



**UNIVERSIDADE ESTADUAL DA PARAÍBA
CAMPUS II
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E AMBIENTAIS
CURSO DE BACHARELADO EM AGROECOLOGIA**

JOÃO PAULO DA SILVA

**ESPECTRO DE LUZ E FITORMÔNIO NA FOTOMORFOGÊNESE E CONSUMO
DE ÁGUA POR ESTACAS DE ROMÃ**

**LAGOA SECA - PB
2018**

JOÃO PAULO DA SILVA

**ESPECTRO DE LUZ E FITORMÔNIO NA FOTOMORFOGÊNESE E CONSUMO
DE ÁGUA POR ESTACAS DE ROMÃ**

Trabalho de Conclusão de Curso e apresentada ao Programa de Graduação em Agroecologia da Universidade Estadual da Paraíba, como requisito parcial à obtenção do título de Bacharel em Agroecologia.

Área de concentração: Ciências Agrárias/Agroecologia/Fisiologia Vegetal.

Orientador: Prof. Dr. Rener Luciano de Souza Ferraz.

**LAGOA SECA - PB
2018**

É expressamente proibido a comercialização deste documento, tanto na forma impressa como eletrônica. Sua reprodução total ou parcial é permitida exclusivamente para fins acadêmicos e científicos, desde que na reprodução figure a identificação do autor, título, instituição e ano do trabalho.

S586e Silva, João Paulo da.
Espectro de luz e fitormônio na
fotomorfogênese e
consumo de água por estacas de Romã. [manuscrito] /
João Paulo da Silva. - 2018.
26 p. : il. colorido.
Digitado.
Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em
Agroecologia) - Universidade Estadual da Paraíba, Centro
de Ciências Agrárias e Ambientais , 2018.
"Orientação : Prof. Dr. Rener Luciano de Souza Ferraz ,
Coordenação do Curso de Agroecologia - CCAA."
1. Punica granatum. 2. qualidade de luz. 3. Temperatura.
4. Demanda hídrica. I. Título
21. ed. CDD 333.91

Elaborada por Maria A. A. Marinho - CRB - 15/965BSC2/UEPB

JOÃO PAULO DA SILVA

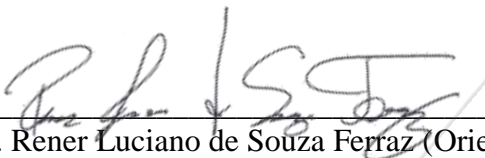
**ESPECTRO DE LUZ E FITORMÔNIO NA FOTOMORFOGÊNESE E CONSUMO
DE ÁGUA POR ESTACAS DE ROMÃ**

Artigo, apresentado ao Programa de Graduação em Agroecologia da Universidade Estadual da Paraíba, como requisito parcial à obtenção do título de Bacharel em Agroecologia.

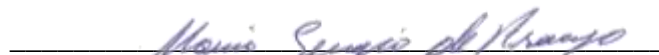
Área de concentração: Ciências Agrárias/Agroecologia/Fisiologia Vegetal.

Aprovada em: 05/12/2018.

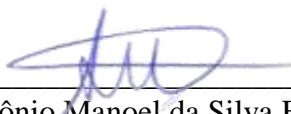
BANCA EXAMINADORA



Prof. Dr. Rener Luciano de Souza Ferraz (Orientador)
Universidade Estadual da Paraíba (UEPB)



Prof. Dr. Mário Sérgio de Araújo
Universidade Estadual da Paraíba (UEPB)



Prof. Me. Antônio Manoel da Silva Filho
Faculdades Integradas de Patos (FIP)

Ao meu professor Dr. Rener Luciano de Souza Ferraz,
pela dedicação, companheirismo e amizade, DEDICO.

AGRADECIMENTOS

À Deus por ter me dado saúde e discernimento nas horas mais difíceis da minha vida.

Aos autores, Silva, J. P. da e Silva A. E. da, redigiram a introdução e os objetivos do projeto de pesquisa, montaram o experimento, conduziram a fase experimental da pesquisa, coletaram e tabularam os dados e redigiram os resultados.

Ao professor Rener Luciano de Souza Ferraz, idealizou a hipótese de pesquisa, realizou o planejamento experimental, redigiu a seção Material e Métodos e auxiliou a redação dos resultados dessa orientação e pela dedicação.

A minha mãe Maria Salésia da Silva e a minha outra mãe de criação Nizete Rodrigues da costa, embora fisicamente ausente, sentia a presença delas ao meu lado, dando-me força.

Aos professores do Curso de Agroecologia da UEPB, que contribuíram ao longo de dezesseis meses, por meio das disciplinas e debates, para o desenvolvimento desta pesquisa.

Aos funcionários da UEPB, pela presteza e atendimento quando nos foi necessário.

Aos colegas de classe pelos momentos de amizade e apoio.

**A teoria sem a prática vira 'verbalismo', assim como a prática sem teoria, vira ativismo.
No entanto, quando se une a prática com a teoria tem-se a práxis, a ação criadora e
modificadora da realidade.**

Paulo Freire

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	08
2	MATERIAIS E MÉTODOS.....	09
2.1	Local e duração do experimento.....	09
2.2	Delineamento experimental	09
2.3	Propágulo vegetativo.....	09
2.4	Obtenção de fitormônios.....	10
2.5	Condições de luminosidade.....	10
2.6	Aplicação de tratamentos.....	11
2.7	Manejo de irrigação.....	11
2.8	Variáveis avaliadas.....	12
2.9	Análise estatística.....	12
3	RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	13
4	CONCLUSÕES.....	21
	ABSTRACT.....	22
	REFERÊNCIAS	23

ESPECTRO DE LUZ E FITORMÔNIO NA FOTOMORFOGÊNESE E CONSUMO DE ÁGUA POR ESTACAS DE ROMÃ

João Paulo da Silva*

RESUMO

Avaliar a influência de variações do espectro de luz e de concentrações de fitormônios obtidos de extrato aquoso de tubérculos de tiririca na fotomorfogênese e consumo de água por estacas de romã e mudanças microclimáticas ambientais.

O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado, em esquema fatorial 4x4, com três repetições. Os fatores consistiram de quatro concentrações de fitormônios exógenos (0, 25, 50 e 100%) obtidos de extrato aquoso de tubérculos de tiririca e quatro condições de luminosidade (luz branca, azul, vermelha e vermelho extremo).

A pesquisa foi realizada entre os meses de agosto e novembro de 2018, no Laboratório de Fitopatologia e em ambiente protegido pertencentes ao Centro de Ciências Agrárias e Ambientais da Universidade Estadual da Paraíba.

Estacas semilenhosas de romã tiveram as bases imersas em soluções contendo fitormônios por 10 segundos, posteriormente as estacas foram plantadas em sacos de polietileno com capacidade 1 dm³. Os sacos foram transferidos para ambientes protegidos com condições de luminosidade correspondentes ao espectro com luz branca, azul, vermelha e vermelho extremo. Semanalmente eram realizadas observações para determinação do número de brotação. Transcorridos 60 dias após o plantio, foi realizada avaliação do número de raízes. Durante a condução do experimento, os ambientes foram monitorados para determinação da iluminância, temperatura média do ar, umidade relativa do ar, temperatura média do solo e consumo de água evapotranspirada pelas estacas.

Transcorridos 16 dias após o plantio, foram verificadas brotações nas estacas conduzidas sob luz branca e azul com aplicação de fitormônios nas concentrações. Todas as variáveis microclimáticas analisadas foram influenciadas pelas condições de luminosidade, enquanto que os fitormônios não influenciaram estas variáveis.

Variações do espectro de luz e de concentrações de fitormônios obtidos de extrato aquoso de tubérculos de tiririca influenciam a fotomorfogênese e consumo de água por estacas de romã e promovem mudanças microclimáticas nos ambientes protegidos.

