



**UNIVERSIDADE FEDERAL DA FRONTEIRA SUL
CAMPUS DE CERRO LARGO
CURSO DE AGRONOMIA**

JOSÉ TOBIAS MARKS MACHADO

**DESEMPENHO DE MONRANGUEIRO FRENTE A DIFERENTES ESPECTROS DE
RADIÇÃO ARTIFICIAL COMPLEMENTAR EM CULTIVO SEM SOLO**

CERRO LARGO

2015

JOSÉ TOBIAS MARKS MACHADO

**DESEMPENHO DE MONRANGUEIRO FRENTE A DIFERENTES ESPECTROS DE
RADIÇÃO ARTIFICIAL COMPLEMENTAR EM CULTIVO SEM SOLO**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao Curso de Agronomia da Universidade Federal da Fronteira Sul como requisito para a obtenção de grau de Bacharel em Agronomia.

Orientador: Dra. Débora Leitzke Betemps
Co-orientador: Dr. Gerson Kleinick Vignolo

CERRO LARGO

2015

DGI/DGCI - Divisão de Gestão de Conhecimento e Inovação

Machado, José Tobias Marks

DESEMPENHO DE MORANGUEIRO FRENTE A DIFERENTES
ESPECTROS DE RADIAÇÃO ARTIFICIAL COMPLEMENTAR EM CULTIVO
SEM SOLO/ José Tobias Marks Machado. -- 2015.

43 f.

Orientadora: Débora Leitzke Betemps.

Co-orientador: Gerson Kleinick Vignolo.

Trabalho de conclusão de curso (graduação) -
Universidade Federal da Fronteira Sul, Curso de
Agronomia , Cerro Largo, RS, 2015.

1. Morangueiro. 2. Radiação artificial. 3. Cultivo
sem solo. I. Betemps, Débora Leitzke, orient. II.
Vignolo, Gerson Kleinick, co-orient. III. Universidade
Federal da Fronteira Sul. IV. Título.

Elaborada pelo sistema de Geração Automática de Ficha de Identificação da Obra pela UFFS
com os dados fornecidos pelo(a) autor(a).



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
UNIVERSIDADE FEDERAL DA FRONTEIRA SUL
CAMPUS CERRO LARGO
COORDENAÇÃO DO CURSO DE AGRONOMIA - BACHARELADO

DECLARAÇÃO

Ministério de Educação Universidade
Federal da Fronteira Sul

Campus Cerro Largo
Rua Major Antônio Cardoso, 550
Cerro Largo/RS CEP 97900-000

(51) 3359-3950
www.ufes.edu.br

A Coordenação do Curso de Agronomia - Bacharelado – do *Campus* Cerro Largo declara, para os devidos fins, que os Professores, **Débora Leitzke Betemps (Orientadora)**, **Gerson Kleinick Vignolo (Coorientador)**, **Evandro Pedro Schneider** participaram da banca de apresentação de relatório de estágio e trabalho de conclusão de curso (TCC) do estudante **JOSÉ TOBIAS MARKS MACHADO**, realizada no dia 27 de novembro de 2015 nas dependências do Bloco A da referida Universidade.

Cerro Largo, 27 de novembro de 2015.


SIDINEI ZWICK RADONS
Matr: 1789866
Coordenador do Curso de Agronomia
Universidade Federal da Fronteira Sul-UFES
Campus Cerro Largo-RS

Dedico, a toda minha família, em especial á
meu Avô, José Vanderlan Coelho Machado,
fonte de inspiração e motivação.

AGRADECIMENTOS

Aos meus pais, Juarez Limana Machado e Clarice Marks Machado, pelo infinito amor, carinho e apoio recebido durante essa caminhada, agradecimento o qual se estende a meus irmãos José Vinícius Marks Machado e Ana Luzia Marks Machado, sem a motivação de vocês o caminho seria mais difícil.

Aos meus orientadores Dr. Evandro Pedro Schneider e Dra. Débora Leitzke Betemps, pela confiança depositada, pelo fomento ao conhecimento, apoio técnico, científico e liberdade de ação na execução dos trabalhos, que permitiram meu desenvolvimento pessoal e profissional. Agradeço ao meu co-orientador e amigo Dr. Gerson Kleinick, Vignolo, pela cordialidade, disponibilidade e apoio técnico científico, o qual foi base para o desenvolvimento e execução deste trabalho.

Aos meus amigos Adrik Francis Richter, Felipe Staziaki, Jeferson Tonin, Jordana Baratieri, Jorge Atilio Benati e Kaliton Prestes, os quais eu tive a honra de dividir moradia, conquistas, aflições, conhecimento e momentos de descontração. Agradecimento que se estende à Bruna Rohrig, Lisiane Sobucki e Paola Daiane Welter, amigas às quais pude contar para execução deste trabalho.

Ao meu amigo e parceiro de inúmeros projetos, Jeferson Tonin, pela amizade, debates e a realização conjunta de mais este trabalho. À Bruna Rohrig e à Lisiane Sobucki que, em nossa ausência, contribuíram diariamente e incansavelmente para que este trabalho fosse finalizado.

Ao corpo docente e funcionários da Universidade Federal da Fronteira Sul *campus* Cerro Largo, instituição responsável pela minha formação humana, pessoal e profissional, meus mais sinceros agradecimentos. Ao MSc. Odair José Schmitt por todo suporte técnico disponibilizado durante a realização deste experimento. Agradecimento que se estende ao, Prof. Dr. Douglas Rodrigo Kaiser, Eng. Agrônomo Robson Giacomeli e ao Eng. Florestal Matheus Velhos dos Santos por todo apoio e contribuição na área experimental da UFFS *campus* Cerro Largo.

Enfim a todos que de alguma forma contribuíram na minha formação e na execução deste trabalho.

RESUMO

O morangueiro (*Fragaria x ananassa*) caracteriza-se pelo seu alto valor agregado por área bem como, pela alta resposta a utilização de insumos externos. Dentre os vários insumos utilizados no cultivo, a radiação artificial complementar, tem sido técnica utilizada em diversos países do exterior, tanto para o morangueiro como para outros cultivos os quais apresentam alto valor agregado. No Brasil a radiação artificial complementar já é ferramenta usada na propagação de plantas, no entanto poucos são os trabalhos utilizando radiação em cultivos. As plantas de morangueiro respondem fisiologicamente de maneira diferenciada de acordo com a faixa espectral da luz incidente e fotossinteticamente ativa as quais estão submetidas. O objetivo desse trabalho foi avaliar o desempenho fisiológico do morangueiro submetido à radiação artificial complementar, utilizando lâmpadas com emissão de luz fotossinteticamente ativa em diferentes faixas espectrais, em ambiente protegido. O experimento foi conduzido na Universidade Federal da Fronteira Sul, Campus Cerro Largo, em bancadas, abrigadas por túneis. O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado com cinco tratamentos e oito repetições por tratamento. A emissão de luz em diferentes faixas espectrais compuseram os tratamentos, sendo utilizadas para isso lâmpadas fluorescentes de cor branca, azul, vermelha, a combinação de lâmpadas azuis e vermelhas, e a testemunha sem radiação complementar. Foram avaliados parâmetros de desenvolvimento fisiológico, morfológico e fenológico. Os diferentes espectros de luz incidente no morangueiro têm efeito sobre seu desenvolvimento vegetativo. O tratamento utilizando azul e vermelho, tem efeito significativo sobre os teores de clorofila *a*, induz aumento na área foliar da planta, com uma maior precocidade de floração. Já a luz emitida nos espectros do vermelho, aumentam os teores de clorofila *a* no entanto retardam a floração plena.

Palavras-Chave: *Fragaria x ananassa*, radiação fotossinteticamente ativa, luz azul, luz vermelha.

ABSTRACT

The strawberry (*Fragaria x ananassa*) is characterized by its high added value for the area and for the high response the use of external inputs. Artificial radiation supplementary technique has been used in many countries, both for strawberry and other crops that have high added value. In Brazil to complement artificial radiation is already used tool in plant propagation, however there are few studies using radiation in crops. The strawberry plants physiologically respond differently according to the spectral range of the incident light and photosynthetically active which are subjected. The objective of this study was to evaluate the physiological behavior of strawberry submitted to artificial radiation complementary, using lamps with the issuance of photosynthetically active light in different spectral bands. The experiment was conducted at the Universidade Federal da Fronteira Sul, Campus Cerro Largo, on benches, sheltered by tunnels. The experimental design was completely randomized with five treatments and eight replicates per treatment. The emission of light in different spectral bands composed the treatments being used for this fluorescent bulbs white, blue, red, a combination of blue and red lamps, and without additional radiation witness. They were evaluated physiological development parameters, morphological and phonological. The different spectrums of light incident in strawberry have an effect on vegetative development. Treatment using blue and red, has a significant effect on the contents of chlorophyll a, induces increase in leaf area of the plant, with a higher early flowering. The light emitted in the red spectra, increase chlorophyll content however to delay full bloom.

Keywords: radiação fotossinteticamente ativa, luz azul, luz vermelha.

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	9
1.1	HIPÓTESE E OBJETIVO	10
2	REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	11
2.1	A CULTURA DO MORANGUEIRO	11
2.2	CULTIVO SEM SOLO EM AMBIENTE PROTEGIDO	12
2.3	ASPECTOS FENOLÓGICOS DA CULTURA DO MORANGUEIRO	14
2.4	FOTOSSÍNTESE E LUZ.....	16
2.4.1	Organização do aparelho fotossintético	16
2.4.2	Respostas das plantas aos sinais de luz	17
2.4.2.1	Respostas à luz vermelha: fitocromo	17
2.4.2.2	Fotorreceptores e efeitos da luz azul.....	18
2.4.3	Radiação fotossinteticamente ativa	19
3	MATERIAL E MÉTODOS	21
3.1	CARACTERIZAÇÃO GERAL DO EXPERIMENTO	21
3.2	MANEJO PRÉ-PLANTIO	21
3.3	IMPLANTAÇÃO E MANEJO DA CULTURA	21
3.4	DELINEAMENTO EXPERIMENTAL	22
3.5	AVALIAÇÕES	23
4	RESULTADOS E DISCUSSÕES	25
4.1.	PARÂMETROS DE DESENVOLVIMENTO FISIOLÓGICO E MORFOLÓGICO. 25	
4.1.1	Teores de clorofila	25
4.1.2	Desempenho morfológico das plantas	31
4.2	DESENVOLVIMENTO FENOLÓGICO DAS PLANTAS	32
5	CONSIDERAÇÕES FINAIS	35

1 INTRODUÇÃO

O morangueiro (*Fragaria x ananassa* Duch.) é uma das espécies de maior expressão econômica dentro o grupo das pequenas frutas (ANTUNES et al., 2012). A alta rentabilidade proporcionada pela sua produção quando comparada a outras culturas, justifica o grande interesse dos produtores pelo cultivo (THIMÓTEO, 2006; MADAIL, 2007).

No Brasil a produção de morangueiro tem crescido sendo anualmente produzidas 100 mil toneladas em 3.500 hectares (ANTUNES et al., 2010; COSTA et al., 2011). Segundo Madail et al. (2007), as condições climáticas favoráveis para o cultivo e a possibilidade de produção em quase todos os meses do ano, são aspectos que favorecem o desenvolvimento desta cadeia no país. A produção de morangos apresenta importância comercial nos estados de Minas Gerais, Rio Grande do Sul, São Paulo, Paraná, Santa Catarina, Espírito Santo, Bahia, Rio de Janeiro, Distrito Federal e Ceará. (CAMARGO FILHO et al, 2009), onde os estados de Minas Gerais, Paraná, Rio Grande do Sul e São Paulo são, respectivamente, os maiores produtores da fruta (SILVEIRA et al., 2014).

