

ALINE CARVALHO DE LUCENA

**MANEJO DA RADIAÇÃO SOLAR EM AMBIENTES PROTEGIDOS E SEU
EFEITO NA ACLIMATIZAÇÃO DE MUDAS MICROPROPAGADAS DE
CANA-DE-AÇÚCAR**

RECIFE

2014

**MANEJO DA RADIAÇÃO SOLAR EM AMBIENTES PROTEGIDOS E SEU
EFEITO NA ACLIMATIZAÇÃO DE MUDAS MICROPROPAGADAS DE
CANA-DE-AÇÚCAR**

ALINE CARVALHO DE LUCENA

Engenheira Agrônoma

Orientador (a): Prof^a. Dr^a. **CRISTIANE GUISELINI**

Dissertação apresentada ao
Programa de Pós-Graduação em
Engenharia Agrícola da
Universidade Federal Rural de
Pernambuco, como requisito para
obtenção do título de Mestre em
Engenharia Agrícola.

RECIFE

2014

Ficha Catalográfica

L935m Lucena, Aline Carvalho de
 Manejo da radiação solar em ambientes protegidos e seu
 efeito na aclimatização de mudas micropropagadas de cana-
 de-açúcar / Aline Carvalho de Lucena. -- Recife, 2014.
 67 f.: il.

 Orientador (a): Cristiane Guiselini.
 Dissertação (Pós-Graduação em Engenharia Agrícola) –
 Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departamento
 de Engenharia Agrícola, Recife, 2014.
 Referências.

 1. Malha de sombreamento 2. Microclima 3. *Saccharum*
 SPP.I. Guiselini, Cristiane, orientadora II. Título

CDD 631

ALINE CARVALHO DE LUCENA

**MANEJO DA RADIAÇÃO SOLAR EM AMBIENTES PROTEGIDOS E SEU
EFEITO NA ACLIMATIZAÇÃO DE MUDAS MICROPROPAGADAS DE
CANA-DE-AÇÚCAR**

Dissertação defendida e aprovada em 26 de fevereiro de 2014 pela Banca
Examinadora:

Orientadora:

Prof^a. Dr^a. Cristiane Guiselini
DEAgri/UFRPE

Examinadores:

Prof. Dr. Paulo César Sentelhas
ESALQ/USP

Prof. Dr. Ênio Farias França e Silva
DEAgri /UFRPE

Prof. Dr. Héilton Pandorfi
DEAgri /UFRPE

“O Senhor é o meu pastor e nada me faltará”

(Salmos 23)

“Tudo posso naquele que me fortalece”

(Filipenses 4:13)

Aos meus pais, Antônio e Maria de Fatima.
Por terem me dado à vida.
Por terem sempre me incentivado e ajudado em tudo.
Por me amarem incondicionalmente assim como eu os amo!

Dedico

AGRADECIMENTOS

Ao meu grande e eterno Deus, por ter me concedido o dom da vida.

A minha família, pelo apoio, carinho e compreensão, em especial ao meu pai Antônio e minha mãe Maria de Fatima, que sempre me incentivaram e acreditaram em mim, aos meus irmãos (Juliana e Humberto), e meu cunhado Thiago pelo apoio, incentivo, brincadeiras e materiais de trabalho e ao meu cachorrinho Obama e meu gatinho Neco que estiveram sempre ao meu lado (mesmo dormindo) enquanto escrevia a dissertação.

Ao meu namorado Allysson pelo carinho, compreensão, companheirismo e que sempre me ajudou naquilo que estava ao seu alcance.

As minhas tias e tios que sempre me deram apoio e me ajudaram no que foi preciso.

À professora Dra. Cristiane Guiselini, pela orientação atenciosa, por todo apoio, disposição, confiança e amizade.

Ao professor Dr. Héilton Pandorfi, pela disponibilidade, atenção e amizade.

A todos os meus amigos, os quais felizmente a lista é numerosa, agradeço pelo companheirismo, apoio, cumplicidade, grupos de estudo, aulas de estatísticas e bons momentos de descontração, em especial aos amigos Marcos, Janice, Tatiana, Thais, Alan, Nicolay, Raqueli e Karina.

Ao Grupo de Pesquisa em Ambiente (GPESA), pela colaboração e amizade e em especial aos amigos, Sávio, Thaisa e Roberto por terem compartilhado comigo este trabalho.

À Universidade Federal Rural de Pernambuco e ao Programa de Pós-graduação em Engenharia Agrícola pela oportunidade de realização deste mestrado.

Aos professores do Departamento de Engenharia Agrícola e de Agronomia, pela contribuição na minha formação profissional.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa de estudos.

Ao Centro de Tecnologias Estratégicas do Nordeste - CETENE, pela doação das mudas, bandejas, tubetes e aos seus funcionários pela grande colaboração e receptividade.

Enfim, a todos que direta ou indiretamente colaboraram para a realização deste trabalho e que contribuíram ou contribuem para minha formação profissional.

Obrigada!

SUMÁRIO

LISTA DE FIGURAS	10
LISTA DE TABELAS	12
RESUMO.....	13
ABSTRACT	14
1. INTRODUÇÃO GERAL.....	15
2. REVISÃO DE LITERATURA	17
2.1. A cultura da cana-de-açúcar.....	17
2.1.1. Origem e Morfologia.....	17
2.1.2. Importância socioeconômica.....	18
2.1.3. Propagação da cana-de-açúcar	20
2.2. Aclimatização em ambiente protegido	22
2.2.1. Radiação solar	23
2.2.2. Temperatura do ar.....	25
2.1.1. Umidade relativa de ar	26
2.1.2. Materiais de cobertura.....	27
3. MATERIAL E MÉTODOS	30
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	39
4.1. Variáveis meteorológicas.....	39
4.2. Variáveis biométricas.....	48
5. CONCLUSÕES.....	53
6. REFERÊNCIAS	54

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Mapa da produção de cana-de-açúcar no Brasil (UNICA, 2013 b). ...	19
Figura 2. Localização geográfica de Recife, PE. Fonte: Adaptado de Embrapa, (2013 c).	30
Figura 3. Ambiente protegido monitorado. Recife, PE, 2013.....	31
Figura 4. Extrato do balanço hídrico mensal para o município de Recife-PE, Sentelhas et al. (1999).	32
Figura 5. Esquema dos tratamentos (T1 e T2) e dimensões do ambiente protegido. (1) Plástico transparente, (2) Malha termorefletora (50%) e (3) Malha termorefletora (50%) temporária.	33
Figura 6. a) Vista interna do ambiente protegido cultivados com mudas de cana-de-açúcar. (a.1) Malha termorefletora (50%) instalada na superfície interna do filme plástico, (a.2) Malha termorefletora (50%) temporária, (b) Mudas de cana-de-açúcar em T1 e (c) Mudas de cana-de-açúcar em T2.	33
Figura 7. Material vegetal utilizado no experimento. (a) mudas de cana-de-açúcar micropropagadas em biorreator de imersão temporária (BIT), (b) mudas com presença de sistema radicular e (c) mudas transplantadas para tubetes fixados em bandejas.	34
Figura 8. (a) vista externa e (b) vista interna da plataforma automática de registro de dados meteorológicos no ambiente protegido e (c) Estação Meteorológica Automática no ambiente externo.....	35
Figura 9. Vista dos piranômetros instalados no interior dos ambientes protegidos para medição da radiação solar global. (a) pirômetro instalado em T1 e (b) pirômetro instalado em T2.	36
Figura 10. Disposição das bandejas e dos tubetes nos tratamentos 1 e 2.	37
Figura 11. Variação média diária da radiação solar global (Q_g , $\text{MJ m}^{-2} \text{d}^{-1}$), no ambiente protegido em T1 e T2, e do ambiente externo (Q_g externa), no período de 21/06/2013 a 05/07/2013.....	39
Figura 12. (a) Relação entre a radiação solar global (Q_g , W m^{-2}) no ambiente protegido no T1 e (b) no T2 com o ambiente externo na escala de 15 min ao longo dos primeiros 15 dias de aclimatização.	41

Figura 13. Variação a cada 15 min da radiação solar global ($W m^{-2}$) em um dia de (a) com maior (25/06) e (b) com menor (04/07) disponibilidade de radiação solar global nos primeiros 15 dias de aclimatização.	42
Figura 14. Variação média diárias da radiação solar global ($MJ m^{-2} d^{-1}$), no ambiente protegido (Q_g interna) e do ambiente externo (Q_g externa), no período de 06/07/2013 a 04/08/2013.....	43
Figura 15. Relação entre a radiação solar global (Q_g) no ambiente protegido e no ambiente externo em $W m^{-2}$, na escala de 15 minutos no período de 06/07/2013 a 04/08/2013.....	44
Figura 16. Temperatura média diária do ar no interior do ambiente (T_{ar} interna) e no ambiente externo (T_{ar} externa), temperatura do ar no laboratório (T_{ar} lab max e min), e temperatura do ar máximo e mínimo recomendados para cultivo de cana-de-açúcar à campo (T_{ar} campo max e min).	45
Figura 17. Umidade relativa do ar no ambiente protegido (UR% interna) e no ambiente externo (UR% externa), durante o período avaliado.....	46
Figura 18. (a) Relação da temperatura do ar e (b) da umidade relativa do ar no ambiente protegido e no ambiente externo, na escala de 15 min ao longo dos 45 dias de monitoramento.....	48
Figura 19. Comprimento da raiz (CR, cm) nos dois tratamentos CR T1 – malha termorrefletora e CR T2 – malha termorefletora com sombreamento temporário.	50
Figura 20. Sistema radicular das mudas de cana-de-açúcar nos dois ambientes de produção, T1 - malha termorrefletora e T2 - malha termorefletora com sombreamento temporário.....	51

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Característica climáticas de Recife-PE. Fonte: CHESF (1987), Sentelhas et al. (1999) e MME (2003).....	32
Tabela 2. Temperatura máxima, média e mínima do ar no ambiente protegido e no ambiente externo, durante o período avaliado. Recife, PE, 2013.	46
Tabela 3. Umidade relativa máxima, média e mínima do ar no ambiente protegido e no ambiente externo, durante o período avaliado. Recife, PE, 2013.....	47
Tabela 4. Número médio de folhas das mudas de cana-de-açúcar – NF e altura média das plantas – AP (cm), nos dois ambientes de produção, T1 – malha termorrefletora e T2 – malha termorefletora com sombreamento temporário.	48
Tabela 5. Valor médio do diâmetro de colmo das mudas de cana-de-açúcar - DC (cm) e área foliar - Aft (cm ²) nos dois ambientes de produção, T1 – malha termorrefletora e T2 – malha termorefletora com sombreamento temporário.	49
Tabela 6. Valor médio da massa fresca da parte aérea das mudas de cana-de-açúcar - MFPA (g), massa seca parte aérea - MSPA (g), massa fresca da raiz – MSR (g), massa seca da raiz (g), massa fresca total - MFt (g) e massa seca total - MSt (g) nos dois ambientes de produção na M3 (05/08), T1 – malha termorrefletora e T2 – malha termorefletora com sombreamento temporário.	52

MANEJO DA RADIAÇÃO SOLAR EM AMBIENTES PROTEGIDOS E SEU EFEITO NA ACLIMATIZAÇÃO DE MUDAS MICROPROPAGADAS DE CANA-DE-AÇÚCAR

RESUMO

O Brasil destaca-se como um dos maiores produtores de cana-de-açúcar e proporciona à geração de milhões de empregos diretos e indiretos. Empresários do setor sucroenergético têm investido no desenvolvimento de novas tecnologias junto aos centros de pesquisa, com a utilização da técnica de propagação *in vitro*. Neste sentido, objetivou-se com este estudo avaliar o microclima no interior do ambiente protegido e caracterizar o manejo do sombreamento na condição luminosa requerida por mudas micropropagadas de cana-de-açúcar em fase de aclimatização. A pesquisa foi realizada na área experimental da Universidade Federal Rural de Pernambuco, no município de Recife, PE. O ambiente protegido foi coberto com plástico leitoso e dividido em dois ambientes, um com a malha de sombreamento termorrefletora 50% instalada na superfície interna do filme plástico e outro associado à malha de sombreamento termorrefletora 50% instalada na superfície interna do filme plástico com um sombreamento temporário, durante 15 dias. As variáveis estudadas foram: meteorológicas (radiação solar, temperatura do ar e umidade relativa do ar) e biométricas (número de folha, altura da planta, diâmetro do colmo, comprimento da raiz, área foliar, massa fresca e massa seca da parte aérea e da raiz, massa fresca total e massa seca total). Utilizaram-se 06 bandejas sendo escolhidos, aleatoriamente, quatro tubetes por bandeja por tratamento para o acompanhamento biométrico. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado utilizando-se o teste de Tukey ($p < 0,05$) para comparação entre as médias das variáveis biométricas. O microclima no interior do ambiente protegido atendeu às exigências das mudas de cana-de-açúcar na fase de aclimatização. Sendo o ambiente protegido sob malha termorrefletora 50% com sombreamento temporário o mais adequado e que propiciou melhor condição luminosa, o que repercutiu no melhor desenvolvimento das mudas de cana-de-açúcar na fase de aclimatização.

Palavras-chave: malha de sombreamento, microclima, *Saccharum spp.*

MANAGEMENT OF SOLAR RADIATION IN GREENHOUSE AND THEIR EFFECT ON ACCLIMATIZATION OF MICROPROPAGATED SEEDLINGS SUGARCANE

ABSTRACT

The Brazil stands out as one of the largest producers of sugar cane, generating millions of direct and indirect jobs. The sugarcane industry entrepreneurs have invested in developing new technologies to research centers, using the technique of *in vitro* propagation. Accordingly, the objective of this study was to evaluate the microclimate inside the greenhouse and characterize the management of shading on the light conditions required by micropropagated seedlings of sugarcane in the acclimatization phase. The study was conducted at the experimental area of the Universidade Federal Rural de Pernambuco, in the municipality of Recife, PE. The greenhouse was covered with white polyethylene and divided into two: one with the mesh of 50% shading termorreflective installed on the inner surface of the plastic wrap and another with the shading mesh of 50% shading termorreflective installed on the inner surface of the plastic wrap with temporary shading, during 15 days. The studied variables were: meteorological (solar radiation, air temperature and relative humidity) and biometric (number of leaves, plant height, diameter of the stem, length of root, leaf area, fresh pasta and dry mass from the shoot and root, total fresh mass and total dry mass). For biometric monitoring, 06 randomly selected trays with four tubes per tray per treatment were used. The experimental design was completely randomized, using the Tukey test ($p < 0.05$) for comparison between means. The microclimate inside the greenhouse has met the requirements of the seedlings of sugarcane in the acclimatization phase. Being the greenhouse under mesh of 50% shading termorreflective with temporary shading the most suitable and provided better light conditions, this was reflected in better growth of seedlings of sugarcane in the acclimatization phase.

Keywords: mesh shading, microclimate, *Saccharum spp.*

1. INTRODUÇÃO GERAL

Segundo levantamento da CONAB (2013) a previsão do total de cana-de-açúcar a ser moída é de 652,02 milhões de toneladas para a safra 2013/14, com aumento de 10,70% em relação à safra 2012/13, que foi de 588,92 milhões de toneladas, significando que a quantidade que será moída deve ser 64,89 milhões de toneladas a mais que na safra anterior. A região sudeste é a principal produtora de cana-de-açúcar, seguida da região Nordeste. Duarte Junior e Coelho (2008) salientam a grande importância da cultura tanto social como economicamente e a Conab (2013) evidencia que na Região Nordeste espera-se uma safra mais favorável em 2013/14 com a perspectiva de um acréscimo de 4,80% na produtividade em relação à safra passada.

A cana-de-açúcar *Saccharum spp.* é uma cultura bem adaptada às condições tropicais e subtropicais devido à alta disponibilidade de água, nutrientes e radiação solar (TEJERA et al., 2007). Em vista disso e aproveitando as condições naturais favoráveis, o Brasil é o maior produtor mundial de cana-de-açúcar (FAO, 2013 a). A multiplicação dessa espécie é feita tradicionalmente por meio de estacas provenientes do colmo (CONAB, 2013). Segundo Lee (1984) as técnicas da cultura de tecidos vêm sendo aplicadas à micropropagação *in vitro* de cana-de-açúcar, para tentar reduzir o tempo necessário para a produção de mudas de boa qualidade e livres de doenças.

Esse processo de micropropagação *in vitro* se completa com a aclimatização (adaptação *ex vitro*) das mudas em ambiente protegido (CETENE, 2013). A aclimatização das mudas proporciona maior vigor vegetativo e desenvolvimento das raízes e rizomas, o qual influenciará decisivamente no índice de pegamento no plantio definitivo (SANTOS et al., 2004).