Palavras-Chave: *Punica granatum*, qualidade de luz, temperatura, umidade relativa, demanda hídrica.

* Aluno de Graduação em Ciências Agrárias na Universidade Estadual da Paraíba – Campus II.
Email: jpaulotecnicoagricola@hotmail.com

1. INTRODUÇÃO

Inovações tecnológicas na agricultura são constantemente implementadas nos sistemas de produção agrícola, o que decorre da necessidade de expansão da produção agrícola para suprimento das reservas de alimento (TRIPATHI et al., 2019). Um avanço neste setor pode ser a utilização de plantas com potencial para múltiplos usos no setor alimentício (LYSENKO & SCHOTT, 2019), medicinal (SALHI et al., 2019), farmacológico (OYENIHI & SMITH, 2019) e industrial (NARE et al., 2019).

A necessidade de investimentos nos setores supracitados se deve ao fato de que a exploração agrícola mal planejada acarreta problemas ambientais, sobretudo pela exaustão de recursos naturais, supressão da flora nativa para expansão de áreas agrícolas, acidificação dos solos e corpos hídricos, emissão de gases de efeito estufa, degradação da camada de ozônio, problemas que comprometem a resiliência dos agroecossistemas e causam perdas na biodiversidade (WANG et al., 2019a).

Neste contexto, o aumento da produtividade pelo emprego de tecnologias adequadas parece uma alternativa viável para o suprimento de alimentos associado à menor depauperação dos recursos naturais. Assim, o investimento em biomassa consiste em um mercado promissor, isso porque os recursos biológicos são produzidos e convertidos de forma sustentável em produtos de valor agregado (SÁNCHEZ et al., 2019), justificando o cultivo em ambiente protegido para obtenção de altas produtividades.

Diante do exposto, a produção de mudas em ambiente protegido com diferencial tecnológico, como por exemplo coberturas coloridas para obtenção de melhor qualidade e quantidade de luz pode ser uma estratégia para melhorar o desempenho das mudas no campo e isso pode se refletir em maior produtividade no campo, além de proporcionar melhor qualidade do produto colhido e garantir maior rentabilidade ao produtor (AHAMED et al., 2019).

Este cenário sugere que a produção de mudas de romã (*Punica granatum* L.) em ambiente protegido com coberturas coloridas para promover variações do espectro de luz, além da aplicação de concentrações de fitormônios para indução de enraizamento e brotações, pode ser uma tecnologia viável para inserção na cadeia produtiva da cultura. No entanto, embora o efeito da qualidade da luz (FUKUDA, 2019; XU, 2019) e de fitormônios (JINI & JOSEPH, 2019; PODLEŠÁKOVÁ et al., 2019; WANG et al., 2019b) seja conhecido nas plantas, pouco se sabe a respeito da interação destes fatores na produção de mudas de romã por estaquia em ambiente protegido.

Nesta perspectiva, pesquisas para avaliação dos efeitos dos fatores citados anteriormente na romã são necessárias, pois os frutos da cultura são importantes e utilizados na indústria, em panificação, bebidas e culinária, além de ser amplamente utilizada para o tratamento de várias doenças em diferentes culturas e civilizações (LOIZZO et al., 2019; SHAKHMATOV et al., 2019). Assim, objetivou-se avaliar a influência de variações do espectro de luz e de concentrações de fitormônios na fotomorfogênese e consumo de água por estacas de romã e mudanças microclimáticas ambientais.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Local e Duração do Experimento

A pesquisa foi realizada entre os meses de agosto e novembro de 2018, no Laboratório de Fitopatologia e em ambiente protegido pertencentes ao Centro de Ciências Agrárias e Ambientais (CCAA) da Universidade Estadual da Paraíba (UEPB), localizado no município de Lagoa Seca – PB, nas coordenadas de Latitude 7° 09' S, Longitude 35° 52' W e altitude de 634 m (SOARES et al., 2017). O clima local, segundo a classificação de Köppen, é do tipo As' (tropical úmido), com temperatura média anual de 22 °C, sendo a mínima de 18 e máxima de 33 °C, precipitação pluviométrica de 800 mm e umidade relativa do ar de 80%.

2.2 Delineamento Experimental

O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado, em esquema fatorial 4x4, com três repetições. Os fatores consistiram de quatro concentrações de fitormônios obtidos de extrato aquoso de tubérculo de tiririca exógenos (FEAT₀ = controle 0%, FEAT₂₅ = 25%, FEAT₅₀ = 50% e FEAT₁₀₀ = 100%) obtidos de extrato aquoso de tubérculos de tiririca (*Cyperus rotundus* L.) e quatro condições de luminosidade (LBR = luz branca, LAZ = luz azul, LVE = luz vermelha e LVX = luz vermelho extremo).

2.3 Propágulos Vegetativos

Estacas semilenhosas, com 15 cm de comprimento e 4 a 5 mm de diâmetro, contendo de 2 a 3 nós, foram obtidas no período matutino, entre 7 e 9 horas, de duas plantas matrizes de romãzeira com seis anos de idade, cultivadas em residência particular, localizada na cidade de Campina Grande, PB, Brasil (7°13'09.4"S 35°51'55.9"W). As estacas foram inseridas em

caixa de isopor, acomodadas em duas camadas de papel toalha umedecidas para evitar desidratação e transportadas para o Laboratório de Fitopatologia do CCAA/UEPB, onde foram lavadas em água corrente e desinfestadas com solução de hipoclorito de sódio a 2% por 5 minutos (PAIVA et al., 2015).

2.4. Obtenção de Fitormônios

Tubérculos de *C. rotundus* foram obtidos no Campo Experimental do CCAA/UEPB em uma área com infestação severa. Para obtenção do extrato aquoso de *C. rotundus*, os tubérculos frescos foram isolados, lavados com água e detergente neutro, secos em papel toalha e pesados. Foram utilizados 10 g de tubérculos, os quais foram triturados em liquidificador com 200 ml de água destilada e coados para obtenção de uma solução estoque com 100% do extrato (SIMÕES et al., 2003).

As concentrações correspondentes a cada tratamento foram obtidas por diluição da solução estoque em água destilada. Para o tratamento controle de fitormônios obtidos de extrato aquoso de tubérculo de tiririca (FEAT₀ = 0%) foi utilizada água destilada, para FEAT₂₅ = 25% a diluição foi com 75% de água destilada + 25% de solução estoque, para FEAT₅₀ = 50% a diluição foi com 50% água destilada + 50% de solução estoque, enquanto que para FEAT₁₀₀ = 100% foi utilizada a solução estoque sem diluição (REZENDE et al., 2013; SCARIOT et al., 2017).

2.5 Condições de Luminosidade

Para obtenção das condições de luminosidade, quatro ambientes protegidos (mini-estufas) com dimensões de 2,0 x 1,0 x 1,0 m de comprimento, largura e altura, respectivamente, foram recobertos por uma camada de plástico transparente para obtenção da condição de luminosidade com a luz branca; para a azul, o ambiente transparente foi revestido com duas camadas de papel celofane azul; para a vermelha, duas camadas de papel celofane vermelho; e para o vermelho extremo, uma camada de papel celofane vermelho e uma de azul, sobrepostas (YAMASHITA et al., 2011; CARDOSO-GUIMARÃES et al., 2018).

É importante ressaltar que os ambientes protegidos tiveram sua base constituída de tábuas de madeira de 1,0 m de comprimento, 0,10 m de largura e 0,018 m de espessura. Exceto para o ambiente com luz branca, as bases dos demais ambientes protegidos foram

revestidos com plástico de cor preta com espessura de 0,0002 m, notadamente para evitar a entrada de luz branca no interior dos ambientes.

