

INSTITUTO NACIONAL DE PESQUISAS DA AMAZÔNIA - INPA  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRICULTURA NO TRÓPICO ÚMIDO –  
PPG-ATU

**EFEITO DA LUZ TRANSMITIDA ATRAVÉS DE COBERTURAS COLORIDAS  
TRANSPARENTES SOBRE A MANCHA-ALVO DO TOMATEIRO**

ANNA CARLA DE CASTRO PAIXÃO

Manaus, Amazonas

Dezembro, 2014

ANNA CARLA DE CASTRO PAIXÃO

**EFEITO DA LUZ TRANSMITIDA ATRAVÉS DE COBERTURAS COLORIDAS  
TRANSPARENTES SOBRE A MANCHA-ALVO DO TOMATEIRO**

ORIENTADORA: Dra. ROSALEE A. COELHO NETTO

CO-ORIENTADOR: Dr. RICARDO ANTONIO MARENCO

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agricultura no Trópico Úmido-PPG-ATU como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Agricultura no Trópico Úmido.

Manaus, Amazonas

Dezembro, 2014

## AGRADECIMENTOS

A Deus, a quem devo tudo, e me permitiu esta oportunidade de cursar o mestrado e, me sustentou em todos os momentos, mantendo a chama da confiança no meu coração.

Aos meus pais, Antonio Carlos Ramos da Paixão e Maria Romana de Castro Paixão, e aos meus irmãos, pelo apoio, motivação e compreensão pelos momentos em que, quando longe do convívio familiar, me deram forças para prosseguir e erguendo minha cabeça para enxergar o futuro, exercendo um papel crucial para o término dessa jornada.

À minha orientadora Dra. Rosalee A. Coelho Netto, pela paciência, compreensão e dedicação e inúmeros ensinamentos que contribuirão para a minha vida acadêmica e profissional.

A todos os docentes que contribuíram para a aquisição de conhecimento durante as disciplinas do curso de Pós Graduação em Agricultura no Tropicó Úmido.

Aos técnicos e colegas do Laboratório de Fitopatologia, pelo apoio no desenvolvimento do trabalho, ensinamentos e companheirismo. Ao Dr. Luiz Cândido pelo empréstimo dos sensores de temperatura, de extrema importância pra o desenvolvimento do trabalho.

A todos os meus amigos em especial ao Galileo Lopez, sem o qual a execução do trabalho em campo estaria comprometida, à Jucimara Santos e Marcos Santana pelos momentos de descontração, incentivo, cumplicidade, generosidade e atenção e a todos que participaram juntamente comigo desta jornada e, como ela de alguma forma puderam contribuir.

Ao Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, pela formação oferecida por meio do Programa de Pós-Graduação em Agricultura no Tropicó Úmido e, ao Coordenador do Programa Dr. Rogério Hanada, pelas motivações e conselhos.

À CAPES pela concessão da bolsa de estudo que tem proporcionado a formação de muitos profissionais da Amazônia.

E a todos que contribuíram direta ou indiretamente para a execução deste trabalho.

## EFEITO DA LUZ TRANSMITIDA ATRAVÉS DE COBERTURAS COLORIDAS TRANSPARENTES SOBRE A MANCHA-ALVO DO TOMATEIRO

**RESUMO-** A mancha-alvo do tomateiro, causada pelo fungo *Corynespora cassiicola*, é a mais séria doença da parte aérea desta cultura em regiões tropicais. Objetivando encontrar uma alternativa para o manejo da doença, com baixo custo e seja de pequeno impacto para o ambiente e, possa ser facilmente adotada por pequenos agricultores, o efeito da luz transmitida através de coberturas transparentes de diferentes cores sobre o patógeno, doença e produção de frutos, foi avaliado. O estudo foi desenvolvido no Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, em Manaus, AM. Para avaliar o efeito sobre o crescimento, massa micelial das colônias, germinação de conídios e esporulação do patógeno, discos de colônias *C. cassiicola* com 0,5 cm de diâmetro, cultivadas em meio BDA foram transferidos para o centro de placas de Petri de poliestireno de 90 mm de diâmetro. As culturas foram incubadas por 10 dias, sob fotoperíodo de 12 h proporcionado por lâmpadas fluorescentes localizadas 50 cm acima das placas e temperatura de  $25 \pm 2$  °C, no interior de envelopes de papel celofane nas cores vermelho, azul, amarelo, verde, incolor e sem cobertura. Avaliou-se também a germinação de conídios sob essas coberturas. O efeito da iluminação de LED ( $80-100 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) nas cores vermelha, azul, amarela, verde, branca e sem iluminação foi avaliado medindo o diâmetro das colônias e a massa micelial. Os experimentos apresentaram delineamento em blocos casualizados com três repetições. A esporulação, diâmetro e massa das colônias foram inibidos sob comprimentos de onda laranja, azul e verde e a germinação de conídios não foi afetada. As colônias sob iluminação de LED verde apresentaram diâmetro significativamente menor em relação aos outros tratamentos e igual ao daquelas sem iluminação, mas não se observou diferença na sua massa, sob as diferentes cores de luz de LED avaliadas. Para avaliar o efeito da luz solar transmitida através de plásticos coloridos sobre a mancha-alvo e a hospedeira, tomateiros foram cultivados em vasos (5 L de solo) e, aos 45 dias da semeadura, as plantas foram inoculadas por meio de pulverização das folhas com suspensão de conídios de *C. cassiicola* ( $4,75 \times 10^4$  conídios.mL<sup>-1</sup>) até o ponto de escorrimento. As plantas foram mantidas em estufas individuais cobertas com plásticos transparentes nas cores: vermelho, azul, verde, amarelo e incolor, com delineamento em blocos ao acaso, com cinco repetições. Uma planta em cada estufa foi considerada como unidade experimental. A temperatura e a umidade relativa do ar foram registradas diariamente. O espectro da radiação que atingia as plantas sob cada cobertura foi também registrado. Com os dados de severidade e índice da doença, avaliados duas vezes por semana, foram elaboradas curvas de progresso e calculadas as áreas abaixo das curvas de progresso da doença. Estes dados foram utilizados nas análises estatísticas. Não se observou diferença significativa na severidade e no índice de doença, expressos como área abaixo das curvas de progresso da doença, assim como no índice relativo de clorofila das folhas e datas de início da floração e de frutificação. As plantas que receberam o comprimento de onda na faixa de 380 a 620 nm apresentaram as maiores taxas de fotossíntese, condutância estomática, transpiração, maior absorção de CO<sub>2</sub>. A produção de frutos foi significativamente menor nas plantas sob os comprimentos de onda verde, azul e violeta.