O sistema de cultivo do morangueiro tem evoluído ao longo do tempo, onde comumente são observados dois sistemas diferenciados, sendo estes, o cultivo em solo e o cultivo sem solo (ANUÁRIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 2015). O cultivo em solo, também conhecido como sistema de produção convencional, é caracterizado pelo contato direto das plantas com o solo, necessidade de preparo deste, forração de canteiros com *mulching* e adubação. A produção em substratos estabilizados e adequados à cultura caracteriza a produção sem solo, onde plantas ficam suspensas em bancadas sendo cultivadas nos mais diversos tipos de leitos para cultivo.

Independente do sistema de produção, o cultivo de morangueiro em ambientes protegidos é comumente empregado nas explorações com fim comercial. Antunes et al., (2007), destacam vantagens do uso de ambiente protegido, como a proteção da cultura a ventos, granizos e baixas temperaturas, bem como a minimização do ataque de pragas e doenças proporcionando melhores condições ao desenvolvimento da planta, aumentando a frutificação total.

Na horticultura comercial o uso de telas refletoras tem sido feito, sendo que inicialmente priorizava-se pelo uso de telas com coloração preta, objetivando proteger as plantas da radiação, no entanto, tais telas tem dado lugar a materiais de baixa densidade de diferentes colorações (azul, vermelho, amarelo) as quais apresentam funções específicas de uso (COSTA et al., 2011). Como exemplo, a utilização de malhas de coloração vermelha,

transfere mais luz do espectro nas ondas do vermelho e vermelho distante, sendo eficiente no desenvolvimento da planta (LI, 2006). Por outro lado, malhas de coloração azul, difundem luz no espectro em comprimento de onda de 440-490 nm, intensificando o fototropismo e a fotossíntese (RODRIGUES, 2002 apud COSTA et al., 2011).

Além da utilização de malhas para a retenção de luz solar nos espectros de menor eficiência fotossintética, a utilização de luz artificial complementar, como ferramenta de aumento da produtividade, em culturas com alta agregação de valor, tem sido objeto de estudos para a cultura do morangueiro (YANG et al., 1996), do arroz (MATSUDA et al., 2004), e da alface (KIM et al., 2004).

Kirschbaum (1998), estudando os efeitos da luz no morangueiro, concluiu que baixas intensidades de luz vermelha induzem o florescimento sob fotoperíodo curto. Desta forma, a produção de flores e frutas poderia ser privilegiada com o uso de radiação complementar que emitam comprimento de onda na faixa do vermelho (600 nm) e de intensidades nos níveis de 100 a 150 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

No Brasil a literatura a respeito da utilização de luz complementar em cultivos comerciais ainda é escassa, no entanto trabalhos nesse sentido estão sendo desenvolvidos por Mello (2014) para a cultura do tomateiro. Ainda a nível nacional, muitos autores tem estudado o fornecimento de luz artificial de diferentes comprimentos de ondas na propagação de plantas, como no caso do morangueiro (ROCHA et al., 2010), da framboeseira (ERIG et al. 2005), e da amoreira preta (ROCHA et al., 2013).

1.1 HIPÓTESE E OBJETIVO

As plantas de morangueiro respondem fisiologicamente de maneira diferenciada de acordo com a faixa espectral da luz incidente e fotossinteticamente ativa as quais estão submetidas.

O objetivo desse trabalho foi avaliar o desempenho vegetativo do morangueiro submetido à radiação artificial complementar, utilizando lâmpadas fluorescentes com emissão de radiação fotossinteticamente ativa em diferentes faixas espectrais, em ambiente protegido.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 A CULTURA DO MORANGUEIRO

A planta de morangueiro cultivado (*Fragaria x ananassa* Duch.) é pertencente à família Rosaceae, sendo um híbrido octaplóide originada do cruzamento entre as espécies *Fragaria chiloensis* e *Fragaria virginiana* (SILVA et al., 2007). Para Castro (2004), o cruzamento destas duas espécies ocorreu ao acaso nas proximidades de Brest, na França, possivelmente por volta do ano de 1750. Para esse autor, embora o local de origem do híbrido, *Fragaria x ananassa* Duch. recorra a Europa, o melhoramento das plantas ancestrais do morangueiro, provavelmente tenha ocorrido no Chile, ainda na América pré-Colombiana onde nativos do local selecionaram plantas silvestres produtoras de frutas de excepcional tamanho.

Graças ao melhoramento genético, o qual possibilitou o desenvolvimento de cultivares adaptadas as mais diversas condições ambientais (SILVA, 1996), de acordo com os dados da FAO (2013), atualmente a produção de morangueiro está distribuída em todos os cinco continentes.

Botanicamente as plantas que fazem parte do gênero *Fragaria*, são herbáceas e atingem altura de 15 a 30 centímetros, podendo ser rasteiras ou mais eretas. Apresentam hábito de crescimento em roseta, formando pequenas touceiras as quais aumentam de tamanho à medida que as plantas envelhecem.

O que comumente é chamado de fruta do morangueiro é, na verdade um pseudofruto, resultante do engrossamento do receptáculo floral, o qual se torna carnoso e doce, de formato e sabor variável em função da cultivar (SILVA et al., 2007). A verdadeira fruta do morangueiro são seus aquênios, os quais são minúsculos, duros e superficiais (TIMM et al., 2009).

Para Silva et al., (2007) a propagação vegetativa é a forma mais utilizada de multiplicação do morangueiro, a qual ocorre via estrutura denominada estolão. Os estolões são caules verdadeiros e flexíveis que, quando em condições de fotoperíodo e temperatura favorável se desenvolvem, dando origem a uma nova planta, geneticamente idênticas à planta mãe (RAVEN et al., 2007).

O morango é uma fruta não climatérica (CHITARRA e CHITARRA, 2005), de coloração vermelho-brilhante, odor envolvente, sabor levemente acidificado (HENRIQUE & CEREDA, 1999), sendo apreciado por consumidores no mundo inteiro e movimentando, por

consequência, um importante mercado da economia mundial. Os maiores produtores de morangueiro são Estados Unidos, México, Turquia, Espanha e Japão (FAO, 2013). No Brasil, Minas Gerais, Paraná, Rio Grande do Sul e São Paulo são, respectivamente, os maiores produtores da fruta (SILVEIRA et al., 2014). De acordo com Resende et al., (2010), do total produzido em território nacional 50 % tem como destino o consumo *in natura*, sendo a outra metade utilizada como ingrediente na indústria de alimentos ou como polpas de frutas congeladas.

Do ponto de vista econômico e social, o cultivo do morango tem grande importância para muitas regiões favorecendo o contingente de mão de obra familiar e rural durante o processo de colheita, beneficiamento e embalagem (MACHADO, 1985). Além disso, a cadeia produtiva tem proporcionado oportunidades de negócios, principalmente para agricultores familiares, os quais exploram com mais intensidade seus meios de produção e que conseguem comercializar seus produtos em cadeias curtas de mercado, de forma direta aos consumidores (MADAIL, 2008)

No Rio Grande do Sul a produção de morangos é uma atividade consolidada, tendo regiões tradicionais de cultivos destacando-se o Vale do Caí, Região da Serra Gaúcha e Região de Pelotas. Destaca-se ainda que os recorrentes problemas com doenças de solos nas regiões com tradição de produção levaram um decréscimo da área plantada, propiciando a possibilidade de surgimento de novas regiões produtoras no estado (PAGOT, 2010).

2.2 CULTIVO SEM SOLO EM AMBIENTE PROTEGIDO

A demanda por hortaliças de alta qualidade sem sazonalidade de oferta tem contribuído para o investimento em sistemas de cultivo que permitam produção adaptadas as diferentes regiões e às condições adversas do ambiente. No Brasil, o cultivo de hortaliças em ambiente protegido vem ganhando espaço entre os produtores, devido à relativa facilidade em manejar as condições de cultivo quando comparado ao sistema convencional em campo aberto (CARRIJO et al., 2004).

No País, a utilização do plástico na agricultura teve início nos anos 1970, já com a cultura do morangueiro (GOTO, 1997), desde então essa prática vem se intensificado e se desenvolvendo sendo que, segundo Reisser Júnior et al. (2010), o sistema de produção de morangueiros utilizado no Brasil é comumente utilizado em países que utilizam tecnologia avançada.

O cultivo protegido tem sido um importante insumo agrícola que permite aumento de produção das culturas, onde se esgotaram as tentativas convencionais de se obter incrementos (VIDA et al., 2004). Antunes et al. (2007), destacam a proteção contra ventos, granizo, chuvas, geadas, baixas temperaturas, menor ataque de pragas e doenças como as principais vantagens da utilização de ambiente protegido na cultura do morangueiro.

Segundo Pagot (2010), no Brasil o sistema de cultivo no solo protegido por túneis, predomina na produção para o mercado *in natura*. Entretanto, o aumento da produção do morangueiro, em conjunto com sua susceptibilidade ao ataque por patógenos de solo faz com que o cultivo convencional enfrente sérios problemas sanitários levando por consequência, a necessidade de uso em larga escala de defensivos agrícolas (GIMÉNEZ et al., 2008; CALVETE et al., 2007). Em virtude disso, a rotação de áreas de plantio com outras culturas é prática fundamental no manejo das condições fitossanitárias, buscando assim reduzir o inóculo inicial a cada safra (PASSOS, 1997 apud FERNANDES JUNIOR et al., 2002). Embora a rotação de áreas seja prática consagrada, esta é conflitante com o padrão das pequenas propriedades onde se desenvolve a produção de morangueiro, sendo problema maior tratando-se de cultivos com uso de ambiente protegido (FERNANDES JÚNIOR et al., 2002). Nessa perspectiva Paranjpe et al. (2003), destacam que a dificuldade de substituição do brometo de metila por fumegantes com eficiência similar, restringem cada vez mais a desinfecção do solo.

A proibição do uso de brometo de metila, a preocupação com o consumo de alimentos contaminados e produzidos com o mínimo de agressão ao meio ambiente, em conjunto com as questões ergométricas de trabalho, evidenciada pela elevada frequência das colheitas de morango rente ao solo, tem justificado a busca por alternativas à produção convencional do morangueiro no solo (GIMÉNEZ et al., 2008; CALVETE et al., 2007). O cultivo sem solo em ambiente protegido em bancadas tem sido visto como alternativa a superação desses problemas, sendo também apontado por proporcionar maiores produtividades (FERNANDES JÚNIOR et al., 2002; GIMÉNEZ et al., 2008).

O cultivo sem solo está bem difundido principalmente na Europa, onde teve início na década de 70 no sistema NFT (*Nutrient Film Technique*), ou técnica do fluxo laminar de nutrientes, caracterizado por ser um sistema hidropônico fechado com recirculação de nutrientes (LIETEN, 1993). No entanto o cultivo de morangueiro sem solo em uso no Brasil se caracteriza pelo uso de sistemas abertos, onde há a drenagem da solução, e pelo emprego de algum tipo de substrato orgânico em conjunto com soluções nutritivas completas com macro e micronutrientes (FURLANI & FERNANDEZ JUNIOR, 2004). Segundo Gimenez et

al., (2008), no Rio Grande do Sul o substrato mais utilizado é a casca de arroz carbonizada acondicionada em sacolas plásticas com diâmetro de 0,25m e comprimento 1,0m.

A produção sem solo e em bancadas com uso de substratos orgânicos, também conhecida como cultivo semi-hidropônico, é apontada por Pagot (2010), como bem sucedida, onde apesar de elevação dos custos de produção, a alta produtividade, o cultivo com redução da utilização de agrotóxicos e a melhor qualidade das frutas, proporcionam melhores preços, o que compensa pela maior rentabilidade da produção ao produtor.

2.3 ASPECTOS FENOLÓGICOS DA CULTURA DO MORANGUEIRO

Durante o desenvolvimento de uma planta, a mesma passa por uma série de transformações, as quais apresentam diferenças marcantes, que caracterizam a fase de crescimento, fase vegetativa e reprodutiva (SILVA et al., 2007). As sequentes transformações e acontecimentos que passa a planta durante seu desenvolvimento determinam o ciclo fenológico da mesma. Méier (1994) determinou ser nove, o número de estágios o qual a planta de morangueiro passa durante todo seu ciclo, sendo quatro estágios vegetativos e outros cinco que se desenvolvem no período reprodutivo.