2.6 Aplicação de Tratamentos

As bases das estacas ($\cong 5$ cm) foram imersas em soluções correspondentes a cada concentração de extrato aquoso de *C. rotundus* por 10 segundos, em recipientes de 0,5 L envoltos e cobertos com duas camadas de papel celofane de cor verde, notadamente por constituir-se em luz de segurança, sem influência sobre os fitocromos (PEREIRA et al., 2011). Posteriormente, as estacas foram plantadas em saco de polietileno de cor preta com capacidade volumétrica de 1 dm³ preenchido com substrato constituído de solo arenoso e esterco bovino na proporção de 3:1 com umidade próxima da capacidade de campo. Os sacos contendo as estacas foram transferidos para os quatro ambientes protegidos correspondentes a cada condição de luminosidade.

2.7 Manejo da Irrigação

O manejo da irrigação foi realizado em turno de rega de quatro dias, utilizando-se do método de pesagens (PEREIRA et al., 2005), em que foi reposta a água evapotranspirada nos quatro dias que antecederam cada evento de irrigação.

Para tanto, foi obtida a massa dos sacos de polietileno preenchidos com substrato seco (MSS, em kg). Posteriormente, o substrato foi saturado com água de abastecimento local com volume inicial (VAI, em L) correspondente a 75% (v/m) da massa do substrato e os sacos acondicionados em bandejas de polietileno, sendo o sistema coberto com plástico preto e abrigado da luz para evitar perda de água por evaporação. Transcorridas 24 horas, o volume de água drenado (VAD, em L) para a bandeja foi coletado e quantificado. Em seguida, foi obtida a massa dos sacos com o solo na capacidade de campo (MSC, kg).

A partir dos dados obtidos, foi calculado o volume de água no substrato em capacidade de campo (VAC, em L), dado pela expressão $VAC = VAI - VAD$. A cada quatro dias, foi realizada a pesagem dos sacos, de modo a se obter a massa do substrato após evapotranspiração (MET, em kg). Posteriormente, o volume de água requerido (VAR, em L) para reposição do solo à condição de capacidade de campo foi calculado utilizando-se da expressão $VAR = (VAC * MET) / MSC$.

Para reposição do volume de água requerida, utilizou-se de proveta graduada em mililitros (mL) com capacidade volumétrica para 300 mL. As pesagens foram realizadas no

período noturno, notadamente para evitar a entrada de luz branca nos ambientes em que as condições de luminosidade eram simuladas com luz azul, vermelha e vermelho extremo. Para as pesagens, utilizou-se de balança digital portátil, modelo 123 Util, com precisão de 0,00 g, alimentada com pilhas do tipo AAA.

2.8 Variáveis Avaliadas

Semanalmente, em cada unidade experimental, eram realizadas observações para quantificação do número de brotações (NBR). Transcorridos 60 dias após o plantio (DAP), as estacas foram removidas dos sacos de polietileno e separadas do substrato para avaliação do número de raízes (NRA).

As variações microclimáticas foram monitoradas no interior dos ambientes protegidos durante o experimento e expressas por meio das variáveis de iluminância (ILU, em lx), temperatura média do ar (TMA, em °C), umidade relativa média do ar (URA, em %) e temperatura média do solo (TMS, em °C). A iluminância foi mensurada utilizando-se de um luxímetro digital modelo LD-400 com memória de armazenamento de até 50 leituras. As variáveis de temperatura e umidade foram aferidas utilizando-se de um termohigrômetro digital com escala de temperatura de 0 a 50 °C e umidade relativa de 20 a 99%, com precisão de ± 1 °C de temperatura e $\pm 5\%$ de umidade relativa.

O consumo de água evapotranspirada pelas estacas (CAE, em L) durante todo o experimento foi calculado a partir do somatório dos volumes de água requeridos (VAR, em L) para reposição do solo à condição de capacidade de campo em cada turno de rega, dado pela expressão $CAE = \sum VAR$.

2.9 Análise Estatística

Os dados foram submetidos ao teste de normalidade de Shapiro-Wilk (SHAPIRO & WILK, 1965) e à análise de variância pelo teste F com 95% de confiança. Para o desdobramento dos graus de liberdade das condições de luminosidade foi aplicado teste de comparações múltiplas de médias (Tukey) ao nível de 5% de probabilidade de erro, enquanto que para as concentrações de extrato aquoso de *C. rotundus* foi realizada análise de regressão polinomial e a escolha dos modelos matemáticos determinada pela significância dos parâmetros de regressão (BARBOSA & MALDONADO JÚNIOR, 2015), utilizando-se do software Sisvar 5.6 (FERREIRA, 2014).

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

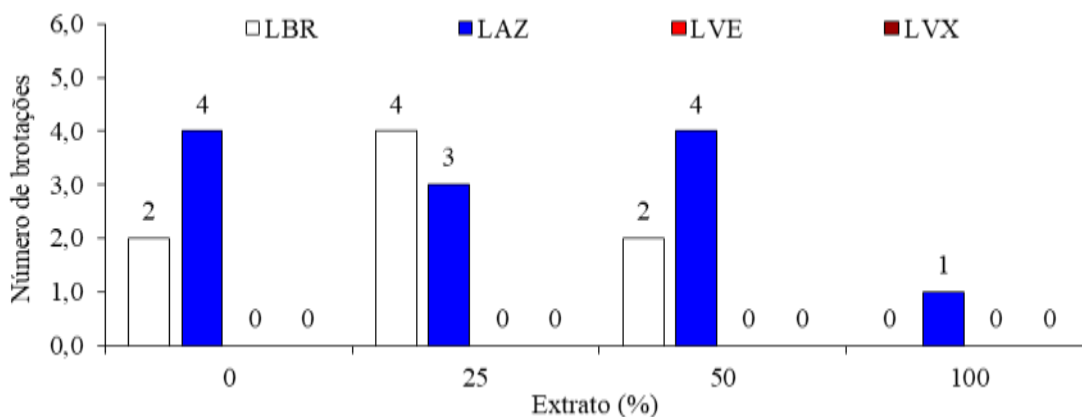
Transcorridos 16 dias após o plantio (DAP) das estacas, foram verificadas 2, 4 e 2 brotações nas estacas conduzidas em ambiente protegido em condições de luminosidade com luz branca e aplicação de fitormônios nas concentrações de 0, 25 e 50% respectivamente. Quando as estacas foram conduzidas no ambiente sob luz azul, foram registradas 4, 3, 4 e 1 brotações, sob aplicações de fitormônios nas concentrações de 0, 25, 50 e 100%, respectivamente (Figura 1). Ressalte-se que não foi realizada análise estatística paramétrica dos dados de brotação em virtude da baixa taxa de brotação e consequente não normalidade dos dados.

Maior número de brotações nas estacas conduzidas sob luz branca e azul pode estar relacionado à reservas energéticas presentes nas cascas das estacas semilenhosas, uma vez que esse tipo de estacas possui crescimento secundário além de elevada quantidade de carboidratos como o amido que pode ser oxidado e convertido em açúcares solúveis utilizáveis no metabolismo da estaca (CAMPOS et al., 2017). Além disso, a remoção da extremidade superior das estacas inibiu a dominância apical e promoveu o crescimento das brotações laterais o que também pode ter sido induzido pelos fitormônios e suas relações com as condições de luminosidade e fotorreceptores (NGUYEN & EMERY, 2017).

As mudanças promovidas na atmosfera luminosa das mini-estufas podem ter ativado fotorreceptores específicos relacionados ao crescimento e desenvolvimento das brotações laterais das estacas de romã em resposta à luz. De fato, fitocromos (phy) e criptocromos (cry) são relacionados à percepção do sinal luminoso e sinalização biossintética de fitormônios, como a giberelina (GA), refletindo em adaptações de crescimento em função da quantidade e qualidade da luz (TSUCHIDA-MAYAMA et al., 2010).