Palavras-chave: *Corynespora cassiicola*, *Solanum lycopersicum*, manejo de doenças, cultivo em estufa.

## EVALUATION OF LIGHT TRANSMITTED THROUGH OF COLORED COVER UNDER OF TARGET-SPOT IN TOMATO

**ABSTRACT-** Target spot, caused by the fungus *Corynespora cassiicola* is the most important disease of the aerial parts of the tomato plants in tropical regions. Aiming to find an alternative management for the target spot disease, with low cost and low impact on the environment and easily adopted by small farmers, was evaluated the effect of light transmitted through transparent covers in different colors on the pathogen, the disease, and on the tomato production. This study was conducted at the Instituto Nacional de Pesquisa da Amazônia, Manaus, AM, Brazil. To evaluate the effect on the colonies diameter, mycelial mass and sporulation of the *C. cassiicola*, colony discs (0.5 cm in diameter) grown in PDA were transferred to the centre of polystyrene Petri dish (90 mm in diameter) containing PDA medium. The cultures were incubated for 10 days under 12 h photoperiod provided by fluorescent lamps located 50 cm above the plates, and at  $25 \pm 2$  °C, within red, blue, yellow, green and colorless cellophane envelopes and under no cover. The conidia germination was also evaluated under these coverages. The effect of LED illumination ( $80\text{-}100$  micromol  $\text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) in red, blue, yellow, green, white and in the dark was evaluated on colony diameter and mycelial mass. The experiments were performed in randomized block design with three replications. The diameter, mass of the colonies and sporulation were inhibited under orange, blue e green and conidial germination was not affected. The colonies under green LED had significantly small diameter than the other treatments and equal diameter of the colonies without illumination. No difference in mass of the colonies was observed. To evaluate the effect of sun light transmitted through the colored plastics on the disease and the tomato productivity, plants were grown in pots (5 L of soil) and, 45 days after sowing, were inoculated by spraying the leaves with conidial suspension of *C. cassiicola* ( $4.75 \times 10^4$  conidium. $\text{mL}^{-1}$ ) to the runoff point. Plants were transferred to individual greenhouses covered with transparent plastic in colors: red, blue, green, yellow and colorless. The experimental design was a randomized block with five replications, each plant in a greenhouse was an experimental unit. The temperature and relative humidity were recorded daily. The spectrum of the radiation reaching the plants, under each coverage, was also recorded. With the data of severity and disease index, measured twice weekly, disease progress curves were prepared and calculated the areas under the disease progress curves. These data were used in the statistical analysis. Plants in greenhouses received wavenlength 380 a 620 nm had the highest rates of photosynthesis, stomatal conductance, transpiration,  $\text{CO}_2$  uptake. Fruit production was significantly lower in plants under blue, green and violet roofs.

**Keywords:** *Corynespora cassiicola*, *Solanum lycopersicum*, management diseases, greenhouse cultivation, protected environment

## SUMÁRIO

<b>LISTA DE TABELAS</b> .....	10
<b>LISTA DE FIGURAS</b> .....	12
<b>1. INTRODUÇÃO</b> .....	14
<b>2. OBJETIVOS</b> .....	16
2.1. Objetivo geral .....	16
2.2. Objetivos específicos .....	16
<b>3. REVISÃO DE LITERATURA</b> .....	17
3.1. O patógeno <i>Corynespora cassiicola</i> e a mancha-alvo .....	17
3.2. Luz visível .....	14
3.3. O efeito da luz sobre os fungos .....	15
3.4. Cultivo protegido .....	20
3.5. O efeito da luz nas plantas .....	21
3.6. A luz e a resposta de defesa nas plantas .....	22
<b>4. MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	25
4.1. Local do estudo e procedência dos isolados de <i>Corynespora cassiicola</i> .....	25
4.2. Efeito da luz transmitida através de celofane de diferentes cores sobre o diâmetro e na massa de colônias e na esporulação de <i>C. cassiicola</i> .....	25
4.3. Efeito da luz transmitida através de celofane de diferentes cores na germinação de conídios de <i>C. cassiicola</i> .....	27
4.4. Efeito de LEDs coloridas (80-100 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) sobre o crescimento (diâmetro e a massa de colônias) de <i>Corynespora cassiicola</i> .....	27
4.5. Delineamento experimental .....	27
4.6. Efeito da luz transmitida através de coberturas plásticas coloridas e incolor sobre a severidade da mancha-alvo e na produtividade de tomateiros .....	24
<b>5. RESULTADOS</b> .....	36
5.1. Efeito da luz transmitida através de celofane colorido no diâmetro e na massa micelial de <i>C. cassiicola</i> .....	33
5.2. Efeito da luz transmitida através de celofane de diferentes cores na germinação e na esporulação de conídios de <i>Corynespora cassiicola</i> .....	35
5.3. Efeito de LEDs coloridas (80-100 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) sobre o crescimento (diâmetro e a massa de colônias) de <i>Corynespora cassiicola</i> .....	35
5.4. Severidade da mancha-alvo em tomateiros cultivados em estufas cobertas com plásticos coloridos transparentes .....	36