Enquanto as plântulas de propagação *in vitro* são mantidas em condição controlada no laboratório, com temperatura entre 24 e 26 °C (GUISELINI et al, 2013), as mudas cultivadas em ambiente protegido necessitam de temperaturas que variam entre 17 a 27 °C (FAO, 2013 b), enquanto que no campo as plantas de cana-de-açúcar necessitam de temperaturas do ar para seu desenvolvimento ótimo, na faixa de 20 a 30 °C (MARIN et al., 2009). Isso

torna indispensável o controle dos elementos meteorológicos como temperatura do ar, umidade relativa do ar e radiação solar durante a fase de aclimatização das mudas para minimizar as perdas e aproximar, aos poucos, as condições micrometeorológicas do laboratório a campo (GUISELINI et al., 2013).

Guiselini et al. (2010) evidenciam que as alterações físicas promovidas pelos ambientes protegidos nos diferentes elementos meteorológicos permitem o aumento da qualidade, da produtividade e da sanidade das plantas e atendem à demanda comercial, mas tais alterações podem ser também desfavoráveis, o que pode ocasionar aquecimento excessivo ou redução acentuada da luminosidade, conseqüentemente à redução da produtividade e da qualidade das plantas. Contudo, existem poucos trabalhos que relatam os detalhes do procedimento de transplante e aclimatização de mudas de cana-de-açúcar de propagação *in vitro*, sendo a carência de informações ainda maior no caso de grandes quantidades de plantas num sistema comercial de micropropagação. Meyer et al. (2009) ressaltam que a aclimatização das plantas em larga escala não é um processo totalmente otimizado.

Diante do exposto, objetivou-se com este estudo avaliar o microclima no interior do ambiente protegido e caracterizar o manejo do sombreamento na condição luminosa requerida por mudas micropropagadas de cana-de-açúcar em fase de aclimatização.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. A cultura da cana-de-açúcar

2.1.1. Origem e Morfologia

A cana-de-açúcar é uma planta perene pertencente ao gênero *Saccharum*, família *Poaceae* (*Gramineae*) (LIMA et al., 2001). É uma gramínea originária do sudeste Asiático, na região central de Nova Guiné e Indonésia. A parte aérea da cana-de-açúcar é formada por colmos, folhas, inflorescência e frutos, e a parte subterrânea por raízes e rizomas que são formados por nós, entrenós e gemas, as quais são responsáveis pela formação dos perfilhos da touceira (MOZAMBANI et al, 2006).

Os perfilhos se originam a partir do colmo primário e comportam-se como uma planta independente e autônoma. Cada perfilho possui raízes, colmos e folhas próprios, mas havendo troca de nutrientes entre os perfilhos da mesma touceira (RIPOLI et al., 2006). O colmo representa a parte econômica no cultivo da cana-de-açúcar, constitui-se num reservatório que em condições favoráveis a maturação, ocorre o acúmulo de grande quantidade de sacarose (MARIN et al., 2009). A multiplicação comercial da cana-de-açúcar é feita, tradicionalmente, por meio de colmos e algumas variedades não produzem sementes férteis (TEJERA et al., 2007). É uma planta que produz, em curto período, um alto rendimento de matéria verde, energia e fibras, sendo considerada uma das plantas com maior eficiência fotossintética (LIMA et al., 2001).

O sistema radicular da cana-de-açúcar é altamente ramificado do tipo fasciculado, com uma maior concentração em sua parte superficial, onde 85% das raízes se encontram nos primeiros 50 cm e 60% nos primeiros 20-30 cm de forma orientada para baixo no sentido vertical (SEGATO et al., 2006). A folha da planta é formada de duas partes: pela bainha que liga a folha ao colmo na base dos nós e pela lâmina foliar que faz o processo de transpiração vegetal, respiração e fotossíntese, sendo a coletora de energia do meio externo, e pode chegar a 150 cm de comprimento e 10 cm de largura. A folha é uma das partes da planta que difere entre as variedades de cana-de-açúcar, mas pode ocorrer outras variações em algumas estruturas da bainha como, a lígula e a aurícula (JAMES, 2004).

A cana-de-açúcar é uma planta C4 esta que apresenta maior taxa fotossintética e eficiência na utilização e resgate de CO₂ da atmosfera (SEGATO et al., 2006). A planta apresenta quatro fases de desenvolvimento, definidos como: brotação e estabelecimento (10 a 30 dias), perfilhamento (150 e 350 dias), crescimento dos colmos (70 a 200 dias) e a maturação (50 a 70 dias) (DOORENBOS e KASSAM, 1994).

Marin et al. (2009) ressaltam que a temperatura do ar é um dos fatores mais importantes na produção da cana-de-açúcar, com o ótimo para seu desenvolvimento entre 20 e 30 °C e seu crescimento é nulo com valores inferiores a 16 °C e superiores a 38 °C, em campo. Para o crescimento das raízes, James (2004) considera que o mesmo é afetado diretamente pela umidade e temperatura do solo, sendo que temperaturas do solo abaixo de 18 °C retardam o desenvolvimento radicular e seu crescimento é incrementado progressivamente até temperaturas do solo em torno de 35 °C, a partir do qual o crescimento radicular é prejudicado.

2.1.2. Importância socioeconômica

Introduzida no período colonial, a cana-de-açúcar se transformou em uma das principais culturas da economia brasileira. O Brasil não é apenas o maior produtor de cana-de-açúcar, é também o primeiro do mundo na produção de açúcar e etanol e conquista, cada vez mais, o mercado externo com o uso do biocombustível como alternativa energética (MAPA, 2013), da aguardente, além da crescente utilização como recurso forrageiro sendo utilizada na alimentação animal como fonte de energia (NUSSIO et al., 2007) e fertilizante para as lavouras. (EMBRAPA, 2013 a).

O etanol brasileiro de cana-de-açúcar é produzido de maneira sustentável, nos aspectos sociais, econômicos e ambientais, representando atualmente a melhor e mais avançada opção existente no mundo para produção de biocombustíveis em larga escala (UNICA, 2013 a). Para atender à demanda, que segue em alta, segundo a UNICA (2012) estima-se que será preciso mais que dobrar a produção brasileira de cana-de-açúcar até 2020, dos 555 milhões para 1,2 bilhão de toneladas. Serão gerados 350 mil novos empregos diretos e 700 mil indiretos, com até 25 mil trabalhadores qualificados

por ano, um terço deles vindos da colheita e plantio manuais, gradativamente substituídos pela mecanização.

Segundo a CONAB (2013), a área cultivada com cana-de-açúcar que será colhida e destinada à atividade sucroalcooleira na safra 2013/14 está estimada em 8.799.150 hectares, distribuída em todos os estados produtores (Figura 1).

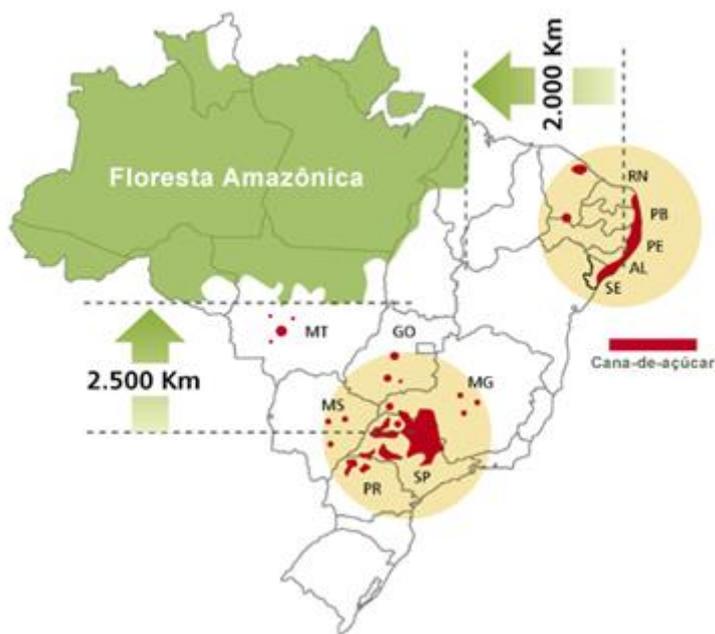


Figura 1. Mapa da produção de cana-de-açúcar no Brasil (UNICA, 2013 b).

O estado de São Paulo permanece como o maior produtor brasileiro com 51,31% (4.515.360 ha) da área plantada, seguido por Minas Gerais com 8,0% (781.920 ha), Goiás com 9,3% (818.390 ha), Paraná com 7,04% (620.330 ha), Mato Grosso do Sul com 7,09% (624.110 ha), Alagoas com 5,02% (442.590 ha) e Pernambuco com 3,25% (286.030 ha). Nos demais estados produtores as áreas são menores, com representações abaixo de 3,0%. A área de cana-de-açúcar destinada à produção na safra 2013/2014 deve apresentar um crescimento de 3,70% ou 314.150 ha em relação à safra passada (CONAB, 2013).

2.1.3. Propagação da cana-de-açúcar

Na propagação convencional, os colmo-sementes, da cana-de-açúcar devem ser provenientes de canaviais de 12 a 18 meses, livres de pragas e doenças que após recebimento de tratamento preventivo com fungicida e inseticida, são colocadas em sulcos em formato de cunha ou trapezoidal, em função do tipo de solo, com trinta centímetros de profundidade e cobertas com 5 a 10 centímetros de terra (CONAB, 2012). Para a cultura da cana-de-açúcar é comum o chamado espaçamento abacaxi, onde duas linhas de colmo-sementes são plantadas a 0,30 m de distância uma da outra, com espaçamento da entrelinha de 1,50 m, num total de 1,80 m.

A quantidade necessária de colmo-sementes varia de 10 e 15 t por hectare (EMBRAPA, 2013 b), e segundo a UNICA (2013 c) para que a cana-de-açúcar tenha maior lucratividade, 20% do canavial tem que ser renovado a cada safra. Caso contrário, a plantação envelhece e a produção cai. Em uma área de 30.000 ha, por exemplo, a área destinada para o replantio da cana-de-açúcar é de 6.000 ha, sendo necessários 15 t de mudas-sementes para o replantio, assim a usina deixa de moer 90.000 t de cana-de-açúcar, o que gera um problema econômico. Entretanto, pela técnica de micropropagação, a partir de um único explante da gema apical da cana-de-açúcar são obtidas milhares de mudas (ANITA et al., 2000).

O tempo gasto para multiplicação tradicional da cana-de-açúcar, pela propagação vegetativa por meio de colmos, é também considerado um problema econômico. Além disso, é possível que a nova variedade entre antecipadamente em seu ciclo degenerativo, devido à contaminação continuada por doenças sistêmicas que muitas vezes acontece durante a fase de multiplicação em campo aberto (LEE, 1987).

Desta forma, a micropropagação surge como uma alternativa ao processo convencional de propagação vegetativa por meio de colmos, em que altas taxas de multiplicação de cana-de-açúcar podem ser alcançadas por esse método, com inúmeras vantagens em relação à multiplicação em campo aberto (MALHOTRA, 1995), como a redução do tempo necessário para a produção de mudas de boa qualidade e livres de doenças (LEE, 1984; MONTARROYOS, 2000).

A micropropagação é uma técnica bastante utilizada para a cana-de-açúcar que possibilita a obtenção de mudas de variedades selecionadas, com alta qualidade fitossanitária, com influência direta na percentagem de sobrevivência, na velocidade de crescimento e na produção final. A utilização de mudas sadias pode aumentar a produtividade da cultura de 10 a 30% e a longevidade dos canaviais em 30% (LEE et al., 2007).

Segundo Lal e Singh (1996), tal técnica tem um potencial de produção *in vitro* de 75.600 brotos de cana-de-açúcar a partir de um único explante de gema apical no período de cinco meses e meio. Anita et al. (2000) constataram um significativo aumento na produção de mudas, ao obter mais de 1,5 milhão de plantas a partir de um simples broto apical em seis meses; Bered et al., (1998) e Aamir et al. (2008) evidenciam que este incremento na produção *in vitro* reflete o constante aprimoramento da micropropagação.

Entre os principais fatores relacionados ao enraizamento de plantas cultivadas *in vitro*, encontram-se os níveis de auxina endógena, as condições inerentes à planta matriz como juvenilidade e genótipo, o meio de cultura, a presença de reguladores de crescimento e carboidratos, a nutrição mineral, a presença de poliaminas e substâncias como carvão ativado e compostos fenólicos e as condições ambientais de crescimento das plântulas *in vitro* (SOUZA e PEREIRA, 2007).

O desempenho da muda micropropagada está relacionada aos aspectos tecnológicos laboratoriais e da fase de aclimatização, considerada crítica, uma vez que esta mudança ambiental implica em estresse fisiológico que pode resultar em grandes perdas do material micropropagado (LOCATELLI e LOVATO, 2002).

A fase de aclimatização é dividida em duas etapas, a primeira logo após a obtenção da plântula, denominada de pré-aclimatização, ainda em laboratório, com alta umidade e elevadas taxas de CO₂ (SILVA et al., 1994).

A segunda fase é a aclimatização propriamente dita, que ocorre em ambiente protegido. Para mudas micropropagadas deve-se ter atenção com o genótipo, estresse hídrico sofrido pela muda em função da diminuição da umidade relativa do ar, alteração do metabolismo heterotrófico (fornecido pelo meio de cultura) para autotrófico (dependente de obtenção de energia por meio da fotossíntese) e estresse pela luz, devido à menor luminosidade encontrada

nas salas de crescimento em relação ao ambiente externo (MORAIS NETO et al., 2000; HOFFMANN, 2002).

2.2. Aclimatização em ambiente protegido

O cultivo realizado em ambiente protegido é uma tecnologia que têm contribuído para a fase de aclimatização de mudas de cana-de-açúcar, após a realização desta etapa as plântulas bem desenvolvidas, enraizadas e aclimatizadas estão adequadas para o plantio no campo (LEE et al., 2007).

A fase de aclimatização é conhecida por berçário, momento em que as mudas necessitam de condições especiais de umidade relativa do ar, de temperatura e de sombreamento (OLIVEIRA e MELO, 1998). No interior do ambiente protegido ocorre atenuação das variações extremas dos elementos meteorológicos, que são desfavoráveis às culturas no ambiente externo (VASQUÉZ et al., 2005, CHAVARRIA e SANTOS, 2009; SANTOS et al., 2010), como a redução da radiação solar incidente (BURIOL et al., 2005; BECKMANN et al., 2006; REIS et al., 2009; GUISELINI et al., 2010, REIS et al., 2012; GUISELINI et al., 2013), velocidade do vento (CHAVARRIA et al., 2008; CARVALHO et al., 2009, OLIVEIRA et al., 2014), aumento da temperatura do ar (GUISELINI et al., 2010; TERUEL, 2010; GUISELINI et al., 2013), do solo e da umidade relativa do ar (REIS et al., 2009; TERUEL, 2010).

Geralmente, a maioria das espécies de plantas cultivadas *in vitro* tem a cutícula pouco desenvolvida, devido à alta umidade relativa do ar (90 a 100%) que ocorre *in vitro*. As folhas das plantas *in vitro* são geralmente finas, tenras e fotossinteticamente pouco ativas; por isso, mal adaptadas às condições que irão encontrar na aclimatização (PIERIK, 1990).

Santos et al. (2004) observaram que as mudas de bananeira com maior área foliar e maior número de folhas, provavelmente, apresentarão maior índice de pegamento, crescimento inicial e desenvolvimento, devido a maior produção de fotoassimilados, o que poderá resultar em uma maior produção.

Moreira et al. (2006) verificaram que a aclimatização de mudas micropropagadas de abacaxizeiro resultou em altas taxas de sobrevivência, aproximadamente 95% para todos os tratamentos testados e Berilli et al (2010) constataram que as mudas de abacaxizeiro com menor tempo de aclimatização

(30 dias) apresentaram características de crescimento inferiores e um menor índice de pegamento em campo do que mudas com maiores períodos de aclimatização (60, 90, 120 e 150 dias).

Desta forma, Calvete et al. (2002) salientam que deve-se conhecer as alterações morfológicas de plantas desenvolvidas *in vitro*, para poder melhor manipular o ambiente durante a aclimatização *ex vitro*. Bezerra, (2003) descreve que no interior do ambiente protegido, as condições ambientais podem ser alteradas ou mantidas por meio de vários equipamentos como ventiladores, exaustores, aquecedores, nebulizadores, lâmpadas, tela escura, entre outros. Tais equipamentos podem ser controlados manualmente ou por sensores que ativam os vários equipamentos (previamente programados) responsáveis pelo controle do ambiente protegido.