Estes resultados em resposta às luzes azul e branca sugerem o envolvimento de cry na inibição da dominância apical e promoção do crescimento de brotos laterais em estacas de romã, notadamente, devido ao fato de cry serem identificados moduladores das respostas fotomorfogênicas induzidas por luz azul que por sua vez também está disponível na constituição da luz branca (GONZÁLEZ et al., 2019).

Figura 1. Número de brotações de estacas de romã aos 16 DAP em ambiente com luz branca (LBR), azul (LAZ), vermelha (LVE) e vermelho extremo (LVX) e aplicação de concentrações de fitormônios.



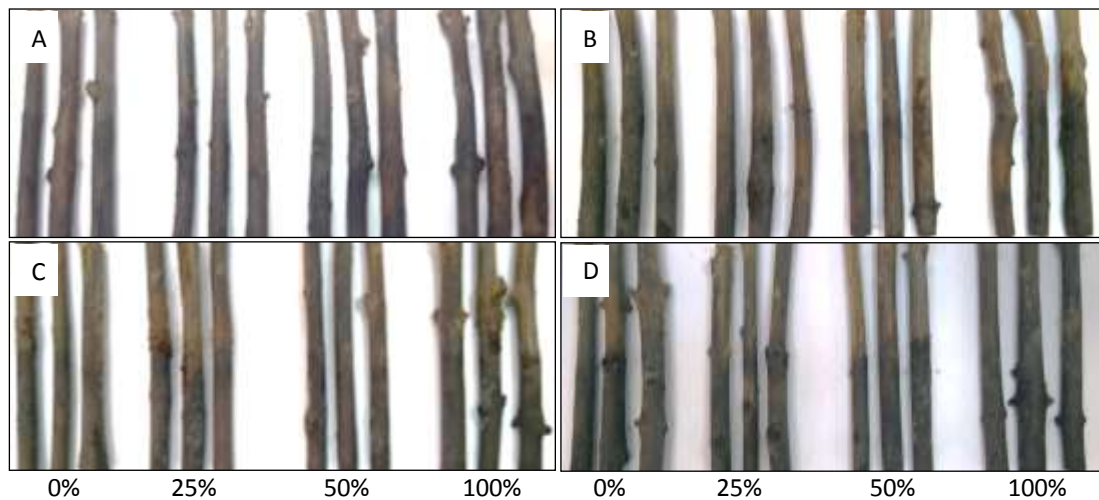
Fonte: O autor.

Ao final do experimento, transcorridos 60 DAP, constatou-se que todas as brotações haviam morrido e que não houve formação de raízes em função da luz e das concentrações de fitormônios (Figura 2). Isso ocorreu, devido ao fato de a variação do espectro de luz ter promovido mudanças da temperatura e umidade relativa do ar no interior dos ambientes de cultivo, pois, de acordo com Duarte et al. (2011), o uso de coberturas coloridas provoca modificações no ambiente de cultivo, notadamente porque reduz a taxa de ventilação em razão da sua resistência à corrente de ar.

Nestas condições, como consequência, há redução na velocidade dos ventos no interior dos ambientes de cultivo protegido e aumento do gradiente de temperatura. É importante ressaltar que a redução da transmissão do calor pelo deslocamento de massa atmosférica no sentido horizontal (advecção) no interior das mini-estufas utilizadas neste experimento pode ter atenuado os processos de troca de energia e massa de ar com o ambiente externo, o que provocou aumento da umidade relativa do ar (CUNHA & ESCOBEDO, 2003; REISSER JÚNIOR et al., 2003; TERUEL, 2010; DUARTE et al., 2011).

O cenário supracitado torna evidente que as estacas semilenhosas recém brotadas foram influenciadas pelas altas temperaturas registradas durante o experimento. Isto porque, conforme a irradiância, temperatura e umidade relativa do ar aumentam, a transpiração das brotações também aumenta e isso pode ter levado à desidratação e consequente morte das estacas (MARENCO et al., 2001; MARENCO & LOPES, 2005; NEVES et al., 2006).

Figura 2. Estacas de romã aos 60 DAP em ambiente com luz branca (A), azul (B), vermelha (C) e vermelho extremo (D) e aplicação de fitormônios.



Fonte: O autor

Com base nas análises de variância, verificou-se que todas as variáveis analisadas foram influenciadas significativamente ($P < 0,01$) pelas condições de luminosidade. Embora os fitormônios não tenham influenciado significativamente ($P > 0,05$) nenhuma das variáveis avaliadas, foi calculado ajuste de regressão linear significativo ($P < 0,05$) para o consumo de água pelas estacas. Também foi verificada interação significativa ($P < 0,01$) entre as condições de luminosidade e as concentrações de fitormônios no consumo de água das estacas de romã (Tabela 1).

Tabela 1. Resumo das análises de variância para variáveis microclimáticas e consumo de água por mudas de romã sob variação do espectro de luz e fitormônios.

Fontes de Variação	GL	Quadrados médios				
		ILU	TMA	URA	TMS	CAE
Luz (L)	3	1148826,38**	15,83**	116,13**	147,29**	241668,75**
Fitormônios (F)	(3)	2033,83 ^{ns}	1,19 ^{ns}	15,91 ^{ns}	0,99 ^{ns}	17885,41 ^{ns}
Regressão Linear	1	5103,08 ^{ns}	3,46 ^{ns}	7,73 ^{ns}	2,52 ^{ns}	46958,28*
Regressão Quadrática	1	970,19 ^{ns}	0,07 ^{ns}	10,91 ^{ns}	0,36 ^{ns}	69,35 ^{ns}
Desvio da Regressão	1	28,21 ^{ns}	0,06 ^{ns}	29,10 ^{ns}	0,09 ^{ns}	6628,60 ^{ns}
Interação L x F	9	1712,74 ^{ns}	2,13 ^{ns}	3,97 ^{ns}	1,27 ^{ns}	33174,15**
Resíduo	32	2953,91	1,49	8,68	0,80	9321,56
CV (%)		7,86	3,50	9,44	2,25	13,00

** , * e ^{ns}: significativo a 1%, 5% e não significativo pelo teste F. FV: fontes de variação, GL: graus de liberdade, CV: coeficiente de variação.

Maior iluminância (1113,17 lx) foi verificada no ambiente revestido com plástico transparente e condição de luminosidade com luz branca, seguido do ambiente com luz vermelha onde foi registrada iluminância de 710,58 lx, enquanto que o ambiente sob

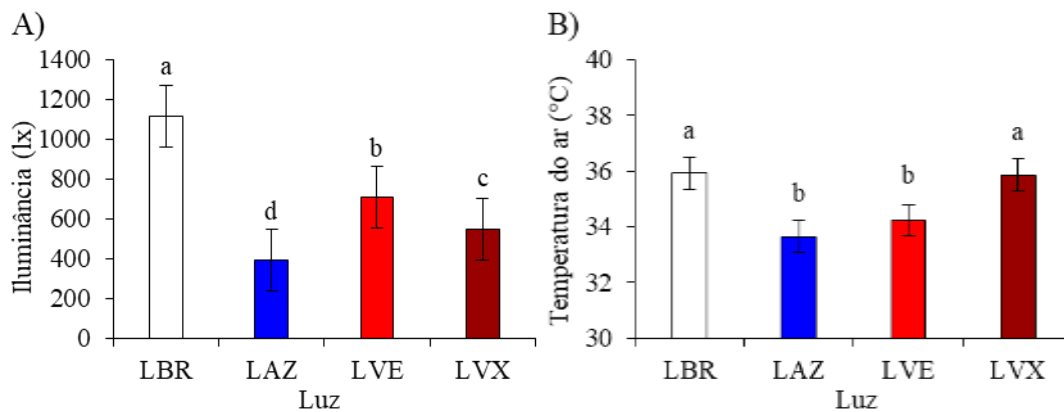
vermelho extremo teve iluminância de 547 lx e o ambiente com luz azul teve menor iluminância, cerca de 394,58 lx (Figura 3A). Temperaturas do ar mais elevadas foram registradas no interior dos ambientes com luz branca (35,92 °C) e vermelho extremo (35,85 °C), enquanto nos ambientes com luz azul e vermelha foram registrados 33,65 °C e 34,23 °C, respectivamente (Figura 3B).

