação de temperatura e umidade) e em câmara de germinação (T = 32°C, umidade relativa 51-99% e fotoperíodo de 12 h), utilizando vermiculita de granulometria fina como substrato. Os autores concluíram que lotes de cariopses provenientes de cruzamentos diferentes apresentaram desempenhos distintos com a

variação climática e que a câmara de germinação resultou em melhores índices de velocidade de germinação (IVG) e de porcentagem de germinação (%G).

Desde a fase inicial do Programa Nacional de Melhoramento Genético da Cana-de-Açúcar – PLANALSUCAR do Instituto do Açúcar e do Alcool – IAA em 1970, somente a RIDESA liberou 78 variedades com aptidão para cultivo em todo o Brasil (RIDESA, 2010). No final da década de 70, Haag & Accorsi (1978) relataram a escassez de ensaios a respeito da fisiologia da cana-de-açúcar e a ausência de informações no que se refere a carência nutricional para as variedades de cana-de-açúcar. A escassez de informações sobre estes aspectos continua sendo uma grave limitação dos programas de melhoramento genético. Poucos foram os trabalhos que avaliaram a extração e exportação de nutrientes em cana-de-açúcar, principalmente utilizando variedades recentemente liberadas pelos programas de melhoramento genético (COLETI et al., 2006; OLIVEIRA et al., 2011). Se esta deficiência de informações é acentuada para as condições de variedades bem estabelecidas e de seu desempenho no campo, o conhecimento sobre estes aspectos nas fases de germinação e de obtenção dos seedlings é praticamente inexistente. Alguns trabalhos de pesquisa com seedlings de cana-de-açúcar foram realizados há décadas e estiveram relacionados à resistência de plântulas ao mosaico (COSTA et al., 1952) e aos parâmetros tecnológicos de seedlings obtidos em 1947, 1948 e 1949 (SEGALLA & ALVAREZ, 1964). Mais recentemente, Arrigoni et al. (1987) efetuaram testes de inoculação de nematóides em plântulas de cana-de-açúcar e Silva et al. (2010) desenvolveram trabalho voltado para germinação de cariopses e obtenção de seedlings, enfocando a influência dos parâmetros ambientais, como a temperatura e a umidade, sobre a sobrevivência das plântulas.

2.4 Nutrição mineral da cana-de-açúcar

O desenvolvimento e a produtividade da cana-de-açúcar são limitados por fatores bióticos e abióticos, que incluem a variedade (LANDELL et al., 2005), o manejo fitotécnico, como o espaçamento (GALVANI et al., 1997), controle de plantas infestantes (KUVA et al., 2003), pragas (DINARDO-MIRANDA et al., 2008) e doenças (FERRO et al., 2007), correção e adubação do solo (BITTENCOURT et al., 1990; BENEDINI & KORNDÖFER, 1992; MORELLI et al., 1992; DEMATTÊ, 2005; SALDANHA et al., 2007), nutrição mineral da cultura (VITTI & MAZZA, 2002;

ROSSETTO et al., 2004) e, sobretudo, a interação entre estes fatores. Estas considerações não são restritas para condições de variedades consolidadas em plena produção no campo e são igualmente válidas para as fases T1 de viveiro e de campo.

O solo é um dos componentes mais importantes de um conjunto complexo de fatores de produção, que se destaca pelo seu importante papel de fornecer às plantas suporte físico, água e nutrientes. No caso das fases iniciais do melhoramento genético, o substrato na fase T1 de viveiro e o solo na fase T1 de campo desempenham a mesma função.

O conhecimento dos fatores edáficos e, sobretudo, das exigências nutricionais das diferentes variedades (MENDES, 2006), é importante para julgar o potencial de produção agrícola e para alocar de maneira mais eficiente as variedades de cana-de-açúcar nos ambientes mais promissores (MAULE et al., 2001; LANDELL et al., 2003). As condições de fertilidade do solo são essenciais e permitem a sustentabilidade da cultura ao longo dos anos, portanto, maior longevidade do canavial (ROSSETTO, DIAS & VITTI, 2008). Apesar de nas fases T1 do melhoramento genético estas peculiaridades sejam mais complexas de serem identificadas, é fundamental que o fornecimento de nutrientes seja garantido, sob risco de perda de genótipos promissores pela carência nutricional.

Os macro (N, P, K, Ca, Mg e S) e os micronutrientes (B, Cl, Cu, Fe, Mn, Mo, Ni e Zn) são fundamentais para o pleno desenvolvimento vegetal, independentemente da fase do ciclo fenológico em que a planta se encontra. O nitrogênio é o mais absorvido pela cultura da cana-de-açúcar, sendo constituinte obrigatório das proteínas e ácidos nucléicos (VITTI et al., 2008). O fósforo é responsável pelo aumento de produtividade e componente vital no processo da fotossíntese, enquanto o potássio atua como ativador enzimático (ROSSETTO et al., 2008). Cálcio e magnésio atuam respectivamente no desenvolvimento radicular e na estrutura da molécula de clorofila (QUAGGIO et al., 2008). Pode-se destacar o enxofre como componente de aminoácidos (VITTI et al., 2008). Os micronutrientes boro, cloro, cobre, ferro, manganês, molibdênio e zinco se destacam, respectivamente, por desempenharem as seguintes funções: participação no transporte de carboidrato das folhas para os grãos, essencial para a fotossíntese, ativador de diversas enzimas, fundamental na síntese de clorofila, papel fundamental na respiração, importante para a fixação

biológica de nitrogênio e afeta diretamente o crescimento da planta (MELLIS et al., 2008).

Tem sido bastante evidentes a preocupação e o interesse em garantir um suprimento nutricional adequado para cana-planta e cana-soca, e até mesmo para mudas de propagação (SILVEIRA et al., 2007), mas pouca informação se reúne acerca da nutrição mineral nas diferentes fases do melhoramento genético da cana-de-açúcar, sobretudo nas iniciais da Fase T1.

3. OBJETIVOS

O objetivo geral deste estudo foi estudar a influência do suprimento de nutrientes por solução nutritiva no desenvolvimento de mudas de cana-de-açúcar na Fase I de repicagem ou “seedling” do melhoramento genético. Os objetivos específicos foram: (a) avaliar os efeitos da frequência de aplicação e da concentração de solução nutritiva sobre parâmetros biométricos de desenvolvimento das plântulas de cana-de-açúcar, importantes para o seu adequado estabelecimento no transplântio da Fase I de campo; (b) obter subsídios para sugerir a fertirrigação dos seedlings como prática rotineira.

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Cruzamentos e obtenção de cariopses de cana-de-açúcar

Inicialmente, para o experimento foram selecionadas as seguintes variedades RB (República do Brasil): RB867515, RB855453 e RB935744, que são importantes genótipos plantados na região Centro-Sul (PMGCA UFSCar, 2011). A partir disso, pretendeu-se avaliar as diferenças entre estas variedades e entre os ciclos de produção (precoce, médio e tardio).

Entretanto, para produção de seedlings, as cariopses (sementes) usadas na fase de semeadura são obtidas de cruzamentos e não de uma única variedade. Estas sementes ainda não apresentam potencial conhecido e, portanto, não são

classificadas como uma variedade específica (MATSUOKA, GARCIA & ARIZONO, 2005).

Sendo assim, para este experimento foram selecionados os seguintes cruzamentos biparentais (¹BASSINELO, 2011):

- a) RB925211 x RB855463: as informações sobre sua taxa de seleção são ausentes, mas trata-se de cruzamento que visa riqueza em açúcar total recuperável (ATR);
- b) SP803280 x RB855536: alta taxa de seleção ao longo das fases de seleção;
- c) RB935744 x RB72454: constitui um dos 20 melhores cruzamentos da série 2005, com alta taxa de seleção, principalmente em T1.

A primeira variedade de cada cruzamento é sempre feminina e a ordem de seus ciclos de produção é precoce, médio e tardio, respectivamente. A escolha ocorreu em virtude de estes cruzamentos apresentarem altas notas no teste de germinação, com grande capacidade de produção de sementes. Além disso, essas cariopses foram planejadas pelo programa de melhoramento genético para serem semeadas na mesma época, o que garantiu plântulas mais homogêneas.

O material foi fornecido pelo Programa de Melhoramento Genético de Cana-de-Açúcar da Universidade Federal de São Carlos – PMGCA/UFSCar, que recebe anualmente lotes de sementes produzidos pela Universidade Federal de Alagoas – UFAL, na Estação de Floração e Cruzamento da Serra do Ouro, município 87 de Murici/AL.

4.2 Fase T1 – semeadura

As cariopses foram colocadas para germinar em bandejas plásticas (29 cm x 40 cm x 10 cm), contendo substrato orgânico Multiplant® empregado rotineiramente pelo PMGCA/UFSCar (Tabelas 1), em duas condições: (a) casa-de-vegetação, com controle automatizado de temperatura e umidade que simulou as condições habituais de germinação de sementes; (b) câmara de germinação, com controle de temperatura (30°C) e fotoperíodo (12 h), que garantiu germinação mais homogênea das cariopses.

¹Bassinelo, A.I., PMGCA-UFSCar, Comunicação pessoal, 2011.

Tabela 1. Resultados da análise química e física do substrato agrícola Multiplant®.

P _{resina}	MO	pH	K	Ca	Mg	H+Al	Al	SB	CTC	V	S	B	Cu	Fe	Mn	Zn	CRA	ρ
mg dm ⁻³	g dm ⁻³					mmolc dm ⁻³				%			mg dm ⁻³				%	g cm ⁻³
180	270	5,9	5,9	89	22	18	0,2	117	137,9	87	370	1,2	1,8	58	39	2,7	140	0,3

P_{resina} – fósforo extraído por resina trocadora de íons; SB – soma de bases; CTC – capacidade de troca de cátions total; V – saturação por bases; CRA – capacidade de retenção de água; ρ - densidade.

4.2.1 Casa-de-vegetação

No período da semeadura, fizeram-se testes prévios de germinação com pequena amostra das sementes biparentais, com a finalidade de conhecer o poder germinativo de cada cruzamento. Para isso, foram semeados 4,0 g de sementes por bandeja. Após oito dias, foram atribuídas notas que variaram de 1 a 5, sendo que 5 se refere à alta taxa de germinação (80% e 90%) e 1 à baixa taxa de germinação (menor que 10%). Com o conhecimento do poder germinativo de cada cruzamento, foi possível manejar a quantidade de seedlings a serem produzidos, uma vez que alguns cruzamentos, por serem classificados como prioridades, demandam quantidades maiores de plantas (MATSUOKA et al.,2005).

Realizada a semeadura (Figura 6), as bandejas foram levadas para casa-de-vegetação, onde foram mantidas por quatro semanas. Durante este período, foram monitoradas a temperatura e a umidade relativa do ar.

4.2.2 Câmara de germinação

Os cruzamentos RB966928 x RB935744 e RB966928 x RB955970 foram utilizados neste ensaio. Ambos puderam ser avaliados com nota 4 de germinação (80%).

A semeadura foi conduzida de maneira igual à praticada na casa-de-vegetação, havendo alterações em relação ao ambiente controlado, com fotoperíodo de 12 h e temperatura de 30°C (Figura 7). Essas condições permitiram uma comparação com as bandejas mantidas na casa-de-vegetação e, assim, verificar se a grande variação de temperatura contribuiu para a morte das plântulas. Cesnik & Miocque (2004) afirmaram que o controle da temperatura é muito importante para o sucesso da germinação de cariopses de cana-de-açúcar, sendo a temperatura ideal situada entre 25 e 32° C, e a crítica ao redor dos 18,5° C, abaixo da qual há inibição da germinação.



Figura 6. Etapas da sementeira dos cruzamentos de cana-de-açúcar: a) bandeja com substrato Multiplant® contendo sementes retiradas da embalagem; b) sementes espalhadas sobre o substrato; c) bandeja com sementes de cana-de-açúcar recebendo irrigação; d) bandejas com nova camada de substrato cobrindo as sementes e alocadas nas bancadas no interior da casa-de-vegetação.



Figura 7. Ensaio com os cruzamentos RB966928 x RB935744 e RB966928 x RB955970 em câmara de germinação a 30°C e fotoperíodo de 12h.

4.3 Escolha do substrato e repicagem dos seedlings

Definido que a germinação das cariopses seria feita em câmara de germinação, realizaram-se ensaios para a escolha do substrato a ser colocado nos recipientes para a fase da repicagem das plântulas. Furlani et al. (2009) destacaram que o substrato adequado deve ser inerte quanto ao fornecimento de nutrientes, ter pH neutro e apresentar retenção de água e porosidade adequadas para a oxigenação das raízes, além de oferecer sustentação para a muda e proteção às raízes contra danos físicos. Neste experimento, buscou-se verificar a influência do suprimento de nutrientes sobre parâmetros biométricos de seedlings de cana-de-açúcar, tais como altura, massa seca e teores foliares de macro e micronutrientes. Houve, portanto, a preocupação da escolha de material quimicamente inerte, para permitir a manipulação de nutrientes a serem fornecidos. Como havia a necessidade de as plântulas permanecerem vivas por três meses, elas deveriam ser mantidas em um substrato que tivesse alta capacidade de retenção de água.

Optou-se, na fase de ensaios, pelo uso de substrato contendo areia grossa + vermiculita (p/p), utilizado por Soares et al. (2005) na produção de mudas de eucalipto, em que a vermiculita possibilitou o armazenamento e suprimento de água e a areia permitiu a adequada aeração do substrato. Os substratos foram preparados em diferentes proporções e analisados no Laboratório de Física quanto à densidade e capacidade de retenção de água (Tabela 2), segundo a metodologia da EMBRAPA (1997).

Tabela 2. Densidade e capacidade de retenção de água (CRA) da mistura vermiculita + areia grossa, em diferentes proporções, e da vermiculita.

Proporção (p/p)	Densidade (g cm ⁻³)	CRA (%)
1:1	0,59	25,3
2:1	0,46	42,8
Vermiculita	0,11	93,7

Após diversos ensaios, decidiu-se pelo uso do substrato composto somente por vermiculita expandida inerte, do tipo média. Este material resulta do aquecimento a 1090° C do mineral mica, que apresenta após este tratamento a densidade de 90-150 kg m⁻³, podendo absorver entre 40-50 L m⁻³ de água, além de apresentar alta capacidade de troca de cátions (FIGLIOLIA et al., 1993; FURLANI et al., 2009).

Apesar de o estudo ter tido como objetivo o suprimento de nutrientes e não a influência do substrato sobre as plântulas, um tratamento referência foi conduzido com plântulas crescidas no substrato Multiplant®, rotineiramente usado pelo PMGCA-UFSCar, sem adição de solução nutritiva.

Os substratos (vermiculita e Multiplant®) foram colocados em recipientes de 200 mL para iniciar a fase da repicagem, que consistiu na retirada das plântulas da bandeja e seu transplante para estes recipientes. A operação também é chamada de individualização, já que há o transplante de apenas uma plântula por recipiente (Figura 8). Os recipientes foram alocados em bandejas plásticas para constituir os tratamentos, as quais foram mantidas nas bancadas no interior casa-de-vegetação por três meses (Figura 8).



Figura 8. Fase da repicagem: a) plântulas transplantadas em recipientes com vermiculita e substrato orgânico; b) alocação dos recipientes na bandeja para compor diferentes tratamentos.

4.4 Composição da solução nutritiva para fertirrigação de seedlings (fase viveiro)

4.4.1 Método de cálculo

A composição e a concentração da solução nutritiva adequada para a cultura da cana-de-açúcar foram calculadas conforme o método prático de Cometti et al. (2006), estabelecendo, a princípio, as faixas de teores foliares de macro e de micronutrientes consideradas adequadas para a cultura da cana-de-açúcar (Tabela 3).

Tabela 3. Teores foliares de macro e micronutrientes considerados adequados para a cultura da cana-de-açúcar.

Nutriente	Teores foliares
<i>Macronutrientes (g kg⁻¹)</i>	
N	18-25
P	1,5-3,0
K	10-16
Ca	2,0-8,0
Mg	1,0-3,0
S	1,5-3,0
<i>Micronutrientes (mg kg⁻¹)</i>	
B	10-30
Cu	6-15
Fe	40-250
Mn	25-250
Mo	0,05-0,20
Zn	10-50

Fonte: Raji et al. (1997)

O cálculo evoluiu considerando a quantidade inicial de 100 g. m⁻³ de K (considerado 1,00 na Tabela 4), elemento controlado com cautela em razão de seu potencial para salinidade. A partir disso, obteve-se a relação de concentração para macronutrientes mostrada na Tabela 4.

Tabela 4. Relação entre macronutrientes e quantidade para preparo da solução nutritiva básica para a cultura da cana-de-açúcar.

	K	N	P	Ca	Mg	S
⁽¹⁾ Teor adotado (g kg ⁻¹)	13	20	2	5	2	2
Relação entre nutrientes	1,00	1,54	0,15	0,38	0,15	0,15
Relação x 100	100	154	15	38	15	15
Quantidade em g m ⁻³	100	154	15	38	15	15

⁽¹⁾ com base na Tabela 1; do total de N, 15% serão fornecidos na forma amoniacal N-NH₄⁺ (24 N-NH₄⁺ e 130 N-NO₃⁻)

A composição inicial da solução apontou insuficiência de N, a qual, conforme Cometti et al. (2006), deve ser complementada com o uso de nitrato de Ca ou de K. Nestas condições, o teor de N total foi fornecido, respeitando a proporção entre as formas nítrica e amoniacal. A composição final da solução de macronutrientes que foi usada no experimento para a nutrição dos seedlings consta na Tabela 5.

Tabela 5. Fontes de nutrientes e composição final da solução de macronutrientes elaborada para a nutrição mineral de *seedlings* de cana-de-açúcar na Fase T1 de viveiro.

Fonte	Constituição	g 1000 L ⁻¹	Quantidade de nutriente fornecido
Nitrato de cálcio	19% Ca; 14,5% N-NO ₃ ⁻ ; 1,0% N-NH ₄ ⁺	407	77 g Ca + 59 g N-NO ₃ ⁻ + 4 g N-NH ₄ ⁺
Nitrato de potássio	36,5% K; 13% N-NO ₃ ⁻	547	199 g K + 71 g N-NO ₃ ⁻
Fosfato monoamônico (MAP não purificado)	21% P; 11% N-NH ₄ ⁺	181	38 g P + 20 g N-NH ₄ ⁺
Sulfato de magnésio	10% Mg; 13% S	150	15 g Mg + 20 g S

A complementação da solução inicial com N alterou a relação da solução básica (Tabela 6). Entendeu-se que a nova relação (Tabela 6) e o aumento das concentrações de K, Ca e P, promovidas pelo ajuste da solução, não causou problemas às plântulas de cana-de-açúcar.

Tabela 6. Nova relação entre nutrientes após o recálculo para complementação da solução inicial com N.

		K	N	P	Ca	Mg	S
Quantidade (g m ⁻³)	Inicial	100	154	15	38	15	15
	Recalculada	199	154	38	77	15	20

O mesmo procedimento foi adotado para a elaboração da composição da solução de micronutrientes. A partir das faixas de concentração de micronutrientes consideradas adequadas para a cana-de-açúcar (Tabela 3) e considerando a quantidade inicial de 0,3 g m⁻³ de B (elemento controlado com cautela em razão do alto potencial de toxicidez e considerado 1,00 na Tabela 7), obteve-se a relação de concentração para micronutrientes mostrada na Tabela 7.

Tabela 7. Relação entre micronutrientes e quantidade para preparo da solução básica para a cultura da cana-de-açúcar.

	B	Cu	Fe	Mn	Mo	Zn
Teor adotado (mg kg ⁻¹)	20	10	100	100	0,1	30
Relação entre nutrientes	1,00	0,50	10,0	10,0	0,005	1,50
Relação x 100	100	50	1000	1000	0,5	150
Quantidade em mg m ⁻³	100	50	1000	1000	0,5	150
Quantidade em mg L ⁻¹	0,1	0,05	1,0	1,0	0,0005	0,15

Não havendo necessidade de complementação da solução, a composição final da solução de micronutrientes usada no experimento para a nutrição dos seedlings foi aquela que consta na Tabela 8.

Tabela 8. Fontes de nutrientes e composição final da solução de micronutrientes 10.000 x elaborado para a nutrição mineral de seedlings de cana-de-açúcar na Fase T1 de viveiro.