Segundo Duarte Filho et al. (1999), para a cultura do morangueiro, as diferenças entre as fases de desenvolvimento são bastante visíveis e facilmente observadas. Para os mesmos autores, na etapa vegetativa a atividade mitótica dos meristemas apicais, seguida dos processos de alongação e diferenciação celular, determinam os pontos de crescimento vegetativo. A fase vegetativa do morangueiro é verificada nos cultivos para produção de frutas logo após o transplântio das mudas, o qual é realizado entre os meses de fevereiro e maio, sendo este dependente da região de cultivo (SILVA et al., 2007). Para Silva et al. (2007), em cultivares de dias curtos, fotoperíodo longo e temperaturas relativamente altas favorecem o desenvolvimento vegetativo do morangueiro.

A diferenciação do meristema apical vegetativo para o floral determina o início da fase reprodutiva. Tal mudança faz com que se originem componentes das flores, como pétalas, estames e pistilo e não mais órgãos vegetativos como folhas caules e estolões (DUARTE FILHO et al., 1999). Para Silva et al. (2007), a diferenciação do meristema apical vegetativo para o reprodutivo é dependente de um conjunto complexo de fatores, dentre os quais a temperatura e o fotoperíodo e a interação entre ambos são os fatores ambientais de maior importância nesse evento fisiológico (SANTOS et al., 2003).

Tratando da temperatura, o ‘requerimento de horas de frio’ é o número de horas de frio abaixo de 7,2 °C que uma cultivar específica de morangueiro necessita para uma formação normal de folhas e flores (SILVA et al., 2007). Quanto as resposta fotoperiódicas ao florescimento Duarte Filho et al. (1999), classificam as cultivares de morangueiro em: cultivares de dia curto, sendo estas, cultivares que diferenciam suas gemas quando os dias são mais curtos; cultivares de dia longo, sendo aquelas que diferenciam suas gemas preferencialmente em dias longos; e cultivares de dia neutro, sendo estas indiferentes ao comprimento do dia. No Brasil as cultivares mais utilizadas na produção comercial são Albion, Camarosa, Camino Real, Aromas, Monterrey, San Andreas e Portola (DIAS et al., 2014).

O fotoperíodo influência a formação de gemas florais, o desenvolvimento do estolão, o tamanho da folha e comprimento do pecíolo, porém a temperatura pode modificar e, até mesmo vir a anular o efeito do fotoperíodo, devendo ser considerada de igual importância no comportamento das cultivares (SANTOS et al., 2003). Para as cultivares de morangueiro de dias curtos a indução floral ocorre com fotoperíodo menor que 14 horas, com temperaturas diurnas variando entre 15 e 25 ° C e noturnas variando entre 10 e 15 °C (SANTOS et al., 2003; KIRSCHBAUM, 1998). Para Chavarria et al. (2012), de um modo geral, as principais variáveis que controlam a precocidade de floração do cultivo do morangueiro, são a data de semeadura, fotoperíodo, umidade do ar e a característica genética da cultivar.

A cultivar Camarosa, se caracteriza como uma cultivar de fotoperíodo curto, desenvolvida pelo programa de melhoramento genético da Universidade Califórnia – EUA. Nas condições climáticas do Rio Grande do Sul apresenta plantas vigorosas, com folhas grandes e de coloração verde escura. Apresenta susceptibilidade à *Mycosphaerella fragariae*, à antracnose do caule e da fruta *Colletotricum spp.* e a *Botrytis cinerea*. Apresenta precocidade de produção, com alta capacidade de produção de frutas, os quais são firmes e grandes com aroma e sabor agradáveis. É uma das cultivares de dias curtos mais importantes na produção comercial (DUARTE FILHO et al., 2007; SANTOS et al., 2003).

2.4 FOTOSÍNTESE E LUZ

A fonte primária de energia da biosfera é a luz, a qual graças à fotossíntese é convertida em energia química nos vegetais (ARAÚJO et al, 2009). De modo geral, nesse processo as plantas utilizam a energia luminosa para oxidar a água, conseqüentemente liberando oxigênio (O_2), e reduzir o dióxido de carbono (CO_2), sintetizando assim grandes compostos orgânicos, principalmente açúcares (NUNES, 2013).

2.4.1 Organização do aparelho fotossintético

Nas plantas superiores, o mais ativo dos tecidos fotossintéticos é o mesófilo. As células formadoras desses tecidos têm como característica possuírem grande número de estruturas denominadas cloroplastos, que por sua vez contêm pigmentos verdes especializados na absorção de luz, às chamadas clorofilas. Uma porção da energia absorvida pelas clorofilas é no final armazenada como energia química via formação de ligações estáveis. No entanto, a transformação de energia luminosa em energia química é um processo complexo, o qual envolve muitas moléculas e proteínas do vegetal. (TAIZ & ZEIGER, 2013).

Dois tipos de clorofila são encontrados em abundância nos tecidos fotossintéticos das plantas superiores, sendo denominadas clorofila *a* e clorofila *b*. De maneira geral as clorofilas são responsáveis pela coleta da luz e transferência da energia para o chamado, ‘complexo centro de reação’ local onde via reações químicas, irá ocorrer o armazenamento de energia em longo prazo. Além das clorofilas, em todos organismos fotossintéticos são encontrados outros pigmentos como os carotenoides, fitocromos, zeaxatinas, criptocromos, e fototropinas (LICHTENTHALER, 2009; TAIZ & ZEIGER, 2013).

Os carotenóides estão intimamente associados às proteínas formadoras do aparelho fotossintético, tendo como função proteger a clorofila dos possíveis danos causados pela luz, e em menor importância absorver luz para a fotossíntese (TAIZ & ZEIGER, 2013). Nesse sentido, quando há excesso de luz absorvida essa é drenada para os carotenoides e dissipada na forma de calor (DIAS et al., 2007). Em decorrência do papel que desempenham, os carotenóides são chamados de pigmentos acessórios da fotossíntese. A clorofila *b* se encontra principalmente associada ao chamado complexo antena, o qual tem função de absorver luz e transferir a energia rapidamente para clorofila *a*, caracterizando-se, igual aos carotenóides como um pigmento acessório. A clorofila *a*, além de receber energia transferida pela clorofila

b e pelos carotenóides, também atua na coleta de luz solar, sendo o pigmento que está intimamente associado ao complexo centro de reação (TAIZ & ZEIGER, 2013).

2.4.2 Respostas das plantas aos sinais de luz

2.4.2.1 Respostas à luz vermelha: fitocromo

O fitocromo é um fotorreceptor especializado na absorção de luz vermelha do espectro. Nas plantas este pigmento é o principal agente fotoreceptivo responsável por regular o processo de florescimento (TAIZ & ZEIGER, 2013). De acordo com Taiz & Zeiger (2013), o pigmento fitocromo apresenta duas formas, uma com pico de absorção de luz vermelha com um comprimento de onda de 600 nm, e outra, com pico de absorção de luz vermelha distante com comprimento de onda de 730 nm. Durante o dia, quando há abundância de luz em comprimentos de maior energia (600 nm), a luz vermelha é rapidamente convertida na forma de luz vermelha distante, sendo que na ausência de luz, durante a noite, a forma do vermelho distante vagarosamente converte-se à forma vermelha.

Ainda para Taiz & Zeiger (2013), condições em que o nictoperíodo é curto; ou seja, quando as noites são curtas, há um grande acúmulo de fitocromo na forma de vermelho distante durante o dia, não havendo tempo, na ausência de luz, para que mesmo transforme-se na forma vermelha. Nessa condição, a forma do fitocromo vermelho distante permanece dominante, porém em condições inversas, com a existência de noites longas, o fitocromo vermelho é que se torna dominante. A dominância de um fitocromo sobre o outro acarretam em respostas fisiológicas na planta como a troca do período vegetativo para o período reprodutivo. As plantas de morangueiro chamadas de cultivares de ‘dias curtos’ como ‘Camarosa’, o fim da dominância contínua do fitocromo vermelho distante, deflagra o desenvolvimento das gemas florais, no entanto, mesmo chamadas de cultivares de dias curtos, a quebra da dominância do fitocromo vermelho e consequente indução floral, ocorre com fotoperíodo menor do que 14 horas (SANTOS et al., 2003).

Além de regular o processo de florescimento, o fitocromo apresenta uma ampla multiplicidade de indução de respostas como a inibição do alongamento de entrenó, promoção de crescimento, aumento da taxa de acúmulo de clorofila, entre outros. Segundo Taiz & Zeiger (2013), os eventos promovidos por esse pigmento, podem ser agrupados em dois tipos, sendo estes, eventos bioquímicos rápidos e mudanças morfológicas mais lentas incluindo movimentos de crescimento. As respostas do fitocromo podem ser distinguidas pela

quantidade de luz requerida para induzi-las, onde a quantidade de luz é referida como fluência a qual se define como o número de fótons de luz, atingindo uma unidade de área, sendo sua unidade $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

A partir disso as respostas são agrupadas em respostas em fluência muito baixa, respostas em fluência baixas e respostas em intensidade altas proporcionais a duração. As duas primeiras estão ligadas a eventos bioquímicos que podem ou não ser reversíveis, sendo necessárias fluências que atinjam de $0,0001 \mu\text{mol m}^{-2}$ a $10 \mu\text{mol m}^{-2}$ (TAIZ & ZEIGER, 2013).

Por outro lado os processos que incluem mudanças morfológicas, fisiológicas e movimentos de crescimento estão relacionados às respostas em intensidade altas proporcionais à duração. Por estas respostas serem proporcionais ao tempo de duração utiliza-se o termo intensidade o qual é definida como o número de fótons de luz, atingindo uma unidade de área em um determinado tempo, sendo sua unidade $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Além disso, no estímulo de luz vermelha e a resposta induzida. Já as respostas em intensidade altas proporcionais à duração, são geralmente mais demoradas, podendo apenas ser observadas em dias e/ou semanas após o estímulo. O tempo decorrido entre o estímulo e a resposta observada é denominado, período de atraso ou *lag time* (TAIZ & ZEIGER, 2013).

2.4.2.2 Fotorreceptores e efeitos da luz azul

De acordo com Taiz & Zeiger (2013), três são os fotorreceptores associados às respostas ao azul, sendo eles os criptocromos, as fototropinas e as zeaxantinas. Os criptocromos têm como características mediar respostas que incluem a suspensão do alongamento do hipocótilo, promoção da expansão do cotilédone, alongamento de pecíolos e produção de antocianinas.

As fototropinas estão ligadas a respostas como fototropismo, movimento dos cloroplastos, e a expansão das folhas. Já as zeaxantinas, são pigmentos fotorreceptores localizados nas células guarda e medeiam a abertura estomática. De acordo com Taiz & Zeiger (2013), as respostas destes pigmentos ocorrem em intensidade de $10 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, onde maiores intensidades levam a um maior tamanho de abertura do estômato.

Independentemente do fotorreceptor, as respostas aos pulsos de azul, apresentam a mesma propriedade de *lag time*, a qual é de haver persistência da resposta após o sinal luminoso deixar de ser emitido, bem como um atraso proporcional para a resposta da planta após o sinal ser inicialmente emitido. Esse período de atraso para as respostas apresenta alguns minutos de duração para os espectros do azul (TAIZ & ZEIGER, 2013).

2.4.3 Radiação fotossinteticamente ativa

A luz pode ser definida como uma pequena parcela da radiação eletromagnética, cujo comprimento de onda se encontra no espectro visível, espectros estes situados entre a radiação ultravioleta e infravermelha (NUNES, 2013; BARGHINI, 2008).