5.5. Efeito da luz transmitida através de celofane colorido sobre variáveis fisiológicas de tomateiros cultivados em estufas.....	40
5.6. Variáveis ambientais do experimento em campo .....	41
<b>6. DISCUSSÃO.....</b>	<b>46</b>
6.1. Efeito da luz transmitida através de celofane colorido e emitida por LEDs no desenvolvimento de colônias e na germinação de conídios de <i>Corynespora cassicola in vitro</i> .....	46
6.2. Efeito da luz transmitida através de filme de PVC transparente colorido sobre a severidade da mancha-alvo e produção de frutos em tomateiros.....	48
6.3. Efeito da luz transmitida através de filme de PVC transparente colorido sobre as variáveis fisiológicas de tomateiros .....	50
<b>7. CONCLUSÃO.....</b>	<b>54</b>
<b>8. REFERÊNCIAS.....</b>	<b>53</b>

## LISTA DE TABELAS

Tabela 1- Intensidade de luz fornecida na incubação das colônias de <i>Corynespora cassiicola</i> , das placas de Petri sob papel celofane colorido.....	22
Tabela 2- Teores médios de nutrientes no substrato utilizado para o cultivo dos tomateiros. ....	25
Tabela 3- Análise de variância dos valores de massa e de diâmetro das colônias, esporulação e de germinação de conídios de três isolados de <i>Corynespora cassiicola</i> sob coberturas de papel celofane vermelho, amarelo, azul, verde, incolor e sem cobertura de papel celofane. ...	34
Tabela 4- Produção de massa e do diâmetro das colônias, da germinação e da esporulação de conídios de <i>Corynespora cassiicola</i> cultivados sob coberturas de papel celofane de diferentes cores.....	35
Tabela 5- Resultado da análise de variância dos dados de diâmetro e de massa, de colônias de <i>Corynespora cassiicola</i> aos sete dias de incubação em meio BDA a 25 °C, em placas de polietireno, sob iluminação de LED coloridos.....	36
Tabela 6- Média (n=3) do diâmetro e da massa de colônia de <i>Corynespora cassiicola</i> cultivadas por sete dias em meio BDA, a 25 °C, expostas a LED de diferentes cores na intensidade luminosa de 80 – 100 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ .....	36
Tabela 7- Valores das áreas abaixo das curvas de progresso da doença (AACPD), calculados com dados de severidade e de índice da doença, número médio de dias da semeadura até o início da floração e até o início da frutificação, produção média dos frutos e massa de frutos por planta e do índice relativo de clorofila (IRC), em tomateiros <sup>4</sup> cultivados em estufas cobertas com plásticos coloridos. ....	40
Tabela 8- Médias das temperaturas e das umidades relativas do ar, máximas e mínimas no interior das estufas, de acordo com as cores das coberturas e da área externa.....	41
Tabela 9- Faixas de comprimento de onda no espectro eletromagnético correspondentes às cores e os comprimentos de onda que passavam através dos papéis celofanes e emitidos pelas LEDs.....	44
Tabela 10- Faixas de comprimento de onda no espectro eletromagnético correspondentes às cores e os comprimentos de onda que passavam através dos plásticos.....	47



## LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Esquema representativo da estrutura da estufa utilizada para cultivo de tomateiro feita com tubos de plásticos (20 mm de diâmetro). (A) cobertura plástica transparente com as aberturas para ventilação (superior e inferior) e a localização da planta (B).....	26
Figura 2. Escala diagramática usada para avaliar a severidade da mancha-alvo em tomateiros.....	30
Figura 3. Espectros da irradiância de luz fluorescente, tipo luz do dia, através de papel celofane nas cores vermelha e azul (A e B) e de luz emitida por LED nas mesmas cores (C e D). Determinados com espectroradiômetro (Black Comet, EUA). As linhas pontilhadas indicam a faixa do espectro correspondente às cores.....	30
Figura 4. Espectros da irradiância de luz fluorescente, tipo luz do dia, através de papel celofane nas cores verde, amarela (A e B) e de luz emitida por LED nas mesmas cores (C e D) e através de celofane incolor (E) e de luz emitida por LED “branco” (F). Determinados com espectroradiômetro (Black Comet, Stellarnet, EUA). As linhas pontilhadas indicam a faixa do espectro correspondente às cores.....	31
Figura 5. Espectros de irradiância da luz solar através de filmes de PVC transparentes nas cores vermelha e azul (A e B); verde e amarela (C e D) e incolor (E), determinados com espectroradiômetro (Black Comet, Stellarnet, EUA). As linhas pontilhadas indicam a faixa do espectro correspondente às cores.....	32
Figura 6. Curvas de progresso da severidade da mancha-alvo em tomateiros cultivados em estufas sob coberturas plásticas transparentes de diferentes cores.....	40
Figura 7. Taxas fotossintéticas determinadas com a irradiância de 500 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ e 1000 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ de fótons em tomateiros cultivados em estufas sob cobertura plástica transparente de diferentes cores.....	41
Figura 8. Condutância estomática determinada com irradiância de 500 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ e de 1000 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ , em tomateiros cultivados em estufa sob cobertura plástica de diferentes cores.....	39
Figura 9. Transpiração determinadas com irradiância de 500 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ e 1000 $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ de fótons em tomateiros cultivados em estufa sob cobertura plástica de diferentes cores.....	39
Figura 10. Valores médio de temperatura, e das umidades relativas do ar, máximas e mínimas, no interior das estufas de cultivo dos tomateiros, cobertas com diferentes cores de plásticos de acordo com a cobertura vermelha (A); azul (B); verde (C); amarela (D); incolor (E) e área externa (F).....	41