Nutriente	Fonte	Constituição	Concentração adotada	Quantidade de fonte	Solução 10.000x
			----- mg. L ⁻¹ -----		g. L ⁻¹
B	Ácido bórico	17% B	0,30	1,76	17,6
Cu	Sulfato de cobre	25% Cu	0,15	0,60	6,0
Fe	Fe-EDTA (Dissolvine®)	13% Fe	2,40	18,46	184,6
Mn	Sulfato de manganês	25% Mn	1,50	6,00	60,0
Mo	Molibdato de sódio	39% Mo	0,03	0,08	0,8
Zn	Sulfato de zinco	21% Zn	0,15	0,71	7,1

O preparo da solução completa de macro e micronutrientes respeitou as quantidades de sais contidas na Tabela 9.

Tabela 9. Composição final da solução de macro e de micronutrientes utilizada na nutrição mineral de seedlings de cana-de-açúcar na Fase T1 de viveiro.

Fonte	Constituição	g. 1000 L ⁻¹	Quantidade de nutriente fornecido
Nitrato de cálcio	19% Ca; 14,5% N-NO ₃ ⁻ ; 1,0% N-NH ₄ ⁺	407	77 g Ca + 59 g N-NO ₃ ⁻ + 4 g N-NH ₄ ⁺
Nitrato de potássio	36,5% K; 13% N-NO ₃ ⁻	547	199 g K + 71 g N-NO ₃ ⁻
Fosfato monoamônico (MAP não purificado)	21% P; 11% N-NH ₄ ⁺	181	38 g P + 20 g N-NH ₄ ⁺
Sulfato de magnésio	10% Mg; 13% S	150	15 g Mg + 20 g S
Solução de micronutrientes 10.000x		100 mL	

Prepararam-se cinco soluções (A, B, C, D e E) para compor a solução nutritiva final a ser aplicada na cana-de-açúcar. Neste experimento, testaram-se, além de diferentes frequências de aplicação (1, 2 e 3 vezes por semana), diferentes concentrações da solução nutritiva [ideal calculada (C), o dobro (2C) e a metade

(C/2)] (item 4.6.2). Para maior praticidade, optou-se pelo preparo das soluções A, B, C, D e E na máxima concentração (2C), sendo que as soluções C e C/2 foram preparadas por diluição. Na Tabela 10, encontram-se as descrições das cinco soluções que formaram a solução nutritiva final. Para se chegar aos valores que seriam pesados de cada nutriente, dividiu-se as quantidades de nutrientes da concentração dobrada (2C) por 144 (12 semanas x 12 copinhos).

Tabela 10. Soluções necessárias para compor a solução nutritiva final.

Solução	Fonte	2C (mg. L ⁻¹)	Quantidade pesada (mg L ⁻¹)
A	Nitrato de Cálcio	814	5652,77
	Nitrato de Potássio	1094	7597,22
B	Fosfato Monoamônico	362	2513,88
C	Sulfato de Magnésio	300	2083,33
D	Ácido Bórico	3,52	24,44
	Sulfato de Cobre	1,2	8,33
	Sulfato de Manganês	12	83,33
	Molibdato de Sódio	0,16	1,11
	Sulfato de Zinco	0,3	2,08
E	Sulfato de Ferro	32,28	224,15

A solução D foi preparada em concentração maior, para facilitar a pesagem dos reagentes. Para o preparo da solução nutritiva final, a solução D de micronutrientes foi previamente diluída a 10x, obtendo a concentração 2C, a qual foi novamente diluída para obter as soluções C e C/2.

4.5 Delineamento experimental

Para cada um dos três cruzamentos, avaliou-se a influência de dois fatores em três níveis:

a) **Fator 1** - frequência de aplicação da solução nutritiva:

- nível 1: uma vez por semana **(1X)**
- nível 2: duas vezes por semana **(2X)**
- nível 3: três vezes por semana **(3X)**

b) **Fator 2** - concentração da solução nutritiva:

- nível 1: concentração ideal calculada **C** (Tabela 9)
- nível 2: **2 C**
- nível 3: **C/2**

Portanto, para cada cruzamento, foram analisados os seguintes tratamentos.

- | | | |
|-----------------|----------|-----------|
| T1: 1XC | T2: 1X2C | T3: 1XC/2 |
| T4: 2XC | T5: 2X2C | T6: 2XC/2 |
| T7: 3XC | T8: 3X2C | T9: 3XC/2 |
| T10: Testemunha | | |

Os tratamentos foram dispostos conforme delineamento inteiramente casualizado (condições controladas de casa-de-vegetação), com esquema fatorial 3 x 3 x 3, utilizando 12 réplicas por tratamento (Figura 7).

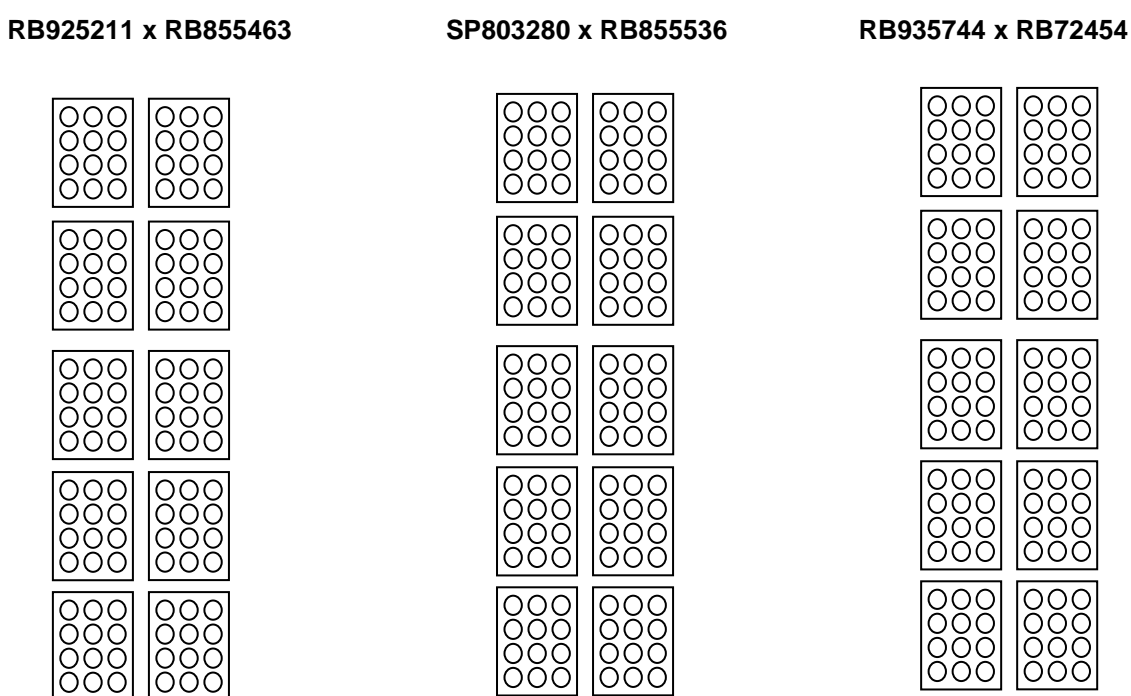


Figura 9. Croqui experimental com a disposição das bandejas em bancadas no interior da casa-de-vegetação.

O experimento permaneceu em casa-de-vegetação durante 3 meses, período similar àquele utilizado pelos programas de melhoramento genético para transferência dos *seedlings* da fase T1- viveiro para a fase T1 - campo.

4.6 Aplicação da solução nutritiva

Foi estabelecido a aplicação de 5 mL de solução nutritiva por plântula sobre o substrato. Esta operação foi realizada com distribuição da solução em meia-lua, da

menor para a maior dose (1/2C, C e 2C), com o auxílio de micropipeta automática de 10 mL (Figura 10).



Figura 10. Aplicação de solução nutritiva com micropipeta sobre o substrato suporte de plântulas de cana-de-açúcar.

4.7 Reposição de água

Antes de realizar o transplante dos seedlings, fez-se primeiramente a secagem do substrato orgânico em estufa. O procedimento não foi realizado para vermiculita, pois o material é comercializado seco. Foi necessário estabelecer uma umidade inicial dos substratos para garantir o desenvolvimento e sobrevivência das plântulas e, principalmente, não molhá-los excessivamente a ponto de promover lixiviação dos nutrientes adicionados pela solução nutritiva. Os recipientes foram mantidos com 128% de sua capacidade de retenção de água.

Três vezes por semana (segunda, quarta e sexta-feira), um recipiente de cada tratamento (bandeja) foi avaliado quanto à massa para reposição do volume de água perdido por evapotranspiração, baseado na média de 30 recipientes. Nos casos em que a reposição de água coincidiu com a aplicação da solução nutritiva, o volume de

5 mL de solução foi deduzido do volume total de água a ser reposta. Em função da necessidade de reposição de água devido à evapotranspiração e da aplicação da solução em diferentes frequências, a reposição de água foi assim programada:

Solução nutritiva 1X/semana: segunda-feira (somente água) → quarta-feira (solução nutritiva + água) → sexta-feira (somente água)

Solução nutritiva 2X/semana: segunda-feira (solução nutritiva + água) → quarta-feira (somente água) → sexta-feira (solução nutritiva + água)

Solução nutritiva 3X/semana: segunda-feira (solução nutritiva + água) → quarta-feira (solução nutritiva + água) → sexta-feira (solução nutritiva + água)

Testemunha: aplicado somente água três vezes por semana.

Uma repetição de cada tratamento foi usada por semana, permitindo assim que todas as plântulas fossem consideradas no cálculo de reposição de água. Para garantir o rodízio, os recipientes foram numerados de 1 a 12 em cada bandeja, correspondendo ao número de semanas do experimento (Figura 11).



Figura 11. Recipientes numerados para auxiliar no controle de evapotranspiração e de reposição de água para as plântulas.

A umidade relativa do ar no interior da casa-de-vegetação foi mantida entre 60 e 80% por meio de sistema automatizado de nebulização.

4.8 Parâmetros biométricos fenotípicos (BENINCASA, 2003)

- a) Altura da planta (H): a altura dos seedlings foi medida mensalmente com régua a partir do nível do substrato até a última aurícula visível (Figura 12).



Figura 12. Altura das plântulas medida da superfície do substrato até a última aurícula visível.

- b) Matéria seca da biomassa vegetal (MS): o peso de MS foi medido na parte aérea do seedling, removida a partir de 2 cm da última aurícula visível, por toda a ocasião de poda, que ocorreu a cada vinte dias. Ao final do experimento, foi obtida a produção total de biomassa vegetal durante o período de viveiro (Figura 13).



Figura 13. Aspecto das plântulas após a poda (a) e recolhimento de material para obtenção da massa seca vegetal (b).

4.9 Teores foliares de macro e micronutrientes

Em laboratório, o material vegetal obtido de cada bandeja foi submetido à secagem em estufa de circulação fechada a 65°C até obtenção de peso constante. As amostras foram moídas, homogeneizadas, embaladas, etiquetadas e encaminhadas para análise dos teores de macro (N, P, K, Ca, Mg, S) e de micronutrientes (B, Cu, Mn, Zn) no extrato proveniente da digestão nítrico-perclórica (EMBRAPA, 1999).

4.10 Forma de análise dos resultados

Os resultados dos parâmetros biométricos fenotípicos, obtidos nos diferentes tratamentos, foram submetidos a análise de variância. Uma vez que o teste F foi significativo, os valores foram desdobrados e as médias dos tratamentos foram comparadas pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade, para identificar e comparar a diferença entre os tratamentos. A análise estatística foi desempenhada nos softwares Minitab 16.0 e Assistat 7.6 Beta.

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 Influência do ambiente na germinação de cariopses

No ambiente de casa-de-vegetação houve alta incidência de morte de plântulas, o que é prejudicial para um programa de melhoramento genético, visto que há risco de perda de material vegetal com potencial para constituir uma nova variedade (Figura 14).



Figura 14. Aspecto de plântulas de cana-de-açúcar germinadas em bandejas com substrato agrícola Multiplant®, em ambiente de casa-de-vegetação: a) plântulas vigorosas; b) plântulas mortas.

Os resultados de taxa e uniformidade de germinação de cariopses, bem como de sobrevivência de seedlings na casa-de-vegetação, não foram satisfatórios. A hipótese de que a morte das plântulas foi causada pela grande amplitude térmica (12-47°C) (Figura 15), registrada durante o período em que estiveram na casa-de-vegetação, foi considerada.

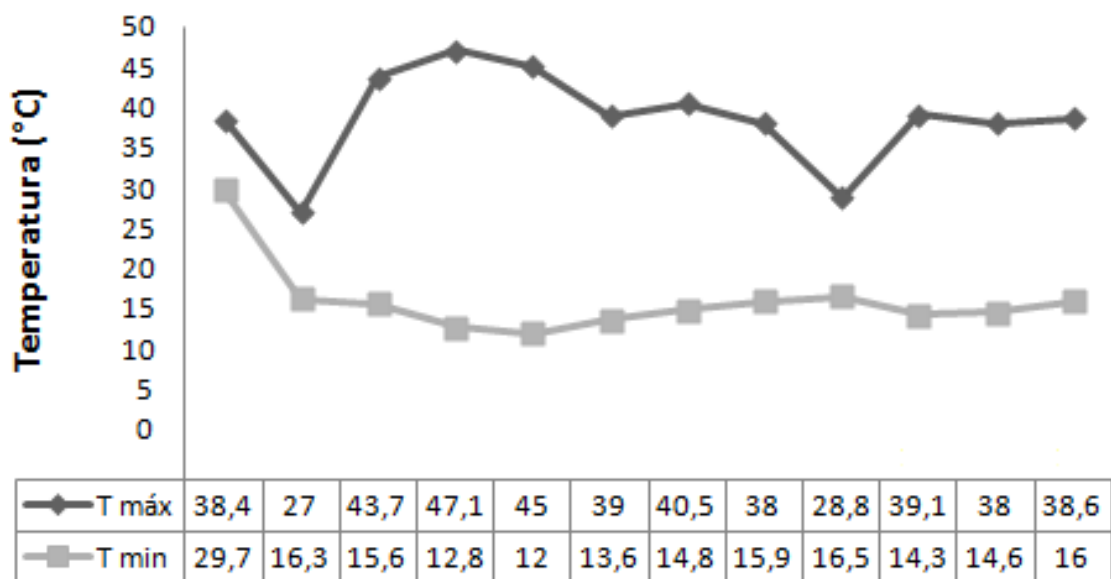


Figura 15. Variação de temperatura no interior da casa-de-vegetação na fase de semeadura de cariopses.

Silva et al. (2010) também observaram amplas variações de temperatura (T) e de umidade relativa (UR) em casa-de-vegetação, onde desenvolveram ensaios de germinação de cariopses. Os autores registraram $T_{\min} = 16^{\circ}\text{C}$ e $T_{\max} = 38,6^{\circ}\text{C}$, além de $UR_{\min} = 21,1\%$ $UR_{\max} = 80,5\%$, e ressaltaram que o ambiente foi pouco favorável, já que é desejável poucas oscilações de temperatura e de teor de umidade para a germinação.

Orlando Filho et al. (1994) observaram que alguns sintomas típicos de plantas de cana-de-açúcar submetidas à baixas temperaturas foram manchas foliares estriadas (Figura 16). Entretanto, não foi possível associar estes sintomas àqueles observados sob ampla variação térmica na casa-de-vegetação (Figura 14).

Um lote de cariopses foi usado na condução de ensaio em câmara de germinação, para verificar se a temperatura foi a responsável pela morte das plântulas. Houve reincidência de morte de plântulas nos cruzamentos mantidos na câmara de germinação. Diante disso, foram consideradas algumas hipóteses como possíveis causas do insucesso na germinação e da morte das plântulas (CESNIK & MIOCQUE, 2004:



Figura 16. Manchas foliares em cana-de-açúcar causadas pelo frio.

Fonte: Orlando Filho et al. (1994)

Original: José Orlando Filho

- a) Fertilidade da variedade mãe – um progenitor feminino pode ser fértil, estéril ou intermediário. A germinação irá depender do número de sementes viáveis existentes na amostra;
- b) Grau de fertilidade – da viabilidade do pólen é que depende a fertilidade da variedade, atuando no processo de fertilização do óvulo e, conseqüentemente, no resultado do número de seedlings resultantes do cruzamento;
- c) Fitossanidade das panículas – importante obter material de boa qualidade. Sementes guardadas úmidas ou que sofreram um processo de fermentação dificilmente germinarão;
- d) Amadurecimento das sementes – um amadurecimento incompleto das sementes é também fator de insucesso na germinação;
- e) Secagem e armazenamento – quando as condições de armazenamento forem desfavoráveis, a queda da germinação ocorre verticalmente e muito rapidamente;
- f) Regas – não devem ser realizadas em excesso.

Outra hipótese considerada para explicar a baixa germinação de cariopses e a alta taxa de mortalidade foi a suscetibilidade de seedlings à patógenos presentes no solo ou no substrato. Segundo Martins et al. (2009), as plântulas suscetíveis aos patógenos morrem depois de três ou quatro dias da germinação. Os principais agentes causais das doenças que limitam a produção das sementes de cana-de-açúcar são os fungos, beneficiados pela maneira com que as sementes são rodizadas e pelas condições ambientes de altas umidade e temperatura. Caieiro (2008)

identificou três gêneros de fungos associados à cariopses de cana-de-açúcar e responsáveis pela inibição da germinação (Figura 17).

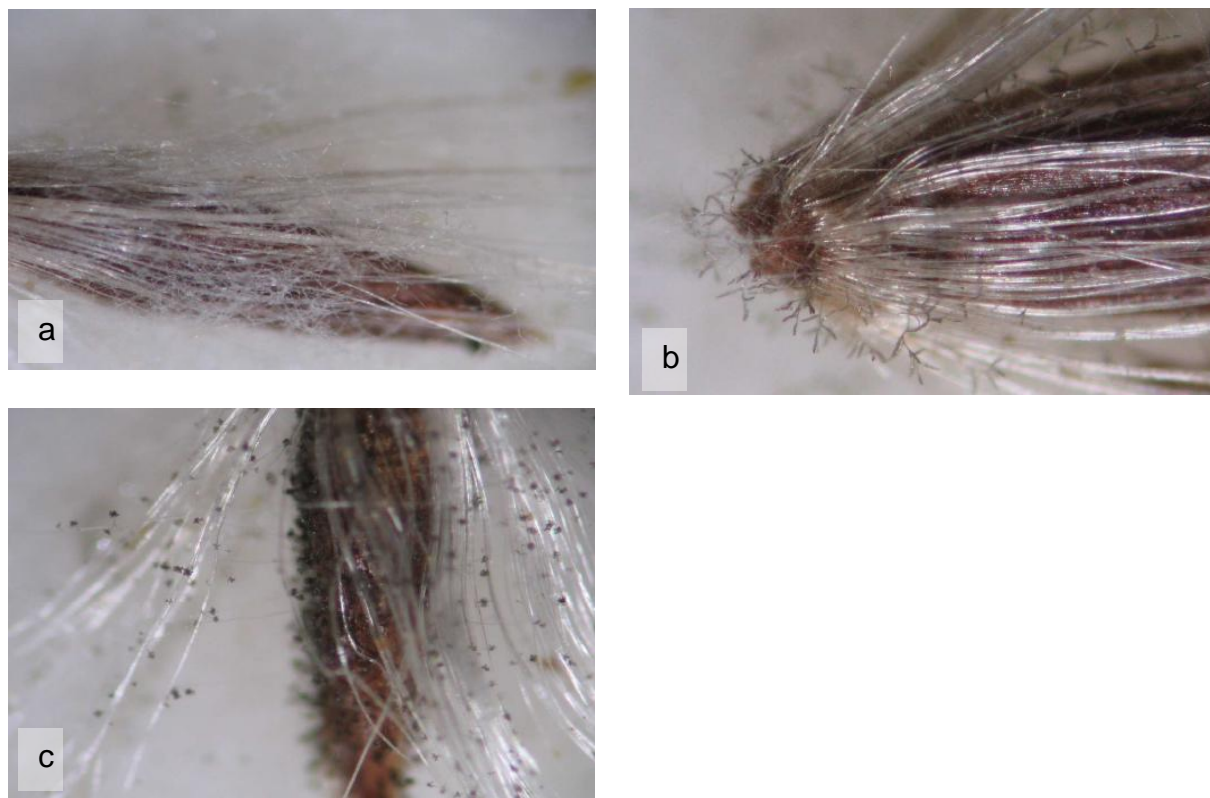


Figura 17. Sementes de cana-de-açúcar infectadas por *Curvularia* sp. (a), *Bipolaris* sp. (b) e *Fusarium* sp. (c).