2.2.1. Radiação solar

Segundo Heldwein et al. (2012); Monteith e Unsworth (2008), a radiação solar tem elevada importância na produtividade de uma cultura, visto que afeta diretamente a quantidade de carboidratos resultantes da fotossíntese. Além disso, outros processos relacionados à planta e ao ambiente, tais como a transferência de água da superfície para a atmosfera, o aquecimento e o resfriamento do ar e do solo, assim como o processo de evapotranspiração. No entanto, apenas uma porcentagem da radiação solar é utilizada na fotossíntese, esta que corresponde à parte da energia da faixa do espectro solar entre os comprimentos de onda de 400 a 700 nm. Esta energia radiante é denominada radiação fotossinteticamente ativa (RFA) (FERREIRA JUNIOR et al., 2012).

O crescimento e desenvolvimento de uma planta dependem da intensidade, qualidade e duração da radiação solar global (BECKMANN et al., 2006). Kirda et al. (1994) verificaram que existe uma relação linear entre o consumo de água de uma cultura em ambiente protegido e a radiação solar diária. Andriolo, (1999) ressalva que a radiação solar é essencial para a fixação de CO₂, desta forma, esse deve ser o primeiro elemento a ser condicionado no processo de produção e de acordo com Camargo (1968) e Magalhães (1987), o desenvolvimento da cana-de-açúcar, quando cultivada em área com mais

disponibilidade de radiação solar, apresenta variação nas características morfológicas e fisiológicas. Com elevadas taxas de radiação solar, os colmos são mais grossos e mais curtos; as folhas mais longas e mais verdes e o perfilhamento mais intenso. Em condições de baixa radiação solar os colmos são mais finos e longos, as folhas estreitas e amareladas.

A transmitância das coberturas em ambientes protegidos é variável em função do ângulo de incidência dos raios solares, do tipo de cobertura, da idade do material, da cor do material, da sua espessura (GUISELINI et al., 2004), da condensação da umidade atmosférica, da deposição de poeira, do envelhecimento do material plástico, da estrutura do ambiente protegido (CABRERA et al., 2009) e da posição do Sol (SEEMAN, 1979).

Por isso, a escolha do material de cobertura do ambiente protegido é fator decisivo para a manutenção e desenvolvimento da cultura e altera a radiação solar transmitida ao interior do ambiente, o que, conseqüentemente pode beneficiar as plantas, de acordo com suas exigências (BLISKA JUNIOR e HONORIO, 1996). O valor limite de radiação solar estabelecido pela FAO (2013 b) que permite a planta seu pleno crescimento e produção mínima de assimilados necessário para a manutenção da cultura em ambiente protegido (limite trófico) é de $8,5 \text{ MJ m}^{-2}\text{dia}^{-1}$.

Buriol et al. (1993) constatou que o polietileno de baixa densidade (PEBD) é um material que apresenta boa transmitância à radiação solar, em média 70 a 80% e máximo de 95% da radiação solar é transmitida ao ambiente interno. De acordo com estudos, Farias et al. (1993 a) observaram aumento na radiação difusa, que passou de 24% da radiação global ao ar livre para 45% em ambiente protegido, em dias ensolarados. Em experimento com tomateiro, Beckmann et al. (2006) observaram que a densidade de fluxo de radiação solar global no interior do ambiente protegido foi menor do que a céu aberto, totalizando $881,85 \text{ MJ m}^{-2}$ e $1161,21 \text{ MJ m}^{-2}$, respectivamente ao final do experimento em Pelotas-RS.

Chavarria et al. (2007) constataram que a radiação fotossinteticamente ativa, incidente sobre o dossel vegetativo e os cachos da videira, no ambiente protegido, diminuiu em 33 e 55%, respectivamente, em relação à radiação incidente sobre o cultivo convencional a céu aberto. Carvalho et al. (2009) também observaram que as plantas de milho e de feijão-de-corda cultivadas no

interior dos ambientes protegidos receberam menos radiação fotossinteticamente ativa comparada com as culturas cultivadas no meio externo, já que no ambiente interno a radiação global foi reduzida, o que comprova que o telado permitiu a passagem de apenas 50% de radiação solar.

2.2.2. Temperatura do ar

A temperatura do ar no interior do ambiente protegido pode variar de acordo com seu volume e tamanho, bem como o tipo de cobertura, abertura ou não de janelas e cortinas, com a cobertura do solo e a incidência da radiação solar (SEEMANN, 1979). Assim, o uso de coberturas plásticas resulta em maior influência nas temperaturas máximas e afeta menos nas temperaturas mínimas e médias (SANTOS et al., 2010), o que segundo Cermeño (1993), está intimamente ligado ao balanço de energia.

A temperatura do ar influencia diretamente no processo de evapotranspiração, a qual precisa ser quantificada para um manejo adequado da irrigação (BRAGA e KLAR, 2000). Estima-se que em ambientes protegidos, a evapotranspiração seja reduzida em 30% e que o uso da água por unidade de produção diminui em até 50% (CUNHA et al., 2002).

Buriol et al. (1993) em seus estudos, constataram que as temperaturas mínimas do ar, no interior do ambiente protegido tendem a ser iguais ou ligeiramente superiores à observada externamente, e suas variações são justificadas em função do manejo da ventilação do ambiente protegido. Quanto aos valores de temperatura do ar máximas, Farias et al. (1993b) constataram um maior efeito da cobertura plástica sobre tal variável com valores na ordem da 1,2 a 4,4 °C acima das observadas externamente.

Segundo Carvalho et al. (2009), as médias de temperatura da folha do feijão-de-corda e do milho, foram maiores do que os das plantas cultivadas no ambiente externo, devido à maior incidência de radiação solar sobre as plantas que se encontravam fora do ambiente protegido. Chavarria et al. (2007) constataram que a cobertura plástica proporcionou uma diferenciação no microclima da videira em comparação ao cultivo a céu aberto, onde as temperaturas médias tiveram um incremento de 1 °C, enquanto as mínimas não tiveram diferença entre os dois sistemas de produção. Esse incremento

médio deve-se às temperaturas máximas que tiveram médias de 31,8 e 28°C, para área coberta e área descoberta, respectivamente.

Andrade Junior et al. (2011) observam que a diferença da temperatura, entre o ambiente interno e externo, foi em média 1,9 °C, nos meses de julho e agosto; 1,4 °C em setembro, chegando até 2,3 °C em outubro. Os valores médios de temperatura do ar no ambiente protegido cultivado com gérberas foram superiores em 8,5% ao ambiente externo, nos meses mais quentes do ano, em especial, setembro e outubro.

Duarte et al. (2011) observaram no cultivo do tomateiro que os ambientes protegidos cobertos com PEBD e com telas antiafídeos do tipo citros e clarite nas laterais apresentam variação térmica diária semelhante, e que as telas do tipo antiafídeos proporcionam maiores acréscimos diários para as temperaturas mínima, máxima e média do ar. No ambiente sem tela nas laterais e com cobertura de PEBD, as baixas temperaturas são mais frequentes do que em ambiente com tela nas laterais e com cobertura de PEBD.

Costa et al. (2010) observaram que no ambiente protegido o tipo de cobertura, forma, dimensão e a presença de abertura zenital ao longo da cumeeira influenciam diretamente na temperatura do ar, ao estudar diferentes ambientes: tipo capela com cobertura de PEBD; viveiro telado com malha preta 50% de sombreamento; viveiro telado com malha preta 50% de sombreamento e termorefletora nas laterais; viveiro coberto com palha de coqueiro; estufa tipo arco com abertura zenital; e viveiro telado construído em aço. Nesses ambientes as temperaturas médias foram de 34 °C, 32,9 °C, 33,3 °C, 32,2 °C, 32,1 °C e 32,2 °C, respectivamente.

2.1.1. Umidade relativa de ar

Segundo Cunha et al. (2002) o crescimento e a produtividade das plantas estão diretamente relacionados com a quantidade de água disponível no ar, sendo a maior parte desta água utilizada pelas plantas por meio da transpiração. Assim, a umidade relativa do ar pode afetar a transpiração da planta por interferir na condutância estomática. Pode afetar indiretamente, a turgência dos tecidos e por isso altera os processos metabólicos ligados ao

crescimento da planta, como por exemplo, a absorção de nutrientes (ANDRIOLO, 1999).

As plantas micropropagadas são mais suscetíveis aos estresses ambientais, devido à formação incompleta dos estômatos e ao pouco desenvolvimento da cutícula das folhas (HOOKER et al., 1994; BANDEIRA et al., 2007). Debergh e Read, (1991); George, (1996) e FAO (2013 b) ressaltam que durante a etapa de aclimatização, o ambiente protegido deverá ter alta umidade relativa do ar, com no mínimo 85%.

A umidade relativa do ar no interior do ambiente protegido, em geral, é superior à do ambiente externo, em consequência do aumento da concentração ou pressão de vapor d'água (FARIAS et al., 1993 b; SCHIEDECK et al., 1997). Por outro lado, de acordo com Seemann (1979) e Farias et al. (1993 b), os valores da umidade relativa do ar são inversamente proporcionais à temperatura do ar e muito variáveis no interior do ambiente protegido. No entanto, Buriol et al. (2000) observaram que para períodos diurnos a umidade relativa é menor no interior do ambiente protegido, acompanhado de acréscimos na temperatura do ar, sobretudo em dias de céu limpo, dependentes do manejo das aberturas.

Guiselini et al. (2007) verificaram que os valores da umidade relativa média, máxima e mínima do ar no interior dos ambientes protegidos foram similares, porém ligeiramente superiores aos observados no ambiente externo ambos cultivados com gérbera e que a umidade relativa média, máxima e mínima do ar apresentaram variações inversas à temperatura média, máxima e mínima do ar.

2.1.2. Materiais de cobertura

A criação de condições microclimáticas adequadas para as cultura no interior dos ambientes protegidos pode ser obtida por meio de diversas técnicas, sendo as mais econômicas aquelas que empregam o uso e a combinação de diferentes tipos de materiais de cobertura (GUISELINI et al., 2010). De acordo com Cardoso et al. (2008), a cobertura de plástico no ambiente protegido promove alterações na temperatura, na radiação solar, nos ventos e na presença de água livre sobre as folhas. Aquino et al. (2007)

ressaltam que em regiões onde há alta insolação, é recomendado o uso de malhas no interior dos ambientes protegidos, para que a produção vegetal não seja prejudicada pelas altas temperaturas, uma vez que as malhas fornecem sombreamento às plantas e possuem propriedades que podem melhorar as condições microclimáticas do ambiente.

Dalmago et al. (2006) evidenciam que devido às alterações micrometeorológicas que ocorrem no interior do ambiente protegido, têm-se reduções em torno de 70% na evapotranspiração das culturas em ambientes com cobertura de plástico, em comparação a cultivos a céu aberto.

As malhas de sombreamento têm sido utilizadas isoladamente, ou em associação com plásticos em ambientes protegidos, o que proporciona condição microclimática mais adequada para o desenvolvimento das culturas. Com isso há redução, principalmente, dos efeitos nocivos da alta incidência da radiação solar e protege contra os extremos de temperatura do ar (MORAIS et al., 2011).

Pezzopane et al. (2004) constataram que fatores como latitude local, época do ano e horário do dia controlam a atenuação da radiação solar pela tela plástica. Desta forma, o conhecimento da transmissividade real do material é de fundamental importância para melhor aplicação prática de resultados de experimentos que indiquem o sombreamento mais adequado para o crescimento e o desenvolvimento de uma espécie vegetal.

Existem no mercado malhas termorefletoras, amplamente utilizadas na agricultura, tanto em campo aberto, como em ambiente protegido (GUISELINI e SENTELHAS, 2004; GUSSAKOVSKY et al., 2007). De acordo com Goto et al., (2005) e Leite et al. (2008) as malhas metalizadas por alumínio em ambas as faces (termorefletora), além de promoverem sombreamento, possuem características que as diferenciam das malhas negras, que são a conservação de energia no ambiente e a reflexão de parte da energia solar incidente; os fios retorcidos promovem a difusão da luz, aumentam a eficiência de captura de energia pelas plantas e, conseqüentemente, amplia a eficiência da fotossíntese.

Tal fenômeno foi constatado por Pezzopane et al. (2004) que verificaram o aumento da temperatura mínima noturna do ambiente, da cultura e do solo em

função do uso de malhas termorefletoras, em razão da menor perda de radiação de ondas longas à noite e da menor renovação do ar.

Gondim et al. (2007) observaram que o sombreamento sobre as plantas de inhame promoveu modificações na morfologia das plantas ao longo do ciclo, com aumento da área foliar e alongamento do pecíolo, sendo esses aumentos mais pronunciados nos tratamentos que receberam sombra durante o ciclo todo e com maior intensidade; e que o aumento da área foliar foi devido à expansão do limbo foliar, visto que não houve efeito do sombreamento sobre o número de folhas. Lima et al., (2008) ressaltam que a expansão da folha sob baixa luminosidade é uma resposta frequentemente relatada e indica uma maneira da planta compensar ou imprimir melhor o aproveitamento da baixa luminosidade.

Guiselini e Sentelhas (2004) constataram que as malhas instaladas internamente, horizontalmente na altura do pé direito, associadas ao filme plástico promoveram uma barreira parcial ao movimento convectivo, o que proporcionou temperaturas superiores logo abaixo das malhas, ocasionando valores de temperatura do ar, próximo aos sensores, maiores do que no ambiente sem malha de sombreamento.

Guiselini et al. (2010) constataram que a malha de sombreamento termorrefletora (50%) instalada na superfície externa do PEBD no ambiente protegido obteve maior radiação solar global no decorrer dos dois ciclos experimentais da gérbera estudados. Isso possibilitou às plantas melhores condições microclimáticas, o que refletiu em maior quantidade de botões florais do que no ambiente protegido com a malha de sombreamento termorrefletora (50%) instalada internamente, na altura do pé direito.

Guiselini et al. (2013) concluíram que o ambiente protegido coberto com plástico leitoso associado à malha de sombreamento termorrefletora (50%) instalada na superfície interna do filme plástico em comparação ao ambiente protegido coberto com malha preta instalada na altura do pé direito, proporcionou melhores resultados de desenvolvimento das mudas de cana-de-açúcar em decorrência da maior disponibilidade de radiação solar global nesse ambiente de produção.

3. MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi realizado no ambiente protegido localizado na área experimental do Departamento de Agronomia, na Universidade Federal Rural de Pernambuco, no município do Recife, situado na Zona da Mata do estado de Pernambuco, com latitude de 8° 04'03" S; longitude de 34° 55'00" O; e a uma altitude de 4 m (Figura 2). O ambiente protegido apresenta dimensões de 7,0 m de largura, 21,0 m de comprimento, 3,0 m de pé direito e 4,5 m de altura (Figura 3).



Figura 2. Localização geográfica de Recife, PE. Fonte: Adaptado de Embrapa, (2013 c).

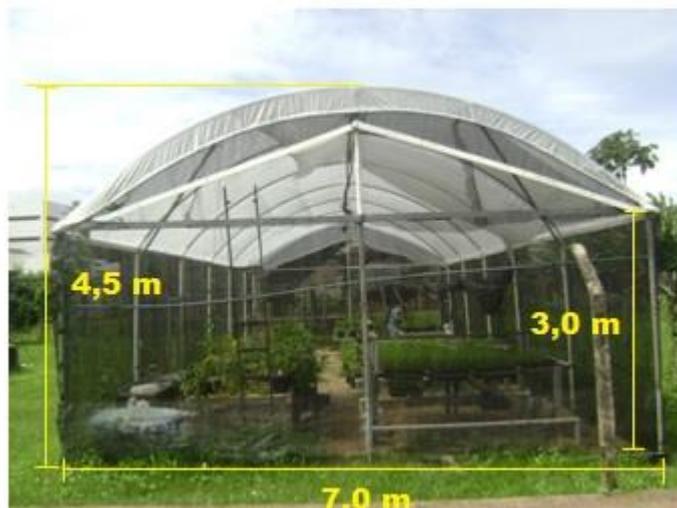


Figura 3. Ambiente protegido monitorado. Recife, PE, 2013.