## 1. INTRODUÇÃO

O tomate (*Solanum lycopersicum* L.) é uma das principais hortaliças produzidas no mundo e a segunda mais produzida do Brasil. Com 3.115,8 milhões de toneladas produzidas por ano, é a cultura que demanda maior gasto com fertilizantes e agrotóxicos em cultivo convencional (ABCSEM 2012). O tomate é um produto com boa aceitação no mercado e se constitui uma fonte de vitamina C,  $\beta$ -caroteno, sais minerais e licopeno (Moretti e Mattos 2009).

No Amazonas, anualmente, são produzidas 1640 toneladas de tomate em 120 ha de área plantada, uma produtividade considerada pequena (13,66 t/ha<sup>-1</sup>), se comparada com a dos Estados da região sudeste com produtividade de 65,32 t/ha<sup>-1</sup> e do centro-oeste com 76,54 t/ha<sup>-1</sup> (IBGE 2011). Os principais entraves para a produção de tomate na região Amazônica são as condições ambientais. O ambiente quente e úmido favorece a incidência de doenças, o ataque de pragas e prejudica a polinização das flores do tomateiro. Além disso os solos são ácidos e pobres em nutrientes (Luz *et al.* 2002). O tomateiro é afetado por diversas doenças causadas, principalmente por patógenos fúngicos (Reis e Madeira 2009).

Dentre esses patógenos, o fungo *Corynespora cassiicola* (Berk. & Curt.) Wei, agente causal da mancha-alvo ou mancha-de-*corynespora* (Lopes e Reis 2011) é um dos mais importantes pelos prejuízos que causa a cultura, quando a condições ambientais são favoráveis, como ocorre no norte do Brasil. Alternativas para o controle da doença são restritas. Não há, no Brasil, fungicidas registrados para o controle da doença na cultura de tomate (MAPA 2014) e métodos alternativos de manejo da doença, como nutrição equilibrada das plantas, mudança da época de plantio, controle biológico, rotação de cultura, cultivo protegido entre outros, são sugeridos (Luz *et al.* 2002).

O cultivo em estufas é muito utilizado na região Norte principalmente para minimizar os danos causados pelo excesso de chuvas no período de alta precipitação pluvial. Fatores como a irradiação recebida pelas plantas, a umidade relativa do ar e a temperatura do ambiente, podem ser manejados em estufas, resultando em um ambiente

mais propício ao desenvolvimento das plantas com aumento da produção e da qualidade das hortaliças com menor intensidade de doenças (Rodrigues *et al.* 2008).

A produtividade das culturas nos ambientes protegidos pode ser influenciada pela cor da cobertura (Pinheiro *et al.* 2012). Esta, pode afetar a anatomia e a fisiologia das plantas (Costa *et al.* 2011) e estimulá-las a produzir substâncias que lhe conferem resistência a patógenos (Rahman *et al.* 2003)

Este trabalho teve como objetivo avaliar o efeito de coberturas coloridas transparentes sobre o fungo *Corynespora cassiicola* e sobre a mancha-alvo em tomateiros.

## **2. OBJETIVOS**

### **2.1. Objetivo geral**

Gerar informações para uso no manejo da mancha-alvo do tomateiro no Amazonas.

### **2.2. Objetivos específicos**

1. Avaliar o efeito da luz transmitida através de coberturas transparentes coloridas sobre o crescimento micelial, a massa e a esporulação de *C. cassicola*;
2. Avaliar o efeito de plásticos coloridos, utilizados na cobertura de estufas, sobre a severidade da mancha-alvo em tomateiros;
3. Avaliar o efeito de plásticos coloridos utilizados na cobertura de estufas sobre a produtividade de tomateiros.

### 3. REVISÃO DE LITERATURA

#### 3.1. O patógeno *Corynespora cassiicola* e a mancha-alvo

O fungo *Corynespora cassiicola* (Berk. & Curt.) Wei, pertence ao Filo Ascomycota (Kirk *et al.* 2008). Este fungo já foi relatado como patógeno em mais de 687 espécies de plantas (Farr e Rossman 2014) e há também relatos de *C. cassiicola* causando infecção subcutânea e infecção ocular em humanos com deficiência imunológica (Huang *et al.* 2009; Yamada *et al.* 2013).

Entre as hospedeiras economicamente mais importantes estão tomateiro, algodoeiro (*Gossypium hirsutum* L.), pepineiro (*Cucumis sativus* L.), soja (*Glycine max* L.) e seringueira (*Hevea brasiliensis* L.) (Pujade-Renaud 2007). Especificamente no tomateiro, a mancha-alvo afeta toda a parte aérea da planta, diminuindo a qualidade dos frutos e, portanto, seu valor comercial (Pernezny *et al.* 2002; Reis e Boiteux 2007,).

No Brasil, o primeiro registro do patógeno foi em plantas de soja no Mato Grosso, em 1974 (Veiga 1978). Em tomateiro a primeira ocorrência de doença foi em 1985, no Amazonas, os sintomas da mancha-alvo nessa hospedeira se iniciam como pequenas manchas cloróticas que se expandem, causando necrose que podem destruir todo o limbo foliar. A doença afeta também pecíolos, caules e frutos (Alves *et al.* 1985). Nas folhas mais velhas, as manchas são zonadas e circundadas por um halo clorótico. Com o desenvolvimento das lesões, as folhas amarelecem e secam permanecendo, no entanto, presas à planta, servindo como fonte de inóculo para as novas infecções (Leroy e Lourd 1989).