Fonte: Caieiro (2008)

Estes patógenos causam perdas significativas em viveiros de plântulas, limitando o sucesso e a rapidez dos programas de melhoramento genético. Loveless & Smith (1956) relataram perdas de até 50% de plântulas, na Jamaica, por um patógeno associado às sementes de cana-de-açúcar, o *Bipolaris sacchari*. Byther & Steiner (1972) relataram a perda de 8% a 31% de plântulas de cana-de-açúcar por patógenos de sementes, no Hawaí. Existem relatos de Programas de Melhoramento Genético de perdas de até 100% de plântulas por fungos associados à sementes (MARTINS et al., 2009).

Após a etapa de repicagem e individualização dos seedlings, as plântulas mantidas no substrato Multiplant® apresentaram sintomas típicos de deficiência nutricional (Figura 18).

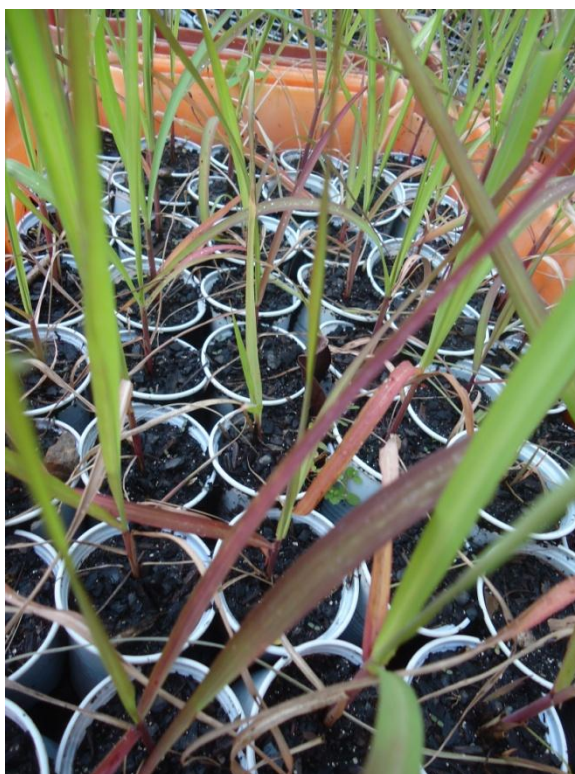


Figura 18. Plântulas de cana-de-açúcar, cultivadas em substrato Multiplant® em casa-de-vegetação, 60 dias após a repicagem, apresentando clorose generalizada associada com coloração púrpuro-avermelhada das bordas das folhas.

Amostras de tecido vegetal das plântulas deste tratamento foram coletadas e analisadas em laboratório (Tabela 11).

Tabela 11. Resultados da análise química foliar de plântulas de cana-de-açúcar com sintomas de deficiência nutricional, 60 dias após a repicagem, na fase T1 conduzida em casa-de-vegetação.

N	P	K	Ca	Mg	S	B	Cu	Fe	Mn	Zn
----- g kg ⁻¹ -----					----- mg kg ⁻¹ -----					
13,5	3,4	11,5	6,4	2,2	0,9	12	3	159	20	86

Comparando os resultados da Tabela 11 com os teores foliares de macro e micronutrientes considerados adequados para a cultura da cana-de açúcar (Tabela 3), observou-se que houve carência de nitrogênio, enxofre, cobre e manganês. Tipicamente, os sintomas de deficiência destes nutrientes são (ORLANDO FILHO et al., 1994; FERNANDES, 2006):

- a) Nitrogênio (N): clorose generalizada em folhas velhas;
- b) Enxofre (S): clorose generalizada em folhas jovens associada com coloração roxo-clara nas bordas;
- c) Cobre (Cu): folhas novas arqueadas e quebradiças, deixando a planta com aspecto de “topo caído”; manchas verdes (“ilhas”) em folhas cloróticas; alargamento (“barriga”) na parte central da lâmina foliar;
- d) Manganês (Mn): folhas novas com clorose internerval a partir da porção mediana até a extremidade do limbo; necroses longitudinais que podem fendilhar a folha.

Embora as tonalidades púrpuras, vermelhas ou alaranjadas das folhas normalmente estejam relacionadas à deficiência de P (Figura 16), devido à manifestação da antocianina (FERNANDES, 2006), os sintomas observados durante o experimento no tratamento com substrato Multiplant® provavelmente decorreram da insuficiência de S, conforme descrito por Orlando Filho et al. (1994) e por Fernandes (2006). Além disso, a análise foliar indicou suprimento adequado de P e deficiência de S.



Figura 19. Plântula de cana-de-açúcar com sintoma típico de deficiência de P, representado pela coloração púrpuro-avermelhada das folhas.

Crédito da foto: Raffaella Rossetto, APTA - Pólo Regional Centro Sul

5.2 Altura dos seedlings

Depois de coletada as alturas das plântulas durante três meses (Figuras 18, 19 e 20), os resultados foram submetidos à análise estatística. Com o objetivo de elaborar uma estratégia de suprimento de nutrientes aos seedlings do PMGCA-UFSCar, os resultados dos tratamentos sobre a altura das plântulas foram organizados e avaliados a cada mês.



Figura 20. Plântulas do cruzamento RB925211 X RB855463, submetidas a diferentes tratamentos de suprimento de nutrientes.



Figura 21. Plântulas do cruzamento SP803280 X RB855536, submetidas a diferentes tratamentos de suprimento de nutrientes.



Figura 22. Plântulas do cruzamento RB935744 x RB72454, submetidas a diferentes tratamentos de suprimento de nutrientes.

As tabelas 12 e 13 contém os resultados coletados no mês de dezembro.

Tabela 12. Análise de variância (ANOVA) da altura de plântulas de cana-de-açúcar submetidas a diferentes concentrações e frequência de aplicação de solução nutritiva no mês de dezembro.

Source	DF	SS	MS	F	P
Trat.	29	1617.97	55.79	25.97	0.000*
Error	330	708.99	2.15		
Total	359	2326.96			
S = 1.466		R-Sq = 69.53%		R-Sq(adj) = 66.85%	

*significativo ao nível de 1% de probabilidade ($p < 0,01$).

Tabela 13. Teste de comparação de médias da altura das plântulas (cm) por tratamento, após um mês da repicagem.

Tratamento	Número de Repetições	Altura
CT	12	10.458 A
BT	12	9.083 A
AT	12	8.425 A
A2XC	12	5.575 B
A3XC	12	5.142 BC
A1XC	12	4.767 BCD
A3XC/2	12	4.625 BCDE
A2XC/2	12	4.550 BCDEF
C3X2C	12	3.842 BCDEFG
B3XC	12	3.708 BCDEFG
C2XC	12	3.583 BCDEFG
B2XC	12	3.408 BCDEFG
C3XC	12	3.292 CDEFG
C2X2C	12	3.208 CDEFG
B2XC/2	12	2.942 CDEFG
B1XC/2	12	2.883 DEFG
C3XC/2	12	2.875 DEFG
A2X2C	12	2.783 DEFG
A1X2C	12	2.717 DEFG
C2XC/2	12	2.667 DEFG
C1X2C	12	2.525 DEFG
C1XC	12	2.408 EFG
A3X2C	12	2.350 FG
B1X2C	12	2.250 G
B2X2C	12	2.225 G
B1XC	12	2.175 G
B3X2C	12	2.050 G
B3XC/2	12	1.925 G
C1XC/2	12	1.875 G
A1XC/2	12	1.808 G

Médias seguidas de letras maiúsculas iguais na coluna não diferem entre si pelo Teste de Tukey a 5%. A (RB925211 X RB855463); B (SP803280 X RB855536); C (RB935744 X RB72454);T (testemunha – substrato orgânico – Multiplant®); 1X (1 aplicação solução nutritiva/semana); 2X (2 aplicações solução nutritiva/semana); 3X (3 aplicações solução nutritiva/semana); C (concentração ideal); 2C (dobro da concentração ideal); C/2 (metade da concentração ideal).

As tabelas 14 e 15 contém os resultados coletados no mês de janeiro.

Tabela 14. Análise de variância (ANOVA) da altura de plântulas de cana-de-açúcar submetidas a diferentes concentrações e frequência de aplicação de solução nutritiva no mês de janeiro.

Source	DF	SS	MS	F	P
Trat.	29	1830.55	63.12	18.36	0.000*
Error	330	1134.58	3.44		
Total	359	2965.14			
S = 1.854		R-Sq = 61.74%		R-Sq(adj) = 58.37%	

*significativo ao nível de 1% de probabilidade ($p < 0,01$).

Tabela 15. Teste de comparação de médias da altura das plântulas (cm) por tratamento, após dois meses da repicagem.

Tratamento	Número de Repetições	Altura
AT	12	11.317 A
CT	12	10.625 A
BT	12	9.833 AB
A2X2C	12	7.750 BC
A3X2C	12	7.500 BCD
C3X2C	12	7.083 BCDE
A1X2C	12	6.892 CDEF
A2XC	12	6.817 CDEFG
A3XC	12	5.750 CDEFGH
A2XC/2	12	5.250 CDEFGHI
A1XC	12	5.250 CDEFGHI
B3X2C	12	5.208 CDEFGHI
A3XC/2	12	5.167 CDEFGHI
C2X2C	12	4.917 CDEFGHI
B2X2C	12	4.875 DEFGHI
C3XC	12	4.467 EFGHI
C3XC/2	12	4.442 EFGHI
B3XC	12	4.433 EFGHI
B1XC	12	4.058 FGHI
B2XC	12	4.042 GHI
C2XC	12	3.725 HI
B2XC/2	12	3.667 HI
B1X2C	12	3.575 HI
C1X2C	12	3.417 HI
B1XC/2	12	3.325 HI
C2XC/2	12	3.183 HI
B3XC/2	12	3.083 HI
A1XC/2	12	2.917 HI
C1XC	12	2.850 I
C1XC/2	12	2.833 I

Médias seguidas de letras maiúsculas iguais na coluna não diferem entre si pelo Teste de Tukey a 5%. A (RB925211 X RB855463); B (SP803280 X RB855536); C (RB935744 X RB72454); T (testemunha – substrato orgânico – Multiplant®); 1X (1 aplicação solução nutritiva/semana); 2X (2 aplicações solução nutritiva/semana); 3X (3 aplicações solução nutritiva/semana); C (concentração ideal); 2C (dobro da concentração ideal); C/2 (metade da concentração ideal).

As tabelas 16 e 17 contém os resultados coletados no mês de fevereiro.

Tabela 16. Análise de variância (ANOVA) da altura de plântulas de cana-de-açúcar submetidas a diferentes concentrações e frequência de aplicação de solução nutritiva no mês de fevereiro.

Source	DF	SS	MS	F	P
Trat.	29	2115.11	72.93	17.44	0.000*
Error	330	1380.42	4.18		
Total	359	3495.53			
S = 2.045		R-Sq = 60.51%		R-Sq(adj) = 57.04%	

*significativo ao nível de 1% de probabilidade ($p < 0,01$).

Tabela 17. Teste de comparação de médias da altura das plântulas (cm) por tratamento, após três meses da repicagem.

Tratamento	Número de Repetições	Altura
AT	12	13.417 A
CT	12	11.458 AB
BT	12	10.458 ABC
A2X2C	12	9.458 BCD
C3X2C	12	8.433 BCDE
A1X2C	12	7.875 CDEF
A2XC	12	7.625 CDEFG
A3X2C	12	7.500 CDEFG
C2X2C	12	7.250 DEFGH
B3X2C	12	7.083 DEFGHI
A3XC/2	12	6.875 DEFGHI
A3XC	12	6.833 DEFGHIJ
B2X2C	12	5.708 EFGHIJK
A2XC/2	12	5.592 EFGHIJK
B1XC	12	5.292 FGHIJK
A1XC	12	5.250 FGHIJK
C3XC/2	12	5.225 FGHIJK
C3XC	12	5.083 FGHIJK
B3XC	12	5.042 FGHIJK
B2XC	12	5.000 FGHIJK
C2XC	12	4.667 GHIJK
B1X2C	12	4.625 GHIJK
B2XC/2	12	4.542 GHIJK
C1X2C	12	4.292 HIJK
B1XC/2	12	4.083 IJK
B3XC/2	12	4.042 IJK
A1XC/2	12	3.958 IJK
C1XC/2	12	3.708 JK
C2XC/2	12	3.525 K
C1XC	12	3.458 K

Médias seguidas de letras maiúsculas iguais na coluna não diferem entre si pelo Teste de Tukey a 5%. A (RB925211 X RB855463); B (SP803280 X RB855536); C (RB935744 X RB72454);T (testemunha – substrato orgânico – Multiplant®); 1X (1 aplicação solução nutritiva/semana); 2X (2 aplicações solução nutritiva/semana); 3X (3 aplicações solução nutritiva/semana); C (concentração ideal); 2C (dobro da concentração ideal); C/2 (metade da concentração ideal).

Observou-se que as plantas submetidas aos tratamentos AT, BT e CT apresentaram valores de altura estatisticamente diferente dos demais tratamentos. Isso ocorreu porque essas plântulas foram mantidas em substrato orgânico Multiplant® e as demais em vermiculita.

Silva et al. (2001) observaram que o substrato Plantmax® proporcionou maior crescimento de mudas de maracujazeiro azedo em comparação ao substrato vermiculita. Hoffman et al. (1995) relataram que o composto orgânico conferiu ao substrato nutrientes que favoreceram o crescimento das raízes e o desenvolvimento das plantas, ao passo que os demais substratos, como a vermiculita, possuíam apenas materiais inertes.

O substrato Multiplant® apresentou percentagem de microporos considerada adequada, conferindo-o capacidade de retenção de água satisfatória. A macroporosidade e a densidade desse material apresentaram valores considerados médios. Esse conjunto de características conferiu qualidade ao substrato para o desenvolvimento do sistema radicular das mudas (GUERINI et al., 2004).

Notou-se também que os tratamentos com vermiculita, como A2X2C, A3X2C e C3X2C, no segundo mês, e A2X2C, C3X2C, A1X2C, A2XC, A3X2C e C2X2C, no terceiro mês, não diferiram estatisticamente dos tratamentos com substrato orgânico. Comportamento que deve ter ocorrido devido ao fornecimento dos nutrientes via solução nutritiva e sua absorção pelas plântulas de cana-de-açúcar.

No trabalho de Severino (2006) entre as características ligadas ao crescimento da planta, como altura, houve maior crescimento vegetativo nas plantas adubadas.

O fato de ter sido considerado como testemunha os tratamentos com substrato orgânico usado pelo PMGCA, uma nova análise estatística foi feita para comparar somente a influência da aplicação da solução nutritiva nas plântulas mantidas em vermiculita. Assim, verificou-se como as plântulas cresceram em função dos fatores cruzamento, frequência de aplicação e concentração da solução nutritiva (Tabela 18). Os resultados também foram apresentados para cada mês.

Tabela 18. Análise de variância (ANOVA) da altura de plântulas de cana-de-açúcar considerando os fatores cruzamento, frequência e concentração da solução nutritiva, depois de 30 dias da repicagem.

FV	GL	SQ	QM	F
Cruzamento (F1)	2	83.36265	41.68133	21.1764 **
Frequência (F2)	2	43.99802	21.99901	11.1767 **
Concentração (F3)	2	75.36006	37.68003	19.1435 **
Int. F1 x F2	4	11.72568	2.93142	1.4893 ns
Int. F1 x F3	4	68.76698	17.19174	8.7343 **
Int. F2 x F3	4	10.69216	2.67304	1.3581 ns
Int. F1 x F2 x F3	8	50.66858	6.33357	3.2178 **
Tratamentos	26	344.57414	13.25285	6.7332 **
Resíduo	297	584.58250	1.96829	
Total	323	929.15664		

** significativo ao nível de 1% de probabilidade ($p < .01$); * significativo ao nível de 5% de probabilidade ($.01 \leq p < .05$); ns não significativo ($p \geq .05$)

Tabela 19. Teste das médias das alturas (cm) dos tratamentos mantidos em vermiculita e com aplicação de solução nutritiva depois de 30 dias da repicagem.

Cruzamento	Frequência X Concentração								
	1XC/2	1XC	1X2C	2XC/2	2XC	2X2C	3XC/2	3XC	3X2C
RB925211 x RB855463	1.8083aC	4.7667 aA	2.7167aC	4.5500 aAB	5.5750 aA	2.7833 Abc	4.6250 aA	5.1417 aA	2.3500 bC
SP803280 x RB855536	2.8833aA	2.1750bA	2.2500 aA	2.9417 bA	3.4083 bA	2.2250 Aa	1.9250 bA	3.7083 bA	2.0500 bA
RB935744 x RB72454	1.8750 aB	2.4083bAB	2.5250aAB	2.6667 bAB	3.5833 bAB	3.2083 aAB	2.8750 bAB	3.2917 bAB	3.8417 aA
CV	45,01%								

dms para colunas = 1.3498 (letras minúsculas); dms para linhas = 1.7884 (letras maiúsculas). As médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

No cruzamento RB925211 x RB855463, as plântulas apresentaram maior altura no tratamento 2XC, com 5,575 cm. Entretanto, este tratamento não diferiu estatisticamente dos tratamentos 1XC (4,7667 cm), 2XC/2 (4,5500 cm), 2X2C (2,7833 cm), 3XC/2 (4,6250 cm) e 3XC (5,1417 cm).

Todas as plântulas do cruzamento SP803280 x RB855536 apresentaram alturas estatisticamente iguais em todos os tratamentos, podendo desta forma, optar-se por qualquer uma das alternativas de aplicação da solução nutritiva.

Para o cruzamento RB935744 x RB72454, notou-se que o tratamento 3X2C proporcionou plântulas mais altas, com 3,8417 cm. Todavia, este tratamento não diferiu dos demais, com exceção do tratamento 1XC/2 (1,8750 cm).

No período em que as plântulas se encontram no “pátio”, as práticas de irrigação e de poda são realizadas simultaneamente para todos os cruzamentos. Por isso, a adição de mais uma prática de manejo, como a fertirrigação das plântulas, precisa atender à praticidade da rotina do programa de melhoramento genético, ou seja, é necessário escolher um tratamento que seja benéfico a todos os cruzamentos.

No primeiro mês, ao se optar por uma aplicação por semana, deve-se usar a concentração ideal da solução nutritiva (1XC). No caso de se escolher duas aplicações por semana, pode-se usar uma solução com metade da concentração ou com o dobro (2XC/2 ou 2X2C). Já três vezes por semana, deve-se optar pela concentração ideal (3XC).

Repetiram-se as análises estatísticas com os valores de altura obtidos no segundo mês de andamento do experimento (Tabela 20).

Tabela 20. Análise de variância (ANOVA) da altura de plântulas de cana-de-açúcar considerando os fatores cruzamento, frequência e concentração da solução nutritiva depois de 60 dias da repicagem.

FV	GL	SQ	QM	F
Cruzamento (F1)	2	248.18389	124.09194	37.7300 **
Frequência (F2)	2	104.80907	52.40454	15.9336 **
Concentração (F3)	2	201.85722	100.92861	30.6873 **
Int. F1 x F2	4	47.11593	11.77898	3.5814**
Int. F1 x F3	4	38.95333	9.73833	2.9609*
Int. F2 x F3	4	12.56259	3.14065	0.9549 ns
Int. F1 x F2 x F3	8	33.17185	4.14648	1.2607 ns
Tratamentos	26	686.65989	26.40976	8.0299**
Resíduo	297	976.81583	3.28894	
Total	323	1663.46972		

** significativo ao nível de 1% de probabilidade ($p < .01$); * significativo ao nível de 5% de probabilidade ($.01 = < p < .05$); ns não significativo ($p \geq .05$)

Observou-se que a interação entre os fatores cruzamento, frequência e concentração não foi significativa. Entretanto, houve interação entre os fatores cruzamento e frequência, ao nível de 1% de probabilidade, e interação entre os fatores cruzamento e concentração, ao nível de 5% de probabilidade. Portanto, esses fatores serão discutidos separadamente para cada cruzamento (Tabelas 21 e 22).