O clima da região é caracterizado como megatérmico (As') com precipitação de inverno e com estação seca do verão até outono, segundo classificação de Köppen (PEREIRA et al., 2002). A temperatura média anual no Recife é de 25,5 °C. As temperaturas mais elevadas na região são em Janeiro, com média de 27 °C e Julho é o mês mais frio na capital de Pernambuco, média de 24 °C. Na Figura 4 observa-se o balanço hídrico mensal para o município de Recife, PE, estabelecidos por estudos das características climáticas da região no período de 1961-1990 por Sentelhas et al. (1999), nota-se que o déficit hídrico na região estudada ocorre nos meses de Janeiro, Outubro, Novembro e Dezembro. Pode-se observar na Tabela 1 a característica climática da região estudada (CHESF, 1987; SENDELHAS et al., 1999 e MME 2003.).

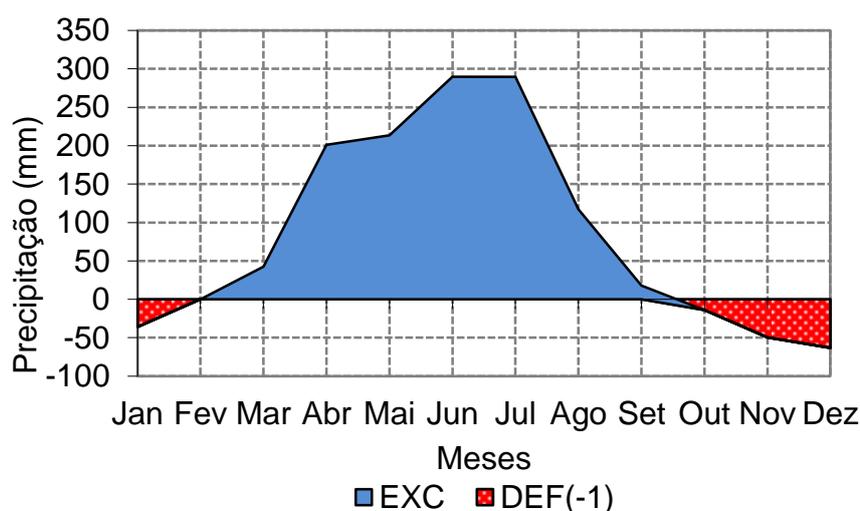


Figura 4. Extrato do balanço hídrico mensal para o município de Recife-PE, Sentelhas et al. (1999).

Tabela 1. Características climáticas de Recife-PE. Fonte: CHESF (1987), Sentelhas et al. (1999) e MME (2003).

Mês	N (h)	n (h)	(n/N)	Qg (MJ m ⁻² dia ⁻¹)	Tar (°C)	UR (%)	P (mm)
Jan	12,4	8,3	0,67	22,3	26,6	75	103
Fev	12,3	7,8	0,64	21,5	26,6	77	144
Mar	12,1	6,9	0,57	20,2	26,5	80	265
Abr	11,8	6,5	0,55	17,7	25,9	84	326
Mai	11,6	6,3	0,54	15,9	25,2	85	329
Jun	11,5	5,7	0,49	14,5	24,5	86	390
Jul	11,6	5,3	0,46	14,6	24,0	85	386
Ago	11,7	7,1	0,61	18,5	23,9	82	213
Set	12,0	7,5	0,63	20,5	24,6	79	122
Out	12,2	8,3	0,68	22,2	25,5	76	66
Nov	12,4	9,3	0,75	23,0	25,9	74	48
Dez	12,5	8,5	0,68	21,9	26,3	75	65
Ano	12,0	7,3	0,61	19,5	25,5	80	205

N: fotoperíodo (h); n: insolação diária (h); n/N: fração de insolação; Qg: radiação solar global (MJ m⁻² dia⁻¹); Tar: temperatura do ar (°C); UR: umidade relativa do ar (%); P: precipitação (mm).

O ambiente protegido foi coberto com plástico leitoso e dividido em dois tratamentos, tratamento 1 (T1) coberto com plástico leitoso associado à malha de sombreamento termorrefletora (50%) instalada na superfície interna do filme plástico e tratamento 2 (T2) coberto com plástico leitoso

associado à malha de sombreamento termorefletora (50%) instalada na superfície interna do filme plástico com uma cobertura temporária a 15 cm de altura da bancada, por 15 dias (Figura 5), totalizando dois tratamentos (T1 – malha termorefletora; T2 – malha termorefletora com sombreamento temporário) (Figura 6).

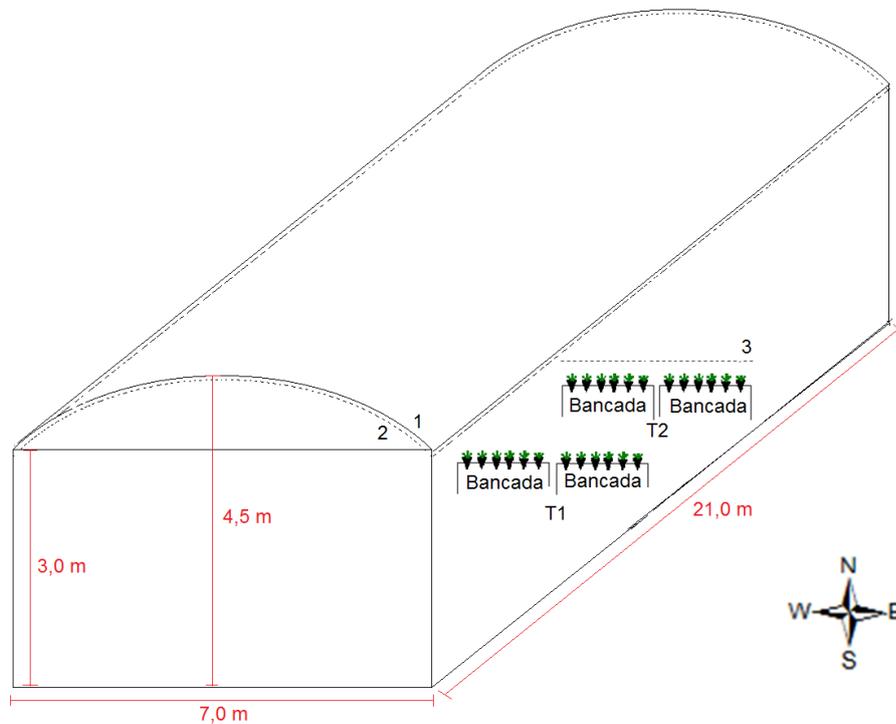


Figura 5. Esquema dos tratamentos (T1 e T2) e dimensões do ambiente protegido. (1) Plástico transparente, (2) Malha termorefletora (50%) e (3) Malha termorefletora (50%) temporária.



Figura 6. a) Vista interna do ambiente protegido cultivados com mudas de cana-de-açúcar. (a.1) Malha termorefletora (50%) instalada na superfície interna do filme plástico, (a.2) Malha termorefletora (50%)

temporária, (b) Mudanças de cana-de-açúcar em T1 e (c) Mudanças de cana-de-açúcar em T2.

O material vegetal utilizado foi constituído por mudas micropropagadas em biorreator de imersão temporária (BIT) com tamanhos uniformizados e com presença de sistema radicular. A variedade das mudas micropropagadas utilizadas para aclimatização foi a RB 92579, esta que tem como principal característica a maior tolerância à seca, que é um problema característico da região Nordeste (RIDESA, 2010). Procedeu-se o transplante das mudas de cana-de-açúcar no dia 20/06/2013 para bandejas com 108 células de cultivo de mudas, que permitiu a fixação dos tubetes que apresentavam diâmetro de 46 mm, comprimento de 145 mm, 08 estrias internas e capacidade de 115 cm³ (Figura 7). Na fase de aclimatização (21/06 a 04/08/2013) a irrigação das mudas foi feita de forma manual duas vezes por dia, mantendo o substrato sempre úmido, mas nunca seco e nem encharcado. O substrato utilizado foi o Basaplant substrato para plantas, composto por casca de pinus, turfa, carvão, vermiculita, adubação inicial de NPK e micronutrientes, para ambos os tratamentos.

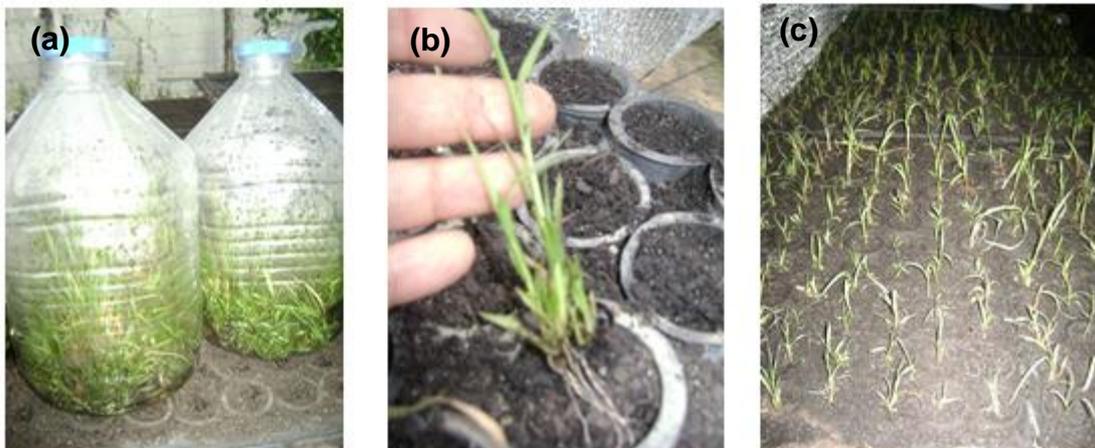


Figura 7. Material vegetal utilizado no experimento. (a) mudas de cana-de-açúcar micropropagadas em biorreator de imersão temporária (BIT), (b) mudas com presença de sistema radicular e (c) mudas transplantadas para tubetes fixados em bandejas.

Na Figura 8, observam-se os instrumentos que foram utilizados no experimento, para a caracterização do microclima no interior de cada ambiente foi utilizada uma plataforma automática de registro de dados meteorológicos, Datalogger Campbell®, modelo CR1000, para registros contínuos de dados meteorológicos: radiação solar global (Q_g , $\text{MJ m}^{-2} \text{ dia}^{-1}$ e W m^{-2}), temperatura do ar (T_{ar} , °C), umidade relativa do ar (UR,%).

Para o ambiente externo, foi utilizada uma estação meteorológica automática Datalogger Campbell®, modelo CR1000. Localizada próxima à área do experimento (200 m), para registros contínuos de dados meteorológicos: radiação solar global (Q_g , $\text{MJ m}^{-2} \text{ dia}^{-1}$ e W m^{-2}), temperatura do ar (T_{ar} , °C), umidade relativa do ar (UR,%).

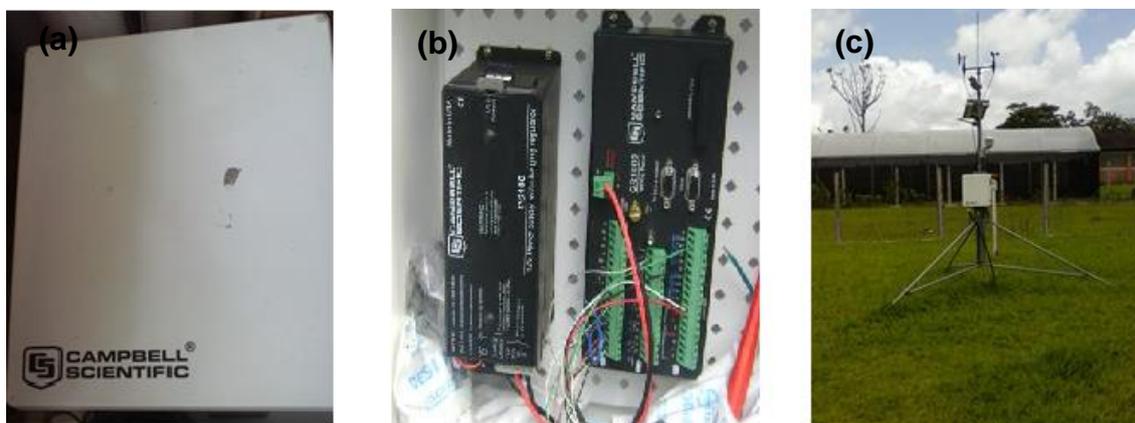


Figura 8. (a) vista externa e (b) vista interna da plataforma automática de registro de dados meteorológicos no ambiente protegido e (c) Estação Meteorológica Automática no ambiente externo.

Foram instalados dois sensores de radiação solar global (piranômetros, modelo CS300 Campbell) (Figura 9), um no tratamento T1 (malha termorefletores) e outro no tratamento T2 (malha termorefletores com sombreamento temporário) durante 15 dias, após os 15 dias do início da aclimatização a malha de sombreamento temporária foi retirada, mantendo somente a malha termorefletores na superfície interna do filme plástico, tornando os tratamentos em um só (ambiente interno).

Para os dados de radiação solar global obtidos no ambiente protegido e externamente, determinou-se a transmitância da cobertura utilizada por meio de cálculos utilizando as médias diárias de Q_g (W m^{-2}) e pelo cálculo do

coeficiente angular das regressões geradas entre os valores de Q_g interno e externo. Além disso, foram avaliadas as variações diárias de Q_g ($W m^{-2}$) a cada 15 min, ao longo de todo o monitoramento e para o dia de maior e menor disponibilidade de radiação solar global (25/06 e 04/07/2013), antes da retirada da malha temporária. Foi também comparado à variação da radiação solar global o valor limite de radiação solar estabelecido pela FAO (2013 b) que permite a planta seu pleno crescimento em ambiente protegido (limite trófico) que é de $8,5 MJ m^{-2}dia^{-1}$.

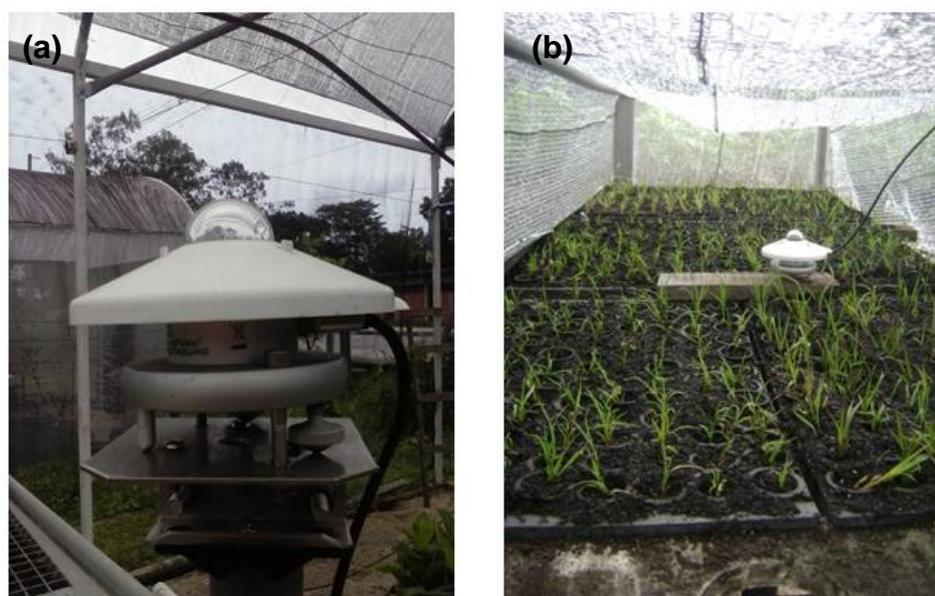


Figura 9. Vista dos piranômetros instalados no interior dos ambientes protegidos para medição da radiação solar global. (a) pirômetro instalado em T1 e (b) pirômetro instalado em T2.

Visto a ausência de barreira física entre os ambientes considerou-se que não houve necessidade de acompanhamento individualizado para a variável temperatura do ar nos tratamentos estudados, pois ocorreu homogeneidade da massa de ar entre os dois ambientes estudados, assim o elemento meteorológico temperatura do ar registrado no interior do ambiente protegido foi comparado ao ambiente externo, considerando-se como variável única para os dois tratamentos (T_{ar} interna, $^{\circ}C$), assim como a umidade relativa do ar (UR interna %). Metodologia adotada também em situação similar por Guiselini et al. (2013).

Foram levados em consideração valores médios da temperatura e umidade relativa do ar registrados, tanto no interior como no exterior do ambiente protegido durante todo o período experimental. Neste caso, as diferenças médias dos valores registrados entre os dois ambientes e a condição externa foram determinadas, assim como a relação entre elas, estabelecidas pela análise de regressão, para o período todo, na escala de 15 min.