Os conidióforos de *C. cassiicola* são pouco septados, cilíndricos e amarelados a marrons. Medem 110-850 µm de comprimento x 4-11 µm de largura e, em seu ápice, se desenvolvem os conídios.

Os conídios apresentam 4 a 20 pseudoseptos transversais, medem de 4 a 220 µm de comprimento e de 4 a 8 µm de largura, podem variar de formato, obcláveos ou cilíndricos, retos ou curvados e são, na maioria das vezes, solitários, ou em cadeias contendo, em média, seis conídios, de coloração verde-oliva ou marrom. As colônias são cinzas ou marrons, com micélio de aparência aveludada (Ellis 1971). O hilo é, geralmente, espesso e escuro, em espécimes obtidos de tecidos das plantas (Schlub *et al.* 2009).

*Corynespora cassiicola* apresenta maior esporulação sob fotoperíodo de 12 horas (Melo e Reis 2010). A luz contínua também estimula a esporulação (Onesirosan

*et al.* 1975). O fungo pode ser cultivado em meios, como BDA (batata- dextrose-ágar) e malte-ágar, porém a melhor esporulação ocorre em meio Czapek-ágar (Melo e Reis 2010).

A chuva e o vento são os principais agentes de dispersão dos conídios, que são liberados em maior quantidade no período da manhã. Os conídios permanecem viáveis por até dois anos em outras culturas e plantas daninhas (Cerkauskas 2005). Os restos culturais servem como abrigo e fonte de nutrição para o fungo na sua fase saprofítica (Reis *et al.* 2011). O fungo produz clamidósporos que facilitam a sua sobrevivência no solo (Oliveira *et al.* 2012). Um período de 16 a 44 h de molhamento foliar e temperatura entre 20 e 28 °C são necessárias para o desenvolvimento da doença (Jones e Jones 1984).

Estratégias de controle para a mancha-alvo em tomateiro podem incluir a rotação ou a sucessão de culturas, eliminação de restos culturais e de folhas doentes e a desbrota, que aumenta a circulação do ar, diminuindo o período de molhamento foliar (Cerkauskas 2005; Coelho Netto *et al.* 2012). Alguns fungicidas são eficazes para o controle da doença em mamoeiro (*Carica papaya L.*) e tomateiro (Vawdrey *et al.* 2008; Pernezny *et al.* 2002). Porém já foi relatada a ocorrência de estirpes de *C. cassiicola* resistentes a fungicidas como boscalide, carbendazim, prothioconazole, à base de carbamatos, inibidores de succinato desidrogenase ou carboxamides, N-fenilcarbamatos, inibidores de quinona, benzimidazoles (FRAC, 2013; Miyamoto *et al.* 2009; Ishii 2005; Xavier *et al.* 2013).

### **3.2. Luz visível**

A luz visível faz parte do espectro eletromagnético do qual fazem parte a radiação X, gama, ultravioleta, infravermelha, entre outras. A radiação visível é composta por ondas eletromagnéticas de vários comprimentos. Iniciando com o violeta (390-425 nm), índigo (425-445 nm), azul (445-500 nm), verde (500-575 nm), amarelo (575-585 nm), laranja (585-620 nm) e vermelho (620-740 nm) (Marenco e Lopes 2009).

É uma importante fonte de energia e regula a vida de vegetais e outros seres vivos. A qualidade espectral, ou seja, quais comprimentos de onda serão absorvidos, a intensidade e a duração da irradiação de luz podem induzir diferentes respostas nas plantas, interferindo no seu metabolismo (Whatley e Whatley 1982).

### 3.3. O efeito da luz sobre os fungos

Os fungos são sensíveis a um amplo espectro de ondas eletromagnéticas, desde a radiação na faixa do ultravioleta até o infravermelho, e apresentam ritmo circadiano assim como as plantas, sendo capazes de perceber o dia e a noite devido a grande variedade de fotorreceptores presentes em suas células (Purschwitz *et al.* 2006). Mecanismos moleculares da fotorecepção vêm sendo estudados em várias espécies de Ascomicetos e de Basidiomicetos (Linden *et al.* 1997; Dong *et al.* 2013; Ohm *et al.* 2013). Os fotorreceptores nos fungos são os fitocromos, receptores de luz vermelha, e os criptocromos e as fototropinas, receptores da luz azul (Purschwitz *et al.* 2008).

Nos fungos, a luz regula o crescimento, a reprodução, a produção de pigmentos e o metabolismo secundário, elementos relevantes para sua sobrevivência e multiplicação. No fungo *Cryptococcus neoformans* (San Fel.) Vuill. a exposição a luz azul por 24 e 48 h inibiu a reprodução sexual e a formação do corpo de frutificação deste fungo (Idnurm e Heitman 2005).

Espécies de fungos causadores de ferrugem em plantas ornamentais como *Puccinia hemerocallidis* Thüm., *Phakopsora pachyrhizi* Sidow, *Pucciniastrum vaccinii* (Wint.) Joerst., *P. sorghi* Schw., *P. triticina* Eriks, *P. pelargonii-zonalis* Doidge e *P. iridis* (DC.) Wallr. expostas à luz de lâmpadas fluorescentes com intensidades de  $400 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  e  $600 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , tiveram a germinação de uredinósporos e o crescimento do tubo germinativo reduzidos sob a maior intensidade de luz. A exposição à luz solar inibiu a germinação de esporos de *P. pachyrhizi* e *P. triticina* (Buck *et al.* 2010). A esporulação de isolados de *Botrytis cinerea* Pers. foi menor sob luzes azuis e verdes (Tan e Epton 1973).