Tabela 21. Média das alturas das plântulas (cm) com a interação cruzamento e frequência depois de 60 dias da repicagem.

	1X	2X	3X
RB925211 x RB855463	5.0194 aB	6.6056 aA	6.1389 aA
SP803280 x RB855536	3.6528 bA	4.1944 bA	4.2417 bA
RB935744 x RB72454	3.0333 bB	3.9417 bB	5.3306 Aa
CV	38,72%		

dms para colunas = 1.0074 (letras minúsculas); dms para linhas = 1.0074 (letras maiúsculas). As médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

Tabela 22. Média das alturas das plântulas (cm) com a interação cruzamento e concentração depois de 60 dias da repicagem.

	C/2	C	2C
RB925211 x RB855463	4.4444 aC	5.9389 aB	7.3806 aA
SP803280 x RB855536	3.3583 bB	4.1778 bAB	4.5528 bA
RB935744 x RB72454	3.4861 abB	3.6806 bB	5.1389 bA
CV	38,72%		

dms para colunas = 1.0074 (letras minúsculas); dms para linhas = 1.0074 (letras maiúsculas). As médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

Em relação ao fator frequência, as plântulas do cruzamento RB925211 x RB855463 ficaram mais altas (6,1389 cm) quando se aplicou solução nutritiva três vezes por semana (3X). Porém, o tratamento não diferiu estatisticamente da aplicação de 2 vezes por semana (2X), quando as plântulas alcançaram 6,6056 cm.

As plântulas do cruzamento SP803280 x RB855536 cresceram mais em qualquer opção de frequência de aplicação (1X, 2X ou 3X).

Para o cruzamento RB935744 x RB72454, o tratamento que foi conduzido com aplicação de solução três vezes por semana (3X) proporcionou plântulas mais altas (5,1389 cm).

Ao se observar o fator concentração da solução nutritiva, todos os cruzamentos apresentaram plântulas maiores ao se usar uma solução com o dobro da concentração ideal (2C). Por isso, para atender a todos os cruzamentos, recomenda-se a aplicação da solução nutritiva três vezes por semana, com uma concentração dobrada (3X2C).

Repetiram-se as análises estatísticas com os valores de altura obtidos no terceiro mês de andamento do experimento (Tabela 23). Houve interação significativa, ao nível de 1% de probabilidade, entre os fatores cruzamento, frequência e concentração, cujo desdobramento está na Tabela 24.

Tabela 23. Análise de variância (ANOVA) da altura de plântulas de cana-de-açúcar considerando os fatores cruzamento, frequência e concentração da solução nutritiva depois de 90 dias da repicagem.

FV	GL	SQ	QM	F
Cruzamento (F1)	2	211.87056	105.93528	26.4605 **
Frequência (F2)	2	137.34389	68.67194	17.1529 **
Concentração (F3)	2	296.73167	148.36583	37.0588 **
Int. F1 x F2	4	47.76889	11.44222	2.8580*
Int. F1 x F3	4	29.41556	7.35389	1.8369 ns
Int. F2 x F3	4	22.04889	5.51222	1.3768 ns
Int. F1 x F2 x F3	8	93.24222	11.65528	2.9113**
Tratamentos	26	836.42167	32.17006	8.0354**
Resíduo	297	1189.04583	4.00352	
Total	323	2025.46750		

** significativo ao nível de 1% de probabilidade ($p < .01$); * significativo ao nível de 5% de probabilidade ($.01 \leq p < .05$); ns não significativo ($p \geq .05$)

Tabela 24. Teste das médias das alturas dos tratamentos mantidos em vermiculita e com aplicação de solução nutritiva.

Cruzamento	Frequência X Concentração								
	1XC/2	1XC	1X2C	2XC/2	2XC	2X2C	3XC/2	3XC	3X2C
RB925211 x RB855463	3.9583 aD	5.2500 aCD	7.8750 aAB	5.5917 aBCD	7.6250 aABC	9.4583 aA	6.8750 aBC	6.8333 aBC	7.5000 aABC
SP803280 x RB855536	4.0833 aB	5.2917 aAB	4.6250 bAB	4.5417 abAB	5.0000 bAB	5.7083 bAB	4.0417 bB	5.0417 aAB	7.0833 aA
RB935744 x RB72454	3.7083 aC	3.4583 aC	4.2917 bC	3.5250 bC	4.6667 bC	7.2500 bAB	5.2250 abBC	5.0833 aBC	8.4333 aA
CV	35,54%								

dms para colunas = 1,9251 (letras minúsculas); dms para linhas = 2,5506 (letras maiúsculas). As médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

As plântulas de cana-de-açúcar do cruzamento RB925211 x RB855463 ficaram mais altas, com 9,4583 cm, quando se aplicou solução nutritiva duas vezes por semana, com o dobro da concentração (2X2C). Este tratamento diferiu somente dos tratamentos 1XC/2 e 1XC, 2XC/2, 3XC/2 e 3XC.

Para o cruzamento SP803280 x RB855536, as plântulas cresceram mais (7,0833 cm) quando se aplicou solução nutritiva três vezes por semana, na concentração dobrada (3X2C). Este tratamento somente diferiu estatisticamente dos

tratamentos 1XC/2 e 3XC/2, em que as plântulas apresentaram menor crescimento, 4,0833 cm e 4,0417 cm, respectivamente.

No cruzamento RB935744 x RB72454, o tratamento 3X2C mostrou maior eficiência em ter plântulas maiores (8,4333 cm), assim como o 2X2C (7,2500 cm). Ambos diferiram estatisticamente dos demais tratamentos.

Como prática do manejo de fertirrigação, aconselha-se optar pelo tratamento 2X2C ou 3X2C, os quais atendem às necessidades dos três cruzamentos.

5.3 Massa seca acumulada

As figuras 23, 24 e 25 apresentam a massa seca parcial, obtida em cada mês do experimento, e a massa seca total acumulada, obtida de cada tratamento durante os três meses de experimento, para cada cruzamento.

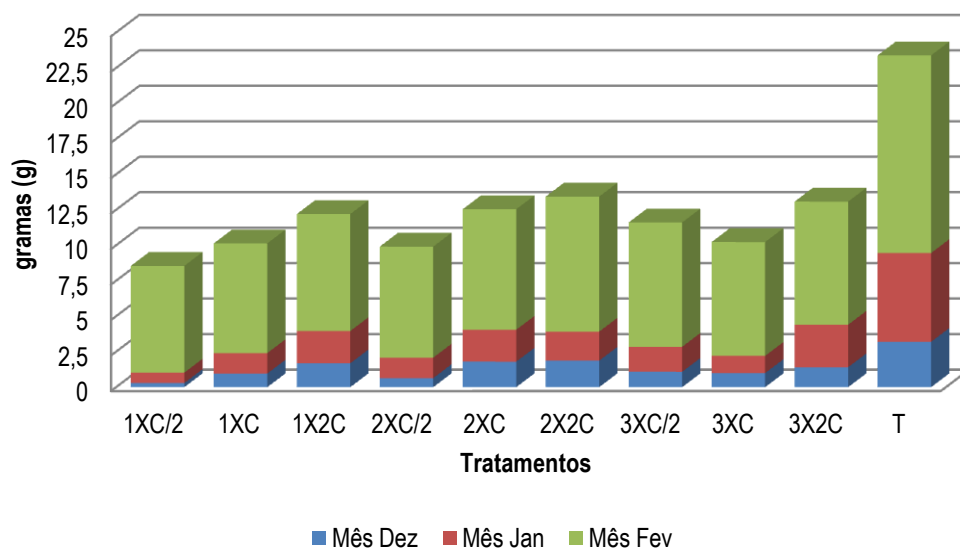


Figura 23. Massa seca acumulada por plântulas do cruzamento RB925211 X RB855463, submetidas a diferentes tratamentos de frequência de aplicação e de concentração da solução nutritiva.

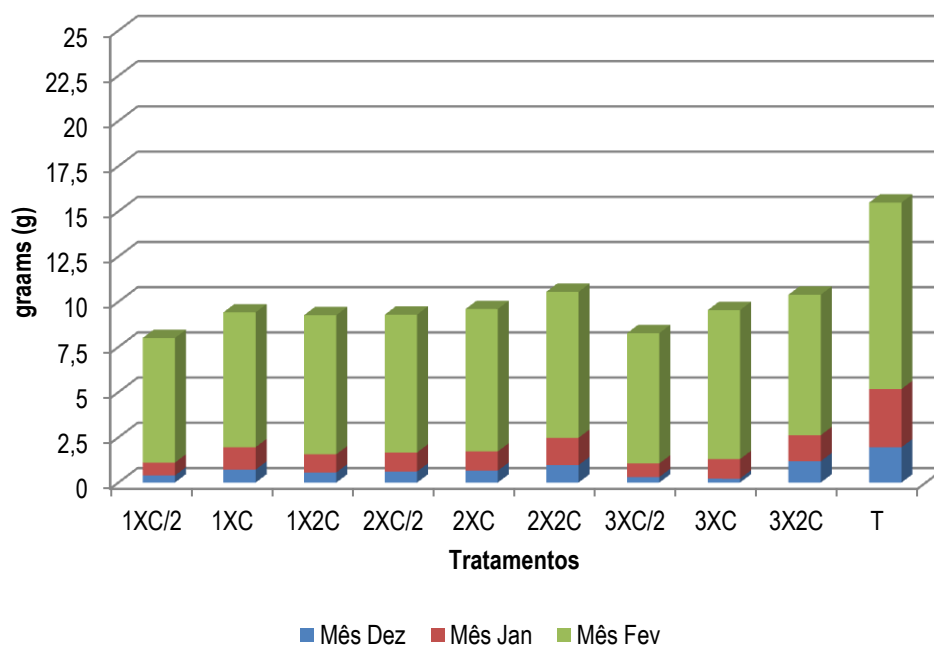


Figura 24. Massa seca acumulada por plântulas do cruzamento SP803280 X RB855536, submetidas a diferentes tratamentos de frequência de aplicação e de concentração da solução nutritiva.

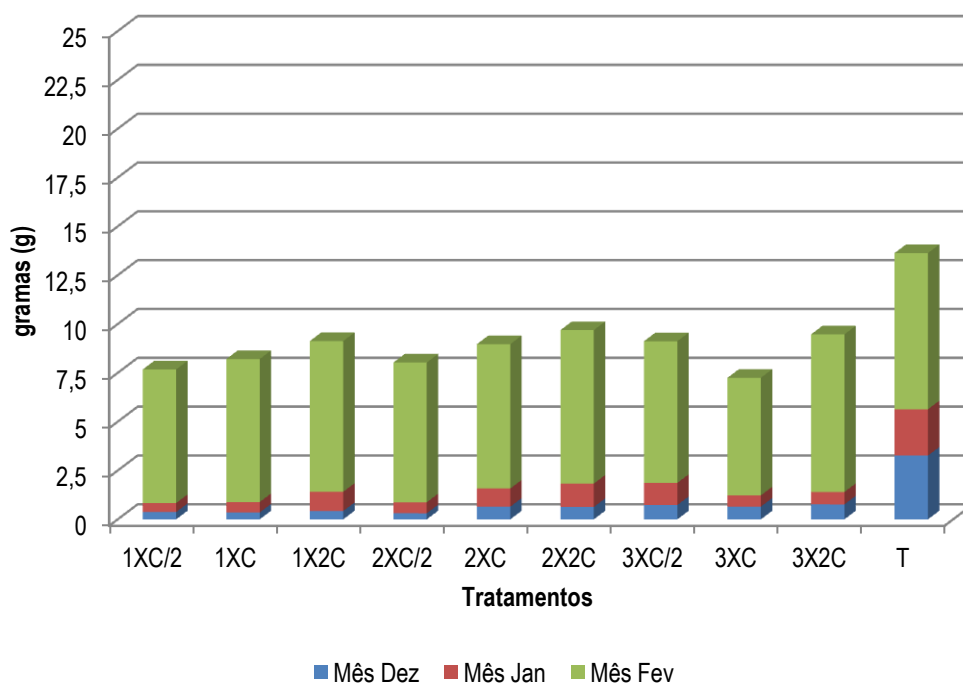


Figura 25. Massa seca acumulada por plântulas do cruzamento RB935744 X RB72454, submetidas a diferentes tratamentos de frequência de aplicação e de concentração da solução nutritiva.

Observou-se que o maior acúmulo de massa seca ocorreu nos tratamentos em que as plântulas de cada cruzamento permaneceram em substrato orgânico. De acordo com Bergonci (2001), o acúmulo de matéria seca vegetal é o resultado do mecanismo fotossintético, o qual incorpora matéria orgânica na planta. Assim sendo, todo e qualquer fator que interfira na fotossíntese irá afetar o acúmulo de matéria seca. Fatores como nutrição mineral, radiação e disponibilidade hídrica, interferem significativamente na fotossíntese (CHARLES-EDWARDS, 1982).

5.4 Teores foliares de macro e micronutrientes

Após a operação de poda mensal das plântulas, todo o material vegetal restante em cada bandeja (tratamento) foi seco em estufa a 65°C, para posterior análise dos teores de macro e de micronutrientes no tecido vegetal. Portanto, os resultados foram apresentados por mês e por nutriente.

Os resultados foram comparados com o intervalo de teores de nutrientes considerados adequados para a cana-de-açúcar, conforme acordo com Raji et al. (1997).

As figuras 26 a 36 contêm resultados de análises foliares feitas no mês de Dezembro.

Nitrogênio: 18 – 25 g. kg⁻¹

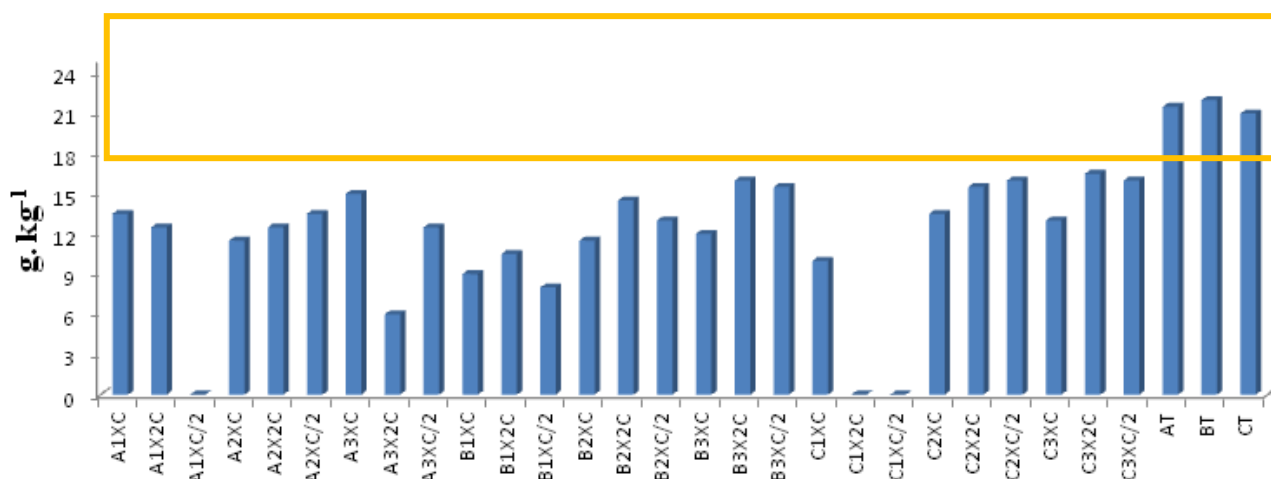


Figura 26. Teor foliar de nitrogênio em g. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 1 mês.

Fósforo: 1,5 - 3,0 g. kg⁻¹

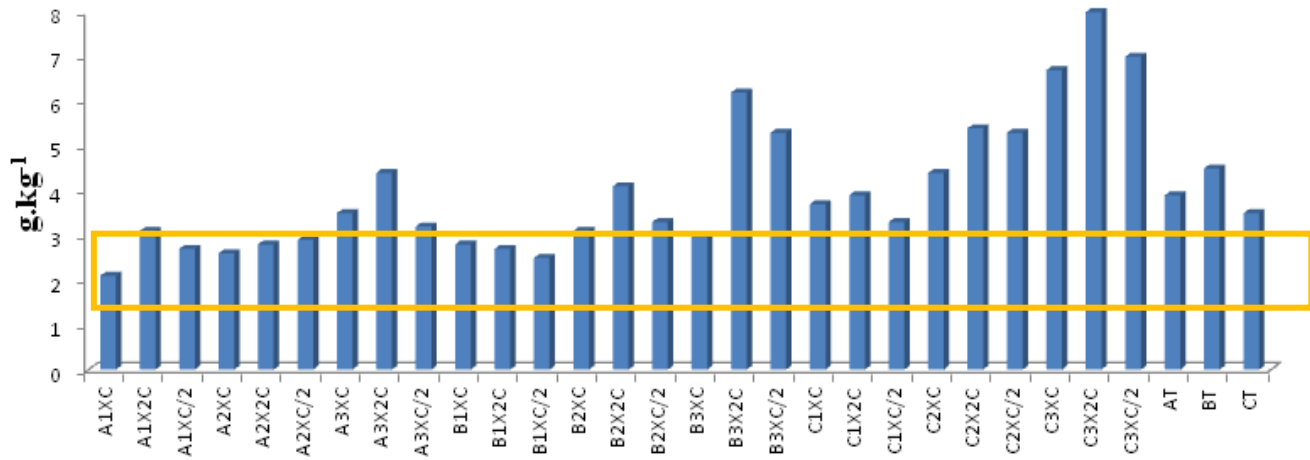


Figura 27. Teor foliar de fósforo em g. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 1 mês.

Potássio: 10 – 16 g. kg⁻¹

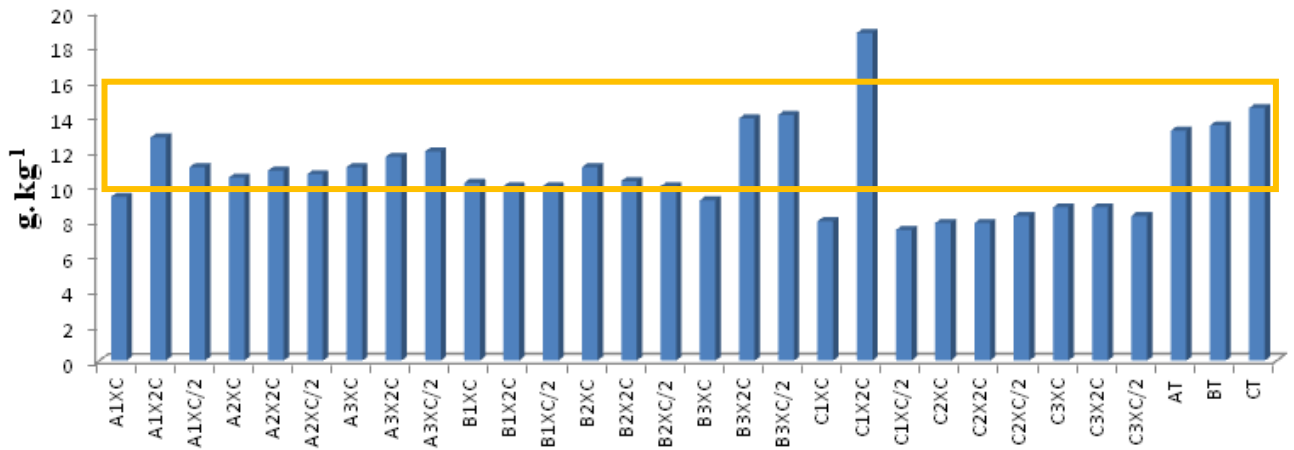


Figura 28. Teor foliar de potássio em g. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 1 mês.