O registro das variáveis biométricas contou com quatro mudas por bandeja, que após aleatorização manteve-se as mesmas até o final do experimento (Figura 10). Foram utilizadas 06 bandejas por tratamento, com 108 tubetes cada, sendo 648 mudas de cana-de-açúcar por tratamento, 1296 mudas no total. O experimento foi conduzido em um delineamento experimental inteiramente casualizado utilizando-se o teste de Tukey ($p < 0,05$) para comparação entre as médias das variáveis biométricas, sendo identificadas 24 plantas de cada tratamento, onde cada planta foi considerada uma repetição.

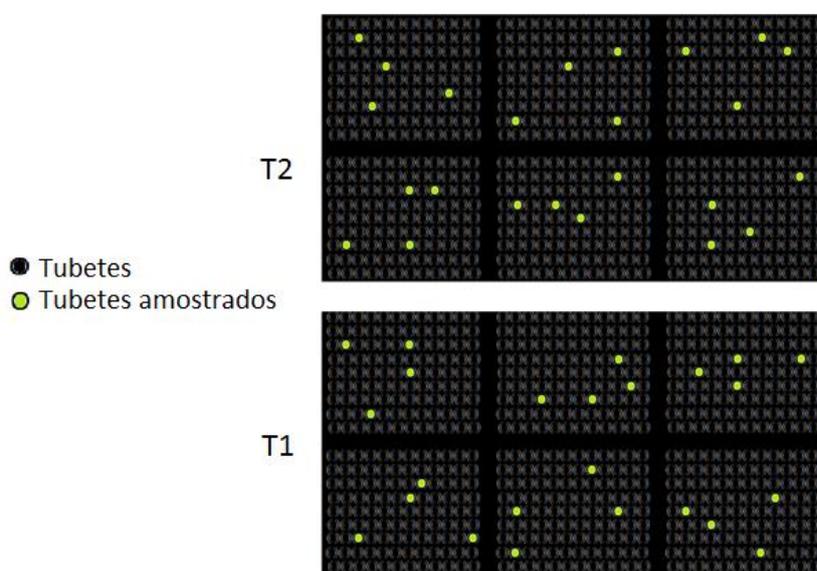


Figura 10. Disposição das bandejas e dos tubetes nos tratamentos 1 e 2.

Para as variáveis biométricas foram realizadas três medições: M1: 15 dias, M2: 35 dias e M3: 45 dias após o início da aclimatização, que contou com a avaliação de 24 plantas por tratamento.

Na M1 (06/07/2013) e M2 (26/07/2013) foram levadas em consideração as seguintes variáveis biométricas: número de folhas (NF) – em que se realizou a contagem das folhas existente na planta; altura da planta (AP, cm) – levou-se em consideração a arquitetura da planta no tubete, ou seja, a altura máxima em que a planta se encontrava no momento da leitura, sem ter que esticar a folha da mesma.

Na M3 (05/08/2013) além das variáveis NF e AP, as plantas que foram destinadas para avaliações, tiveram o substrato removido por meio de água corrente para a determinação do diâmetro do colmo (DC, mm) - medido no ponto médio do colmo, com o auxílio de um paquímetro; do comprimento da raiz (CR, cm), com o auxílio de uma trena; massa fresca da raiz (MFR, g) e massa fresca da parte aérea (MFPA, g), obtidas por meio de balança de precisão (0,01 g); massa fresca total (MFt, g) obtidas pelo somatório da MFR e MFPA; massa seca da raiz (MSR, g) e massa seca da parte aérea (MSPA, g), obtida da mesma forma que a MF, após secagem em estufa à 70 °C com ventilação forçada até obter massa constante; massa seca total (MSt, g) obtida pelo somatório da MSR e MSPA; e a área foliar por tubete (A_{ft} , cm²), estimada conforme a Eq. 1:

$$A_{f \text{ estimada}} = f \cdot C \cdot L \quad (1)$$

em que: f - fator de forma para a correção da área foliar, igual a 0,75 (OLIVEIRA et al., 2007); C - comprimento, cm; L - largura, cm. Sendo assim, a área foliar por tubete (A_{ft}) foi calculada pela Eq. 2:

$$A_{ft} = A_{f \text{ estimada}} \cdot NF \quad (2)$$

em que: $A_{f \text{ estimada}}$ - área foliar estimada, cm²; NF - número de folhas por tubete.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. Variáveis meteorológicas

Os valores médios diários de radiação solar global (Q_g , $\text{MJ m}^{-2}\text{d}^{-1}$) obtidos nos ambientes estudados, durante os primeiros 15 dias de aclimatização (21/06 a 05/07/13) foram menores no interior do ambiente protegido no tratamento com malha termorefletora temporária (T2) em comparação ao tratamento sem malha temporária (T1) e ao ambiente externo (Figura 11). Isso ocorreu devido à reflexão e à absorção da Q_g pela interação da cobertura plástica com a malha termorefletora instalada na superfície interna do filme plástico e da malha temporária de sombreamento, que diminuíram sua transmissão no interior do ambiente protegido (PEREIRA et al., 2002; GUISELINI et al., 2010).

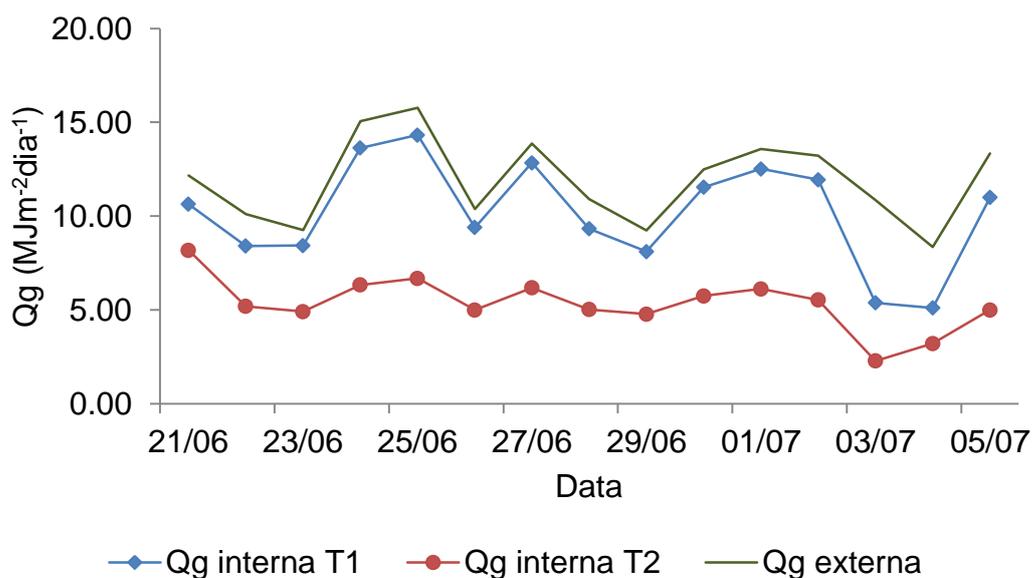


Figura 11. Variação média diária da radiação solar global (Q_g , $\text{MJ m}^{-2} \text{d}^{-1}$), no ambiente protegido em T1 e T2, e do ambiente externo (Q_g externa), no período de 21/06/2013 a 05/07/2013.

No T1 o valor médio diário de Q_g foi da ordem de $8,68 \text{ MJ m}^{-2}\text{d}^{-1}$ e no T2 foi de $3,42 \text{ MJ m}^{-2}\text{d}^{-1}$; o valor médio registrado no ambiente externo foi de $12,23 \text{ MJ m}^{-2}\text{d}^{-1}$. Observa-se que T1 foi o ambiente que obteve valor médio de radiação solar global mais próximo ao estabelecido pela FAO (2013 b), para o

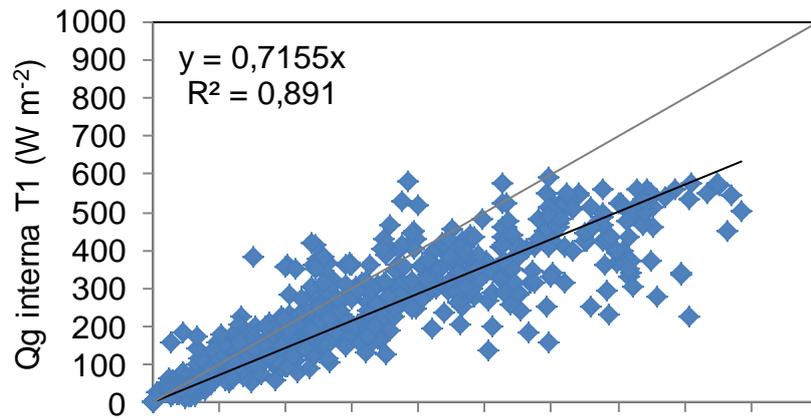
cultivo de mudas em ambiente protegido, que é de $8,5 \text{ MJ m}^{-2}\text{d}^{-1}$. Isso influenciou diretamente na altura das mudas e no número de folhas, ao contrário de T2, em que, a redução da radiação solar global no interior do ambiente estimulou o crescimento do sistema radicular das mudas de cana-de-açúcar, o que pode favorecer o pegamento das mudas no campo. O valor médio do comprimento da raiz em T1 e T2 foi de 13,90 cm e 15,91 cm, respectivamente com efeito significativo entre os tratamentos ($p>0,05$) no teste de Tukey ao final do período experimental (Figura 19).

A relação funcional entre a radiação solar global para o período de 15 dias iniciais, no interior dos tratamentos com o ambiente externo (Figura 12) apresentou coeficiente de determinação (R^2), de 0,89 e 0,84, o que indica boa associação linear entre as variáveis estudadas e o coeficiente angular de 0,71 e 0,28 para T1 e T2, respectivamente.

A cobertura dos ambientes estudados promoveram atenuação da radiação solar global, com valores de transmitância da ordem de 71 e 28%, respectivamente, para T1 e T2, valores similares aos obtidos pelos coeficientes angulares das equações (Figura 12). Portanto, essa variação se justifica pelo fato do T2 apresentar maior atenuação com a presença da malha temporária, responsável por reduzir a radiação no interior do ambiente protegido em 43%, em relação ao T1. De acordo com Camargo (1968) e Magalhães (1987), o desenvolvimento da cana-de-açúcar no campo, quando cultivada em área com maior disponibilidade de radiação solar, apresenta variação nas características morfológicas e fisiológicas.

No entanto, quando se trata de mudas micropropagadas em fase de aclimatização deve-se atentar ao estresse pela luz, devido à luminosidade reduzida encontrada nas salas de crescimento em relação ao ambiente externo (MORAIS NETO et al., 2000; HOFFMANN, 2002). Dessa forma, as malhas de sombreamento têm sido utilizadas na redução dos efeitos nocivos da alta incidência da radiação solar (MORAIS et al, 2011).

a)



b)

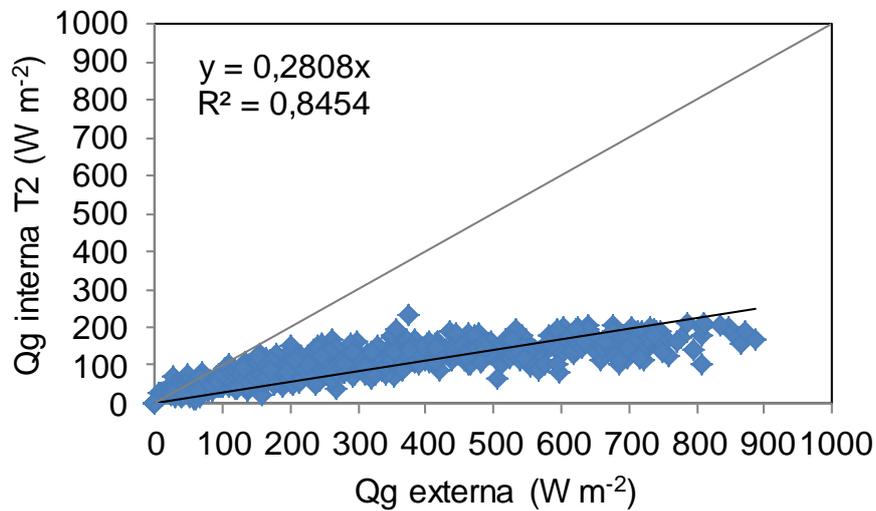
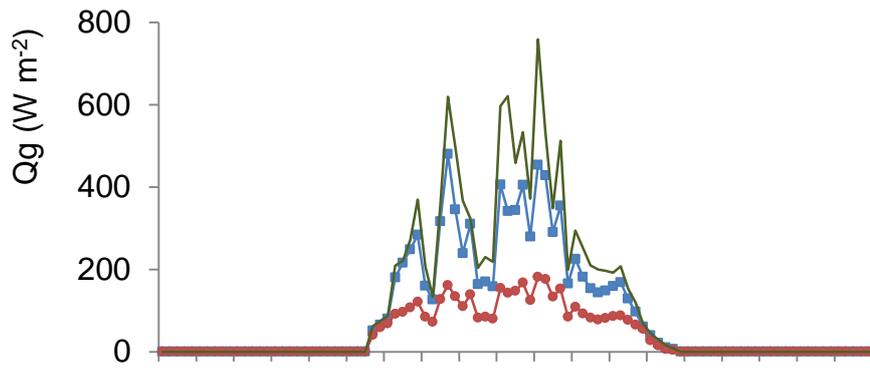


Figura 12. (a) Relação entre a radiação solar global (Q_g , $W m^{-2}$) no ambiente protegido no T1 e (b) no T2 com o ambiente externo na escala de 15 min ao longo dos primeiros 15 dias de aclimatização.

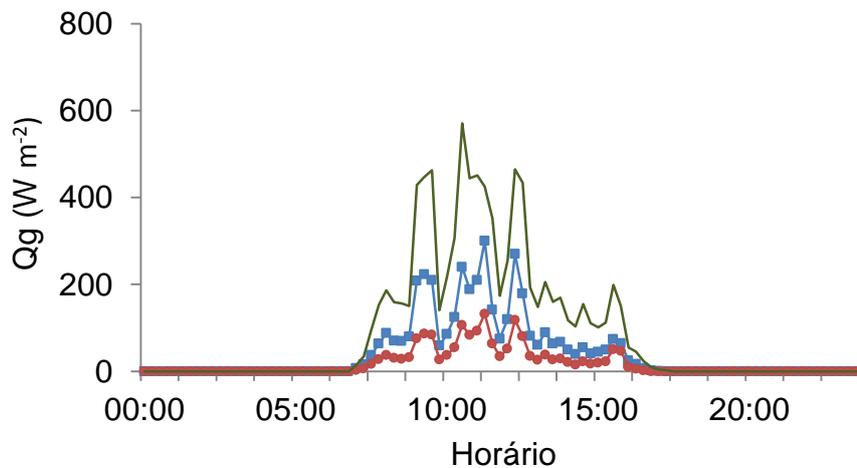
A variação da radiação solar global a cada 15 min (Figura 13) para o dia de maior e menor disponibilidade de radiação solar global (25/06 e 04/07/2013), consta a mesma variação encontrada na Figura 11, ou seja, maior transmitância proporcionada pelo T1 em relação o T2. Isto se justifica pelo período experimental ter coincidido com a estação chuvosa do município no Recife, PE, com alto índice pluviométrico.

Nota-se que quando houve menor incidência de radiação solar global fora e dentro dos ambientes protegidos, as transmitâncias das coberturas não sofreram alteração em relação à análise dos 15 dias iniciais do experimento (Figura 12).

a)



b)



—■— Qg interna T1 —●— Qg interna T2 — Qg externa

Figura 13. Variação a cada 15 min da radiação solar global ($W m^{-2}$) em um dia de (a) com maior (25/06) e (b) com menor (04/07) disponibilidade de radiação solar global nos primeiros 15 dias de aclimatização.

Após a retirada da malha temporária os T1 e T2 passaram a ser o mesmo não diferenciaram quanto à cobertura, sendo assim a radiação solar global a

mesma nos dois tratamentos (Figura 14). O valor médio diário da radiação solar global no ambiente interno, no decorrer dos últimos 30 dias experimentais, manteve-se inferior ao registrado no ambiente externo (7,42 MJ m⁻²d⁻¹ e 11,59 MJ m⁻²d⁻¹, respectivamente), devido à atenuação da radiação solar pela cobertura plástica e também ao sombreamento promovido pela malha termorefletora. Neste segundo momento, sem a malha temporária, o ambiente interno proporcionou melhores condições de incidência e difusão da radiação solar global e influenciou, nos dois tratamentos, o número de folhas e altura da planta por apresentar valores mais próximos aos estabelecidos pela FAO (2013 b).