Os mecanismos envolvidos na percepção e na resposta à luz pelos fungos ainda não são totalmente esclarecidos (Idnurm e Heitman 2005). A resposta dos fungos à luz azul vem sendo investigada, utilizando como modelo o ascomiceto *Neurospora crassa* Shear & B.O. Dodge. Nesta espécie foi descoberto o envolvimento dos genes *wc-1* e *wc-2*, que são fatores de transcrição, cujos produtos, desencadeiam diversas reações como estímulo à esporulação, desenvolvimento sexual e produção de carotenoides, além da regulação do ritmo circadiano (Linden *et al.* 1997). Os genes *wc-1* e *wc-2* foram também identificados em outras espécies de fungos como *Phycomyces blakesleeanus* Burgeff, *Aspergillus nidulans* G. Winter e *Magnaporthe oryzae* (Rodríguez-Romero e Corrochano 2006, Purschwitz *et al.* 2008). A luz azul inibiu o desenvolvimento de *M. oryzae* e, juntamente com a luz vermelha, controla a liberação dos conídios (Lee *et al.*

2006). Fungos como *Penicillium digitatum* (Pers.) Sacc. e *Fusarium graminearum* (Schwein.) Petch expostos a LED (light-emitting diode ou diodo emissor de luz) na cor azul (470 nm), perderam a viabilidade (De Lucca *et al.* 2012).

*Penicillium italicum* W. e *P. citri* expostos à LED na cor azul, com intensidade de 40  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , apresentaram redução no crescimento micelial e *P. digitatum* exposto à LED da mesma cor, com intensidade de 120  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  teve crescimento micelial inibido (Liao *et al.* 2013). *Fusarium verticillioides* (Sacc.) exposto à LED nas cores azul royal de baixa intensidade, azul, verde, amarelo, vermelho e branco apresentou crescimento micelial reduzido sob luz azul em relação aos outros tratamentos (Fanelli *et al.* 2012). A luz azul, fornecida por lâmpada fluorescente, inibiu a esporulação de *Plasmopara viticola* (Berk. & M.A. Curtis) em comparação com a luz vermelha, infravermelha e branca.

Em *A. nidulans* o fotorreceptor para luz vermelha é um fitocromo. Quando o fungo foi exposto à luz vermelha, houve inibição do seu desenvolvimento sexual (Blumenstein *et al.* 2005) e indução da reprodução assexuada (Mooney e Yager, 2012). A percepção da luz vermelha provavelmente ocorre no citoplasma (Blumenstein *et al.* 2005). Em *Physarum polycephalum*, a luz vermelha inibiu a liberação de esporos sexuais (Purschwitz *et al.* 2006).

Outros fotorreceptores foram descobertos, como a rodopsina que é uma proteína transmembrana ligada a outra proteína, a opsina que absorve luz. Estudos com *Neurospora crassa* demonstraram que as opsinas atuam como fotoreceptores de luz verde, servindo como coadjuvante para recepção da luz azul. O efeito da luz verde sobre os fungos ainda não está bem caracterizado, em algumas espécies de fungo como esta pode afetar a produção de esporos (Bieszke *et al.* 2007).

### **3.4. Cultivo protegido**

No Brasil, o cultivo protegido tem se difundido principalmente nos sistemas de produção de hortaliças (Gama *et al.* 2008). Na região Norte, especialmente, apresenta vantagens, pois evita que chuvas torrenciais em certos períodos do ano causem danos às plantas e favoreçam a proliferação de doenças (Rodrigues *et al.* 2008).

O cultivo protegido de hortaliças permite a produção em épocas do ano em que as condições são desfavoráveis (Grande *et al.* 2003), propiciando um aumento da produtividade. Porém, alguns problemas podem ocorrer no cultivo protegido, como o estiolamento das plantas devido à diminuição da luminosidade, a rotação de culturas



como um controle para doenças, torna-se menos eficiente, se os patógenos apresentarem estruturas de sobrevivência, pois geralmente são cultivados variedades comerciais suscetíveis, a probabilidade do surgimento de populações de patógenos, insetos e ácaros resistentes a agrotóxicos torna-se maior devido ao uso excessivo destes produtos, a temperatura e a umidade do ar são mais altos favorecendo o aumento da severidade de doenças foliares e dos danos causados por pragas (Vida *et al.* 2004).

Vários materiais como plásticos de polietileno ou de vinil e telas têm sido utilizados para promover o controle de pragas e doenças e proteger da radiação solar e das chuvas, (Vakalounakis 1992). As telas ou plásticos servem como filtros através dos quais alguns comprimentos de onda da luz visível são absorvidos e outros passam através deles, e apenas uma parte do espectro de luz atinge as culturas, ou seja, um comprimento de onda específico que ao ser absorvido pode promover respostas fisiológicas nas plantas, afetando características comerciais importantes como o aumento na produção e na qualidade dos frutos (Shahak *et al.* 2004).

### **3.5. O efeito da luz sobre as plantas**

A luz solar é absorvida pelas plantas, através de pigmentos presentes nas células como a clorofila, o fitocromo, a flavina, os carotenoides e a antocionina (Whatley e Whatley 1982, Taiz e Zeiger 2004). Estes absorvem luz com comprimentos de onda específicos, conhecidos como espectros de absorção, resultando em respostas específicas, como mudanças anatômicas, diferenciação dos tecidos, alongamento de plantas e formação do aparato fotossintético (Dignart *et al.* 2009). A luz azul, ligada à formação do cloroplasto e da clorofila, induz respostas fisiológicas nas plantas, como o fototropismo e a abertura estomática, com o transporte ativo do potássio (K) para as células-guarda (Calpouzos e Chang 1971).