Assis et al. (1989), argumentam que devido à sensibilidade seletiva dos cloroplastos à radiação, as plantas utilizam uma faixa específica desta, a qual recebe o nome de radiação fotossinteticamente ativa (RFA). Segundo Taiz & Zeiger (2013), esta faixa corresponde aos comprimentos de onda entre 400 e 760 nm, coincidindo, em sua maioria, com a faixa espectral sensível ao olho humano.

O comprimento de uma onda é caracterizado pela distância entre os picos sucessivos desta, onde quanto menor for esta distância, menor será o comprimento de onda e, portanto, maior o conteúdo de energia carregado. Dentre os espectros da RFA, a luz azul apresenta menor comprimento de onda (400 nm) e por consequência maior energia, enquanto que a luz vermelha apresenta comprimentos de onda próximos à 700nm, carregando menor conteúdo de energia (TAIZ & ZEIGER, 2013). Segundo Nunes et al. (2013), a biosfera recebe radiação solar, cujos comprimentos de onda oscilam de 290 a 3000 nm, entretanto, em média 45% da energia solar recebida se encontra entre 380-710 nm, faixa espectral que é utilizada para a fotossíntese pelas plantas.

Embora a RFA, corresponda a faixa espectral entre 400 e 730 nm, as clorofilas apresentam maior absorção nas porções azul e vermelho dos espectros luminosos, com comprimentos de onda absorvido entre 400 a 500 nm para o azul e 600 a 730 nm para o vermelho (TAIZ & ZEIGER, 2013). Nesse sentido a qualidade da luz a qual é irradiada sobre as plantas tem ligação direta com suas respostas fisiológicas (OREN-SHAMIR, 2001).

Samuoliene et al., (2010), testando o efeito da luz vermelha e azul fornecida por LEDs no desenvolvimento do morangueiro, observaram diferenças morfogênicas e fisiológicas da cultura em virtude da qualidade espectral da luz. Segundo os autores a luz vermelha induziu o alongamento da haste floral e o crescimento das plantas bem como a produção de frutas menores. Por outro lado, o tratamento utilizando luz vermelha e azul, teve efeito positivo sobre o desenvolvimento das inflorescências e sobre a quantidade de pigmentos fotossintéticos.

Kirschbaum (1998), testando o efeito da luz vermelha sobre a cultura do morangueiro, concluiu que intensidades baixas de luz em conjunto com fotoperíodo curto e temperatura de 15 °C induzem ao florescimento. No entanto de acordo com Vince Prue, 1973 citado por

Kirschbaum (1998), fotoperíodos estendidos com uma alta incidência de luz vermelha retardam o florescimento.

Utilizando LEDs para a produção de alface Son et al. (2013) observaram que o aumento dos níveis de luz no espectro do azul afetou negativamente o crescimento da alface, sendo que a maioria das características de crescimento como peso seco e fresco da parte aérea foram maiores nos tratamentos sem utilização de luz azul. Porém o teor de clorofila, fenóis e a capacidade antioxidante das alfaces aumentaram no uso de maiores intensidades de luz azul.

A utilização de cultivos em ambiente protegido na produção de alimentos tem ganhado força e é tendência na horticultura, sendo que a manipulação dos espectros de radiação fotossinteticamente ativa pode oferecer efeitos benéficos sobre o crescimento das plantas (CARRIJO et al., 2004; OUZOUNIS et al., 2015). Diante disso, a utilização de luz complementar artificial dentro de cultivos em ambiente protegido podem ser vistas como ferramentas que permitem o aumento da produtividade onde já se esgotaram as tentativas convencionais de se obter incrementos na produção e na qualidade (VIDA et al., 2004; COSTA et al. 2011).

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 CARACTERIZAÇÃO GERAL DO EXPERIMENTO

A implantação do experimento foi realizada em área experimental de fruticultura pertencente à Universidade Federal da Fronteira Sul com localização aproximada, latitude 28° 08' sul, longitude 54° 44' oeste e altitude de 230 m de altitude.

O experimento foi conduzido sobre bancadas de madeira com altura de 0,90m. A bancada possuiu dimensões de 6 metros de comprimento e 1 metro de largura, sendo protegida por túnel baixo coberto por polietileno transparente com espessura de 150 µm e construída em sentido norte-sul. As mudas foram implantadas em sacolas de polietileno (*slabs*), de cor branca preenchidas com substrato.

3.2 MANEJO PRÉ-PLANTIO

Antes do plantio das mudas procedeu-se o enchimento das sacolas de polietileno com substrato o qual serviu de suporte ao crescimento das plantas. Foi utilizado substrato, Agrinobre® TNMIX, sendo necessárias cinco sacolas de polietileno preenchidas cada uma com 50 litros de substrato, o qual apresentou capacidade de retenção de água máxima de $0,6\text{g}^{-1}$.

Foram utilizadas mudas da cultivar Camarosa, de fotoperíodo curto, provenientes de viveiro chileno. Antes ao plantio foi feito o encharcamento do substrato até atingir a sua capacidade de retenção máxima.

3.3 IMPLANTAÇÃO E MANEJO DA CULTURA

O transplante das mudas ocorreu no dia 02/06/2015 sendo que estas foram e padronizadas pelo tamanho da coroa, de modo que houvesse uma homogeneização da condição inicial das mudas em todos os tratamentos. . As plantas foram dispostas em duas linhas de plantio, com espaçamento de 0,3 metros entre linhas e entre plantas sendo utilizadas 40 plantas em todo o experimento . O sistema de irrigação adotado foi por gotejamento com gotejadores distanciados em 0,1m entre si.

A adubação do cultivo foi feita via fertirrigações semanais, sendo utilizado o sistema aberto, com drenagem da solução nutritiva a cada fertirrigação. Utilizou-se como referência,

solução proposta por Schmitt (2013), com algumas modificações. As fontes de macronutrientes foram o nitrato de potássio, nitrato de cálcio Calcinit®, sulfato de magnésio e fosfato monoamônico, cujas proporções foram ajustadas para atingir a concentração em mmol L⁻¹ de: 10,49 de NO⁻³; 4,36 de NH⁴⁺; 4 de H₂PO₄⁻; 6 de K⁺; 2,0 de Ca⁺²; 1 de Mg⁺²; 1 de SO₄; e os micronutrientes foram fornecidos através de uma solução estoque nas concentrações, em mg L⁻¹, de: 0,03 de Mo; 0,26 de B; 0,22 de Zn; 0,06 de Cu e 0,50 de Mn e separadamente 1 de Fe na forma quelatizada.

Ao longo do desenvolvimento das plantas, foi realizado o acompanhamento e manejo integrado de pragas e de doenças, bem como a retirada de folhas doentes como forma de diminuição do inóculo de doenças. Os túneis foram abertos diariamente nas primeiras horas da manhã e fechados ao final do dia, sendo que permaneceram fechados em dias nublados ou chuvosos.

3.4 DELINEAMENTO EXPERIMENTAL

O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado com oito repetições, sendo cada repetição composta por uma planta. Foram utilizados cinco tratamentos, sendo quatro fontes luminosas distintas pelas faixas espectrais de luz emitida e um tratamento testemunha. As fontes luminosas utilizadas foram lâmpadas da marca Foxlux® fluorescentes de cor azul, vermelha e branca, com espectro de emissão aproximado de 450nm, 650nm e 450-650nm, respectivamente.

O Tratamento 1 (branco), foi constituído por quatro lâmpadas brancas com potência nominal de 15 watts, o tratamento 2 (azul + vermelho), foi constituído por três lâmpadas azuis e três lâmpadas vermelhas, todas com potência nominal de 13 watts. O tratamento 3 (azul), foi constituído por quatro lâmpadas azuis com potência nominal de 13 watts. O tratamento 4 (vermelho), foi constituído por quatro lâmpadas vermelhas com potência nominal de 13 watts. O tratamento 5 (testemunha), não recebeu luz artificial complementar, sendo considerada testemunha.

Todos os tratamentos em que houve utilização de fontes de luz complementar tiveram mesma intensidade de luz emitida ao dossel de plantas, sendo esta de 100µmol m⁻² s⁻¹. A medida da intensidade de luz foi feita com a utilização de luxímetro (Sunche – Light meter HS1010), posicionado na altura central do dossel. Semanalmente se realizaram medição da intensidade emitida e quando necessário, a altura das lâmpadas foram alteradas de forma a se obter a intensidade pré-estabelecida.

O dossel recebeu radiação artificial de 5 horas diárias divididos em dois períodos do dia, a qual foi complementar no período da manhã, entre 6:00 e 9:00 (3 horas de complementação), e das 16:00 às 18:00 (2 horas de complementação). Com isso se teve a garantia que o fotoperíodo não excedeu 12 horas diárias. Um temporizador analógico ligado à fonte de energia foi utilizado como ferramenta para o acionamento do sistema de luz.

3.5 AVALIAÇÕES

As avaliações iniciaram no momento em que as plantas se encontraram estabelecidas a campo, tendo como parâmetro a expansão total do segundo trifólio (20/06) e se estenderam até a floração plena, a qual foi compreendida pelo momento do ciclo em que todas as plantas de cada parcela que compunham os tratamentos estavam com as flores desenvolvidas e ocorreu no dia 23/07/2015.

Houve uma divisão das avaliações em três grandes eixos as quais foram consideradas prioritárias para o acompanhamento e entendimento, do efeito da luz complementar sobre o desenvolvimento do morangueiro durante o período vegetativo, sendo utilizadas avaliações para parâmetros de desenvolvimento fisiológico, morfológico e fenológico. Para o comportamento fisiológico foram efetuadas em três momentos do ciclo vegetativo, a extração e determinação de clorofila *a*, clorofila *b* e clorofila *total*. Procurou-se a medida do possível ter o acompanhamento desta variável ao longo do ciclo, fazendo uma avaliação no início, meio e final do mesmo. A primeira e a segunda avaliação ocorreram respectivamente, aos 18 e 35 dias após o transplante (DAT). Por fim a última avaliação foi efetuada quando todas as plantas do experimento se encontravam em floração plena, aos 51 DAT. As datas das avaliações foram: 20/06, 07/07 e 23/07/2015, respectivamente.

Para determinação dos teores de clorofila, as folhas foram coletadas a campo e acondicionadas em papel alumínio sendo imediatamente armazenadas em caixa de isopor com gelo e encaminhadas ao laboratório. A extração seguiu o método descrito por Telles et al. (1977), onde pesou-se 0,1 g de matéria verde a qual foi macerada. Em seguida adicionou-se 1 mL de acetona a 80 % e, após alguns minutos de maceração, adicionou-se mais 9 mL de acetona a 80% (C₃H₆O). A solução foi transferida para tubos de ensaio, fechados com papel alumínio, centrifugados a 1200 rpm por 3 minutos. As amostras tiveram leitura feita em espectrofotômetro a 645nm e 663nm. A partir dessas leituras, determinou-se a concentração em µg g⁻¹ de clorofilas *a*, *b* e *total* nas soluções de leitura, por meio de fórmulas propostas por Arnon (1949):

$$\text{Clorofila } a = (12,7 \times A663\text{nm}) - (2,69 \times A645\text{nm})$$

$$\text{Clorofila } b = (22,9 \times A645\text{nm}) - (4,68 \times A663\text{nm})$$

$$\text{Clorofila } total = (20,2 \times A645\text{nm}) + (8,02 \times A663\text{nm})$$

Para a avaliação dos parâmetros de desenvolvimento morfológico das plantas, foram feitas semanalmente contagem do número de folhas e de folíolos, sendo que ao final do ciclo vegetativo foram avaliadas a altura e o comprimento do maior pecíolo das plantas. Para altura se considerou a medida da distância existente entre a base da coroa e a parte terminal do limbo da folha mais alta. Também ao final do ciclo foi feita uma última contagem de folhas e folíolos, sendo que nessa avaliação efetuou-se a medida do comprimento e largura de todos os folíolos. Com os dados de comprimento e largura de folíolo fez-se a estimativa da área foliar, utilizando modelo linear proposto por Pires et al., (1999) para cultura do morangueiro produzida em ambiente protegido, sendo a fórmula da equação:

$$\text{Área foliar estimada} = -0.2432 + (0.9783 \cdot Af) \quad (R^2 = 0,98)$$

Onde:

$$Af = (\pi/4) \times [(Comprimento + Largura) / 2]^2$$

Para os parâmetros fenológicos, foi realizado o acompanhamento de todas as plantas, onde se observou a data de entrada de floração de cada planta. Como parâmetro para caracterização de flor, adotou-se como 'flor' o botão floral que apresentasse todas as pétalas expandidas, igual ao conceito de 'flor aberta' para o morangueiro discutido por Chavarria et al. (2012). O início de floração foi considerado quando cinco plantas (>50%) de mesmo tratamento apresentassem flores abertas. Para esse dado, não foi feita análise estatística uma vez que a planta foi constituinte de toda uma repetição dentro do tratamento. A floração plena foi considerada quando todas as oito plantas do tratamento chegassem à floração. Para esse dado fez-se análise estatística. Sendo que para isso se utilizou tanto a contagem em dias, desde o transplântio até a floração, como também a duração deste período em °C dia, representando a soma térmica do período vegetativo. Os dados utilizados foram provenientes da estação meteorológica automática do campus Cerro Largo da UFFS, com temperatura base para soma térmica 7,3°C (CHAVARRIA et al., 2012) .