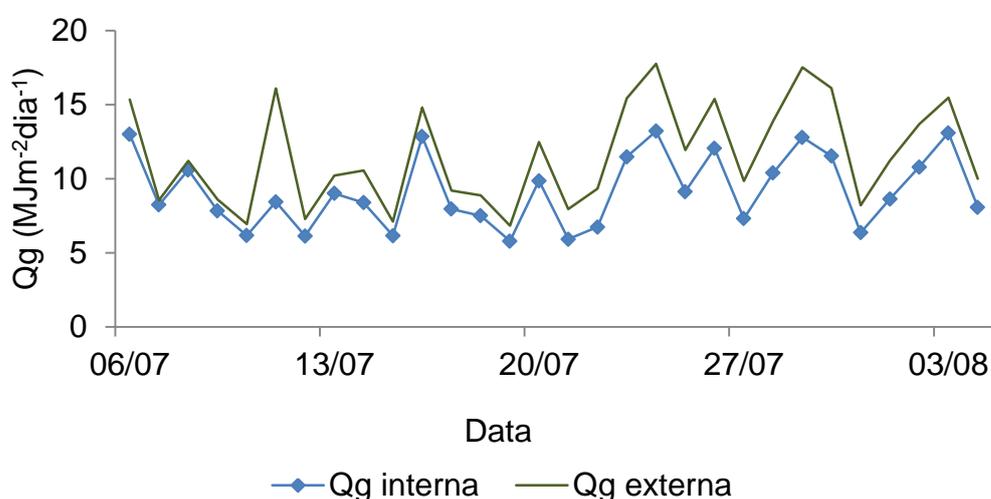


Figura 14. Variação média diárias da radiação solar global (MJ m⁻² d⁻¹), no ambiente protegido (Qg interna) e do ambiente externo (Qg externa), no período de 06/07/2013 a 04/08/2013.

Nota-se que a relação funcional entre a radiação solar global no interior do ambiente protegido com o ambiente externo (Figura 15) neste período (06/07 a 04/08/2013) apresentou coeficiente de determinação (R²) de 0,87, o que indica boa associação linear entre as variáveis estudadas e coeficiente angular de 0,64. A associação do plástico leitoso com a malha termorefletora proporcionou a atenuação da radiação solar global, com valor aproximado de transmitância de 64%. A transmitância do material de cobertura no T1, comparativamente ao mesmo tratamento nos primeiros 15 dias de aclimatização (71%), verifica-se a diferença de 7% na transmissividade, isto se

deve ao fato da transmitância das coberturas ser variável em função da incidência dos raios solares (GUISELINI et al., 2004), da condensação da umidade e deposição de poeira no material de cobertura do ambiente protegido (CABRERA et al., 2009), estas que foram observadas no ambiente protegido estudado.

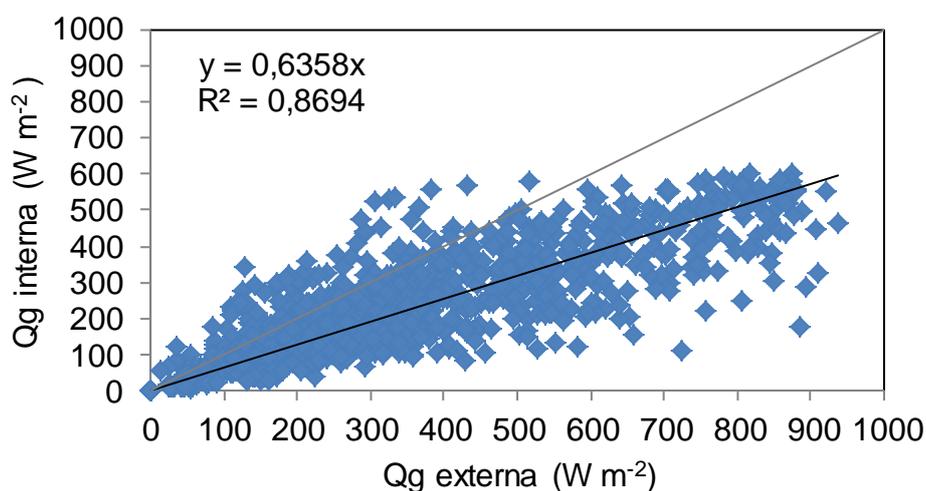


Figura 15. Relação entre a radiação solar global (Qg) no ambiente protegido e no ambiente externo em $W m^{-2}$, na escala de 15 minutos no período de 06/07/2013 a 04/08/2013.

Na fase de aclimatização, a Tar interna foi superior aos valores registrados externamente, com valores médios da ordem de 25,8 e 25,1 °C, respectivamente (Figura 16). Ao considerar que as plântulas foram mantidas em condição controlada no laboratório, com temperatura entre 24 e 26 °C e a faixa de temperatura do ar recomendada para a condução da cultura a céu aberto ser de 20 a 30 °C (GUISELINI et al., 2013), Marin et al. (2009) ressaltam que os valores médios em torno de 26 a 28 °C no interior do ambiente protegido resultaram em uma mudança com menor estresse para as mudas.

Locatelli e Lovato (2002) consideram que a fase de aclimatização das mudas é uma fase crítica, uma vez que a mudança do laboratório para o ambiente protegido implica em estresses que podem resultar em grandes perdas do material micropropagado.

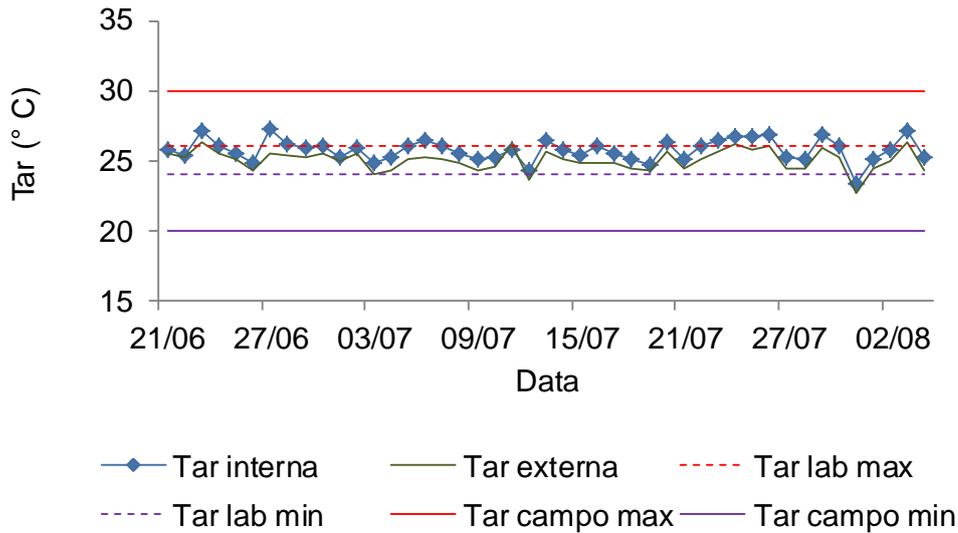


Figura 16. Temperatura média diária do ar no interior do ambiente (Tar interna) e no ambiente externo (Tar externa), temperatura do ar no laboratório (Tar lab max e min), e temperatura do ar máximo e mínimo recomendados para cultivo de cana-de-açúcar à campo (Tar campo max e min).

A diferença de temperatura do ar (ΔTar) entre ambiente interno e externo foi em média de 0,7 °C (Tabela 2). Chavarria et al. (2007) encontraram valor de temperaturas média interna de 1 °C acima do registrado no ambiente externo no cultivo da videira. Andrade Junior et al. (2011) observam que a diferença da temperatura, entre o ambiente interno e externo, foi em média 1,9 °C, nos meses de julho e agosto; 1,4 °C em setembro, chegando até 2,3 °C em outubro. Essa diferença entre os valores de temperatura do ar interno quando comparado ao externo (ΔTar , °C) apresenta variação de acordo com a época do ano, clima da região, arquitetura do ambiente protegido, tipo de cobertura, tipo de fechamento lateral, manejo de irrigação, manejo das aberturas para ventilação e vegetação do em torno (GUISELINI et al., 2013).

Tabela 2. Temperatura máxima, média e mínima do ar no ambiente protegido e no ambiente externo, durante o período avaliado. Recife, PE, 2013.

T °C	Amb. Protegido	Amb. Externo	Variação
	T °C	T °C	ΔT °C
Máx.	27,3	26,4	0,9
Méd.	25,8	25,1	0,7
Min.	23,3	22,8	0,5

Observa-se na Figura 17 que o valor da umidade relativa média do ar durante o período experimental, no interior do ambiente protegido foi superior ao do ambiente externo, com valores da ordem de 81 e 79%, respectivamente. Resultados semelhantes foram obtidos por Guiselini et al. (2007). Isto se deve ao aumento da pressão de vapor d'água no interior do ambiente protegido (FARIAS et al., 1993 b; SCHIEDECK et al., 1997).

Seemann (1979) e Farias et al. (1993b), evidenciam que os valores da umidade relativa do ar são inversamente proporcionais à temperatura do ar e muito variáveis no interior do ambiente protegido. Debergh e Read, (1991), George (1996) e a FAO (2013 b) ressaltam que durante a etapa de aclimatização, o ambiente protegido deverá ter alta umidade relativa do ar, mínimo de 85%. Contudo o valor médio da umidade relativa do ar no interior do ambiente protegido analisado teve uma diferença em 4% a baixo do valor mínimo indicado, mas dentro do limite de calibração do sensor, $\pm 5\%$.

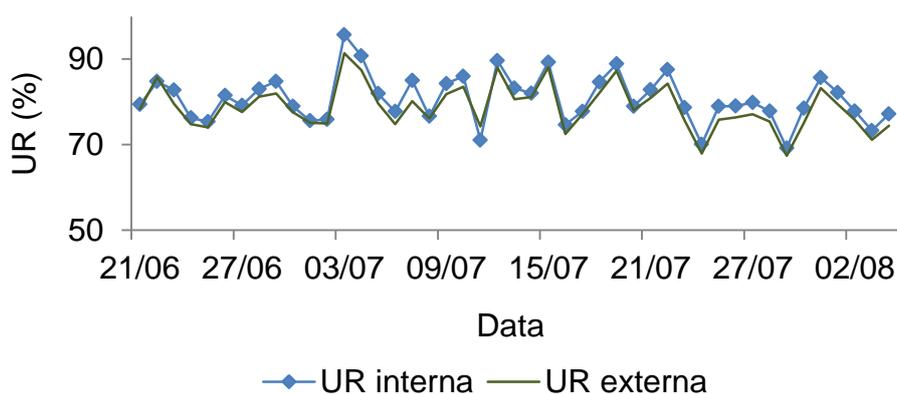


Figura 17. Umidade relativa do ar no ambiente protegido (UR% interna) e no ambiente externo (UR% externa), durante o período avaliado.

Nota-se que durante o período experimental, o valor da umidade relativa média do ar no interior do ambiente protegido foi superior ao observado no ambiente externo, com 2% de diferença. A UR máxima apresentou maior diferença entre o ambiente externo e o ambiente protegido, igual a 5%. A UR mínima foi a que apresentou valores ligeiramente inferiores aos registrados no ambiente externo, com variação de -2 % (Tabela 3).

Tabela 3. Umidade relativa máxima, média e mínima do ar no ambiente protegido e no ambiente externo, durante o período avaliado. Recife, PE, 2013.

UR %	Amb. Protegido	Amb. Externo	Varição
	UR%	UR%	Δ UR%
Máx.	98	93	5
Méd.	81	79	2
Min.	63	65	-2

A Figura 18 apresenta a relação entre a temperatura (a) e a umidade relativa do ar (b) no ambiente protegido e no ambiente externo, na escala de 15 min ao longo dos 45 dias de monitoramento. Nota-se que o coeficiente de determinação (R^2) foi de 0,95 e 0,96 respectivamente, o que indica boa associação linear entre as variáveis estudadas. Observa-se, pelos coeficientes angulares das equações, que em média, os valores da temperatura e umidade relativa do ar no ambiente interno foram 3% superiores em relação ao ambiente externo.

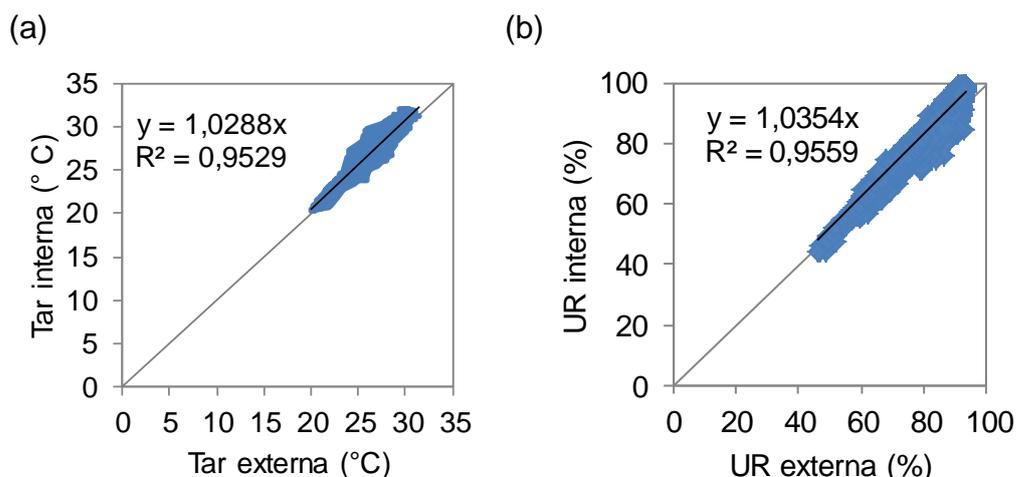


Figura 18. (a) Relação da temperatura do ar e (b) da umidade relativa do ar no ambiente protegido e no ambiente externo, na escala de 15 min ao longo dos 45 dias de monitoramento.

4.2. Variáveis biométricas

As variáveis número de folhas e altura da planta não apresentaram diferenças significativas ($p > 0,05$) entre os tratamentos estudados (Tabela 4).

Tabela 4. Número médio de folhas das mudas de cana-de-açúcar – NF e altura média das plantas – AP (cm), nos dois ambientes de produção, T1 – malha termorrefletora e T2 – malha termorrefletora com sombreamento temporário.

DATA	NF		AP (cm)	
	T1	T2	T1	T2
06/07/13 (M1)	3,17 a	3,38 a	15,95 a	16,13 a
26/07/13 (M2)	4,50 a	4,50 a	28,56 a	29,13 a
05/08/13 (M3)	4,75 a	4,92 a	41,88 a	38,23 a

Valores nas linhas, seguidos das mesmas letras, não diferem estatisticamente entre si ($p > 0,05$), de acordo com o teste de Tukey.

As variáveis diâmetro de colmo e área foliar também não apresentaram diferenças significativas ($p > 0,05$) entre os tratamentos estudados (Tabela 5). Isto se deve ao fato das mudas micropropagadas se encontrarem em fase de

transição do metabolismo heterotrófico (fornecido pelo meio de cultura) para autotrófico (dependente de obtenção de energia por meio da fotossíntese), ou seja, a maior disponibilidade de radiação solar global no T1 não resultou em crescimento vegetativo de folhas e colmos, devido à luminosidade reduzida encontrada nas salas de crescimento em relação ao ambiente de aclimatização (MORAIS NETO et al., 2000; HOFFMANN, 2002).

Tabela 5. Valor médio do diâmetro de colmo das mudas de cana-de-açúcar - DC (cm) e área foliar - Aft (cm²) nos dois ambientes de produção, T1 – malha termorrefletores e T2 – malha termorrefletores com sombreamento temporário.

DATA	DC (mm)		Aft (cm ²)	
	T1	T2	T1	T2
05/08/13 (M3)	2,68 a	2,81 a	130,33 a	130,61 a

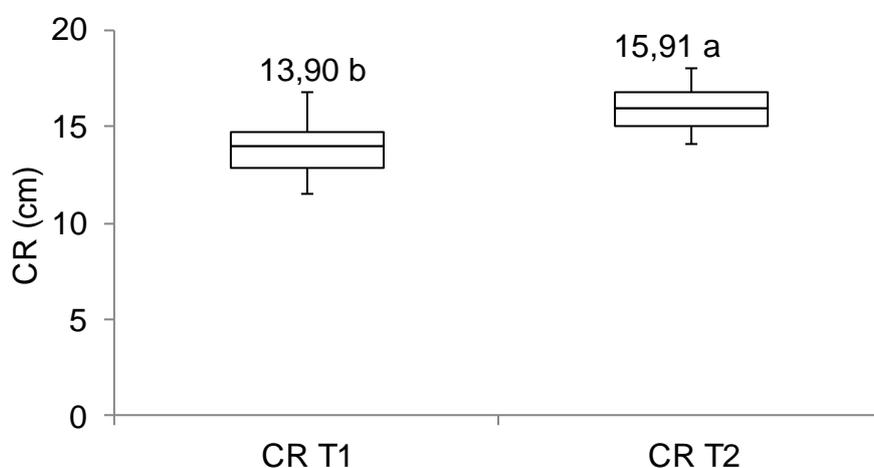
Valores nas linhas, seguidos das mesmas letras, não diferem estatisticamente entre si ($p > 0,05$), de acordo com o teste de Tukey.