A luz vermelha é relevante para a formação do aparato fotossintético das plantas e pode ser responsável pelo acúmulo de amido em diferentes espécies (Saebo *et al.* 1995). Aumentos na produção e na qualidade de frutos foram constatados em pomares de macieira (*Malus domestica* Borkh) cultivados sob as malhas coloridas azul, vermelha, pérola, amarela e cinza, em comparação com a testemunha a pleno sol, e em pomares de pessegueiros (*Prunus persica* L.) apenas a tela azul apresentou menor quantidade e tamanho dos frutos (Shahak *et al.* 2004).

O crescimento e a produção de óleo essencial foram superiores em *Ocimum gratissimum* L., quando cultivado em estufa coberta com malha azul, em comparação

com as plantas sob malhas vermelha, preta e a pleno sol (Martins *et al.* 2009). Mudanças de café ( *Coffea arabica* L.), cultivadas sob tela com sombreamento de 50%, na cor vermelha, apresentaram maior crescimento em relação às plantas sob telas azul, cinza, preta e branca. A tela vermelha permite a passagem de luz na faixa de 590 nm, vermelho, mais eficiente na etapa fotoquímica da fotossíntese sendo é absorvida pela clorofila presente nas folhas das plantas (Henrique *et al.* 2011).

Os efeitos da qualidade de luz sobre a anatomia e a fisiologia das plantas variam de acordo com a espécie (Schuerger *et al.* 1997). Mudanças de alface ( *Lactuca sativa* L.) cultivadas sob luzes de LED azul e vermelha suplementadas por luz fluorescente branca apresentaram maior produção de clorofila, de carotenoides e teores de açúcares, do que as plantas sob luz LED azul e vermelha e sob luz fluorescente branca, pelo fato da luz e vermelha apresentarem comprimento de onda dentro da faixa que é absorvida pelos pigmentos clorofila e carotenoides ligados a fotossíntese, quanto maior a taxa de fotossíntese maior a produção de açúcares pelas plantas (Lin *et al.* 2013).

Tomateiros cultivados em casa-de-vegetação sob iluminação de LED branca (uma mistura de luz vermelha, azul e verde) e vermelha, apresentaram aumento de 12% e 14% na produção de frutos frescos, respectivamente, em relação às plantas sob iluminação de LED azul ou sem a exposição à luz de LED. A luz de LED branca penetrou mais no sub-dossel das plantas, aumentando a capacidade fotossintética das plantas, acarretando em uma maior produção de frutos (Lu *et al.* 2012). A luz azul também está envolvida com a fotomorfogênese e com a produção de pigmentos como antocianina e licopenos responsáveis pela coloração das folhas, flores e frutos em tomate (Gilberto *et al.* 2005).

Pimentão cultivado sob telas com sombreamento de 40% nas cores pérola, vermelha, preta e azul apresentaram aumento de produtividade em relação ao controle sem tela, e quando foram cultivadas sob telas de 50% de sombreamento nas cores azul e preta e pérola apresentaram baixa produtividade, o sombreamento moderado (40%) no pode ser uma opção para o cultivo de pimentão no período de verão, para diminuir o calor e o estresse das plantas aumentando seu rendimento (Ilic *et al.* 2011).

### **3.6. A luz e a resposta de defesa nas plantas**

Alguns patógenos, quando em contato com a planta, podem desencadear a resistência sistêmica adquirida (SAR), um mecanismo de proteção que é ativado, na hospedeira, pelo contato com elicitores (Teixeira 2004; Sticher *et al.* 1997). Plantas de

*Arabidopsis thaliana* (L.) Heynh mantidas sob luz por 9 h e plantas mantidas na ausência de luz por 15 h, inoculadas com estirpes avirulentas de *Pseudomonas syringae* Van Hall, apresentaram diferentes reação à inoculação com estirpes virulentas do patógeno. As plantas sob luz apresentaram maior resistência à doença (Zeier 2004).

Na SAR compostos metabólicos secundários como as fitoalexinas que apresentam atividade antimicrobiana, são produzidos, de forma rápida, após o ataque do patógeno à planta e se acumulam em torno do local da infecção. Outros compostos secundários são também sintetizados pelas plantas, com ação semelhante às fitoalexinas. Em plantas de tomate e batata (*Solanum tuberosum* L.) foi identificado o sesquiterpeno risitina com ação similar (Shewry e Lucas 1997; Taiz e Zeiger 2004).

O fitocromo pode ativar a produção do ácido salicílico (AS) que por sua vez induz a resposta de hipersensibilidade (Genoud *et al.* 2002). O AS é um composto produzido a partir do aminoácido fenilalanina e ativam proteínas relacionadas a patogênese, portanto, sua síntese é essencial para indução da SAR (Sticher *et al.* 1997, Durrant e Dong 2004). Os criptocromos e as fototropinas que interagem entre si para recepção luminosa na fotossíntese têm participação menos ativa na resistência das plantas e a SAR acontece independentemente desses dois fotorreceptores, a principal participação nesse processo são dos fitocromos (Griebel e Zeier 2008).

A luz vermelha tem se revelado indutora de resistência em plantas (Rahman *et al.* 2003). A exposição de mudas de pimenteira (*Capsicum spp.*), tomateiro e abóbora (*Cucurbita moshata* Duch.) à luz vermelha, por 20 dias, fornecida por lâmpadas fluorescentes, em casa-de-vegetação, induziu a resistência dessas espécies contra tombamento causado por *Phytophthora capsici* L., reduzindo a incidência da doença em 79% em relação às plantas expostas à luz branca e à luz solar (Islam *et al.* 2002).