Os dados avaliados foram submetidos à análise de variância pelo teste F, sendo que quando significativas ($P \geq 0,05$) tiveram as médias comparadas pelo teste de Scott-Knott a 5 % de probabilidade de erro, por meio do programa estatístico Assistat. Os dados referentes a contagens em número de folhas, folíolos, flores e dias sofreram transformação quadrática para estabilização da variância.

4 RESULTADOS E DISCUSSÕES

4.1. PARÂMETROS DE DESENVOLVIMENTO FISIOLÓGICO E MORFOLÓGICO

4.1.1 Teores de clorofila

Foram observadas diferenças sobre os teores de clorofila *a* e *total* em virtude do espectro de radiação fotossinteticamente ativa complementar emitido sobre as plantas como pode ser observado na tabela 1. Para os teores de clorofila *b* não houve significância estatística dos dados em nenhuma das três avaliações.

Na primeira avaliação com 18 dias após a data de transplante (DAT), para clorofila *a*, os tratamentos utilizando luz ‘branca’, ‘azul + vermelho’ e ‘azul’ se destacaram estatisticamente sobre a ‘luz vermelha’ e a testemunha. Para clorofila *b* não houve significância estatística entre os tratamentos. Para clorofila *total* foi observado significância, com destaque para os tratamentos com luz ‘branca’, ‘azul + vermelho’ e ‘azul’.

Aos 35 DAT, na segunda avaliação, houve inversão dos valores observados para os teores de clorofila *a*, onde o tratamento utilizando luz ‘vermelha’ se diferenciou dos demais. Para os teores de clorofila *b* e clorofila *total*, não foram constatadas significância estatística, nessa avaliação. Na última avaliação, ao final do ciclo vegetativo aos 51 DAT, os tratamentos utilizando luz ‘vermelha’ e ‘azul + vermelho’ se destacaram dos demais com os maiores teores de clorofila *a*. Para clorofila *b* mais uma vez não se obteve significância estatística para os dados avaliados. No entanto para clorofila *total* na última avaliação, o tratamento com luz vermelha é que obteve os maiores teores, diferenciando dos demais.

Tabela 1. Teores médios de clorofila *a*, clorofila *b* e clorofila *total* em três momentos do ciclo vegetativo (18 DAT, 35 DAT, 51 DAT), expressos em μg^{-1} de clorofila por g^{-1} de folha:

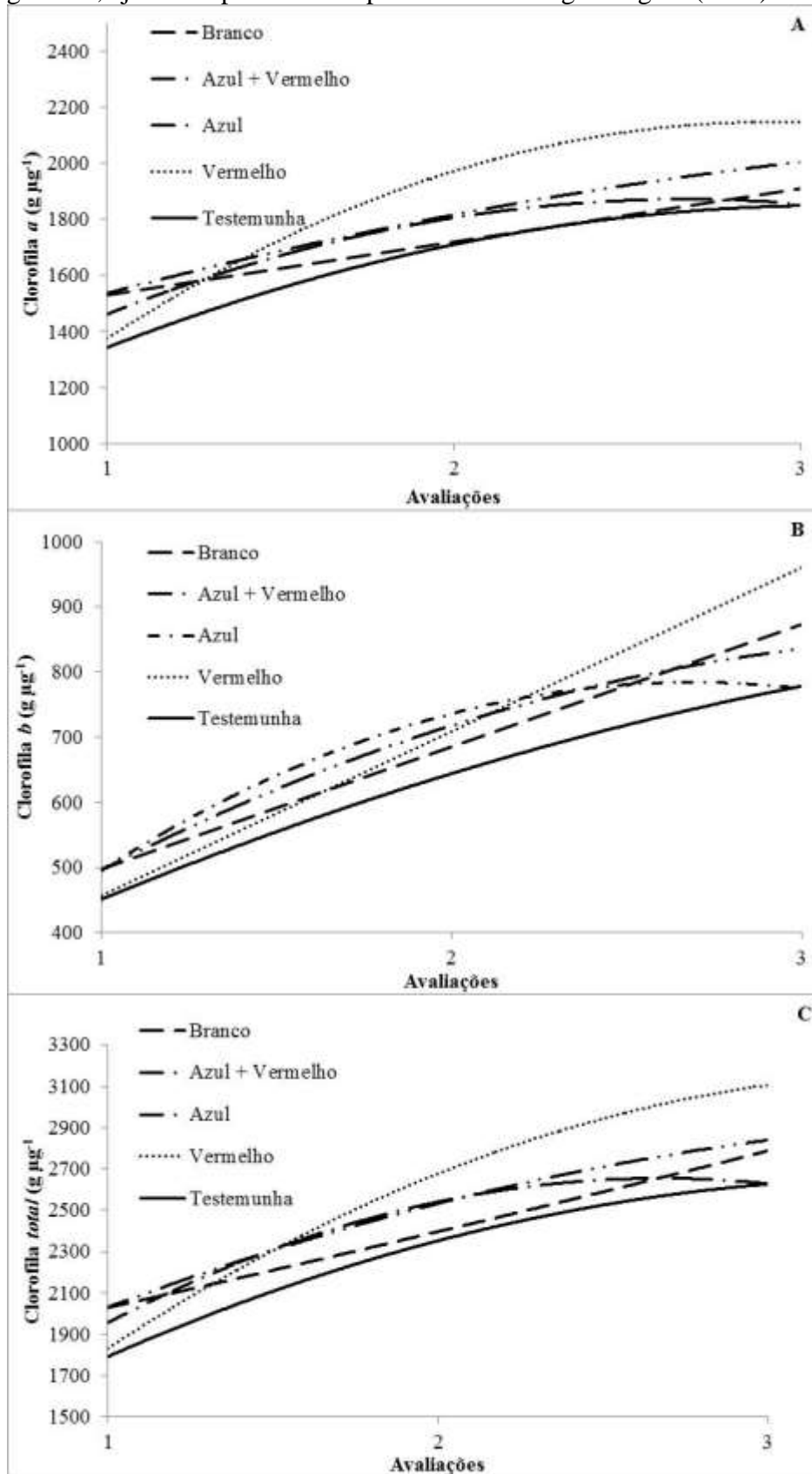
Tratamento	1ª Avaliação - 18 DAT ($\mu\text{g}^{-1} \text{g}^{-1}$)		
	Clorofila <i>a</i>	Clorofila <i>b</i>	Clorofila <i>total</i>
Branco	*1529,88a	500,27 ^{ns}	2029,66a
Azul + vermelho	1536,28a	495,71	2031,52a
Azul	1461,82a	495,28	1956,63a
Vermelho	1374,60b	458,53	1832,69b
Testemunha	1342,52b	450,64	1792,73b
C.V (%)	7,38	10,72	7,85
Tratamento	2ª Avaliação - 35 DAT ($\mu\text{g}^{-1} \text{g}^{-1}$)		
	Clorofila <i>a</i>	Clorofila <i>b</i>	Clorofila <i>total</i>
Branco	1716,90b	680,38 ^{ns}	2396,68 ^{ns}
Azul + vermelho	1815,79b	717,70	2532,85
Azul	1805,39b	736,03	2540,78
Vermelho	1971,90a	705,74	2677,09
Testemunha	1709,35b	642,93	2352,70
C.V (%)	8,03	20,20	9,03
Tratamento	3ª Avaliação - 51 DAT ($\mu\text{g}^{-1} \text{g}^{-1}$)		
	Clorofila <i>a</i>	Clorofila <i>b</i>	Clorofila <i>total</i>
Branco	1911,58b	876,29 ^{ns}	2787,15b
Azul + vermelho	2004,45a	835,49	2839,23b
Azul	1855,19b	774,59	2629,12b
Vermelho	2145,14a	961,84	3106,18a
Testemunha	1853,90b	784,40	2637,63b
C.V (%)	7,63	17,65	9,83

* Médias seguidas por mesma letra na coluna, não diferem entre si por teste de Scott-Knott a 5 % de probabilidade de erro.

^{ns} Dados sem significância estatística

Na figura 1, nos gráficos A, B e C observa-se com maior detalhamento a dinâmica de acúmulo de clorofila *a*, *b* e *total*, respectivamente. Foram ajustados modelos polinomiais de segundo grau para descreverem o acúmulo de pigmentos fotossintetizantes durante o período vegetativo. Levando em consideração de que a clorofila *a* é o pigmento mais importante para a fotossíntese, uma vez que clorofila *b* é considerada como um pigmento acessório (ENGEL, 1991; TAIZ & ZIEGER, 2013), em análise conjunta das três avaliações pode se sugerir que o tratamento ‘vermelho’ seguido do tratamento ‘azul + vermelho’ obtiveram os melhores desempenhos para os teores de teores de clorofila durante o período vegetativo.

Figura 1. Curvas de acúmulo de clorofila *a* (A) clorofila *b* (B) e clorofila *total* (C), durante o período vegetativo, ajustados por modelos polinomiais de segundo grau ($R^2: 1$).



A dinâmica de acúmulo de clorofila *a* e *total* para o tratamento utilizando luz vermelha indica que durante a primeira avaliação há menor acúmulo de clorofilas, passando a haver uma inversão deste comportamento nas avaliações seguintes. Isto pode estar relacionado às características fisiológicas do pigmento sensível à luz vermelha, o fitocromo. Segundo Taiz & Zeiger (2013), os efeitos da utilização de intensidades altas de luz vermelha durante um período prolongado, como o caso da utilização artificial complementar em $100\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, acarretam em respostas mais lentas, que são observadas em dias ou semanas após o estímulo, podendo ser a explicação para os menores teores de clorofila para esse tratamento durante a primeira avaliação.

Diante disso, os maiores teores de clorofila *a*, observados para esse mesmo tratamento podem também serem justificados fisiologicamente pelos picos de absorção da clorofila *a* o qual segundo Taiz & Zieger (2013), é mais eficiente nos comprimentos de onda entre 650nm e 700nm, comparadas aos comprimentos do azul visível (400nm a 500nm). Ainda para Taiz & Zieger (2013), uma das respostas do fitocromo perante a constante irradiação com luz vermelha é o aumento da taxa de acúmulo de clorofila, tal como ocorrente aqui.

Na tabela 2, podem ser observadas as taxas de acúmulo de clorofilas para o ciclo vegetativo, onde nota-se que tanto para clorofila *a*, como para clorofila *total*, a taxa de acúmulo é maior no tratamento utilizando luz ‘vermelha’ (número). A taxa de acúmulo de clorofilas consiste na comparação dos ganhos de clorofilas em $\mu\text{g g}^{-1}$ de cada tratamento, ao final do ciclo vegetativo (3ª avaliação) sobre os teores de clorofila da testemunha no início do ciclo vegetativo (1ª avaliação). Sendo que quanto maior a proximidade da taxa de ganho de clorofila de um tratamento em relação à testemunha, menor será o efeito do tratamento sobre o aumento dos teores de clorofila na folha.