Cálcio: 2 – 8 g. kg⁻¹

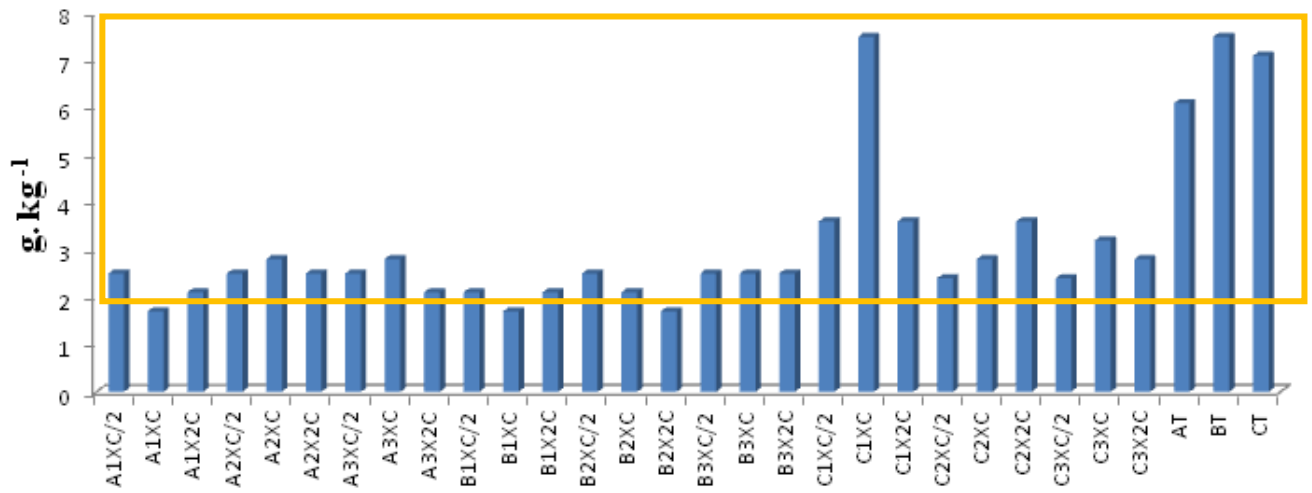


Figura 29. Teor foliar de cálcio em g. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 1 mês.

Magnésio: 1,0 – 3,0 g. kg⁻¹

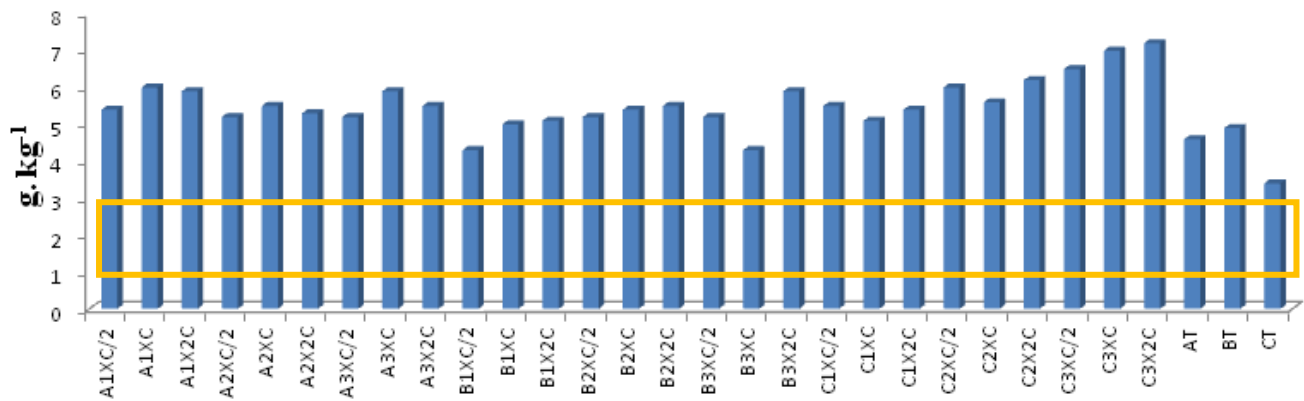


Figura 30. Teor foliar de magnésio em g. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 1 mês.

Enxofre: 1,5 – 3,0 g. kg⁻¹

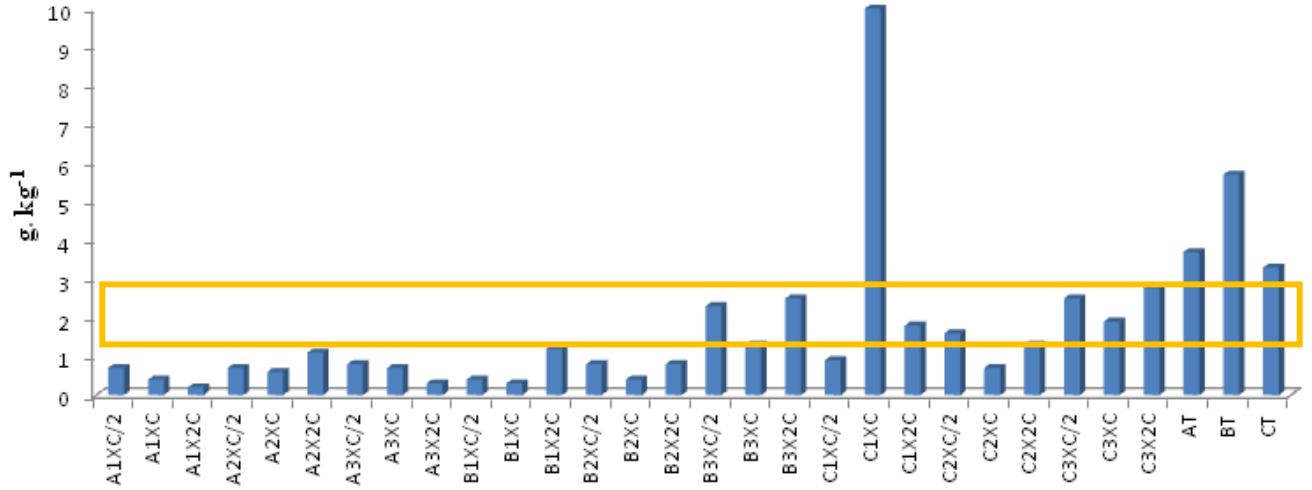


Figura 31. Teor foliar de enxofre em g. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 1 mês.

Boro: 1,5 – 3,0 mg. kg⁻¹

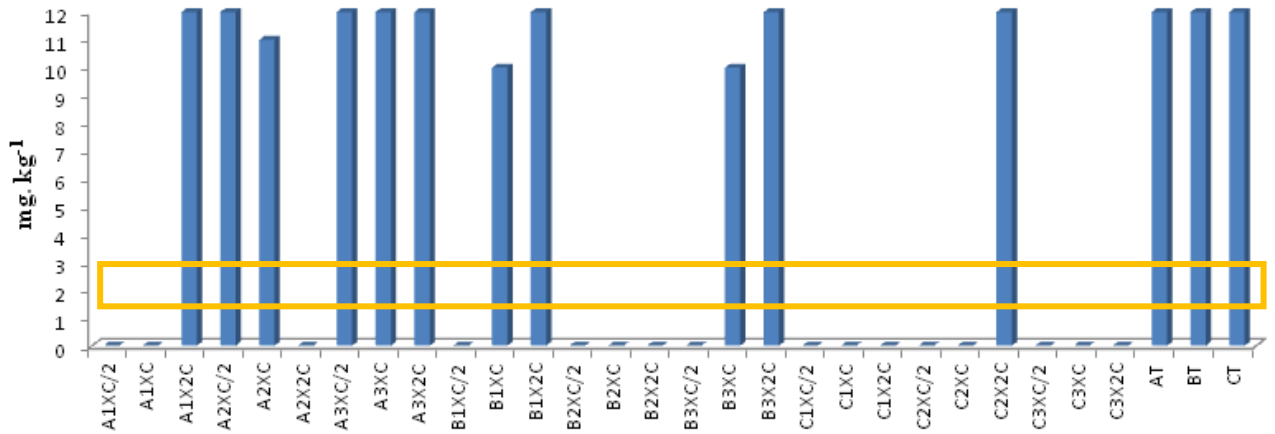


Figura 32. Teor foliar de boro em mg. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 1 mês.

Cobre (Cu): 6 - 15 mg. kg⁻¹

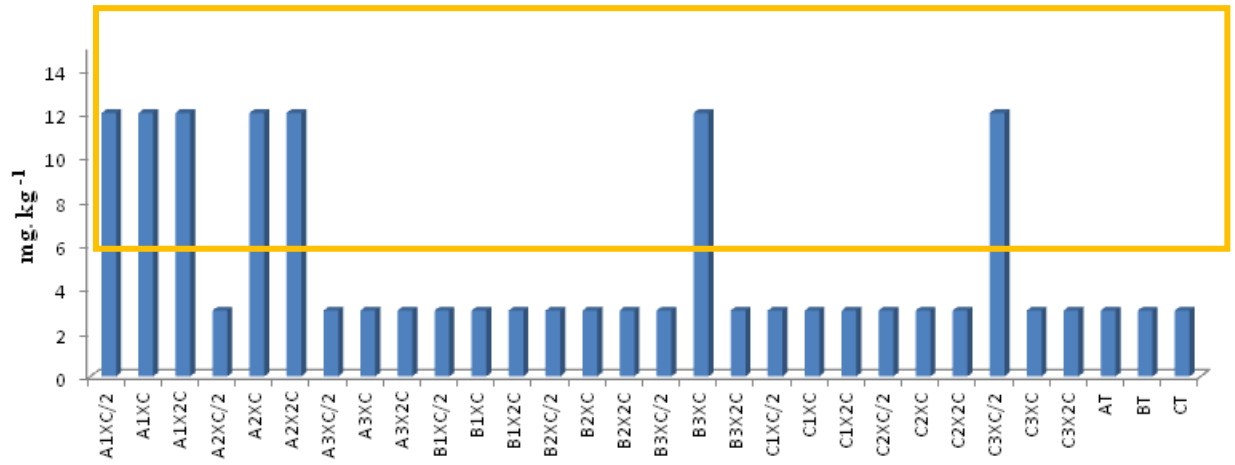


Figura 33. Teor foliar de cobre em mg. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 1 mês.

Ferro: 40 – 250 mg. kg⁻¹

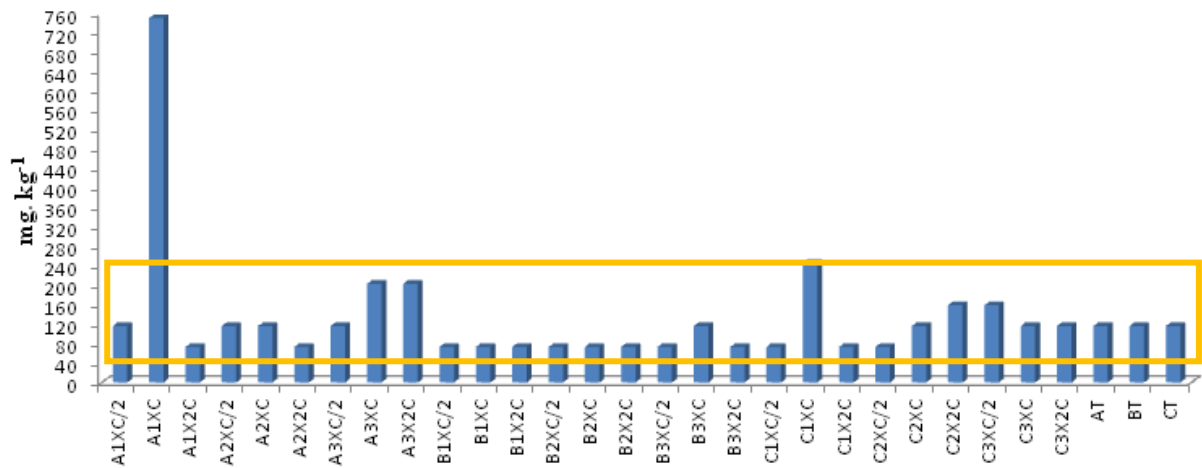


Figura 34. Teor foliar de ferro em mg. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 1 mês.

Manganês (Mn): 25 - 250 mg. kg⁻¹

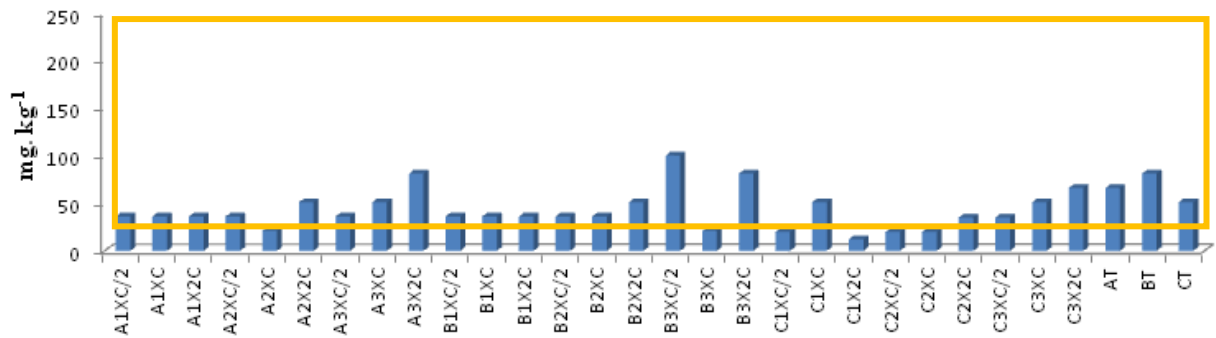


Figura 35. Teor foliar de manganês em mg. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 1 mês.

Zinco (Zn): 10 – 50 mg. kg⁻¹

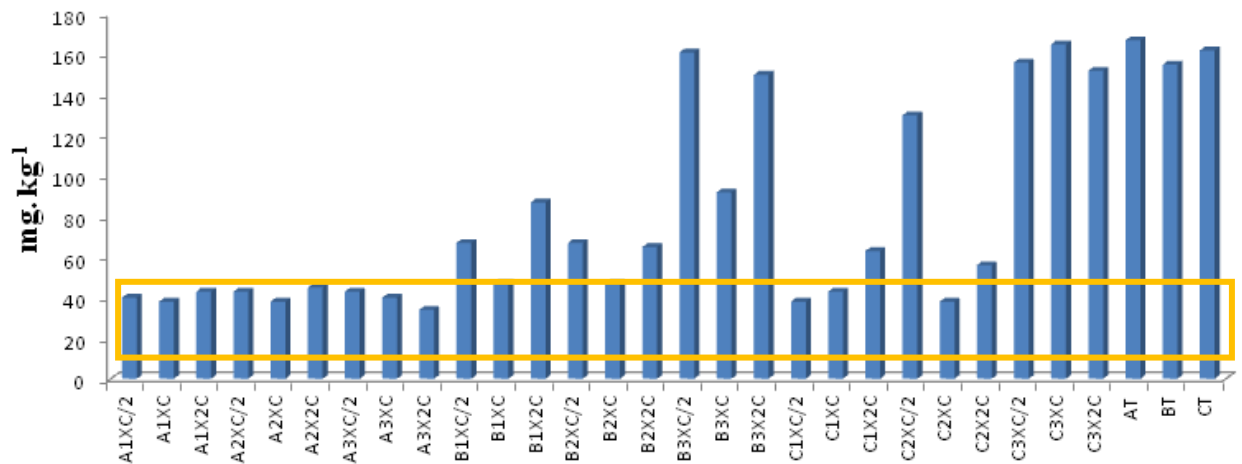


Figura 36. Teor foliar de zinco em mg. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 1 mês.

As figuras 37 a 47 contêm resultados de análises foliares feitas no mês de Janeiro.

Nitrogênio: 18 – 25 g. kg⁻¹

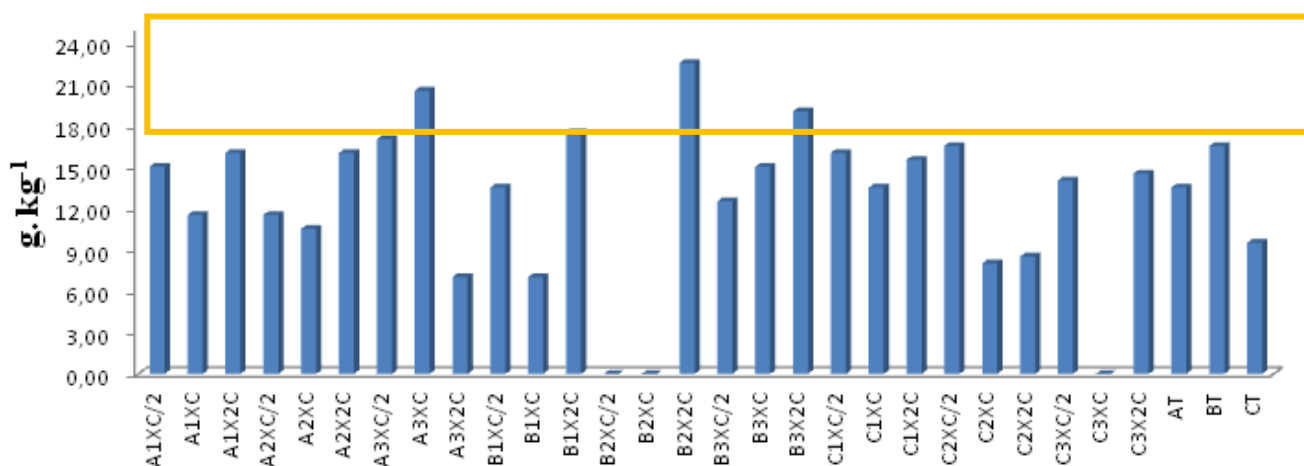


Figura 37. Teor foliar de nitrogênio em g. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 2 meses.

Fósforo: 1,5 – 3 g. kg⁻¹

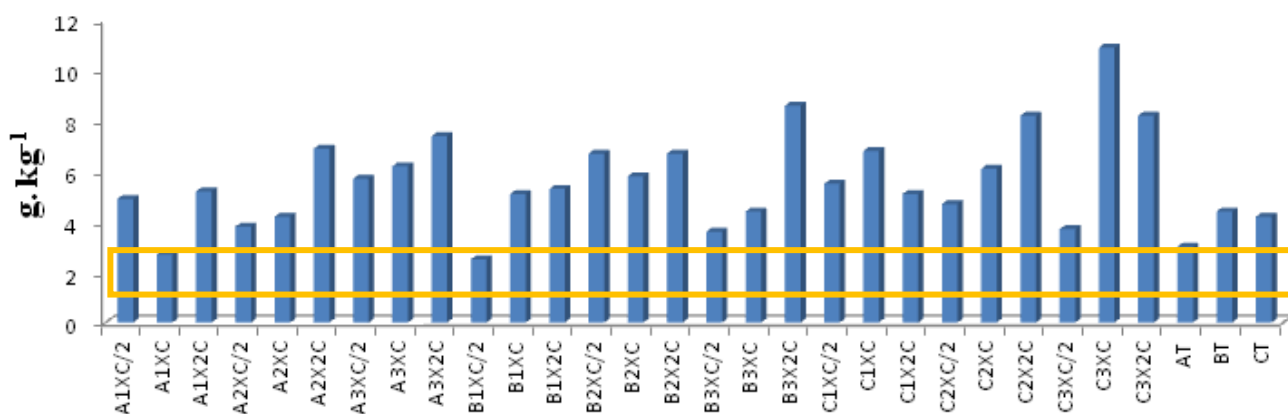


Figura 38. Teor foliar de fósforo em g. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 2 meses.