Para a variável comprimento de raiz nota-se na Figura 19, o efeito entre os tratamentos estudados ($p < 0,05$), que apresentaram valores na ordem de 13,90 e 15,91 cm, para T1 e T2, respectivamente. Observa-se que o crescimento das raízes variou de 16,8 a 18,0 cm para os extremos superiores de 11,5 a 14,1 cm para os extremos inferiores de T1 e T2 respectivamente. Verifica-se que T2 apresentou crescimento superior ao T1, sendo assim, o T2 disponibilizou um microclima mais adequado ao desenvolvimento do sistema radicular das plantas. Isto se explica devido ao maior estímulo ao crescimento do sistema radicular das mudas pela maior atenuação da radiação solar em T2 nos 15 dias iniciais da aclimatização (Figura 20).

Atroch et al. (2001) salientam que modificações nos níveis de luminosidade aos quais uma espécie está adaptada podem condicionar diferentes respostas fisiológicas em suas características bioquímicas, anatômicas e de crescimento. Assim, a eficiência do crescimento pode estar relacionada à habilidade de adaptação das plantas às condições de intensidade luminosa do ambiente. Segundo Zanella et al. (2006), na formação de mudas de maracujá amarelo crescendo sob sombreamento de 50% e 80% apresentam um maior crescimento do sistema radicular em relação às mudas

formadas em sombreamentos de 30% e em pleno sol. O menor crescimento do sistema radicular das mudas de cana-de-açúcar em T1 pode ser explicado pelo fato de que o a maior disponibilidade de radiação solar nos primeiros 15 dias aclimatização, pode ter resultado em uma condição de estresse nas mudas, conhecida como fotoinibição da fotossíntese (BARBER e ANDERSON, 1992).

A adaptação das plantas ao ambiente de luz depende do ajuste de seu aparelho fotossintético, de modo que a radiação solar seja utilizada de maneira mais eficiente possível, sendo, as respostas dessa adaptação refletidas no crescimento e desenvolvimento da planta (ZANELLA et al., 2006).



Valores seguidos das mesmas letras, não diferem estatisticamente entre si ($p>0,05$), de acordo com o teste de Tukey.

Figura 19. Comprimento da raiz (CR, cm) nos dois tratamentos CR T1 – malha termorrefletora e CR T2 – malha termorefletora com sombreamento temporário.



Figura 20. Sistema radicular das mudas de cana-de-açúcar nos dois ambientes de produção, T1 - malha termorrefletora e T2 - malha termorrefletora com sombreamento temporário.

Na Tabela 6 observam-se os valores médios da massa fresca e seca da parte aérea apresentaram valores de 2,54 e 2,71 g; 0,49 e 0,52 g, para T1 e T2, respectivamente, sem efeito ($p>0,05$) entre os tratamentos estudados. Para massa fresca e seca da raiz houve efeito significativo entre os tratamentos estudados ($p<0,05$), influenciados por T2 apresentar valores médios de comprimento de raiz superiores a (Figura 19). Os valores médios da massa fresca e seca total, 3,88 e 4,89 g; 0,77 e 0,96 g, para T1 e T2, respectivamente, foram maiores em T2, influenciados principalmente pelo maior desenvolvimento do sistema radicular, observado nas Figuras 19 e 20, ambos com diferença ($p<0,05$) entre os tratamentos no final do período experimental.

Tabela 6. Valor médio da massa fresca da parte aérea das mudas de cana-de-açúcar - MFPA (g), massa seca parte aérea - MSPA (g), massa fresca da raiz – MSR (g), massa seca da raiz (g), massa fresca total - MFt (g) e massa seca total - MSt (g) nos dois ambientes de produção na M3 (05/08), T1 – malha termorrefletora e T2 – malha termoreflatora com sombreamento temporário.

	Tratamento	Massa (g)
MFPA	T1	2,54 a
	T2	2,71 a
MSPA	T1	0,49 a
	T2	0,52 a
MFR	T1	1,34 b
	T2	2,21 a
MSR	T1	0,28 b
	T2	0,44 a
MFt	T1	3,88 b
	T2	4,89 a
MSt	T1	0,77 b
	T2	0,96 a

Valores nas linhas, seguidos das mesmas letras, não diferem estatisticamente entre si ($p > 0,05$), de acordo com o teste de Tukey.

5. CONCLUSÕES

1. A temperatura e a umidade relativa do ar no interior do ambiente protegido atenderam à exigência das mudas de cana-de-açúcar na fase de aclimatização.
2. O ambiente protegido sob malha termorrefletora 50% com sombreamento temporário foi o mais adequado e propiciou melhor condição luminosa, o que repercutiu no melhor desenvolvimento das mudas de cana-de-açúcar na fase de aclimatização.

6. REFERÊNCIAS

AAMIR ALI, S. N., SIDDIQUI, F. A., IQBAL, J. An efficient protocol for large scale production of sugarcane through micropropagation. **Pakistan Journal of Botany**. v. 40 (1). p.107-115, 2008.

ANITA, P.; JAIN, R.K.; SEHRAWAT, A.R AND. PUNIA, A. Efficient and cost-effective micropropagation of two early maturing varieties of sugarcane (*Saccharum spp.*). **Journal Indian Sugar**. v. 50. p.611-618, 2000.

ANDRIOLO, J.L. **Fisiologia das culturas protegidas**. Santa Maria: UFSM, 142 p. 1999.

ANDRADE JUNIOR, A. S.; DAMASCENO, L. M. O. ; DIAS, N. S.; GHEYI, H. R.; GUISELINI, C. Climate variations in greenhouse cultivated with gerbera and relationship with external conditions. **Engenharia Agrícola**, v. 31, p. 857-867, 2011.

AQUINO, L.A.; PUIATTI, M.; ABAURRE, M.E.O. Produção de biomassa, acúmulo de nitrato, teores e exportação de macronutrientes da alface sob sombreamento. **Horticultura Brasileira**, v. 25, p. 381-386, 2007.

ATROCH, E. M. A. C.; SOARES, A. M.; ALVARENGA, A. A.; CASTRO, E. M. Crescimento, teor de clorofilas, distribuição de biomassa e características anatômicas de plantas jovens de *Bauhinia forficata* Link submetidas à diferentes condições de sombreamento. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 25, n. 4, p. 853-862, 2001.

BANDEIRA, F. S.; XAVIER, A.; OTONI, W. C.; LANI, E. R. G. Aclimatização *ex vitro* de plantas propagadas pela enxertia *in vitro* de clones de *Eucalyptus urophylla* X *E. grandis*. **Revista Árvore**, Viçosa – MG, v.31, n.5, p.773-781, 2007.

BARBER, J.; ANDERSON, B. Too much of a good thing: light can be bad for photosynthesis. **Trends in Biochemical Sciences**, Amsterdam, v. 17, n. 2, p. 61-66, 1992.

BECKMANN, M.Z.; DUARTE, R.B.; PAULA, V. A.; MENDEZ, M. E. G., PEIL, R.M.N. Radiação solar em ambiente protegido cultivado com tomateiro nas estações verão-outono do Rio Grande do Sul. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.36, n.1, p.86-92, 2006.

BEZERRA, F.C. **Produção de mudas de hortaliças em ambiente protegido**. Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical. 22p. Documentos, 72, 2003.

BERED, F.; SERENO, M.J.C.M.; CARVALHO, F.I.F. DE; LANGE, C.E.; HANDEL, C.L.; DORNELLES, A.L.C. Regeneração de plantas de aveia a partir de calos embriogênicos e organogênicos. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.33, p.1827-1833, 1998.

BERILLI, S. S.; CARVALHO, A. J. C.; FREITAS, S. J.; FARIAS, D. C.; MARINHO, C. S. Avaliação do desenvolvimento de diferentes tamanhos de mudas micropropagadas de abacaxizeiro, após aclimação. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v.33, n.1, p. 208-214, 2011.

BLISKA JUNIOR, A.; HONORIO, S.L. **Cartilha tecnológica de plasticultura e estufa**. Campinas: Unicamp, 1996. 85p. Disponível em: <<http://www.cidapa.com/arquivos/CartilhaTecnologicaIndice.htm>>. Acesso em: 17/07/12.

BRAGA, M. B.; KLAR, A. E. Evaporação e Evapotranspiração de referência em campo e estufa orientada nos sentidos norte/sul e leste/oeste. **Irriga**, v.5, p.222-228, 2000.

BURIOL, G.A.; STRECK, N.A.; PETRY, C. Transmissividade à radiação solar do polietileno da baixa densidade utilizado em estufas. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.25, n 1, p.1-4, 1993.

BURIOL, G. A.; LAGO, I.; HELDWEIN, A. B.; SCHNEIDER, F. M.; ANDRIOLO, G. L. Disponibilidade de radiação solar para hortaliças cultivadas em ambiente protegido no período invernal no Estado do Rio Grande do Sul. **Revista Brasileira de Agrometeorologia**, v.13, n.1, p.21-26, 2005.

BURIOL, G.A.; RIGHI, E.Z.; SCHNEIDER, F.M.; STRECK, N.A.; HELDWEIN, A.B.; ESTEFANEL, V. Modificação da umidade relativa do ar pelo uso e manejo da estufa plástica. **Revista Brasileira de Agrometeorologia**, v.8, p.11-18, 2000.

CABRERA, F. J; BAILLE, A.; LÓPEZ, J. C.; GONZÁLEZ-REAL, M. M.; PÉREZ-PARRA, J. Effects of cover diffusive properties on the components of greenhouse solar radiation, **Biosystems Engineering**, v.103, p.344-356,2009.

CAMARGO, P. N. **Fisiologia da cana-de-açúcar**. Piracicaba: ESALQ, 1968. 38p.

CALVETE, E.O.; AZEVEDO, M.; BORDIGNON, M.H.; SUZIN, M. Análises anatômicas e da biomassa em plantas de morangueiro cultivadas *in vitro* e *ex vitro*. **Horticultura Brasileira**, v. 20, n. 4, p.649-653, 2002.

CARDOSO, L.S.; BERGAMASCHI, H.; COMIRAM, F.; CHAVARRIA, G.; MARODIN, G.A.B.; DALMAGO, G.A.; SANTOS, H.P. dos; MANDELLI, F. Alterações micrometeorológicas em vinhedos pelo uso de coberturas de plástico. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.43, p.441-447, 2008.

CARVALHO, C. M.; LACERDA, C. F.; VIEIRA, M. R.; RODRIGUES, C. F.; AMÉRICO, J. G.; NEVES, A. L. R. Comportamento ecofisiológico das culturas de milho e feijão-de-corda sob diferentes condições de cultivo. **Pesquisa Aplicada e Agrotecnologia**, v.2, n.2, 2009.

CERMEÑO, Z.S. **Cultivo de plantas hortícolas em estufa**. Litexa-Portugal: Lisboa, 1993. 366p.

CETENE. **Centro de Tecnologias Estratégicas do Nordeste**. 2013. Disponível em: <http://www.cetene.gov.br/biofabrica/#topo>. Acesso em: 17/12/2013.

CHAVARRIA, G.; SANTOS, H.P. dos; SÔNEGO, O.R.; MARODIN, G.A.B.; BERGAMASCHI, H.; CARDOSO, L.S. Incidência de doenças e necessidade de controle em cultivo protegido de videira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.29, p.477-482, 2007.

CHAVARRIA, G.; SANTOS, H. P.; FELIPPETO, J.; MARODIN, G. A. B.; BERGAMASCHI, H.; CARDOSO, L. S.; FIALHO, F. B. Relações hídricas e trocas gasosas em vinhedo sob cobertura plástica. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.30, p. 1022-1029, 2008.

CHAVARRIA, G.; SANTOS, H.P. dos. Manejo de videiras sob cultivo protegido. **Ciência Rural**, v.39, p.1917-1924, 2009.

CHESF. **Fontes Energéticas Brasileiras Inventário/ Tecnologia - Energia Solar**, Recife/PE, DEG/DETE, 1987.

CONAB – Companhia Nacional de Abastecimento. **Acompanhamento da safra brasileira cana-de-açúcar, safra 2012/2013**. Brasília, 2012. Disponível em:

<http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/12_09_05_09_11_59_boletim_cana_portugues_-_agosto_2012_2o_lev.pdf> Acesso em: 17/07/2012.

CONAB – Companhia Nacional de Abastecimento. **Acompanhamento da safra brasileira cana-de-açúcar, safra 2013/2014**. Brasília, 2013. Disponível em:

<http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/13_08_08_09_39_29_boletim_cana_portugues_-_abril_2013_1o_lev.pdf> Acesso em: 17/12/2013.

COSTA, E. ; LEAL, P. A. M.; SASSAQUI, A. R. e GOMES, V. do A. Doses de composto orgânico comercial na composição de substratos para a produção de mudas de maracujazeiro em diferentes tipos de cultivo protegido. **Engenharia Agrícola**. v.30, n.5, pp. 776-787. 2010.

CUNHA, A. R.; ESCOBEDO, J. F.; KLOSOWSKI, E. S. Efeito do fluxo de calor latente pelo balanço de energia em cultivo protegido de pimentão. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.37, p.735- 743, 2002.

DALMAGO, G.A.; HELDWEIN, A.B.; NIED, A.H.; GRIMM, E.L.; PIVETTA, C.R. Evapotranspiração máxima da cultura de pimentão em estufa plástica em função da radiação solar, da temperatura, da umidade relativa e do deficit de saturação do ar. **Ciência Rural**, v.36, p.785-792, 2006.

DEBERGH, P.C.; READ, P.E. Micropropagation. In: Debergh, P.C. e Zimmerman, R.H. (eds.). Micropropagation: Technology and Application. London, **Kluwer Acad. Publishers**. p. 1-13, 1991.

DOORENBOS, J.; KASSAM, A.M. **Efeito da água no rendimento das culturas**. Campina Grande: UFPB, 306p. (Estudos FAO, Irrigação e Drenagem 33), 1994.

DUARTE JUNIOR, J. B.; COELHO, F.C. A cana-de-açúcar em sistema de plantio direto comparado ao sistema convencional com e sem adubação. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**. v.12, n.6, p.576–583, 2008.

DUARTE, L. A.; SCHÖFFEL, E. R.; MENDEZ, M. E. G.; SCHALLENBERGER, E. Alterações na temperatura do ar mediante telas nas laterais de ambientes protegidos cultivados com tomateiro. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v.15, n.2, p.148–153, 2011.

EMBRAPA. **Cana-de-açúcar.** 2013 a. Disponível em:
<http://www.agencia.cnptia.embrapa.br/gestor/cana-de-acucar/Abertura.html>.
Acesso em: 10/10/2013.

EMBRAPA. **Cana-de-açúcar.** 2013 b. Disponível em:
http://www.agencia.cnptia.embrapa.br/gestor/cana-de-acucar/arvore/CONTAG01_33_711200516717.html. Acesso em: 10/10/2013.

EMBRAPA. **Solos do Nordeste.** 2013 c. Disponível em:
<http://www.uep.cnps.embrapa.br/solos/index.php?link=pe>. Acesso em:
10/10/2013.

EMBRAPA. **Cana-de-açúcar: uma alternativa de alimento para a seca,**
2002. Comunicado técnico. Disponível em:
<http://www.cnpqg.embrapa.br/publicacoes/cot/COT73.html>. Acesso em:
10/10/2013.

FARIAS, J.R.B.; BERGAMASCHI, H.; MARTINS, S.R.; BERLATO, M.A. Efeito da cobertura plástica de estufa sobre a radiação solar. **Revista Brasileira de Agrometeorologia**, v.1, p.31-36, 1993 a.

FARIAS, J.R.B; BERGAMASCHI, H.; MARTINS, M.A.B.; OLIVEIRA, A. C. B. Alterações na temperatura e umidade relativa do ar provocadas pelo uso de estufa plástica. **Revista Brasileira de Agrometeorologia**, v. 1, n. 1, p. 51-62, 1993 b.

FAO. **Statistical databases.** 2013 a. Disponível em:
<http://faostat.fao.org/site/339/default.aspx>. Acesso em: 17/10/2013.