Tabela 2. Taxa de acúmulo de clorofila *a*, *b*, e *total* durante o ciclo vegetativo. A taxa de acúmulo consiste na comparação dos ganhos de clorofilas em $\mu\text{g g}^{-1}$ de cada tratamento, ao final do ciclo vegetativo (3ª avaliação) sobre os teores de clorofila da testemunha no início do ciclo vegetativo (1ª avaliação).

Tratamento	Taxa de acúmulo de clorofilas ($\mu\text{g g}^{-1}$)		
	**Clorofila <i>a</i>	**Clorofila <i>b</i>	**Clorofila <i>total</i>
Branco	569,06	425,65	994,42
Azul + vermelho	661,93	384,85	1046,50
Azul	512,67	323,95	836,39
Vermelho	802,62	511,20	1313,45
Testemunha	511,38	333,76	844,90

** Dados apresentados sem avaliação estatística.

Samuoliené et al. (2010), testando o efeito de luz artificial sobre o morangueiro, nos comprimentos de onda do azul e do vermelho, observaram maior acúmulo de clorofila *a* e *total* nos tratamentos utilizando diodos emissores de luz vermelha, corroborando com os dados aqui apresentados.

O desempenho inferior do tratamento utilizando luz ‘azul’ a partir da segunda avaliação, para todos os pigmentos fotossintetizantes avaliados, pode estar relacionado a dois fatores principais, os quais se complementam. O primeiro, o qual se associa aos baixos teores de clorofilas (*a*, *b*, e *total*) pode ser justificado pela menor eficiência da luz azul para fotossíntese, uma vez que para Harbinson et al. (2013), para chegar ao centro de reação da fotossíntese, há necessidade de transformação da luz azul em comprimentos menores do espectro, fazendo com que haja dissipação da energia. Ou seja, parte da luz azul emitida sobre as plantas é perdida em forma de calor durante a absorção da luz azul. Tal fato pode ser usado também, como explicação para o maior desempenho da luz vermelha. Em orquídeas, Cybularz-Urban et al. (2007), não encontraram efeitos da luz azul sobre o aumento dos teores de clorofila.

O segundo fator que explica o menor desempenho deste tratamento, pode estar vinculado às respostas das plantas induzidas pela luz azul. Para Taiz & Zieger (2013), a adição de luz azul leva uma substancial abertura estomática, devido ao efeito desta sobre a zeaxatina, a qual é o pigmento responsável pela abertura das células guardas dos estômatos das plantas. Ao contrário do visto para as respostas do fitocromo o qual em alguns casos apresentam considerável espaço de tempo entre a indução pela luz e a resposta fisiológica, a indução de abertura estomática se dá em minutos e em baixas intensidades (inferiores a $10\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$), e se estende por algum tempo após o desligamento da fonte de luz. Nesse sentido, a utilização de luz azul em intensidade de $100\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ durante a parte da manhã e da tarde, como o feito aqui, poderia levar a uma abertura estomática desnecessária e possível

menor eficiência da utilização da luz azul, devido a perdas de água pela planta. Além disso, Kim et al. (2004), descrevem significativo aumento no número e da abertura de estômatos ao se utilizar luz azul sobre crisântemos.

Tal fato pode ser justificado em análise do aumento dos teores de clorofila (Figura 1), com o crescimento da planta, há uma estabilização do aumento dos teores clorofila, *a*, *b* e *total*, uma vez que é notada uma estabilização na curva de acúmulo destes pigmentos ao se aproximar do final do período vegetativo (3ª avaliação). Um maior crescimento sugere um aumento do número de estômatos que podem ser canal para perda de água em conjunto com o envelhecimento de algumas folhas que perdem eficiência fotossintética. A baixa eficiência para o aumento dos teores de clorofila é evidenciada também na tabela 2 onde a taxa de acúmulo de clorofila *a* se aproxima da taxa de acúmulo da testemunha durante o período vegetativo.

O maior acúmulo de clorofila, para as avaliações onde houve significância estatística, para o tratamento ‘azul + ‘vermelho’ pode ser explicado pelo efeito benéfico, da luz ‘vermelha’ nesse processo. Uma vez que se excetuando os teores de clorofila *total* na última avaliação e clorofila *a* na segunda avaliação, tal tratamento mostrou estatisticamente tão eficiente, para o acúmulo de clorofila quanto ao tratamento utilizando luz vermelha individualmente. Porém, nessas mesmas avaliações os teores acumulados para o tratamento ‘azul + ‘vermelho’, são sempre inferiores ao tratamento com utilização de ‘‘vermelho’’ individualmente.

O menor efeito da utilização da luz branca comparada aos demais tratamentos com a utilização de luz complementar, se deve ao fato de fisicamente a luz branca emitir comprimentos de onda em um amplo espectro (400nm a 700nm). Uma vez que foram utilizadas mesmas intensidades em todos os tratamentos, $100\mu\text{mol m}^2 \text{s}^{-1}$, a intensidade de luz vermelha e azul emitidos pela luz branca são significativamente inferiores, comparado aos demais tratamentos, os quais emitem luz em faixas mais estreitas do espectro.

A não significância dos dados para clorofila *b*, nas condições do experimento, pode estar relacionada ao fato de que uma maior proporção dos teores desse pigmento, é uma resposta fisiológica de folhas sombreadas, as quais recebem grandes quantidades de luz difusa e de baixa intensidade luminosa (ENGEL, 1991). No entanto cabe ressaltar que é a clorofila *a*, a molécula efetivamente envolvida nas reações fotoquímicas da fotossíntese, sendo a clorofila *b* um pigmento acessório, assim como os caratenóides, tendo função de transferir energia à clorofila *a* (ENGEL, 1991; TAIZ & ZIEGER, 2013) .

4.1.2 Desempenho morfológico das plantas

Não houve significância estatística para os dados de avaliação do tamanho das plantas, tanto para avaliação de altura total, bem como para a medição do maior pecíolo da planta (Tabela 3). Também não foi observado significância para o número médio de folhas e folíolos ao final do ciclo vegetativo.

Tabela 3. Desempenho das plantas ao final do ciclo vegetativo pela avaliação do comprimento de pecíolo (cm), altura de plantas (cm), número de folhas e folíolos.

Tratamento	Comp. Pecíolo (cm)	Altura de planta (cm)	Nº de folhas	Nº de folíolos
Branco	5,98 ^{ns}	8,22 ^{ns}	5,38 ^{ns}	12,25 ^{ns}
Azul + vermelho	7,53	8,86	5,75	14,88
Azul	6,40	7,47	5,38	12,13
Vermelho	6,46	7,26	5,38	13,63
Testemunha	6,46	6,72	5,38	13,63
C.V (%)	19,47	25,44	10,80	13,20

^{ns} Dados sem significância estatística

Para os dados de tamanho das folhas houve significância para o comprimento e para área foliar estimada, onde o tratamento ‘azul + vermelho’ se destacou, como pode ser observado na tabela 04. Os maiores teores de clorofila nesse tratamento, provavelmente decorrentes das respostas ao ‘vermelho’ (tabela 01), em conjunto com o efeito benéfico da luz azul para expansão das folhas (TAIZ & ZEIGER, 2013) podem ter possibilitado os maiores tamanhos de folhas para esse tratamento.

Tabela 4. Desempenho das plantas ao final do ciclo vegetativo pela avaliação do comprimento e largura de folhas (cm), área foliar estimada (cm²) e tamanho médio do folíolo comprimento de pecíolo (cm), altura de plantas (cm), número de folhas e folíolos

Tratamento	Comprimento (cm)	Largura (cm)	^I AFE (cm ²)	^{II} TMFI (cm ²)
Branco	*54,15b	50,03 ^{ns}	*169,32b	14,03 ^{ns}
Azul + vermelho	100,01a	77,53	301,72a	19,21
Azul	60,28b	45,92	169,74b	13,59
Vermelho	64,55b	57,82	224,31b	16,7
Testemunha	52,77b	54,25	150,76b	13,42
CV (%)	28,55	33,23	39,3	41,55

*Médias seguidas por mesma letra na coluna, não diferem entre si por teste de Scott-Knott a 5 % de probabilidade de erro. ^{ns} Dados sem significância estatística. ^IAFE: Área foliar estimada ^{II}TMFI: Tamanho médio do folíolo.

Estudando os efeitos da luz vermelha em conjunto com a luz azul, Kim et al. (2004), relataram efeito positivo desse tratamento devido ao aumento significativo na taxa fotossintética. No entanto, para os autores, tal resposta na taxa não é ocorrente ao se utilizar luz azul e vermelha individualmente. A maior área foliar encontrada aqui pode também se

relacionar a um eventual aumento na taxa fotossintética, que por sua vez permitiu uma maior expansão das folhas. Além disso, Chung et al. (2010), relatam maior expansão em tamanho das folhas de orquídeas ao se utilizar a combinação de luz azul + vermelha.

Não foram observadas também, significância estatística para o tamanho médio dos folíolos.

4.2 DESENVOLVIMENTO FENOLÓGICO DAS PLANTAS

Os diferentes comprimentos de luz artificial complementar tiveram efeito sobre os parâmetros de desenvolvimento fenológico das plantas. Na tabela 05, pode ser observado que o tratamento ‘azul + vermelho’ levou a uma antecipação do início da floração em mais de 50 °C dias, correspondente a uma precocidade de cinco dias em relação à testemunha, com dias contados a partir da data de transplante. Para a floração plena, estatisticamente houve efeito dos tratamentos sobre a precocidade, onde os tratamentos ‘azul + vermelho’ e ‘branco’, induziram a antecipação da floração em 59°C dia e 44 °C dia, respectivamente, comparadas a testemunha. Contando em dias, a diferença estatística foi à mesma, onde os tratamentos ‘azul + vermelho’ e ‘branco’, induziram a antecipação da floração. Levando em consideração o número de flores de cada tratamento, o tratamento ‘azul + ‘vermelho’’, se destacou sobre os demais.

Tabela 5. Valores referentes aos diferentes parâmetros fenológicos avaliados em plantas de morangueiro da cultivar Camarosa. Início da floração, floração plena calculados por soma térmica (°C dia) e em dias do calendário civil (dias). Números de flores no início de floração e na floração plena (FP).

Tratamento	**Início da floração (°C dia)	**Início floração (Dias)	Floração Plena (°C dia)	Floração Plena (Dias)	**N° flores (Início de floração)	N° flores FP
Branco	407,46	44	*424,29b	*47b	7	*14b
Azul + vermelho	389,32	42	408,68b	44b	9	20a
Azul	431,08	47	464,87a	51a	7	16b
Vermelho	454,15	49	466,65a	50a	8	11b
Testemunha	450,78	49	467,99a	52a	8	12b
CV(%)	---	---	9,97	5,37	---	23,8

*Médias seguidas por mesma letra na coluna, não diferem entre si por teste de Scott-Knott a 5 % de probabilidade de erro. ** Dados apresentados sem avaliação estatística.