Potássio: 10 -16 g kg⁻¹

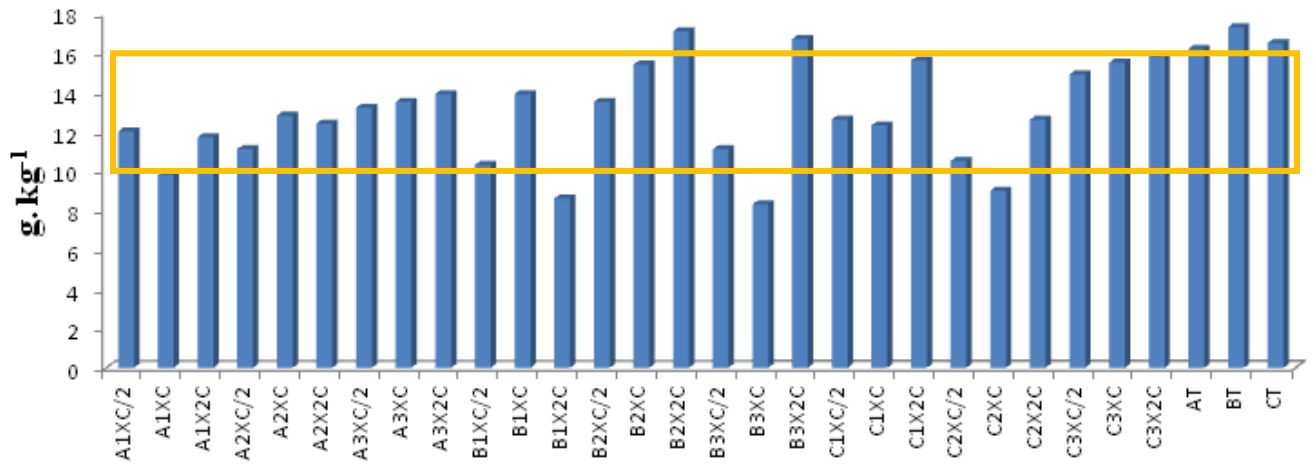


Figura 39. Teor foliar de potássio em g. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 2 meses.

Cálcio: 2 – 8 g. kg⁻¹

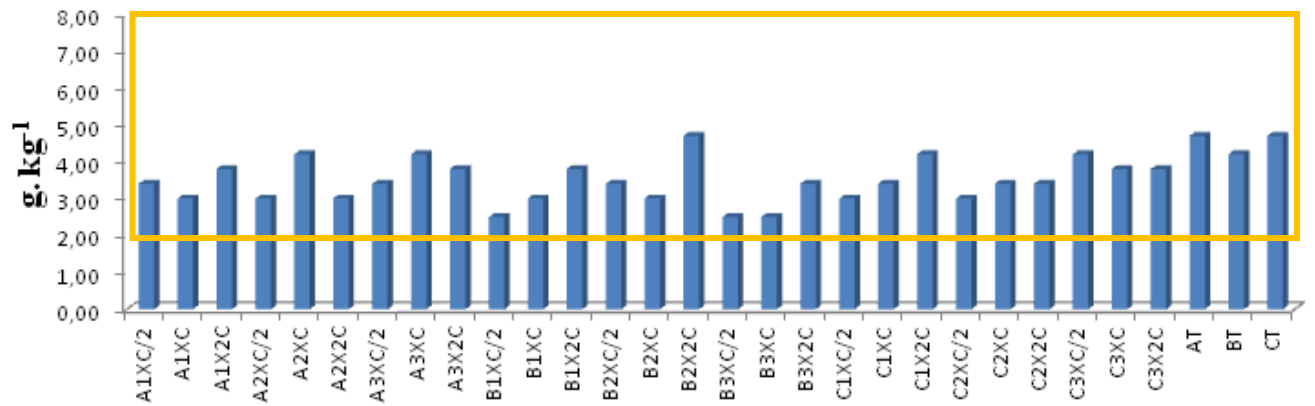


Figura 40. Teor foliar de cálcio em g. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 2 meses.

Magnésio: 1,0- 3,0 g. kg⁻¹

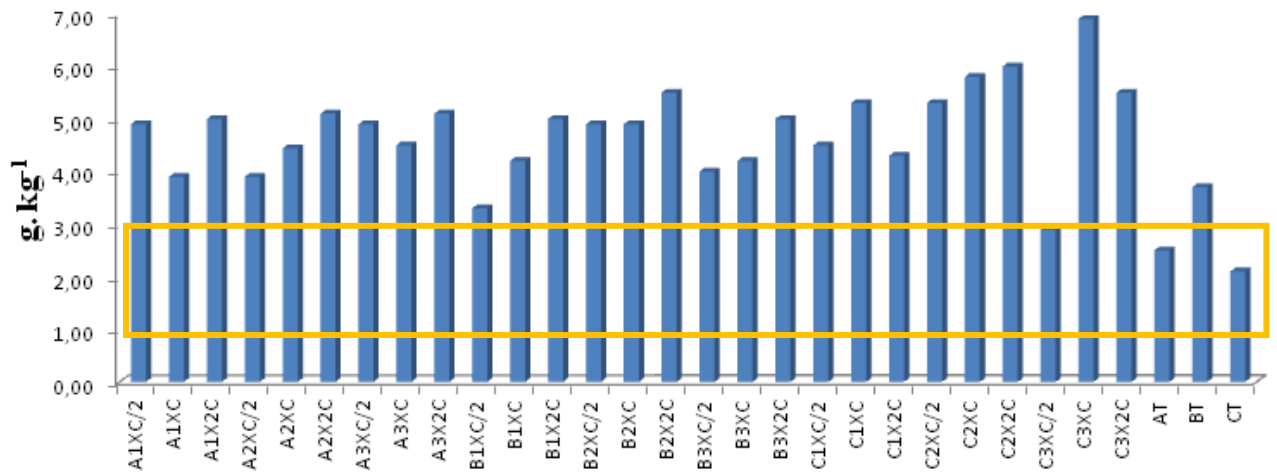


Figura 41. Teor foliar de magnésio em g. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 2 meses.

Enxofre: 1,5 – 3,0 g. kg⁻¹

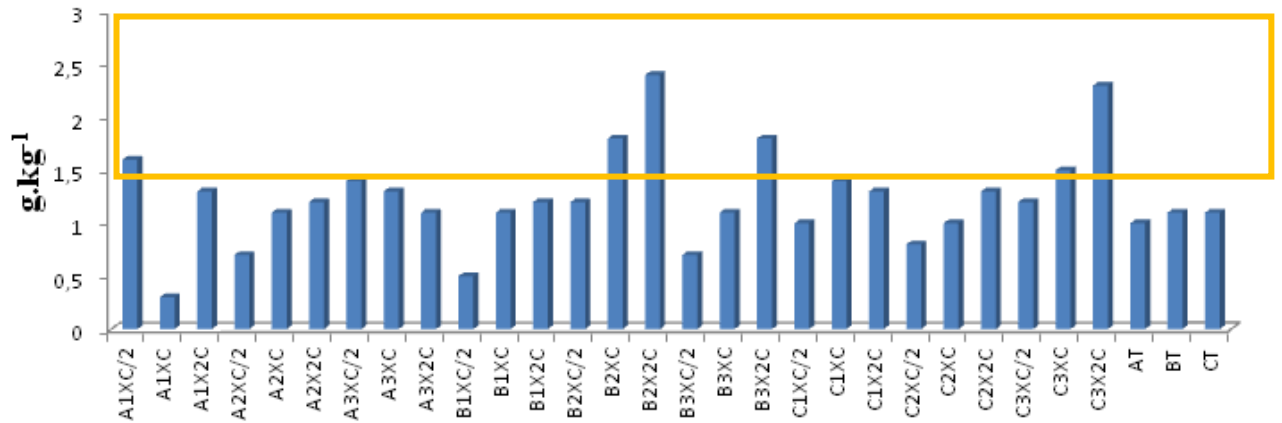


Figura 42. Teor foliar de enxofre em g. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 2 meses.

Boro: 1,5- 3,0 mg. kg⁻¹

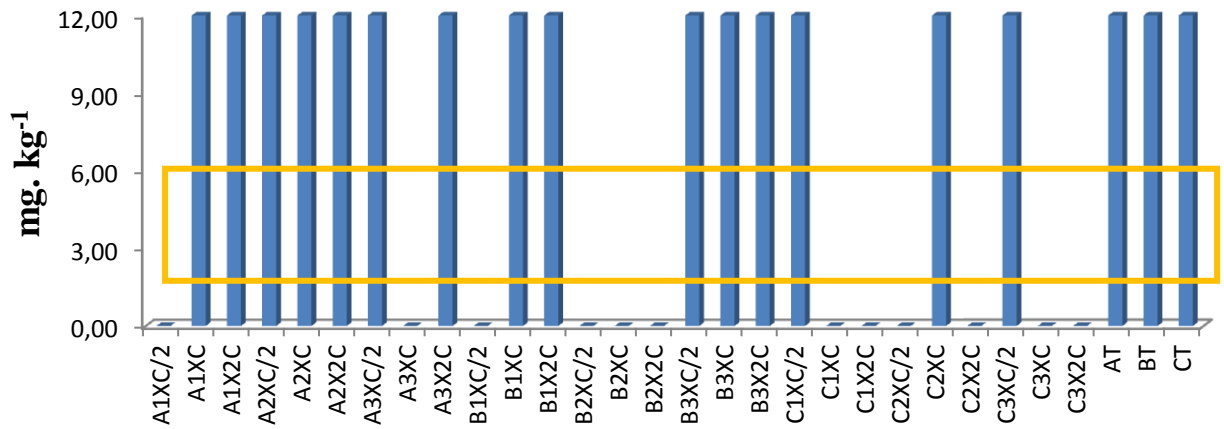


Figura 43. Teor foliar de boro em mg. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 2 meses.

Cobre: 6 – 15 mg. kg⁻¹

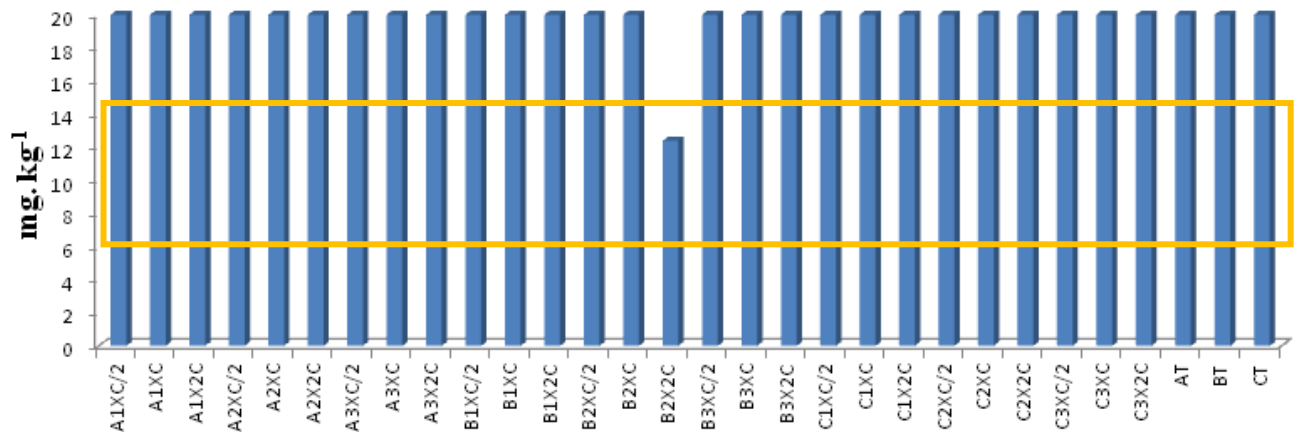


Figura 44. Teor foliar de cobre em mg. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 2 meses.

Ferro: 40 -250 mg. kg⁻¹

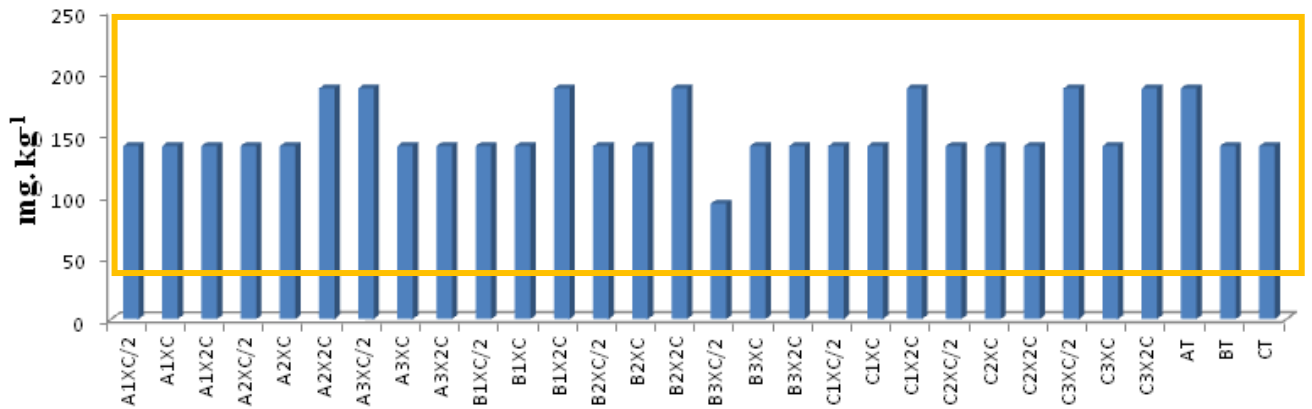


Figura 45. Teor foliar de ferro em mg. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 2 meses.

Manganês: 25 -250 mg. kg⁻¹

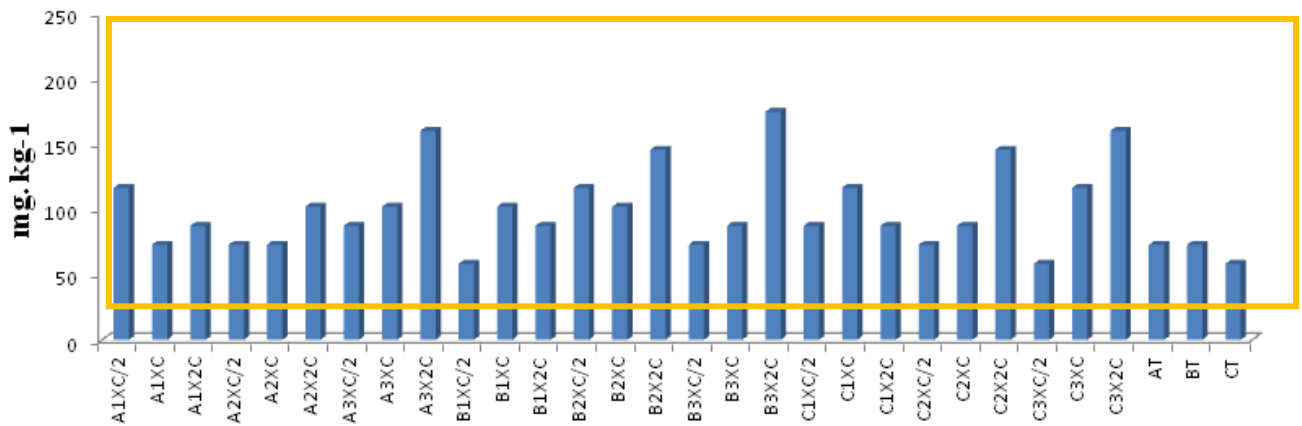


Figura 46. Teor foliar de manganês em mg. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 2 meses.

Zinco: 10 -50 mg. kg⁻¹

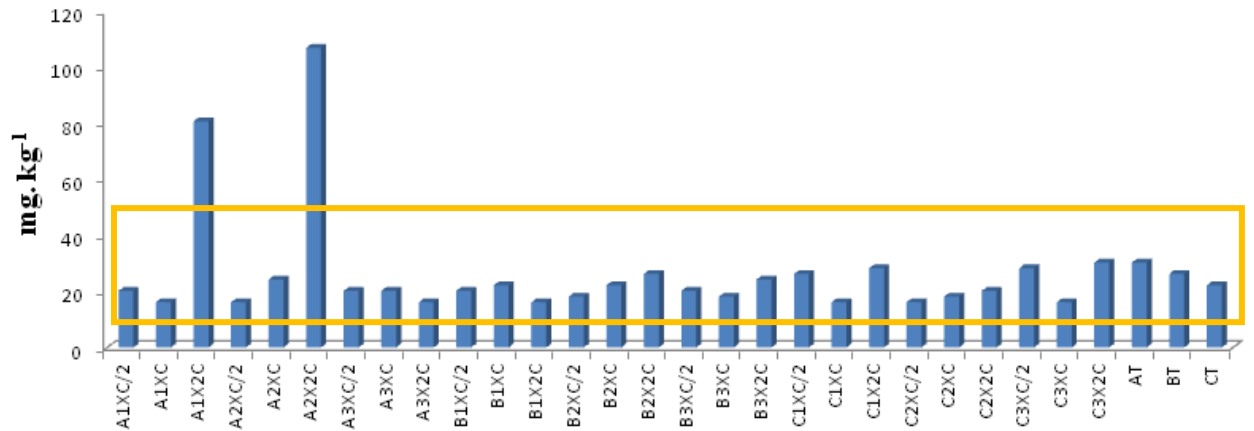


Figura 47. Teor foliar de zinco em mg. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 2 meses.

As figuras 48 a 58 contém resultados de análises foliares feitas no mês de Fevereiro.

Nitrogênio: 18 – 25 g. kg⁻¹

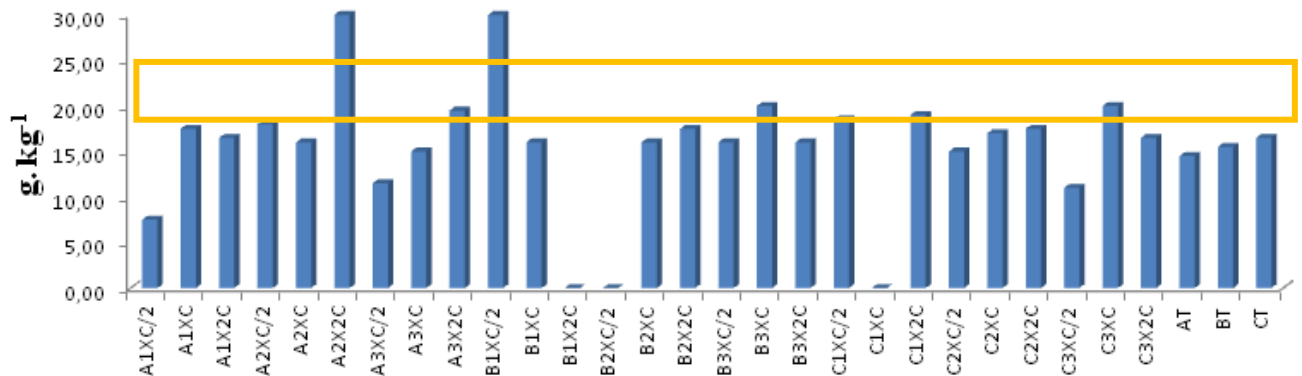


Figura 48. Teor foliar de nitrogênio em g. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 3 meses.

Fósforo: 1,5 – 3,0 g. kg⁻¹

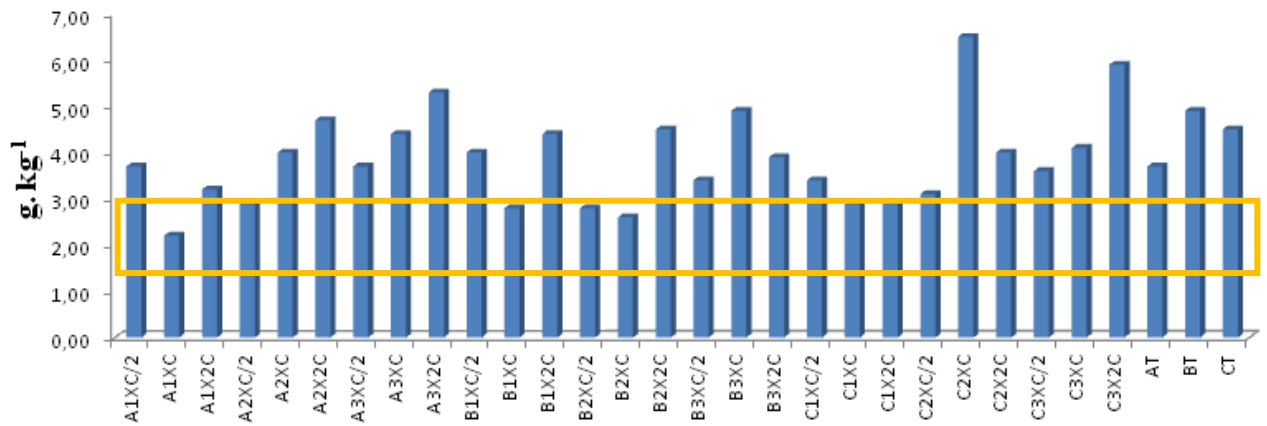


Figura 49. Teor foliar de fósforo em g. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 3 meses.