FAO. **Good Agricultural Practices for greenhouse vegetable crops - Principles for Mediterranean climate areas.** Rome, 640p. 2013 b. Disponível em: <<http://www.fao.org/docrep/018/i3284e/i3284e.pdf>> Acesso em: 17/10/2013.

FERREIRA JUNIOR, R. A.; SOUZA J. L.; LYRA, G. B.; TEODORO, I.; SANTOS, M.A.; PORFIRIO, A. C. S. Crescimento e fotossíntese de cana-de-açúcar em função de variáveis biométricas e meteorológicas. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v.16, n.11, p.1229–1236, 2012.

GEORGE, E.F. Plant propagation by tissue culture. 2. ed., **Edington: Exegetics**, 1361 p. Part 2: In Practice. 1996.

GONDIM, A. R. DE O. ; PUIATTI, M.; CECON, P. R.; FINGER, F. L. Crescimento, partição de fotoassimilados e produção de rizomas de taro cultivado sob sombreamento artificial. **Horticultura Brasileira**, v.25, n.3, p.418-428. 2007.

GOTO, R.; HORA, R.C.; DEMANT, L.A.R. **Cultivo protegido no Brasil: histórico, perspectivas e problemas enfrentados com sua utilização**. In: Bello Filho, F.; Santos, H.P.; Oliveira, P.R.D. (Eds.). Seminário de Pesquisa sobre Fruteiras Temperadas. 1ª ed. Bento Gonçalves, Embrapa uva e vinho. p.27-29. 2005.

GUISELINI, C.; SENTELHAS, P. C.; OLIVEIRA, R. C. Uso de malhas e sombreamento em ambiente protegido II: Efeito sobre a radiação solar global e a fotossinteticamente ativa no crescimento e produção da cultura de pimentão. **Revista Brasileira de Agrometeorologia**, v.11, p.15-26, 2004.

GUISELINI, C.; SENTELHAS, P.C. Uso de malhas de sombreamento em ambiente protegido I: efeito na temperatura e na umidade do ar. **Revista Brasileira de Agrometeorologia**, v. 12, n. 1, p. 9-17, 2004.

GUISELINI, C.; SENTELHAS, P. C.; PANDORFI, H.; HOLCMAN, E. Temperatura e umidade do ar em ambientes protegidos cobertos com plástico transparente associado à malha termorefletora, instalada externa e internamente. **Revista Brasileira de Agrometeorologia**, v.15, p.157-162, 2007.

GUISELINI, C.; SENTELHAS, P.C.; PANDORFI, H.; HOLCMAN, E. Manejo da cobertura de ambientes protegidos: radiação solar e seus efeitos na produção da gérbera. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 14, n. 6, 2010.

GUISELINI, C. PANDORFI, H.; BARROS, A.C.B.; SILVA, L.F.; SILVA NETO, S.P.O. Aclimatização de mudas de cana-de-açúcar em ambiente protegido sob dois tipos de malhas de sombreamento. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v.17, n.8, p.877–882, 2013.

GUSSAKOVSKY, E.E.; SHAHAK, Y.; SCHAROEDER, D.F. Color of illumination during growth affects LHCII chiral macroaggregates in pea plant leaves. **Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology**, v. 86, p.121-130, 2007.

HELDWEIN, A. B.; MALDANER, I. C.; RADONS, S. Z. ; LOOSE, L. H.; LUCAS, D. D. P.; HINNAH, F. D. Estimativa do saldo de radiação em girassol como função da radiação solar global. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v.16, n.2, p.194–199, 2012.

HOFFMANN, A. Aclimatação de mudas produzidas *in vitro* e *in vivo*. **Informe Agropecuário**, v. 23, n. 216, p. 21-24, 2002.

HOOKER, J. E.; GIANINAZZI, S.; VESTBERG, M.; BAREA, J. M.; ATKINSON, D. The application of arbuscular mycorrhizal fungi to micropropagation systems – an opportunity to reduce chemical inputs. **Agricultural Science in Finland**, v. 3, n. 3, p. 227-232, 1994.

JAMES, G. **Sugarcane**. 2nd ed. Oxford: Blackwell, 216 p. 2004.

KIRDA, C.; ÇEVİK, B.; TULUCU, K. A simple method to estimate the irrigation water requirement of greenhouse grown tomato. **Acta Horticulturae**, Wageningen, v.1, n.59, p.373-80, 1994.

LAL, N.; SINGH, H.N. Rapid clonal multiplication of sugarcane through tissue culture. **Plant Tissue Culture**, Ed.4: p. 1-7, (1996).

LEE, T.S.G. Micropropagação de cana-de-açúcar através de cultura de meristema apical. **Saccharum APC**, v. 7, p. 36-39, 1984.

LEE, T.S.G. Micropropagation of sugarcane (*Saccharum* spp.). **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, v. 10, p. 47-55, 1987.

LEE, T. S. G.; BRESSAN, E. A.; CORREA-DA-SILVA, A. D.; LEE, L. L. Implantação de biofábrica de cana-de-açúcar: riscos e sucessos. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, v.13, p.2032-2040, 2007.

LEITE, C. A.; ITO, R. M.; LEE, G. T. S.; GANELEVIN, R.; FAGNANI, M. A. Light spectrum management using colored nets to control the growth and blooming of phalaenopsis. **Acta Horticulturae**, v.770, p.177-184, 2008.

LIMA, M. A. C.; GARCIA, R. O.; MARTINS, G. S.; MANSUR, E. Morfogênese *in vitro* e suscetibilidade de calos de variedades nacionais de cana-de-açúcar (*Saccharum officinarum* L.) a agentes seletivos utilizados em sistemas de transformação genética. **Revista brasileira de Botânica**, v. 24, n. 1, p. 73-77, 2001.

LIMA, J. D.; SILVA, B. M. DA S. E.; MORAES, W. DA S. DANTAS, V. A. V.; ALMEIDA, C. C. Efeitos da luminosidade no crescimento de mudas de *Caesalpinia ferrea* Mart. ex Tul. (Leguminosae, Caesalpinoideae). **Acta Amazônica**, v. 38 n. 1, p.5-10, 2008.

LOCATELLI, L. M.; LOVATO, P. E. Inoculação micorrízica e aclimatização de dois porta- enxertos de macieira micropropagados. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.37, n.2, p. 177-184. 2002.

MAGALHÃES, A. C. N. Ecofisiologia da cana-de-açúcar: aspectos do metabolismo do carbono da planta. In: Castro, P. R. C.; Ferreira, S. O.; Yamada, T. (Coord.). Ecofisiologia da produção. **Associação Brasileira para pesquisa do Potassa e do Fosfato**, p. 113-118. 1987.

MALHOTRA, S.D. Biotechnology and sugarcane. **International Sugar Journal**, v. 97, p. 160-163, 1995.

MARIN, F. R.; PELLEGRINO, G. Q.; ASSAD, E. D.; PINTO, H. S.; ZULLO JÚNIOR, J. **Agrometeorologia da cana-de-açúcar**. In: INMET. (Org.). Agrometeorologia dos cultivos - Levantamento Sistemático de Informações Agrometeorológicas e Fitotécnicas. INMET, v.1, p.109-130. 2009.

MAPA. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Cana-de-açúcar**. 2013. Disponível em: <http://www.agricultura.gov.br/vegetal/culturas/cana-de-acucar>- Acesso em: 17/07/2013.

MME - MINISTÉRIO DE MINAS E ENERGIA. **Sistema de informações geoambientais da região metropolitana do Recife**. Recife: CPRM, 137p. 2003.

MEYER, L.; SEREK, M.; WINKELMANN, T. Protoplast isolation and plant regeneration of different genotypes of Petunia and Calibrachoa. **Plant Cell Tissue Organ Culture**, v.99, p.27-34, 2009.

MOREIRA, M. A.; CARVALHO. ; J. G.; PASQUAL, M.; FRÁGUAS, C. B.; SILVA, A. B. Efeito de substratos na aclimatização de mudas micropropagadas de abacaxizeiro cv. Pérola. **Revista Ciência e Agrotecnologia**, v. 30, n. 5, p. 875-879, 2006.

MOZAMBANI, A. E.; PINTO. A.S.; SEGATO, S.V.; MATTIUS, C.F. M. **História e morfologia da cana-de-açúcar**. In: SEGATO, S.V.; PINTO. A.S.; JENDIROBA,E.;NÓBREGA, J.C.M. Atualização em produção de cana-de-açúcar. Piracicaba: CP 2, p. 11-18. 2006.

MONTARROYOS, A.V.V. Contaminação *in vitro*. **Associação Brasileira de Cultura de Tecidos de Plantas – ABCTP Notícias**, 2000, v.36/37, p.5-10.

MONTEITH, J. L.; UNSWORTH, M. L. **Principles of environmental physics**. London: Edward Arnold, 418p. 2008.

MORAIS NETO, S.P.; GONÇALVES, J.L. de M.; TAKAKI, M. ; CENCI, S.; GONÇALVES, J.C. Crescimento de mudas de algumas espécies arbóreas que ocorrem na mata atlântica em função do nível de luminosidade. **Revista Árvore**, v.24, n.1, p.35-45, 2000.

MORAIS, P.L.D.; DIAS,N.D.; ALMEIDA, M.L.B.; SARMENTO, J.D.A.; NETO, O.N.S. Qualidade pós-colheita da alface hidropônica em ambiente protegido sob malhas termorefletoras e negra. **Revista Ceres**, v. 58, n.5, p. 638-644, 2011.

NUSSIO, L.G.; SANTOS, M.C.; QUEIROZ, O.C.M. **Estratégias para produção de bovinos diante da expansão da cultura canavieira**. In: NUSSIO, L.G. (Ed.) Manejo de pastagem. Piracicaba: FEALQ, p.243-272. 2007.

OLIVEIRA, R.P. e MELO, N.F. **Produção comercial de mudas de bananeira em laboratórios de cultura de tecidos**. Brasília: EMBRAPA, Biotecnologia em Foco, 11. 1998.

OLIVEIRA, R. A.; DAROS, E.; ZAMBON, J. L. C.; WEBER, H.; IDO, O. T. BESPALHOK FILHO, J. C.; ZUFFELLATO-RIBAS, K. C.; SILVA, D. K. T. da. Área foliar em três cultivares de cana-de-açúcar e sua correlação com a produção de biomassa. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v.37, p.71-76, 2007.

OLIVEIRA, E. C.; CARVALHO, J. A.; ALMEIDA, E. F. A.; REZENDE, F. C. Evapotranspiração da roseira cultivada em ambiente protegido. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**. v. 18, n.3, p.314–321, 2014.

PEREIRA, A.R.; ANGELOCCI, L.R.; SENTELHAS, P.C. **Agrometeorologia: fundamentos e aplicações práticas**. Guaíba: Agropecuária, 478p. 2002.

PEZZOPANE, J.E.M.; OLIVEIRA, P.C., REIS, E.F.; LIMA, J. S.S. Alterações Microclimáticas causadas pelo uso de tela plástica. **Engenharia Agrícola**, v.24, n.1, p.9-15, 2004.

PIERIK, R.L.M. **Cultivo *in vitro* de las plantas superiores**. Madrid: Mundi-Prensa, 1990. 326 p.

REIS, L. S.; SOUZA, J. L. DE; AZEVEDO, C. A. V. DE. Evapotranspiração e coeficiente de cultivo do tomate caqui cultivado em ambiente protegido. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v.13, p.289-296, 2009.

REIS, L. S.; SOUZA, J. L. DE; AZEVEDO, C. A. V. DE; LYRA, G. B.; FERREIRA JUNIOR, R. A.; LIMA, V. L. A. DE. Componentes da radiação solar em cultivo de tomate sob condições de ambiente protegido. **Revista Brasileira Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 16, n. 7, 2012.

RIDESA. REDE INTERUNIVERSITÁRIA PARA O DESENVOLVIMENTO DO SETOR SUCROALCOOLEIRO. **Catálogo nacional de variedades “RB” de cana-de-açúcar / Rede Interuniversitária para o Desenvolvimento do Setor Sucroalcooleiro**, 2010.136 p. disponível em: <<http://www.socicana.com.br/variedadescana/2012-10-31-11-22-CatalogodeVariedadesRB.pdf>>. Acesso em: 15 dez. 2013.

RIPOLI, T.C.C.; RIPOLI, M.L.C.; CASAGRANDI, D.V.; IDE, B.Y. **Plantio de cana-de-açúcar: estado da arte**. Piracicaba: Barros e Marques Editoração Eletrônica, 2006. 216 p.

SANTOS, J.A.; SILVA C. R. R., CARVALHO, J. G. e NASCIMENTO, T. B. Efeito do calcário dolomítico e nitrato de potássio no desenvolvimento inicial de

mudas da bananeira 'Prata-Anã' (AAB), provenientes de cultura *in vitro*. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 26, n. 1, p. 150-154, 2004.

SANTOS, L. L.; SEABRA JUNIOR, S.; NUNES, M. C. M. Luminosidade, temperatura do ar e do solo em ambientes de cultivo protegido. **Revista de Ciências Agro-Ambientais**, v. 8, n.1, p. 83- 93, 2010.

SEEMANN, J. Greenhouse climate. In: SEEMANN, **Journal Agrometeorology**.p.165-178. 1979.

SEGATO, S. V; MATTIUZ, C. F. M.; MOZAMBANI, A. E. **Aspectos fenológicos da cana-de-açúcar**, In: SEGATO, S. V.; PINTO, A. S.; JENDIROBA, E.; NÓBREGA, J. C. M. Atualização em produção de cana-de-açúcar. Piracicaba: ESALQ, p. 19-36, 2006.

SENTELHAS, P.C.; PEREIRA, A.R.; MARIN, F.R.; ANGELOCCI, L.R.; ALFONSI, R.R.; CARAMORI, P.H.; SWART, S. **Balances Hídricos Climatológicos do Brasil - 500 balances hídricos de localidades brasileiras**. ESALQ, 1 CD-ROM. 1999.

SOUZA, A.V.; PEREIRA, A.M.S. Enraizamento de plantas cultivadas *in vitro*. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**. v.9, n.4, p.103-117, 2007.

SILVA, A.T.; PASQUAL, M.; ANTUNES, L.E.C.; CARVALHO, G.R.C. Influência da espécie, desfolha e ambiente na aclimação de plântulas produzidas "*in vitro*". **Ciência e Prática**, v. 18, n. 3, p. 280-285, 1994.

SCHIEDECK, G.; MIELE, A.; BARRADAS, C.I.N.; MANDELLI, F. Fenologia da videira 'Niágara Rosada' cultivada em estufa e a céu aberto. **Revista Brasileira de Agrometeorologia**, v.5, p.199-206, 1997.

TEJERA, N. A.; RODÉS, R.; ORTEGA, E.; CAMPOS, R.; LLUCH, C. Comparative analysis of physiological characteristics and yield components in sugarcane cultivars. **Field Crops Research**, v.102, p.64-72, 2007.

TERUEL, B. J. Controle automatizado de casas de vegetação: variáveis climáticas e fertigaç o. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v.14, p.237-245, 2010.

UNICA - União da Agroindústria Canavieira de São Paulo. **O etanol na encruzilhada**, 2012. Disponível em: <<http://www.unica.com.br/palavra-do-presidente/25714988920327850689/o-etanol-na-encruzilhada/>>. Acesso em: 17/07/2013.

UNICA - União da Agroindústria Canavieira de São Paulo. **Cana-de-a ugar: origem da atividade**, 2013 a. Disponível em: <<http://english.unica.com.br/content/show.asp?cntCode={0C8534A8-74A7-4952-8280-C5F6FB9276B7}>>. Acesso em: 17/07/2013.

UNICA - União da Agroindústria Canavieira de São Paulo. **Mapa de produ o da cana-de-a ugar**, 2013 b. Disponível em: <<http://www.unica.com.br/mapa-da-producao/>>. Acesso em: 17/07/2013.

UNICA - União da Agroindústria Canavieira de São Paulo. **Renova o do canavial**, 2013 c. Disponível em: <<http://www.unica.com.br/unica-na-midia/2137587192031101093/colheita-amarga-/>>. Acesso em: 17/07/2013.

VASQU Z, M. A. N.; FOLEGATTI, M. V.; DIAS, N. S.; SILVA, C. R. Efeito do ambiente protegido cultivado com melão sobre os elementos meteorológicos e sua rela o com as condi es externas. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v.25, p.137-143, 2005.

ZANELLA, F.; SONCELA, R.; LIMA, A. L. S. Forma o de mudas de maracujazeiro "amarelo" sob níveis de sombreamento em Ji-Paraná/RO. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 30, n. 5, 2006.