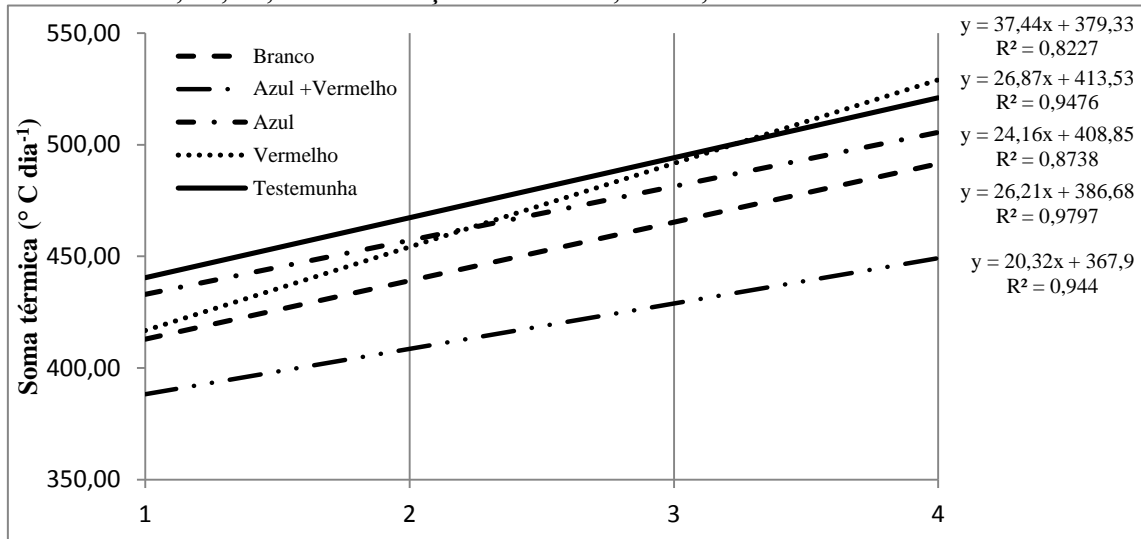
A maior precocidade induzida pelo uso de luz ‘azul + vermelha’ pode estar relacionada ao melhor desenvolvimento vegetativo e fisiológico desta planta em relação às demais, uma vez que os dados apresentados e discutidos anteriormente referentes aos teores de clorofila e ao tamanho das folhas indicam uma maior capacidade fotossintética para esse

tratamento. Porém testando dos espectros do ‘azul + vermelho’ sobre rosas, Terfa et al. (2013), não encontraram diferença estatística no estímulo a floração.

O retardamento de floração plena para o tratamento utilizando luz vermelha, o qual não diferiu estatisticamente da testemunha, condiz aos dados apontados Vince-Prue et al., (1973) e Guttridge (1984). Os autores afirmam que a utilização de luz vermelha sob fotoperíodo mais prolongado, pode levar a um retardamento da floração em cultivares de morangueiro de dias curtos, sendo que para os autores, a luz vermelha tem efeito na indução de floração apenas quando o fotoperíodo não ultrapasse à 8 horas para genótipos de dias curtos. O efeito não diferencial do tratamento utilizando luz azul para indução precoce da floração, também pode se relacionar ao menor desenvolvimento vegetativo deste tratamento.

Embora o tratamento utilizando luz ‘branca’ não tenha obtido destaque para as avaliações morfológicas e fisiológicas durante o ciclo vegetativo, o tratamento induziu uma precocidade de floração, igual ao tratamento utilizando luz ‘azul + vermelha’. De acordo com Taiz & Zeiger (2013), níveis baixos de intensidade, bem como comprimentos de onda específicos é que são capazes de induzir respostas das plantas para a mudança de fase do período vegetativo ao reprodutivo. No entanto os mecanismos pelos quais um sinal luminoso induz tais mudanças, bem como a especificidade de suas faixas espectrais, ainda não são conhecidos. Diante disso, a característica física da luz branca de emitir todas as cores do espectro visível, porém em intensidades mais baixas, pode se relacionar a precocidade desse tratamento, mesmo não tendo um grande desenvolvimento vegetativo. Afim de melhor demonstrar os efeitos dos diferentes espectros sobre a indução da floração na figura 2 são dispostos modelos lineares que descrevem a floração de cada tratamento em 25%, 50%, 75% e 100%, como sugerido por Ribeiro Júnior (2013). No eixo “y”, é apresentada a soma térmica necessária para concluir cada etapa da floração, dispostas no eixo “x”. As equações dos modelos estão disponíveis na mesma figura, sendo que quanto menor o coeficiente a da função, maior a capacidade do tratamento em induzir a floração.

Figura 2. Modelos lineares para o desenvolvimento da floração. Sendo respectivamente no eixo "x": 1, 2, 3, 4 a floração em 25%, 50%, 75% e 100% de cada tratamento.



5 CONCLUSÕES

Nas condições em que foi desenvolvido o experimento, observa-se que o morangueiro apresenta sensibilidade ao espectro de luz complementar ao qual é submetido, durante o ciclo vegetativo.

Constatou-se que o tratamento utilizando ‘azul + vermelho’, tem efeito significativo sobre os teores de clorofila *a*, sendo que esse tratamento induz a um aumento na área foliar da planta em conjunto com uma maior precocidade da floração, sugerindo um adiantamento no período produtivo, para as condições testadas.

A utilização de luz de faixa espectral do vermelho aumenta os teores de clorofila, no entanto levando a um retardamento para a floração plena. Plantas que apresentam maiores teores de clorofila e apresentam um bom desenvolvimento vegetativo, aumentam a taxa de fotossíntese e tendem a aumentar a translocação de fotoassimilados para a produção de frutas.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AMARANTE, C.V.T.; STEFFENS, C.A.; ZANARDI, O. Z.; ALVES, E. O. Quantificação de clorofilas em folhas de macieira ‘Royal’, ‘Gala’ e ‘Fuji’ com métodos ópticos não destrutivos. **Revista brasileira de fruticultura**. Jaboticabal, v. 30, n. 3, p.590-595, set. 2008
- ANDRIOLO, J. L.; JÄNISCHI, D. I.; OLIVEIRA, C.S.; COCCO, C.; SCHMITTI, O. J.; CARDOSO, F. L. Cultivo sem solo do morangueiro com três métodos de fertirrigação. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.39, n.3, p.691-695, mai-jun, 2009.
- ANDRIOLO, J. L.; JÄNISCHI, D. I.; PICCIO, M. D.; LERNER, M.A.; SCHMITTI, O. J. Nitrogen accumulation and monitoring by strawberry stock plants for runner tips production. **Horticultura Brasileira**. Brasília, v. 32, n. 3, p. 273-279, 2014.
- ANTUNES, L. E. C.; HOFFMANN, A. **Pequenas frutas: o produtor pergunta, a Embrapa responde**. 1. ed. Brasília: Embrapa, p. 184 2012.
- ANTUNES, L.E.C.; RISTOW N.C.; KROLOW A.C.R.; CARPENEDO S.; REISSER JÚNIOR C. Yield and quality of strawberry cultivars. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.28, n.2, p.222-226, 2010.
- ANTUNES O.T.; CALVETE E.O.; ROCHA C; NIENOW A.A.; CECCHETTI D; RIVA M.R. Produção de cultivares de morangueiro polinizadas pela abelha jataí em ambiente protegido. **Horticultura Brasileira**, Brasília v.25, p.60-65. 2007.
- ANUÁRIO BRASILEIRO DA FRUTICULTUA/ REETZ, E. R. et al. Santa Cruz do Sul: Editora Gazeta Santa Cruz, 2015.
- ARAÚJO, S.A.C.; DEMINICIS, B.B. Fotoinibição da Fotossíntese. **Revista brasileira de Biociência**, Porto Alegre, v. 7, n. 4, p. 463-472, out./dez. 2009.
- ARNON, D.I. Copper enzymes in isolated chloroplasts: polyphenoloxidases in *Beta vulgaris*. **Plant Physiology**, Maryland, v.24, p.1-15, 1949.

ASSIS, F. N.; MENDEZ, M.E.G. Relação entre radiação fotossinteticamente ativa e radiação global. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 24, n. 7, p. 797- 800, jul. 1989.

BARGHINI, A. **Influência da Radiação Artificial sobre a Vida Silvestre: técnicas para minimizar os impactos, com especial enfoque sobre os insetos.** 2008. 243 f. Tese (Doutorado em Ciências) – Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2008.

CALVETE, E. O.; NIENOW, A. A.; WESP, C. L.; CESTONARO, L.; MARIANI, F.; FIOREZE, I.; CECCHETTI, D.; CASTILHO, T. Produção hidropônica de morangueiro em sistema de Colunas verticais, sob cultivo protegido. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 29, n. 3, p. 524-529, Dez. 2007.

CAMARGO FILHO, W. P de, CAMARGO, F. P. de. Análise da produção de morango dos estados de São Paulo e Minas Gerais e do mercado da Ceagesp. **Informações Econômicas**, São Paulo, v.39, n.5, p. 42-50, 2009.

CARRIJO, O. A.; VIDAL, M. C.; REIS, N. V. B. DOS; SOUZA, R. B. DE; MAKISHIMA, N. Produtividade do tomateiro em diferentes substratos e modelos de casas de vegetação **Horticultura. Brasileira**, Brasília, v. 22, n. 1, p. 05-09 jan./mar. 2004.

CASTRO, R. L. Melhoramento Genético do Morangueiro: Avanços no Brasil. In: SIMPÓSIO NACIONAL DO MORANGO, 2., 2004, Pelotas, **Anais...** Pelotas: EMBRAPA, CPACT, 2004. p. 22-36.

CHAVARRIA G.; SANTOS, H. P., **Fruticultura em Ambiente Protegido.** 1 ed. Brasília, Embrapa, p. 278, p.785, 2012.

CHITARRA, M.I.F.; CHITARRA, A. B. **Pós-Colheita de frutas e Hortaliças: Fisiologia e Manuseio.** 2 ed. Lavras: Editora da UFLA. 2005.

CYBULARZ-URBAN, T.; HANUS-FAJERSKA, E.; SWIDERSKI, A. Effect of lightwavelength on in vitro organogenesis of a *Cattleya* hybrid. **Acta Biol. Cracov. Ser. Bot.** Cracóvia. v.49 113–118. 2007

DUARTE FILHO, J.; ANTUNES, L.E.C; PÁDUA, J.G. Cultivares. **Informativo Agropecuário**, Belo Horizonte v. 28 n. 236 p. 1-108 jan./fev. 2007.

FAO. Produção de morangueiro. Faostat. Disponível em: <<http://faostat3.fao.org/faostat-gateway/go/to/home/E>> Acesso em: 31 mar. 2015.

COSTA, R.C.; CALVETE. E. O.; REGINATTO, F. H.; CECCHETTI, D.; LOSS, J.T.; RAMBO, A.; TESSARO, F. Telas de sombreamento na produção de morangueiro em ambiente protegido. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.29, n.1, p.98-102, 2011.

DIAS, D. P.; MARENCO, R. A. Fotossíntese e fotoinibição em mogno e acariquara. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**., Brasília, v.42, n.3, p.305-311, mar. 2007.

DUARTE FILHO, J.; CUNHA, R. J. P.; ALVARENGA, D. A.; PEREIRA, G. E.; ANTUNES, L. E. C. Aspectos do florescimento e técnicas empregadas objetivando a produção precoce em morangueiros. **Informe Agropecuário**, v. 20, n. 189, p. 30-35, 1999.

ENGEL, V. L.; POGGIANI, F. Estudo da concentração de clorofila nas folhas e seu espectro de absorção de luz em função do sombreamento em mudas de quatro espécies florestais nativas. **Revista Brasileira Fisiologia Vegetal**. Campinas – SP, v.3, n.1, p. 39-45, 1991.

ERIG, C., SCHUCH, M. W. Tipo de luz na multiplicação *in vitro* de framboeseira (*Rubus idaeus* L.) ‘Batum’. **Rev. Bras. Fruticultura**, Jaboticabal - SP, v. 27, n. 3, p. 488-490, 2005.

FERNANDES JÚNIOR, F.; FURLANI, P. R.; RIBEIRO, I. J. A.; CARVALHO, C. R. L. Produção de frutos e estolhos do morangueiro em diferentes sistemas de cultivo em ambiente protegido. **Bragantia**, Campinas, v. 61, n. 1, p. 25-34, 2002.