Potássio: 10 – 16 g. kg⁻¹

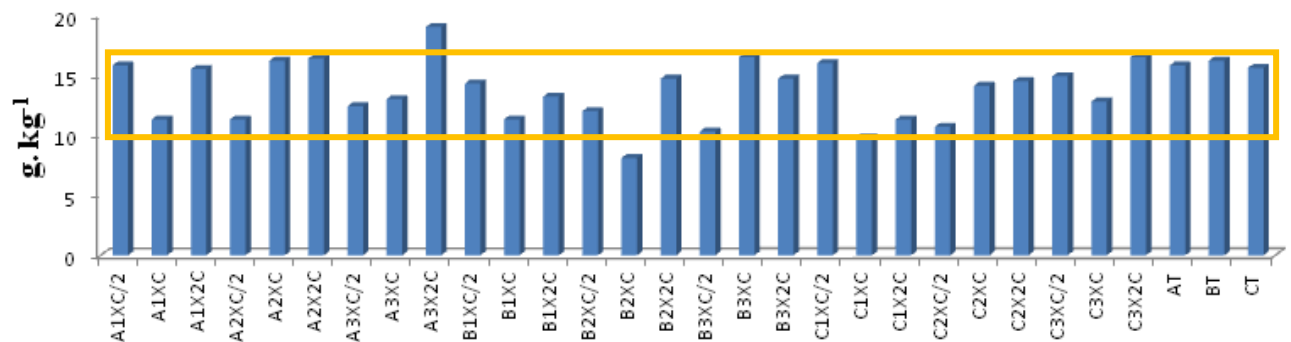


Figura 50. Teor foliar de potássio em g. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 3 meses.

Cálcio: 2 – 8 g. kg⁻¹

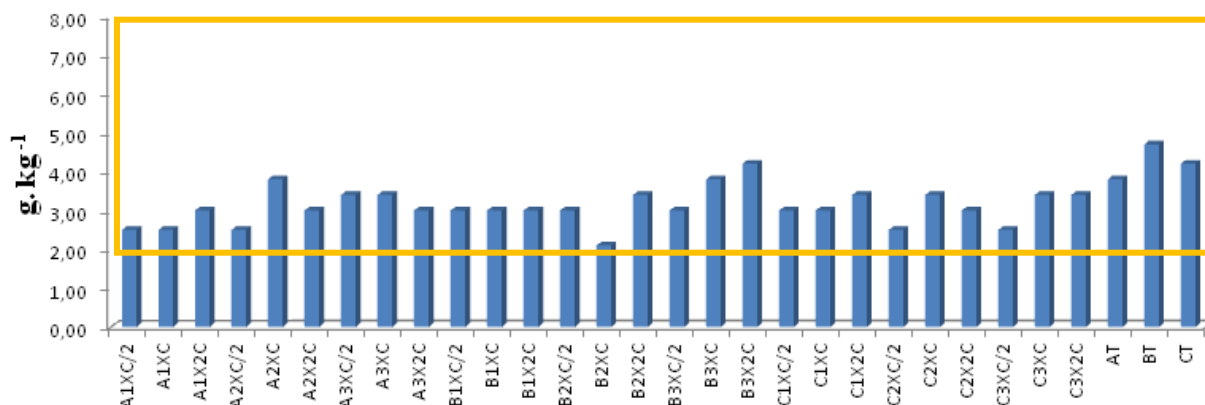


Figura 51. Teor foliar de cálcio em g. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 3 meses.

Magnésio: 1,0 – 3,0 g. kg⁻¹

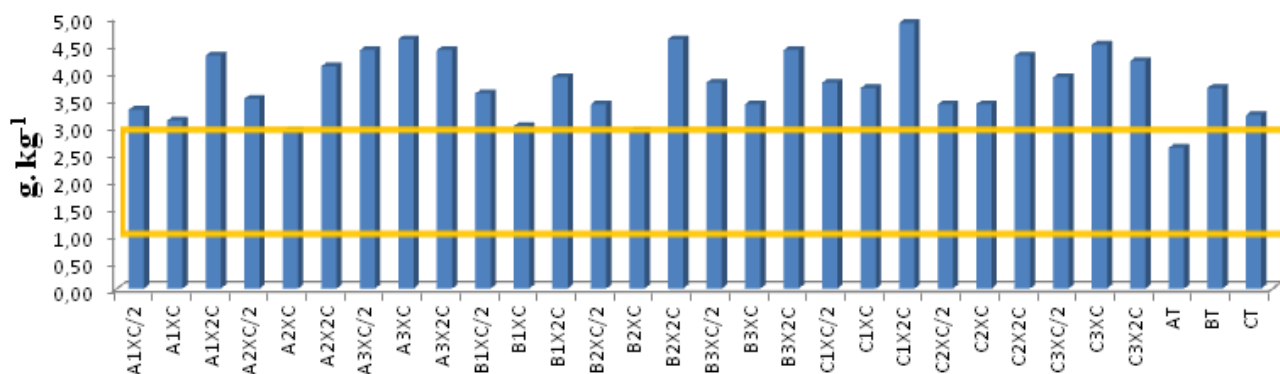


Figura 52. Teor foliar de magnésio em g. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 3 meses.

Enxofre: 1,5 – 3,0 g. kg⁻¹

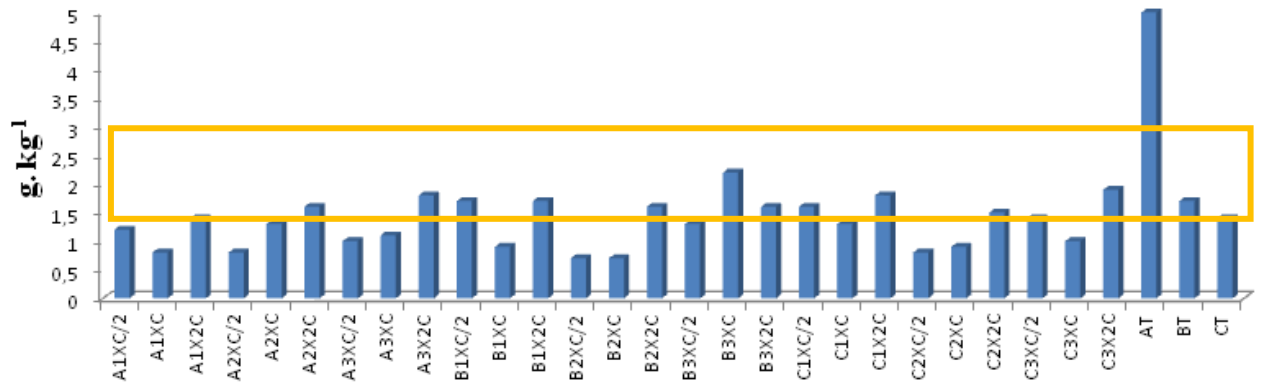


Figura 53. Teor foliar de enxofre em g. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 3 meses.

Boro: 1,5 – 3,0 mg. kg⁻¹

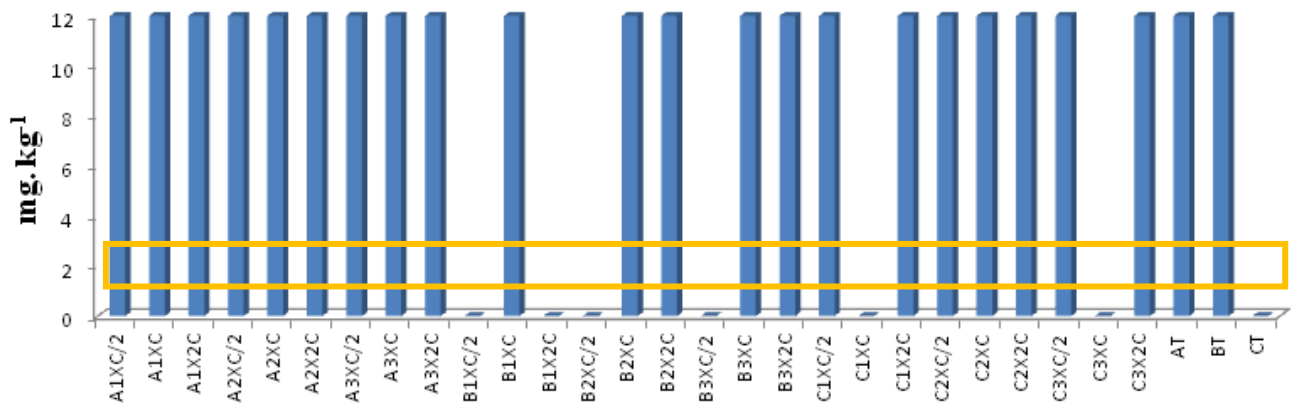


Figura 54. Teor foliar de boro em mg. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 3 meses.

Cobre: 6 – 15 mg. kg⁻¹

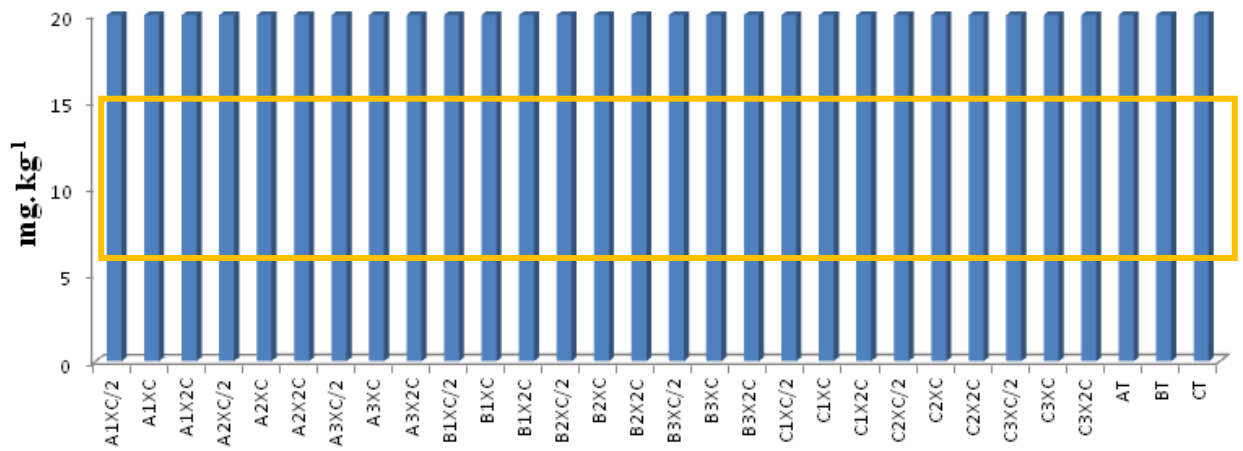


Figura 55. Teor foliar de cobre em mg. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 3 meses.

Ferro: 40 – 250 mg. kg⁻¹

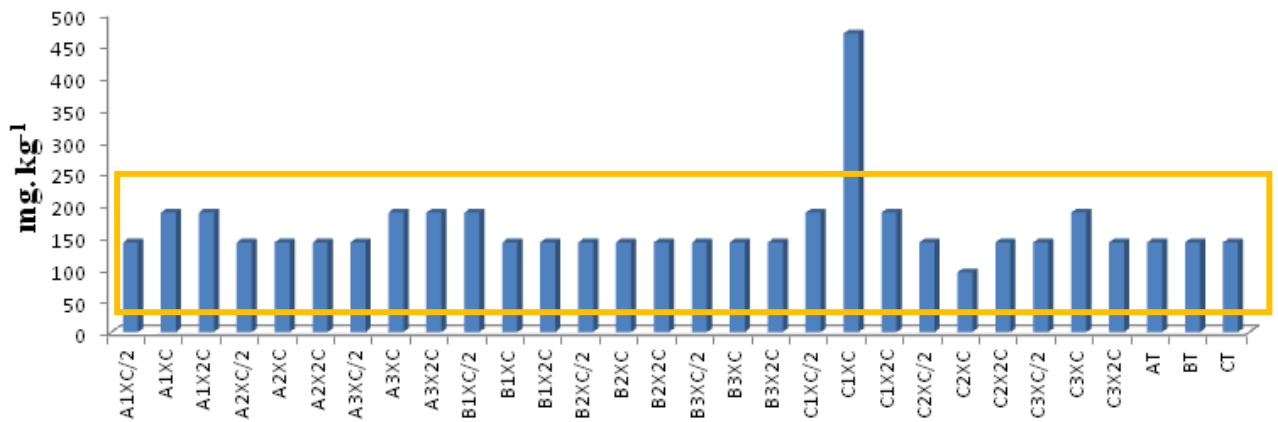


Figura 56. Teor foliar de ferro em mg. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 3 meses.

Manganês: 25 -250 mg. kg⁻¹

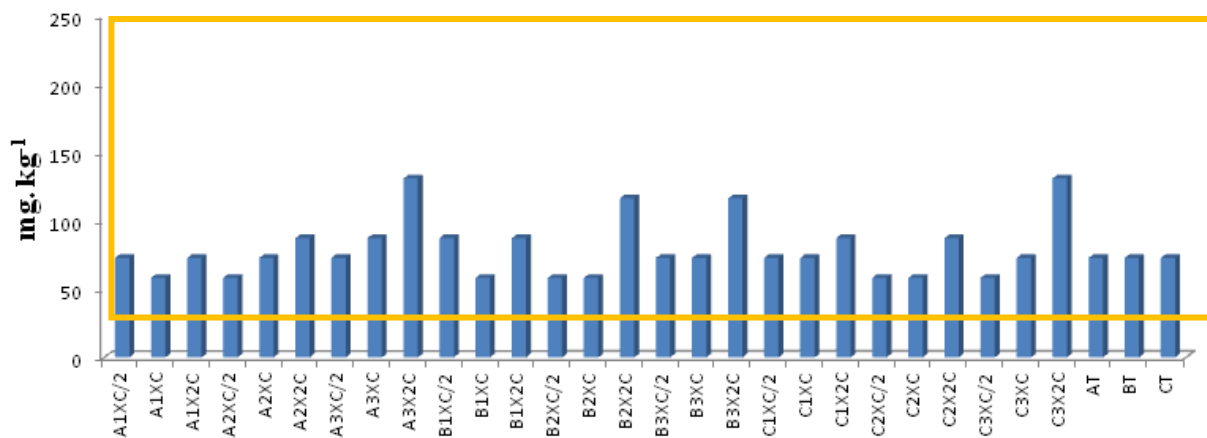


Figura 57. Teor foliar de manganês em mg. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 3 meses.

Zinco: 10 - 50 mg. kg⁻¹

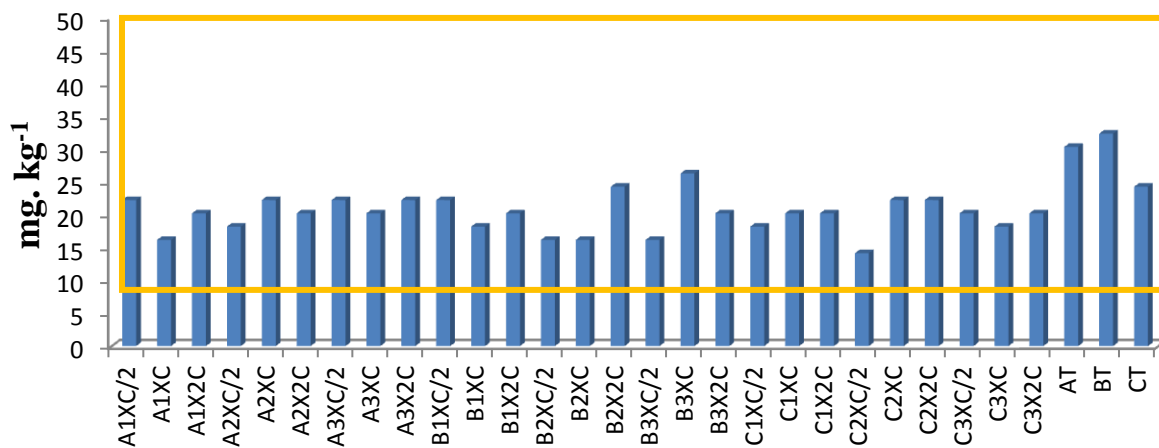


Figura 58. Teor foliar de zinco em mg. kg⁻¹ nos diferentes tratamentos depois de 3 meses.

No primeiro mês, as plântulas mantidas em substrato orgânico Multiplant® somente apresentaram deficiência de cobre (Cu) (Figura 33) na forma de “fome oculta”, ou seja, sem manifestação de sintomas visíveis. Os tratamentos que supriram essa necessidade foram A1XC/2, A1X2C, A2XC, A2X2C, B3XC e C3XC/2.

Ao analisar a Tabela 19, os tratamentos com aplicação de solução nutritiva escolhidos foram 1XC, 2XC/2, 2X2C e 3XC.

Pela Figura 33 não houve um tratamento capaz de fornecer a quantidade de cobre ideal aos três cruzamentos estudados. Optou-se pelos tratamentos 2X2C e 3XC, pois proporcionaram maior teor de nutriente, apesar de terem resultado em plântulas estatisticamente menores que os tratamentos AT, BT e CT (mantidos somente em substrato orgânico – Tabela 13).

Portanto, para o período de 0-30 após a repicagem, as opções para a fertirrigação de plântulas são: duas vezes por semana com solução nutritiva de concentração equivalente ao dobro da calculada (2x2C) ou três vezes por semana com a concentração ideal de solução nutritiva (3xC).

No segundo mês, as plântulas mantidas no substrato Multiplant® apresentaram deficiência nos teores de nitrogênio (N) e enxofre (S) (Figura 37 e 42). Neste período, os tratamentos que supriram a necessidade de N foram A3XC, B2X2C e B3X2C. Os tratamentos A1XC/2, B2XC, B2X2C, B3X2C, C3XC e C3X2C garantiram o suprimento de S. Os tratamentos 2X2C, 3XC e 3X2C são capazes de fornecer N e S para suprir as carências nutricionais. Entretanto, pelas Tabelas 21 e 22, o tratamento escolhido foi 3X2C.

Como as práticas de manejo de seedlings acontecem independentemente dos cruzamentos presentes no “pátio”, o tratamento mais indicado para o período de 30-60 dias após a repicagem foi três aplicações semanais, com uma concentração dobrada de solução nutritiva (3X2C).

No último período de “pátio”, as plântulas mantiveram deficiência de N e de S (Figuras 48 e 53). Os tratamentos mais indicados foram A2X2C, A3X2C, B1XC/2, B2X2C, B3XC, B3X2C, C1XC/2 e C1X2C (nitrogênio) e A2X2C, A3X2C, B1XC/2, B3XC e C3XC (enxofre).

A aplicação dos tratamentos 1XC/2, 2X2C, 3XC ou 3X2C atendem as duas demandas nutricionais. Entretanto, pela Tabela 24, apenas os tratamentos 2X2C e 3X2C seriam os escolhidos.

Sendo assim, no período final de pátio (60-90 dias após a repicagem), a aplicação da solução duas ou três vezes por semana, com o dobro da concentração calculada (2X2C ou 3X2C) solucionou o problema de deficiência de N e S e garantiu o suprimento adequado dos demais nutrientes.

6. Conclusões

- A baixa taxa de germinação de cariopses e a morte precoce de seedlings não foram atribuídas às oscilações de temperatura registradas na casa-de-vegetação;
- A germinação de cariopses foi mais homogênea em condições de câmara de germinação, com fotoperíodo de 12 h e temperatura de 30°C;
- No primeiro mês após a repicagem, os seedlings mantidos no substrato Multiplant®, usado rotineiramente pelo PMGCA-UFSCar, apresentaram o maior crescimento em altura; foi constatada deficiência leve de cobre (Cu), sem manifestação de sintomas visuais;
- No segundo mês após a repicagem, os seedlings mantidos no substrato Multiplant®, apresentaram deficiência de nitrogênio (N), enxofre (S), cobre (Cu) e manganês (Mn), manifestando sintomas visuais apenas para S, caracterizados por folhas jovens cloróticas com coloração púrpuro-avermelhada das bordas; a aplicação de solução nutritiva três vezes por semana, na concentração equivalente ao dobro da concentração calculada (3x2C), constituiu o tratamento mais adequado para os cruzamentos estudados, no período de 30-60 dias após a repicagem;
- No terceiro mês após a repicagem, os seedlings mantidos no substrato Multiplant®, continuaram a apresentar deficiência de N e de S; a aplicação de solução nutritiva duas vezes por semana, na concentração equivalente ao dobro da concentração calculada (2x2C), constituiu o tratamento mais adequado para os cruzamentos estudados, no período de 60-90 dias após a repicagem;
- A aplicação de solução nutritiva com concentração equivalente ao dobro da calculada, duas vezes por semana, representou o tratamento mais adequado

para ser incorporado como rotina de fertirrigação de seedlings provenientes dos cruzamentos abordados neste estudo.