Com base nestes resultados, pode-se inferir que a iluminância tem papel fundamental na temperatura interna dos ambientes protegidos, de modo que a luz azul reduz a iluminância e conseqüentemente a temperatura, fato que também foi observado quando os ambientes foram adaptados com luz vermelha. Estas informações são importantes para o incremento de opções tecnológicas para produção de mudas e cultivo em ambiente protegido, sobretudo utilizando-se de coberturas plásticas coloridas (GAO et al., 2019).

A difusão destas informações no meio rural é importante, pois, de acordo com Katayama et al. (2018), no Brasil, o uso de tela plástica na agricultura cresceu com o intuito de amenizar a densidade de fluxo da radiação solar, possibilitando o cultivo nas épocas com altas disponibilidades energéticas. Acrescenta-se que, a caracterização da atenuação da radiação solar é importante, pois afeta os outros componentes do balanço de energia, como os fluxos de calor sensível e latente, além do processo fotossintético das plantas cultivadas nestes ambientes (CARDOSO et al., 2008).

Estas variações de iluminância e temperatura podem ter influenciado negativamente na brotação e formação de raízes de estacas de romã. Estas informações são ratificadas por Dueck et al. (2014) e Dueck et al. (2016) ao mencionarem que os mecanismos fisiológicos e bioquímicos que regulam a diferenciação celular são fortemente influenciados por luz e temperatura, sobretudo devido ao fato destes fatores influenciarem no balanço hormonal das plantas. Estes autores enfatizam que os sistemas de redução de temperatura geram custos elevados e temperatura e sugerem que o uso de variações do espectro luminoso pode ser uma alternativa promissora para o cultivo em ambientes protegidos.

Figura 3. Iluminância (A) e temperatura (B) média no interior de miniestufas em função das condições de luminosidade.



Fonte: O autor

Valores mais expressivos de umidade relativa do ar foram verificados nos ambientes protegidos com luz vermelha (33,33%) e vermelho extremo (34,42%), de modo que as umidades nestes ambientes não diferiram significativamente entre si, porém diferiram significativamente dos valores aferidos nos ambientes em que havia disponibilidade de luz branca (28,50%) e azul (28,58%), respectivamente (Figura 4A).

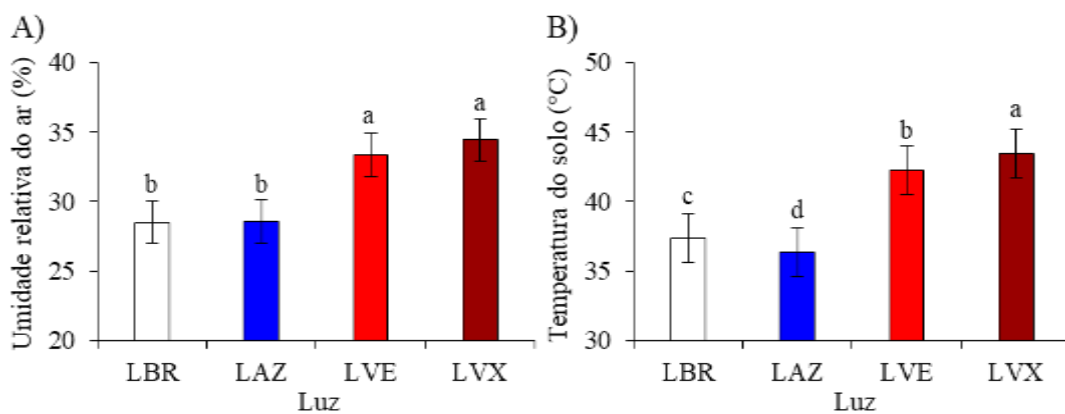
A temperatura média do solo foi diferente em todos os ambientes em função das condições de luminosidade. Maior temperatura média (43,41 °C) foi registrada no solo das parcelas conduzidas no interior do ambiente sob vermelho extremo. Sob luz vermelha, foi aferida temperatura média do solo de 42,24 °C; enquanto que sob luz branca a temperatura média do solo foi de 37,35 °C; e sob luz azul foi registrada a menor temperatura do solo, em média 36,36 °C (Figura 4B).

A baixa umidade relativa do ar e temperatura média do solo no ambiente protegido sob luz branca se deve ao fato desse ambiente não ter sua base revestida com plástico de cor preta para evitar a entrada de luz, isso permitiu o fluxo de ar entre o meio interno e externo do ambiente, de modo a favorecer a exaustão do vapor de água aquecida da atmosfera interna do ambiente e o resfriamento da superfície úmida do solo. De fato, em regiões onde ocorrem fortes advecções, observadas comumente quando uma área úmida é circundada por área seca, a velocidade do vento e umidade relativa ganham importância no processo de resfriamento da superfície do solo (LEMOS FILHO et al., 2010).

Os elevados valores de umidade relativa do ar sob luz vermelha e vermelho extremo estão atrelados à maior temperatura da superfície do solo e consequente difusão do vapor de água do solo para a atmosfera. Isso pode ter ocorrido em virtude de a maior temperatura do ar favorecer a evaporação de água do solo para resfriar a atmosfera aquecida pelo efeito estufa

(SCARANARI et al., 2008). Estes autores ainda acrescentam que umidades relativas muito altas, acima de 90%, diminuem a taxa de evapotranspiração e umidades muito baixas, inferiores a 50%, podem resultar em altos níveis de transpiração, causando estresse hídrico nas plantas, fato que pode explicar a morte das brotações das estacas de romã neste experimento, haja vista a ocorrência de umidade abaixo de 35% durante o experimento, sugerindo a utilização de sistemas de nebulização.

Figura 4. Umidade relativa do ar (A) e temperatura média do solo (B) no interior de miniestufas em função das condições de luminosidade.



Fonte: O autor

Com base no desdobramento da interação de condições de luminosidade dentro das concentrações de fitormônios, verificou-se que, sob aplicação de 25% de fitormônios obtidos de extrato aquoso de tubérculos de tiririca (FEAT), maior consumo de água evapotranspirada pelas estacas de romã foi verificado sob luz azul (957 mL) enquanto que valores intermediários foram consumidos sob luz vermelha (839,67 mL) e vermelho extremo (675 mL) e menor consumo foi registrado sob luz branca (504,67 mL). Quando foi utilizada concentração de 50% de FEAT, a luz azul promoveu maior consumo (973 mL) em relação as demais condições de luminosidade. Já a adição da concentração de 100% de FEAT induziu maior consumo sob luz azul (838 mL), vermelha (994,67 mL) e vermelho extremo (803,33 mL), enquanto que a luz branca promoveu consumo de 538,33 mL (Figura 5A).

No ambiente sob luz azul, as parcelas que receberam aplicação de FEAT (0%) tiveram consumo de 702,31 mL, ocorrendo aumento significativo para 1010,97 mL com a aplicação de 57% de FEAT, seguido de redução para 835,31 mL quando as parcelas receberam 100% de FEAT (Figura 5B). Sob luz vermelha, o incremento das concentrações de FEAT promoveu aumento no consumo de água evapotranspirada, variando de 739 mL nas parcelas com 0% de FEAT para 958,43 mL nas parcelas que receberam 100% de FEAT (Figura 5C). No ambiente

com luz vermelho extremo, as parcelas que não foram tratadas com FEAT tiveram consumo de 785,21 mL, sendo estimada redução para 631,95 mL com aplicação de 48,67% de FEAT, seguida de aumento para 802,41 mL com aplicação de 100% de FEAT (Figura 5D).