FURLANI, P.R.; FERNANDEZ JÚNIOR, F. Cultivo hidropônico de morango em ambiente protegido. IN: SIMPÓSIO NACIONAL DO MORANGO, 2.; ENCONTRO SOBRE PEQUENAS FRUTAS NATIVAS DO MERCOSUL, 1., 2004, Pelotas. **Anais...** Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2004. p.102-115.

GIMÉNEZ, G.; ANDRIOLO, J. L.; GODOI, R. Cultivo sem solo do morangueiro. **Ciência**

Rural, Santa Maria, v.38, n.1, p.273-279, jan-fev, 2008.

GODOI, R.; ANDRIOLO, J. L.; FRANQUÉZ, G. G.; JÄNISCHI, D. I.; CARDOSO, F. L.; VAZI, M. A. B. Produção e qualidade do morangueiro em sistemas fechados de cultivo sem solo com emprego de substratos. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.39, n.4, p.1039-1044, jul, 2009.

GOTO, R. Plasticultura nos trópicos: uma avaliação técnico-econômica. **Horticultura brasileira**, Brasília, v.15, Palestra. Suplemento, p.163-165, 1997.

HENRIQUE, C.M.; CEREDA, M. P.Utilização de biofilmes na conservação póscolheita de morango (*Fragaria Ananassa Duch*) cv IAC Campinas. **Ciência e Tecnologia em Alimentos**, Campinas, v.19, n.2, p.270-276, 1999.

HARBINSON, J.; E. ROSENQVIST. An introduction to chlorophyll fluorescence. In: J.R. DeEll and P.M.A. Toivonen (eds.). **Practical applications of chlorophyll fluorescence in plant biology**. Kluwer Academic Publishers, Boston, MA, p20, 2003.

KIM, H.H., G.D. GOINS, R.M. WHEELER, AND J.C. SAGER. Green-light supplementation for enhanced lettuce growth under red- and bluelight-emitting diodes. **HortScience**. Amsterdam. v. 39 p. 1617– 1622. 2004.

KIRSCHBAUM, D.S. **Temperature and growth regulator effects on growth and development of strawberry (*Fragaria x ananassa Duch*).** 1998. 144 f. (Dissertação) (Mestrado em Agronomia) 1998. University of Florida, Florida, 1998

LICHTENTHALER, H. K. Biosynthesis and Accumulation of Isoprenoid Carotenoids and Chlorophylls and Emission of Isoprene by Leaf Chloroplasts. **Bull. Georg. Natl. Acad. Sci.** v. 3, n. 3, p. 83-94, 2009.

LIETEN, F. Methods and strategies of strawberry forcing in Europe. Historical perspectives and recent developments. **Acta Horticulturae**, v.348, p.158-170, 1993.

LI J.C. Uso de mallas en invernaderos. **Horticultura Internacional** n. extra, p. 86-91, 2006.

MACHADO, J.C. Morangueiro. **Informe Agropecuário**. Belo Horizonte, v.11, n. 131. p.36,1985.

MADAIL, J. C. M.; ANTUNES, L. E.; BELARMINO. L. C.; SILVA, B. A.; GARDIN, J. A. Avaliação econômica dos sistemas de produção de morango: convencional, integrado e orgânico. **Comunicado Técnico da Embrapa Clima Temperado**, Pelotas, n 181, p. 1-4, 2007.

MADAIL, J. C. M. Sistema de produção de morango desenvolvido na Serra Gaúca, município de Caxias do Sul, transição para a produção integrada. In: SIMPÓSIO NACIONAL DO MORANGO, 4. ENCONTRO SOBRE PEQUENAS FRUTAS E FRUTAS NATIVAS DO MERCOSUL, 3. 2008. **Palestras...** Pelotas: Embrapa Clima Temperado. 2008, p. 23-28.

MATSUDA, R., K. OHASHI-KANEKO, K. FUJIWARA, E. GOTO, AND K. KURATA. Photosynthetic characteristics of rice leaves grown under red light with or without supplemental blue light. **Plant & Cell Physiol.** v. 45 p. 1870 -1874. 2004.

MÉIER, U. **Growth stages of mono-and dicotyledonous plants**. 2. ed. Washington DC: Federal Biological Research Centre for Agriculture and Forestry. 2001.

MELLO S. C. **Luz na estufa**. Esalc. Disponível em:

<<http://www.esalq.usp.br/noticia/detalhe.php?id=2581>> . Acesso em: 28 mar. 2015.

NUNES, T.V.F. Luz para plantas. **Revista Especialize On-line IPOG**, Goiânia, v. 06 n.1, p. 1-17 dez. 2013.

OREN-SHAMI, M.; GUSSAKOVSKY, E.E.; SHPIEGE, E.; NISSIM-LEVI, A.; RATNER, K.; OVADIA, R.; GILLER, Y. E.; SHAHAK, Y. Coloured shade nets can improve the yield and quality of green decorative branches of *Pittosporum variegatum*. **J. Hort. Sci. Biotech**, n. 76, p. 353-361.

OUZOUNIS, T.; FRETTE X.; OTTOSEN, C. O.; ROSENQVIST, E. Spectral effects of LEDs on chlorophyll fluorescence and pigmentation in *Phalaenopsis* ‘Vivien’ and ‘Purple Star’. **Physiol. Plant.** v. 154 p.314–327. 2014.

- PAGOT, E. Situação e perspectivas da produção de pequenas frutas: Cenário da produção de pequenas frutas. In: SIMPÓSIO NACIONAL DO MORANGO, 5.; ENCONTRO SOBRE PEQUENAS FRUTAS NATIVAS DO MERCOSUL, 4., 2010, Pelotas. **Palestras e resumos...** Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2010. p.71-77.
- PARANJPE A, CANTLIFEE, D. J, LAMB, E. M., STOFFELLA, P. J., POWELL C. Winter strawberry production in greenhouses using soilless substrates: an alternative to methyl bromide soil fumigation. **Horticultural Science**, Florida, v.116, p.98-105, 2003.
- PASSOS, F.A. Influência de sistemas de cultivo na cultura do morango (*Fragaria x ananassa* Duch.). 1997. 105f. Tese (Doutorado) - Escola Superior de Agricultura 'Luiz de Queiroz', Universidade de São Paulo, Piracicaba IN: FERNANDES JÚNIOR, F.; FURLANI, P. R.; RIBEIRO, I. J. A.; CARVALHO, C. R. L. Produção de frutos e estolhos do morangueiro em diferentes sistemas de cultivo em ambiente protegido. *Bragantia*, Campinas, v. 61, n. 1, p. 25-34, 2002.
- PIRES, R. C. de M.; FOLEGATTI, M. V.; PASSOS, F. A. Estimativa da área foliar de morangueiro. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 17, n. 2, p.86-90, julho, 1999.
- RAVEN, P. H; EVERT, R. F; EICHHORN, S. E. **Biologia vegetal** 7 ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan. 2007.
- REISSER JÚNIOR, C.; ANTUNES, L. E. C., RADIN, B. Produção de Morango. In: SIMPÓSIO NACIONAL DO MORANGO, 5.; ENCONTRO SOBRE PEQUENAS FRUTAS NATIVAS DO MERCOSUL, 4., 2010, Pelotas. **Palestras e resumos...** Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2010. p.71-77.
- RESENDE, J. T. V. DE; CAMARGO, L. K.P.; ARGANDOÑA, E. J.S; MARCHESE, A.; CAMARGO, C. K. Sensory analysis and chemical characterization of strawberry fruits. **Horticultura Brasileira**, Brasília. v.26 n.3, 2008.
- ROCHA, P. S. G. da, OLIVEIRA, R. P de, BASTOS, C. R. SCIVITTARO, W. B. Diodos emissores de luz (LEDs) na micropropagação de amoreira-preta cv. Tupy. **Horticultura Argentina**, Mendonza. v. 32, p. 14-19. 2013.

ROCHA, P. S. G. da, OLIVEIRA, R. P de, SCIVITTARO, W. B., SANTOS, U. L. dos. Diodos emissores de luz e concentrações de BAP na multiplicação *in vitro* de morangueiro. **Ciência Rural**, Santa Maria. v.40, n.9, p. 1922-1928, set, 2010.

RODRIGUES L.R. F. **Técnicas de cultivo hidropônico e de controle ambiental no manejo de pragas, doenças e nutrição vegetal em ambiente protegido**. Jaboticabal: Funep. In: COSTA, R.C.; CALVETE. E. O.; REGINATTO, F. H.; CECCHETTI, D.; LOSS, J.T.; RAMBO, A.; TESSARO, F. Telas de sombreamento na produção de morangueiro em ambiente protegido. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.29, n.1, p.98-102, 2011.

RONQUE, E. R. V. **Cultura do morangueiro: revisão e prática**. Curitiba: Emater, 1998. In: TIMM et al., Morangueiro Irrigado: Aspectos técnicos e ambientais do cultivo. 1 ed. Pelotas: Ed. Da Universidade Federal de Pelotas. p. 158, 2009.

SAMUOLIENE, G.; BRAZAITYTÉ, A.; URBANAVICIUTE, G.; DUCHOVSKIS, P. The effect of red and blue light component on the growth and development of frigo strawberries. **Zemdirbyste Agriculture**. v. 97, n. 2. P. 99-104, 2010.

SANTOS, A. M., MEDEIROS, A.R.M., **Morango Produção**. 1 ed. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, p.81 2003.

SCHMITT, O. J. **Concentração da solução nutritiva em sistema fechado com substrato na produção de pontas de estolões de morangueiro e maços de salsa e cebolinha**. 2013. 81 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Federal de Santa Maria, Curso de Pós-graduação em Agronomia, Santa Maria, 2013.

SILVA, A. F.; DIAS, M. S. C.; MARO, L. A. C.. Botânica e fisiologia do morangueiro. **Informe agropecuário**. Belo Horizonte, v.28, n.236, p.7-13, jan./fev. 2007.

SON, K.H.; OH, M.M. Leaf Shape, Growth, and Antioxidant Phenolic Compounds of Two Lettuce Cultivars Grown under Various Combinations of Blue and Red Light-emitting Diodes. **HortScience**. v. 48, n. 8 p. 988–995, 2013.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. 5. ed. Porto Alegre: Artmed. p. 918, 2013.

TELLES, F.F.F.; BARBOSA, F.F.; PINHEIRO, P.A.P. A simple technique for industrial analysis of total chlorophyll. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 24, p. 338-340, 1977.

THIMÓTEO, A.; RESENDE, J. T. V.; GONÇALVES, W. M.; RESENDE, F. V.; NASCIMENTO, I. R.; FARIA, M. V. Expectativa de retorno e risco da produção de morangos no município de Guarapuava – PR. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE OLERICULTURA, 46., 2006, Goiânia. **Anais...** Brasília: HORTICULTURA BRASILEIRA – Suplemento CD Rom, 2006. p. 1-4.

TIMM et al., **Morangueiro Irrigado: Aspectos técnicos e ambientais do cultivo**. 1 ed. Pelotas: Ed. Da Universidade Federal de Pelotas. 2009.

VIDA, J. B.; ZAMBOLIM, L.; TESSMANN¹, D. J.; BRANDÃO FILHO¹, J. U. T.; VERZIGNASSI¹, J. R.; M. P. CAIXETA. Manejo de doenças de plantas em cultivo protegido. **Fitopatol. bras.** , Brasília, v. 29, n. 4, p. 355-372, 2004.

VINCE-PRUE, D.; C.G. GUTTRIDGE. Floral initiation in strawberry: Spectral evidence for the regulation of flowering by long-day inhibition. *Planta*. n. 110, p. 165-172. In: KIRSCHBAUM, D.S. Temperature and growth regulator effects on growth and development of strawberry (*Fragaria x ananassa* Duch.). 1998. 144 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) 1998. University of Florida, Florida, 1998.

YANAGI, T., K. OKAMOTO, S. TAKITA. Effect of blue and red light intensity on photosynthetic rate of strawberry leaves. **Acta Hort.** n. 440 p. 371–376. 1996.