7. Referências bibliográficas

- ARRIGONI, E. B.; DINARDO, L. L.; BONFANTE, S. L. Testes de inoculação de *Meloidogyne incógnita* em “seedlings” de cana-de-açúcar. *Nematologia Brasileira*, v.11, p.77-88, 1987.
- BARBOSA, M.H.P.; SILVEIRA, L.C.I. Metodologias de seleção, progressos e mudanças no programa de melhoramento genético da cana-de-açúcar da Universidade Federal de Viçosa. *Stab. AÇÚCAR, Álcool e Subprodutos*. Piracicaba. n. 3,18: 30-32. 2000.
- BENEDINI, M.S.; KORNDÖRFER, G.H. Avaliação de critérios para recomendação de calcário em cana-de-açúcar. *Stab. AÇÚCAR, Álcool e Subprodutos*. Piracicaba. n. 3, v. 10: 20-25. 1992.
- BENICASA, M.M.P. *Análise de crescimento das plantas – noções básicas*. 2 ed. Jaboticabal: FUNEP. 2003. 41p.
- BERGONCI, J. I.; BERGAMASCHI, A. O. S.; FRANÇA, S.; RADIN, B. Eficiência da irrigação em rendimento de grãos e matéria seca de milho. *Pesq. agropec. bras., Brasília*, v. 36, n. 7, p. 949-956. 2001.
- BITTENCOURT, V. C.; CARMELLO, Q. A. C.; BEAUCLAIR, E. G.; JOÇO, J.; CLEMENTE, J. L. Produtividade da cana-de-açúcar e suas relações com a fertilidade dos solos e o manejo da cultura. *Stab. AÇÚCAR, Álcool e Subprodutos*. n. 8: 10-14. 1990.
- BREAUX, R.D.; MILLER, J.D. Seed handling, germination and seedling propagation. In: HEINZ, D.J. (Ed.). *Sugarcane improvement through breeding*. Elsevier: Amsterdam, 1987. p.385-407.
- BRESSIANI, J. A. *Seleção sequencial em cana-de-açúcar*. Piracicaba, 2001. 159 p. Tese (Doutorado em Agronomia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba. 2001.

- BYTHER, R.S.; STEINER, G.W. Four sugarcane seedling diseases in Hawaii: causal agents, control, and a selective medium for isolation. *Phytopathology*, Saint Paul, v. 62, p. 120-124, 1972.
- CAIEIRO, J.T. Avaliação da qualidade de sementes (cariopses) de cana-de-açúcar (*Saccharum* spp.), como suporte ao melhoramento genético. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba. 2008. 56p.
- CAIEIRO, J.T.; PANOBIANCO, M.; BESPALHOK FILHO, J.C.; OHLSON, O. de C. Physical purity and germination of sugarcane seeds (caryopses) (*Saccharum* spp.). *Rev. bras. sementes* [online]. 2010, vol.32, n.2, pp. 140-145.
- CARVALHO, R. I. N.; NOLASCO, M. A.; CARVALHO, T.; RIPKA, M.; GIUBLIN, L. M.; NEGRELLO, M.; SCHEFFER, M. C. Enraizamento de estacas de carqueja em função de diferentes substratos e posições do ramo em plantas masculinas e femininas. *Acta Sci. Agron. Maringá*, v. 27, n. 3, p. 423-432. 2005.
- CESNIK, R.; MIOCQUE, J. *Melhoramento da Cana-de-açúcar*. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2004.
- CHARLES-EDWARDS, D. A. Physiological determinants of crop growth. London : Academic Press, 1982. 161 p.
- COLETI, J.T. Remoção de macronutrientes pela cana planta e cana soca, em argissolos, variedades RB83486 e SP81-3250. *Revista STAB*, v. 24, n. 05, p. 32-36, 2006.
- COMETTI, N. N.; FURLANI, P. R.; RUIZ, H. R.; FERNANDES FILHO, E. I. Soluções nutritivas: formulações e aplicações. In: FERNANDES, M. S. (Ed.). *Nutrição Mineral de Plantas*. Viçosa: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo. p.89-114. 2006.
- CONAB - Companhia Nacional de Abastecimento. Acompanhamento da safra brasileira: cana-de-açúcar, terceiro levantamento safra 2011/2012. Disponível em: <http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/11_12_08_11_00_54_08.pdf>. Acesso em: 01 de Junho de 2012.
- COSTA, A. S.; AGUIRRE JUNIOR, J. M. de; SEGALLA, A. L.; ALVAREZ, R. Resistência ao mosaico dos "seedlings" de cana de açúcar obtidos em 1950. *Bragantia* [online]. 1952, vol.12, n.7-9, pp. 285-290.

- DEMATTE, J. L. I. *Cultura da cana-de-açúcar: recuperação e manutenção da fertilidade dos solos. Encarte Informações Agrônomicas Potafos*. n.111, p. 1-24. 2005.
- DINARDO-MIRANDA, L. L.; PIVETTA, J. P.; FRACASSO, J. V. Economic injury level for sugarcane caused by the spittlebug *Mahanarva fimbriolata* (Stål) (Hemiptera:Cercopidae). *Scientia Agrícola*. n. 1, 65: 16-24. 2008.
- EMBRAPA. *Manual de análises químicas de solos, plantas e fertilizantes*. Brasília: Embrapa Solos/Embrapa Informática Agropecuária/Embrapa Comunicação para Transferência de Tecnologia, 1999. 370p.
- EMBRAPA. *Manual de métodos de análises de solo/Centro Nacional de Pesquisa de Solos*. 2. ed. Rio de Janeiro; 1997. 212 p.: il. (EMBRAPA - CNPS. Documentos; 1).
- FERNANDES, M.S. *Nutrição mineral de plantas*. Viçosa: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2006. 432p.
- FERRO, M. I. T.; BARROS, N. M.; DABBAS, K. M.; LAIA, M. L.; KUPPER, K. C.; MORAES, V. A.; OLIVEIRA, J. C. F.; FERRO, J. A.; ZINGARETTI, S. M. Análise do perfil de expressão dos genes da cana-de-açúcar envolvidos na interação com *Leifsonia xyli* subsp: *xyli*. *Summa Phytopathologica*. n. 2, v. 33: 157-166. 2007.
- FIGLIOLIA, M.B.; OLIVEIRA, E.C.; PIÑA-RODRIGUES, F.C.M. Análise de sementes. In: AGUIAR, I.B.; PIÑA-RODRIGUES, F.C.M.; FIGLIOLIA, M.B (Coord.). *Sementes florestais tropicais*. Brasília: ABRATES, 1993. p.137-174
- FREITAS, E. G. Análise de dados longitudinais em experimentos com cana-de-açúcar. Tese (Mestrado em Agronomia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queirós”, Universidade de São Paulo, Piracicaba. 2007. 75p
- FURLANI, P.R.; SILVEIRA, L.C.P.; BOLONHEZI, D.; FAQUIN, V. *Cultivo Hidropônico de Plantas: Parte 3 - Produção de mudas para hidroponia*. 2009. Artigo em Hypertexto. Disponível em: <http://www.infobibos.com/Artigos/2009_2/hidroponiap3/index.htm>. Acesso em: 24/6/2012.

- GALVANI, E.; BARBIERI, V., PEREIRA, A. B.; VILLA NOVA, N. A. Efeitos de diferentes espaçamentos entre sulcos na produtividade agrícola da cana-de-açúcar (*Saccharum spp.*). *Scientia Agrícola*, n.1-2, v. 54. 1997.
- GUERRINI, I. A.; TRIGUEIRO, R. M. Atributos físicos e químicos de substratos compostos por biossólidos e casca de arroz carbonizada. *R. Bras. Ci. Solo*, 28:1069-1076. 2004.
- HAAG, H.P. and ACCORSI, W.R. Deficiência de macro e micronutrientes em cana-de-açúcar (*Saccharum officinarum* spp) variedade CB 41-76 cultivada em solução nutritiva. *An. Esc. Super. Agric. Luiz de Queiroz* [online]. 1978, vol.35, pp. 125-168.
- HEINZ, D. J. *Temperature effect on fuzz (true seed) germination*. Honolulu: Hawaii Sugarcane Planters Association, 1975. 7p. (Annual report).
- HOFFMAN, A.; FACHINELLO, J. C.; SANTOS, A. M. Enraizamento de estacas de duas cultivares de mirtilo (*Vaccinium ashei* Reade) em diferentes substratos. *Rev. Bras. de AGROCIÊNCIA*, v.1, n. 1. 1995.
- HOFFMAN, H. P.; SANTOS, E. G. D.; BASSINELLO, A. I.; VIEIRA, M. A. S. *Variedades RB de cana-de-açúcar*. 1. Ed. Araras: CCA/UFSCar. 2008. 30p.
- KÄMPF, A.N. Produção comercial de plantas ornamentais. Guaíba: Agropecuária, 2000. 254 p. *Scientia Agraria, Curitiba*, v.8, n.3, p.269-274, 2007.
- KUVA, M. A. Períodos de interferência das plantas daninhas na cultura da cana de açúcar. III - Capim-braquiária (*Brachiaria decumbens*) e capim-colonião (*Panicum maximum*). *Planta Daninha*, n. 1, v. 21: 37-44. 2003.
- LANDELL, M. G. A.; PINTO, L. R.; CRESTE, S.; XAVIER, I. A.; VASCONCELOS, A. C. M.; BIDÓIA, M. A. P.; SILVA, D. N.; SILVA, M. A. Seleção de novas variedades de cana-de-açúcar e seu manejo de produção. *Encarte Informações Agronômicas Potafos*, n.110, p.18-24. 2005.
- LANDELL, M. G. A.; PRADO, H.; VASCONCELOS, A. C. M.; PERECIN, D.; ROSSETTO, R.; BIDÓIA, M. A. P.; XAVIER, M. A. Oxisol subsurface chemical attributes related to sugarcane productivity. *Scientia Agrícola*, v. 60: 741-745. 2003.
- LEITE, R.C. de C; LEAL, M.R.L.V. O biocombustível no Brasil. *Novos Estudos*, v.78, p.15-21, 2007.

- LOVELESS, A.R.; SMITH, C.E.M. Seedling blight of sugar-cane: a new disease caused by *Helminthosporium sacchari* Butler. *Annals of Applied Biology*, Warwick, v. 44, n. 4, p. 419-424, 1956.
- MARTINS, T.D.; MENTEN, J.O.M.; SANGUINO, Á. Fungos associados às sementes (Cariopses) de cana-de-açúcar: métodos para detecção, incidência e relação entre incidência fúngica e ambiente de produção das sementes. *Summa Phytopathol.* v.35, n.3, p. 173-178, 2009.
- MATSUOKA, S.; GARCIA, A. A. F.; ARIZONO, H. Melhoramento da cana-de-açúcar. In: BORÉM, A. (Ed.). *Melhoramento de espécies cultivadas*. 2. ed. Viçosa: UFV, p. 225-274. 2005.
- MAULE, R. F.; MAZZA, J. A.; MARTHA, J. R. G. B. Produtividade agrícola de cultivares de cana-de-açúcar em diferentes solos e épocas de colheita. *Scientia Agricola*, v. 58: 295-301. 2001.
- MELLIS, E. V.; QUAGGIO, J. A.; CANTARELLA, H. Micronutrientes. In: DINARDO-MIRANDA, L. L.; VASCONCELOS, A. C. M.; LANDELL, M. G. A. (Ed.). *Cana-de-açúcar*. Campinas: Instituto Agrônomo, 2008. p. 331-336.
- MENDES, L.C. Eficiência nutricional de cultivares de cana-de-açúcar. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa. 2006. 46p.
- MORELLI, J.; DALBEN, A. E.; ALMEIDA, J. O. C.; DEMATTÊ, J. L. I. Calcário e gesso na produtividade de cana-de-açúcar e nas características químicas de um latossolo de textura média, álico. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 16: 187-194. 1992.
- NAKAGAWA, J.; NEPTUNE, A.M.L. Marcha de absorção de nitrogênio, fósforo, potássio, cálcio e magnésio na cultura da mamoneira (*Ricinus communis* L.) cultivar Campinas. *Anais da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz*, v.28, p.323- 337, 1971.
- OLIVEIRA, E.C.A. Acúmulo e alocação de nutrientes em cana-de-açúcar. *Rev. Ciênc. Agron.*, vol.42, n.3, p. 579-588, 2011.
- ORLANDO FILHO, J.; MACEDO, N.; TOKESHI, H. Seja o doutor do seu canavial. Potafos: Arquivo do Agrônomo n.6, Encarte do Informações Agrônomicas n.67, 1994. 17p.

- PARANHOS, S. B. *Cana-de-açúcar: cultivo e utilização*. São Paulo: Fundação Cargill, 1987. 856p. cap.2 v.1, 187-259p.
- PEDROZO, C. A.; BARBOSA, M. H. P.; RESENDE, M. D. V.; PETERNELLI, L. A.; COSTA, P. M. A.; SILVA, F. L. Eficiência da seleção em fases iniciais do melhoramento da cana-de-açúcar. *Revista Ceres*, n. 1, v. 55: 1-8. 2008.
- PMGCA-UFSCar. Censo Varietal 2011. Araras: PMGCA/UFSCar/RIDESA, 2011. 30p.
- QUAGGIO, J. A.; RAIJ, B. V. Cálcio, magnésio e correção da acidez do solo. In: DINARDO-MIRANDA, L. L.; VASCONCELOS, A. C. M.; LANDELL, M. G. A. (Ed.). *Cana-de-açúcar*. Campinas: Instituto Agrônômico, p. 313-322. 2008.
- RAIJ, B. van.; CANTARELLA, H.; QUAGGIO, J. A.; FURLANI, A. M. C. *Recomendações de adubação e calagem para o Estado de São Paulo*. 2. ed. Campinas: Instituto Agrônômico/Fundação IAC, 285p.,1996. (Boletim Técnico, 100).
- RIDESA - REDE INTERUNIVERSITÁRIA PARA O DESENVOLVIMENTO DO SETOR SUCROALCOOLEIRO. Catálogo nacional de variedades "RB" de cana-de-açúcar. Curitiba: RIDESA, 2010. 136p.
- ROSSETTO, R. Fósforo. In: DINARDO-MIRANDA, L. L.; VASCONCELOS, A. C. M.; LANDELL, M. G. A. (Ed.). *Cana-de-açúcar*. Campinas: Instituto Agrônômico, p. 271-287. 2008.
- ROSSETTO, R.; DIAS, F. L. F.; VITTI, A. C. Fertilidade do solo, nutrição e adubação. In: DINARDO-MIRANDA, L. L.; VASCONCELOS, A. C. M.; LANDELL, M. G. A. (Ed.). *Cana-de-açúcar*. Campinas: Instituto Agrônômico, p. 221-237. 2008.
- ROSSETTO, R.; SPIRONELLO, A.; CANTARELLA, H.; QUAGGIO, J. A. Calagem para a cana-de-açúcar e sua interação com a adubação potássica. *Bragantia*, v. 63: 105-119. 2004.
- SALDANHA, E. C. M.; ROCHA, A. T.; OLIVEIRA, E. C. A.; NASCIMENTO, C. W. A.; FREIRE, F. J. Uso do gesso mineral em Latossolo cultivado com cana-de-açúcar. *Caatinga*, v. 20, n.1. 2007.
- SANTOS, C.; LOPEZ, E.; TERUEL, P.; LIMA, T. Anuário da Indústria Automobilística Brasileira. ANFAVEA – Associação Nacional dos Fabricantes de Veículos Automotores, 2011. 154p.

- SANTOS, C.T.; FAVARO, F.; PARENTE, V. Previsão de fabricação de carros bicombustíveis e de demanda de etanol no Brasil em 2014. *Future Studies Research Journal*, v.2, n.1, p.85-98, 2010.
- SCARPARI, M.S.; BEAUCLAIR, E.G.F. Sugarcane maturity estimation through edaphic-climatic parameters. *Scientia Agricola*, v. 61: 486-491. 2004.
- SEGALLA, A.L.; ALVAREZ, R. Melhoramento da cana-de-açúcar: I - Experiências com os seedlings obtidos em 1947, 1948 e 1949. *Bragantia* [online]. 1964, vol.23, pp. 187-223.
- SEGATO, V. S.; PINTO, A. S.; JENDIROBA, E.; NÓBREGA, J. C. M. *Atualização em produção de cana-de-açúcar*. Piracicaba: CP 2. 2006.
- SEVERINO, L. S.; FERREIRA, G. B.; MORAES, C. R. A. Crescimento e produtividade da mamoeira adubada com macronutrientes e micronutrientes. *Pesq. agropec. bras.*, Brasília, v.41, n.4, p.563-568. 2006.
- SILVA, G. D.; FERNANDES, A. A.; PEREIRA, M. C. T.; BRUCKNER, C. H.; SIQUEIRA, D. L. Aclimação de mudas de bananeira (*Musa spp.*) "Prata" (AAB) em diferentes substratos. *Revista Ceres*, n. 267, v. 46: 543-554. 1997.
- SILVA, R. P. da; PEIXOTO, J. R.; JUNQUEIRA, N. T. V. Influência de diversos substratos no desenvolvimento de mudas de maracujazeiro-azedo (*Passiflora edulis* Sims f. *flavicarpa* DEG). *Revista Brasileira de Fruticultura*, Jaboticabal, v.23, n.2, p.377-381, 2001.
- SILVEIRA, L. C. I.; PAES, J. M. V.; BARBOSA, M. H. P.; MACÊDO, G. A. R. Produção de mudas de cana-de-açúcar. *Informe Agropecuário*, n.239, v. 28: 25-29. 2007.
- SKINNER, J. C.; HOGARTH, D. M.; WU, K. K. Selection methods, criteria and indices. In: HEINZ, D.J. (Ed.) *Sugarcane improvement through breeding*. Amsterdam: Elsevier, p.409-453. 1987.
- SOARES, C. R. F. S.; SIQUEIRA, J. O.; de CARVALHO, J. G.; MOREIRA, M. S. Fitotoxicidade de cádmio para *Eucalyptus maculata* E *E. urophylla* em solução nutritiva. *R. Árvore*, Viçosa – MG, v. 29, n. 2, p.175-183. 2005.
- TORQUATO, S. A. Cana-de-açúcar para indústria: o quanto vai precisar crescer. *Análise e Indicadores do Agronegócio*, v. 1, n.10. 2006.
- UNICA – União da Indústria de Cana-de-Açúcar. Produção de cana-de-açúcar e exportação de açúcar e etanol na safra 2011/2012. Disponível em: <

<http://www.unica.com.br/noticias/show.asp?nwsCode={3FCCB84A-A408-434C-B54C-23A290564A37}>>. Acesso em: 03 de Junho de 2012.

VITTI, G. C. Enxofre. In: DINARDO-MIRANDA LL, VASCONCELOS, ACM, LANDELL MGA (Ed.). *Cana-de-açúcar*. Campinas: Instituto Agronômico, p. 323-330. 2008.

VITTI, G. C. Nitrogênio. In: DINARDO-MIRANDA LL, VASCONCELOS, ACM, LANDELL MGA (Ed.). *Cana-de-açúcar*. Campinas: Instituto Agronômico, p. 239-269. 2008,

VITTI, G. C.; MAZZA, J. A. Planejamento, estratégias de manejo e nutrição da cultura de cana-de-açúcar. *Encarte Informações Agronômicas Potafos*, n. 97, p.1-16. 2002.

XAVIER, M. A.; MENDONÇA, J. R.; SANGUINO, A. Viveiro de mudas. In: DINARDO-MIRANDA LL, VASCONCELOS, ACM, LANDELL MGA (Ed.). *Cana-de-açúcar*. Campinas: Instituto Agronômico, p. 535-546. 2008.