Os maiores consumos de água evapotranspirada pelas estacas de romã sob luz azul podem estar relacionados ao maior número de brotações registradas neste ambiente. Esta inferência pode ser ratificada em função da baixa umidade relativa do ar e conseqüentemente maior transpiração dos brotos, o que pode ser explicado pela menor temperatura do solo neste ambiente favorecer o fluxo transpiracional por permitir a troca de gases entre os brotos e o ambiente, sobretudo em virtude da relação entre iluminância, fluência luminosa, temperatura e balanço de fitormônios (TAIZ et al., 2017).

Embora tenham sido registradas elevada iluminância na luz branca e baixa no vermelho extremo, o consumo reduzido nestes ambientes reflete a retenção da massa de ar evaporada, o que pode ser comprovado devido à elevada umidade relativa no vermelho extremo (ausência de advecção) e baixa umidade relativa na luz branca (presença de advecção). De fato, é comum que, na medida em que a temperatura do ar decresce, ocorra aumento na umidade relativa, o que provoca diminuição na evapotranspiração (MEDEIROS, 2003).

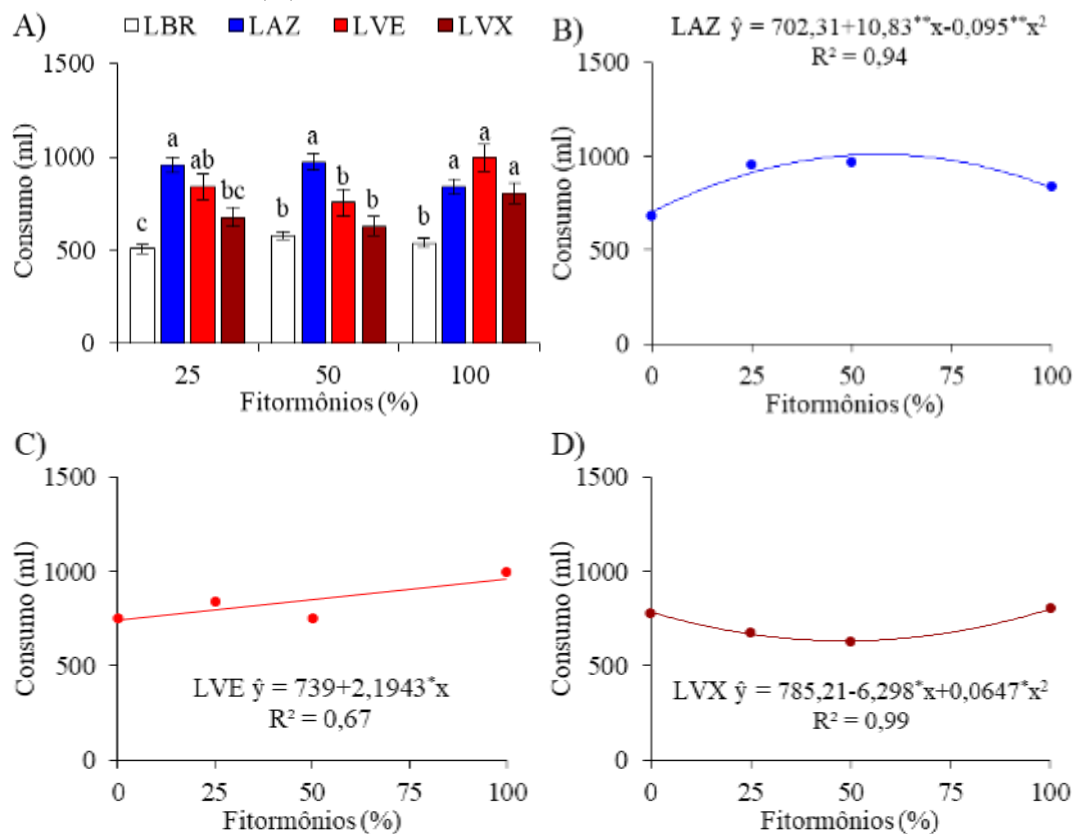
Assim, em climas úmidos de regiões tropicais e apesar da elevada quantidade de energia disponível, a alta umidade relativa reduz a evapotranspiração, pois o ar está sempre próximo da saturação e assim a umidade relativa local e a temperatura do ar determinam o déficit de pressão de vapor, que é um indicador da capacidade evaporativa do ar (LEMOS FILHO et al., 2010). Estas informações tornam evidente a possibilidade de aumento da transpiração das brotações das estacas de romã e conseqüente murcha e morte (TAIZ et al., 2017).

É possível que maior transpiração tenha ocorrido em função de maiores condutâncias estomáticas, as quais podem estar relacionadas à necessidade de influxo de CO₂ para atividade fotossintética e ocasionar maior taxa transpiratória; além disso, também pode estar relacionado ao estresse causado pelas altas temperaturas, já que o fechamento dos estômatos é um mecanismo que reduz a perda de água por transpiração, o que também pode explicar a baixa formação de raízes nas estacas (MOREIRA et al., 2015).

O aumento no consumo de água evapotranspirada em função da aplicação de concentrações de fitormônios obtidos de extrato aquoso de tubérculos de tiririca (FEAT) pode ser reflexo da maior brotação na luz azul e conseqüente maior atividade transpiratória, o que de fato pode ser ratificado em função da redução de consumo sob aplicação de 100% de

FEAT onde foi verificada menor brotação. Assim, o possível aumento na transpiração está relacionado à maior brotação e consequente maior superfícies de biotécidos evaporativos, o que pode ter incrementado na assimilação líquida de CO₂, uma vez que a captação e assimilação do CO₂ ocasiona perda de água para o ambiente em função da abertura dos estômatos (TAIZ et al., 2017).

Figura 5. Consumo de água evapotranspirada pelas estacas em função do desdobramento de condições de luminosidade de fitormônios (A) e fitormônios dentro de luz azul (B), vermelha (C) e vermelho extremo (D).



Fonte: O autor

A baixa formação de raízes e o fato das mudas não terem sobrevivido ao final do experimento estão relacionados aos efeitos da variação do espectro luminoso e fitormônios no microclima dos ambientes protegidos (CARDOSO et al., 2008; KATAYAMA et al., 2018) e atividade metabólica das estacas, sobretudo balanço de hormônios e mobilização destes para diferenciação celular e formação de brotações laterais e raízes (DUECK et al., 2016). De fato, Paiva et al. (2015) reportam que esses resultados indicam a sensibilidade da romãzeira a condições de clima quente e seco do período seco do ano, fato principalmente observado na

taxa de sobrevivência das mudas, possivelmente em função da desidratação das estacas devido à transpiração das folhas.

Em síntese, este estudo é importante para fornecer uma alternativa de produção de mudas e cultivo em ambiente protegido, sobretudo pelo fato das mudanças na disponibilidade e qualidade de luz no ambiente protegido promoverem mudanças importantes na constituição bioquímica das plantas, como por exemplo acúmulo de pigmentos fotossintéticos e atividade de enzimas do metabolismo antioxidativo (MIAO et al., 2016).

Ressalta-se que, embora o cultivo em ambiente protegido seja considerado uma solução sustentável para a produção de alimentos em ambientes quentes e áridos, o clima severo e o déficit hídrico são obstáculos para o cultivo durante todo o ano, de modo que o projeto de estufa deve fornecer controle adequado de seu microclima, como temperatura, umidade relativa, concentração de CO₂ e iluminação, sobretudo em função da cultura e das condições ambientais (GHANI et al., 2018).

Apesar da ênfase dada a utilização das coberturas plásticas com cores específicas e suas inúmeras vantagens para a agricultura, é importante destacar que o uso em demasia destes polímeros pode ocasionar acúmulo de resíduos e consequente poluição ambiental e contaminação de recursos naturais e seres vivos. Nesta perspectiva, a substituição por plásticos biodegradáveis seria a maneira mais eficaz de abordar a questão da acumulação de resíduos sólidos plásticos, embora a questão ainda esteja em discussão e não seja aceita por todos os produtores e linhas de pesquisa (DILKES-HOFFMAN et al., 2019).

4 CONCLUSÃO

Variações do espectro de luz e de concentrações de fitormônios influenciam a fotomorfogênese e consumo de água por estacas de romã e promovem mudanças microclimáticas nos ambientes protegidos.

Mesmo em ambiente com temperaturas acima de 30 °C e umidade relativa do ar abaixo de 30% houve brotações sob luz azul e branca. Porém, o tempo de exposição a estas condições promoveu a morte das estacas.

As mudanças do espectro evidenciaram que a luz azul reduz a iluminância, a temperatura média do ar e do solo e umidade relativa do ar, além de promover aumento significativo no consumo de água quando associada ao uso de fitormônios nas estacas de romã.

ESPECTRO DE LUZ E FITORMÔNIO NA FOTOMORFOGÊNESE E CONSUMO DE ÁGUA POR ESTACAS DE ROMÃ

ABSTRACT

Objective: To evaluate the influence of light spectrum variations and concentrations of phytohormones obtained from aqueous extract of tuberose tubers in photomorphogenesis and water consumption by pomegranate cuttings and environmental microclimate changes.

Experimental Design: The experimental design was completely randomized, in a 4x4 factorial scheme, with three replications. The factors consisted of four concentrations of exogenous phormons (0, 25, 50 and 100%) obtained from aqueous extract of tubers of purple and four light conditions (white, blue, red and extreme red light).

Location and Duration of the Research: The research was carried out between August and November of 2018, in the Laboratory of Phytopathology and protected environment belonging to the Center of Agrarian and Environmental Sciences of the State University of Paraíba.

Method: Semi-hard piles of pomegranate had the bases immersed in solutions containing phytonutrients for 10 seconds, later the cuttings were planted in bags of polyethylene with capacity 1 dm³. The bags were transferred to protected environments with light conditions corresponding to the spectrum with white, blue, red and extreme red light. Observations were made weekly to determine sprout numbers. . After 60 days after planting, the root number was evaluated. During the conduction of the experiment, the environments were monitored to determine the illuminance, mean air temperature, relative air humidity, mean soil temperature and evapotranspiration water consumption by the cuttings.

Results: 16 days after planting, sprouts were evaluated in the cuttings conducted under white and blue light with application of phytormium in the concentrations. All the microclimatic variables analyzed were influenced by the luminosity conditions, whereas the phytoria did not influence these variables.

Conclusion: Variations in the light spectrum and concentrations of phytohormones obtained from aqueous extract of tubers of Trichophyton influence photomorphogenesis and water consumption by pomegranate cuttings and promote microclimatic changes in protected environments.

Keywords: *Punica granatum*, qualidade de luz, temperatura, umidade relativa, demanda hídrica.

REFERÊNCIAS

1. Ahamed MS, Guo H, Tanino K. Energy saving techniques for reducing the heating cost of conventional greenhouses. *Biosyst Eng.* 2019;178:9-33.
2. Barbosa JC, Maldonado Júnior W. *Experimentação Agronômica & AgroEstat - Sistema para Análises Estatísticas de Ensaio Agronômicos.* Funep; 2015. Portuguese.
3. Campos JA, Oliveira NJF, Chamba JSV, Colen F, Costa CA, Filho ASS. Brotação de ora-pro-nóbis em substrato alternativo de casca de arroz carbonizada. *Holos.* 2017;07:148-167. Portuguese.
4. Cardoso LS, Bergamaschi H, Comiran F, Chavarria G, Marodin GAB, Dalmago GA, Santos HP, Mandell F. Alterações micrometeorológicas em vinhedos pelo uso de coberturas de plástico. *Pesq Agropec Bras.* 2008;43(4):441-447. Portuguese.
5. Cardoso-Guimarães CAF, Nascimento EA, Luna CLA, Ferraz RLS, Costa PS, Araújo MA. Germinação e crescimento inicial de *Moringa oleifera* sob variação do espectro luminoso e fitormônios. In: *IVII Encontro de Extensão, Pesquisa e Inovação em Agroecologia, 4., 2018, Picuí. Anais...* Picuí: IFPB, 2018. p. 1-7. Portuguese.
6. Cunha AR, Escobedo JF. Alterações micrometeorológicas causadas pela estufa plástica e seus efeitos no crescimento e produção da cultura do pimentão. *Rev Bras Agrometeorol.* 2003;11:15-26. Portuguese.
7. Dilkes-Hoffman LS, Pratt S, Lant PA, Laycock B. The role of biodegradable plastic in solving plastic solid waste accumulation. In: Al-Salem SM, editor. *Plastics to Energy Fuel, Chemicals, and Sustainability Implications* Plastics Design Library. William Andrew;2019.
8. Duarte LA, Schöffel ER, Mendez MEG, Schallenberger E. Alterações na temperatura do ar mediante telas nas laterais de ambientes protegidos cultivados com tomateiro. *Rev Bras Eng Agríc Ambient.* 2011;15(2):148-153. Portuguese.
9. Dueck T, Hogewoning SW, Pot S, Meinen E, Trouwborst G, Kempkes F. *Stuurlicht in de Glastuinbouw: kansen voor energiebesparing? Rapport, Wageningen UR Glastuinbouw.* 2014.
10. Dueck T, Trouwborst G, Hogewoning SW, Meinen E. Can a high red: Far red ratio replace temperature-induced inflorescence development in *Phalaenopsis*? *Environ Exp Bot.* 2016;121:139-144.
11. Ferreira DF. *Sisvar: a Guide for its Bootstrap procedures in multiple comparisons.* *Ciênc Agrotec.* 2014;38(2):109-112.
12. Fukuda N. Plant growth and physiological responses to light conditions author links open overlay panel. In: Anpo M, Fukuda H, Wada T, editors. *Plant Factory Using Artificial Light: Adapting to Environmental Disruption and Clues to Agricultural Innovation.* Elsevier; 2019.
13. Gao H, Yan C, Liu Q, Ding W, Chen B, Li Z. Effects of plastic mulching and plastic residue on agricultural production: A meta-analysis. *Sci Total Environ.* 2019;651:484-492.
14. Ghani S, Bakochristou F, ElBialy E, Gamaledin SMA, Rashwan MM, Abdelhalim AM, Ismail SM. Design challenges of agricultural greenhouses in hot and arid environments – A review. *Eng Agric, Environ Food.* 2018. (In Press).

15. González CV, Jeréz DM, Jofré MF, Guevara A, Prieto J, Mazza C, Williams LE, Giordano CV. Blue light attenuation mediates morphological and architectural acclimation of *Vitis vinifera* cv. Malbec to shade and increases light capture. *Environ Exp Bot.* 2019;157:112-120.
16. Jini D, Joseph B. Use of Phytohormones in Improving Abiotic Stress Tolerance to Rice. In: Hasanuzzaman M, Fujita M, Nahar K, Biswas JK, editors. *Advances in Rice Research for Abiotic Stress Tolerance*. Woodhead Publishing; 2019.
17. Katayama RS, Gonçalves GK, Caleffi HV, Sarturi JEC, Vieira CTR, Mendes FB, Pozzebon NJ. Eficiência de coberturas termorrefletoras e difusoras no desenvolvimento da alface submetida a diferentes doses de cama de aviário. *Rev Cient Rural.* 2018;20(2):1-16. Portuguese.
18. Lemos Filho LCA, Carvalho LG, Evangelista AWP, Alves Júnior J. Análise espacial da influência dos elementos meteorológicos sobre a evapotranspiração de referência em Minas Gerais. *Rev Bras Eng Agríc Ambient.* 2010;14(12):1294-1303. Portuguese.
19. Loizzo MR, Aiello F, Tenuta MC, Leporini M, Falco T, Tundis R. Pomegranate (*Punica granatum* L.). In: Nabavi SM, Silva AS, editors. *Nonvitamin and Nonmineral Nutritional Supplements*. Academic Press; 2019.
20. Lysenko D, Schott S. Food security and wildlife management in Nunavut. *Ecol Econ.* 2019;156:360-374.
21. Marengo RA, Gonçalves JFC, Vieira G. Leaf gas exchange and carbohydrates in tropical trees differing in successional status in two light environments in central Amazonia. *Tree Physiol.* 2001;21:1311-1318.
22. Marengo RA, Lopes NF. *Fisiologia vegetal: fotossíntese, respiração, relações hídricas e nutrição mineral*. Viçosa: UFV; 2005. Portuguese.
23. Medeiros AT. Estimativa da evapotranspiração de referência a partir da equação de Penman-Monteith, de medidas lisimétricas e de equações empíricas, em Paraipaba, CE. *Eng Agríc.* 2003;23(1):31-40. Portuguese.
24. Miao L, Zhang Y, Yang X, Xiao J, Zhang H, Zhang Z, Wang Y, Jiang G. Colored light-quality selective plastic films affect anthocyanin content, enzyme activities, and the expression of flavonoid genes in strawberry (*Fragaria × ananassa*) fruit. *Food Chem.* 2016;207:93-100.
25. Moreira IS, Rocha RHC, Paiva EP, Silva HS, Sousa FA. Biometria e componentes físico-químicos de romã armazenada sob refrigeração. *Pesq Agropec Trop.* 2015;45(2):209-215. Portuguese.
26. Nare B, Tewari VK, Chandel AK, Kumar SP, Chethan CR. A mechatronically integrated autonomous seed material generation system for sugarcane: A crop of industrial significance. *Ind Crop Prod.* 2019;128:1-12.
27. Neves TS, Carpanezi AA, Zuffellato-Ribas KC, Marengo RA. Enraizamento de corticeira-da-serra em função do tipo de estaca e variações sazonais. *Pesq Agropec Bras.* 2006;41(12):1699-1705. Portuguese.
28. Nguyen TQ, Neil Emery RJ. Is ABA the earliest upstream inhibitor of apical dominance? *J Exp Bot.* 2017;68(5):881-884.
29. Oyenihni AB, Smith C. Are polyphenol antioxidants at the root of medicinal plant anti-cancer success? *J Ethnopharmacol.* 2019;229:54-72.

30. Paiva EP, Rocha RHC, Praxedes SC, Guedes WA, Sá FVS. Crescimento e qualidade de mudas de romãzeira 'wonderful' propagadas por estaquia. *Rev Caatinga*. 2015;28(2):64-75. Portuguese.
31. Pereira JRD, Carvalho JA, Miguel DS, Santana MJ. Consumo de água pela cultura do crisântemo cultivada em ambiente protegido. *Engen Agríc*. 2005;25(3):651-659. Portuguese.
32. Pereira MC, Cardoso NP, Giancotti PRF, Alves PLAC. Germinação de sementes de melão-de-são-caetano sob variação de água, luz e temperatura. *Biosci J*. 2011;27(3):363-370. Portuguese.
33. Podlešáková K, Ugena L, Spíchal L, Doležal K, Diego N. Phytohormones and polyamines regulate plant stress responses by altering GABA pathway. *New Biotechnol*. 2019;48:53-65.
34. Reisser Júnior C, Bergamaschi H, Radin B, Bergonci JI. Alterações morfológicas do tomateiro em resposta à redução de radiação solar em ambientes de estufa plástica. *Rev Bras Agrometeorol*. 2003;11:7-14. Portuguese.
35. Rezende FPF, Zuffellato-Ribas KC, Koehler HS. Aplicação de extratos de folhas e tubérculos de *Cyperus rotundus* L. e de auxinas sintéticas na estaquia caulinar de *Duranta repens* L. *Rev Bras Plantas Med*. 2013;15(4):639-645. Portuguese.
36. Salhi N, Bouyahya A, Fettach S, Zellou A, Cherrah Y. Ethnopharmacological study of medicinal plants used in the treatment of skin burns in occidental Morocco (area of Rabat). *S Afr J Bot*. 2019;121:128-142.
37. Sánchez J, Curt MD, Robert N, Fernández J. Biomass Resources. In: Lago C, Caldés N, Lechón Y, editors. *The Role of Bioenergy in the Bioeconomy: Resources, Technologies, Sustainability and Policy*. Academic Press; 2019.
38. Scaranari C, Leal PAM, Pellegrino GQ. Estudo de simulações de microclimas em casas de vegetação visando à aclimação de mudas micropropagadas de bananeira cv grande naine. *Rev Bras Frutic*. 2008;30(4):1001-1008. Portuguese.
39. Scariot E, Bonome LTS, Bittencourt HVH, Lima CSM. Extrato aquoso de *Cyperus rotundus* no enraizamento de estacas lenhosas de *Prunus persica* cv. 'Chimarrita'. *Rev Ciênc Agrovet*. 2017;16(2):195-200. Portuguese.
40. Shakhmatov EG, Makarova EM, Belyy VA. Structural studies of biologically active pectin-containing polysaccharides of pomegranate *Punica granatum*. *Int J Biol Macromol*. 2019;122:29-36.
41. Shapiro SS, Wilk MB. An Analysis of Variance Test for Normality (Complete Samples). *Biom Trust*. 1965;52:591-609.
42. Simões CMO, Schenkel EP, Gosmann G, Mello JCP, Mentz LA, Petrovick PR. *Farmacognosia: da planta ao medicamento*. 5th ed. Florianópolis: Ed. da UFSC; 2003. Portuguese.
43. Soares CS, Silva JA, Silva GN. Produção de coentro em diferentes espaçamentos dos canais hidropônicos. *Pesq Agropec Pernam*. 2017;22:1-5. Portuguese.
44. Taiz L, Zeiger E, Moller IM, Murphy A. *Fisiologia e desenvolvimento vegetal*. 6th ed. Porto Alegre: Artmed; 2017. Portuguese.
45. Teruel BJ. Controle automatizado de casas de vegetação: variáveis climáticas e fertigação. *Rev Bras Eng Agríc Ambient*. 2010;14:237-245. Portuguese.

46. Tripathi AD, Mishra R, Maurya KK, Singh RB, Wilson DW. Estimates for world population and global food availability for global health. In: Singh RB, Watson RR, Takahashi T, editors. The role of functional food security in global health. Academic Press; 2019.
47. Tsuchida-Mayama T, Sakai T, Hanada A, Uehara Y, Asami T, Yamaguchi S. Role of the phytochrome and cryptochrome signaling pathways in hypocotyl phototropism. *Plant J.* 2010;62(4):653-62.
48. Wang F, Peng X, Wei R, Qin Y, Zhu X. Environmental behavior research in resources conservation and management: A case study of *Resources, Conservation and Recycling*. *Resour Conserv Recycl.* 2019;141:431-440.a
49. Wang J, Islam F, Yang C, Long M, Li L, Hu L, Gill RA, Wan G, Zhou W. Use of Phytohormones in Improving Abiotic Stress Tolerance in Rice. In: Hasanuzzaman M, Fujita M, Nahar K, Biswas JK, editors. *Advances in Rice Research for Abiotic Stress Tolerance*. Woodhead Publishing; 2019.b
50. Xu Y. Nature and Source of Light for Plant Factory. In: Anpo M, Fukuda H, Wada T, editors. *Plant Factory Using Artificial Light: Adapting to Environmental Disruption and Clues to Agricultural Innovation*. Elsevier; 2019.
51. Yamashita OM, Guimaraes SC, Cavenaghi AL. Germinação das sementes de *Conyza canadensis* e *Conyza bonariensis* em função da qualidade de luz. *Planta Daninha.* 2011;29(4):737-743. Portuguese.