Em plantas de pepino cultivadas sob luz vermelha, em casa de vegetação, a mancha-alvo, causada por *Corynespora cassiicola* foi reduzida em 75,3%, e o índice da doença foi de 22,4%, com atraso de sete dias no início da epidemia, em comparação com plantas cultivadas nas mesmas condições, sem luz vermelha (Rahman *et al.* 2010). Plantas de *A. thaliana* cultivadas sob luz vermelha reduziram o número de galhas causadas por *Meloidogine javanica* T. e dos sintomas da pinta bacteriana, causada por *Pseudomonas syringae* pv. tomate DC 3000 (cepas mutantes) em comparação com as testemunhas cultivadas sob luz branca (Islam *et al.* 2008).

Plantas de arroz (*Oriza sativa* L.) expostas à luz vermelha apresentaram produção de ácido cinâmico o que ocasionou a indução de resistência à brusone,

causadas por *M. oryzae*, em comparação com a testemunha sob pleno sol (Shirasawa *et al.* 2012). Folhas destacadas de fava (*Vicia faba* L.) inoculadas com *Alternaria tenuissima* (Kunze) e expostas à luz vermelha não apresentaram lesões, em contraste com as testemunhas mantidas no escuro após a inoculação, sob luz vermelha foi observado uma inibição na formação de hifas do fungo que não conseguiu penetrar nas folhas e causar infecção, porém foi concluído que o efeito da luz está sobre o hospedeiro e não sobre o fungo, fazendo que a planta produza compostos antifúngicos, os quais não foram determinados, que inibem sua suscetibilidade ao patógeno (Rahman *et al.* 2003). Plantas de pepino mantidas em casa-de-vegetação por 10 dias, iluminadas com luz de LED vermelha (628,6 nm), apresentaram aumento na produção de ácido salicílico e menor incidência de mídio, causado por *Sphaerotheca fuliginea*, em relação às plantas sob iluminação púrpura (396,6 nm), azul (452,2 nm), verde (522,5 nm), amarela (594,5 nm) e luz branca fornecida por lâmpada incandescente (Wang *et al.* 2010).

## **4. MATERIAL E MÉTODOS**

### **4.1. Local do estudo e procedência dos isolados de *Corynespora cassiicola***

A pesquisa foi conduzida no Laboratório de Fitopatologia e em área do Campus III do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), em Manaus-AM.

Foram utilizados isolados de *C. cassiicola* da Coleção de Micro-organismos de Interesse Agrossilvicultural do INPA, obtidos de tomateiros, de plantas provenientes de Iranduba-AM, identificados com INPA 2668 e INPA 2669 e um isolado coletado em Manaus-AM identificado como INPA 1833.

### **4.2. Efeito da luz transmitida através de papel celofane de diferentes cores sobre o diâmetro, massa de colônias e esporulação de *C. cassiicola***

Discos de colônia de *C. cassiicola* com 0,5 cm de diâmetro, cultivada em meio BDA (batata-dextrose-ágar) (Alfenas e Mafia 2007) por uma semana, sob fotoperíodo de 12 h fornecido por lâmpadas fluorescentes (tubular 30 w T8 tipo luz do dia 6400k), localizadas 50 cm acima das placas, e sob temperatura de  $25 \pm 2$  °C, foram transferidos para o centro de placas de Petri de poliestireno de 90 mm de diâmetro, contendo o mesmo meio de cultura.

As placas foram incubadas no interior de envelopes de papel celofane nas cores vermelho, azul, amarelo, verde, incolor ou sem cobertura de papel celofane sob temperatura de  $25 \pm 2$  °C e fotoperíodo de 12 h fornecido por lâmpadas fluorescentes (tubular 40 w T8 tipo luz do dia 6400k), localizadas 20 cm acima das placas. Quando o micélio de um isolado atingiu a borda da placa, aos dez dias de incubação, mediu-se o diâmetro das colônias. Considerou-se como diâmetro, a média de duas medições feitas em direções perpendiculares entre si com um paquímetro digital (MK-DC-6, Super Tool, China).

A intensidade da luz que atingia as placas de Petri foi determinada com um luxímetro (Li-250 A, Li-cor, Lincon, NE, USA) (Tabela 1) e o espectro da radiação luminosa, com um espectroradiômetro (Black Comet, Stellarnet, Tampa, EUA).

Tabela 1- Intensidade de luz sob papel celofane colorido ou sob luz fluorescente direta usada na incubação de colônias de *Corynespora cassiicola*.

<b>Cor do papel celofane</b>	<b>Intensidade de luz (<math>\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}</math>)</b>
Vermelho	34,1
Azul	32,8
Verde	39,5
Amarelo	56,9
Incolor	64,2
Sem cobertura	70,3

A massa micelial foi determinada nas mesmas colônias utilizadas para avaliação do diâmetro segundo metodologia de Vargas-Isla e Ishikawa (2008). Para isso, o micélio foi separado do meio de cultura aquecendo-se as placas em forno micro-ondas, por 20 s, na potência de 800 w. O conteúdo da placa foi transferido para a superfície de um disco de papel de filtro (TE-058, Tecnal, São Paulo, Brasil) em um funil de Buchner, acoplado a um sistema de filtração à vácuo e lavado com água destilada a 60 °C. O micélio lavado foi transferido para cadinho feito de papel alumínio e desidratado em estufa sob ventilação forçada a 60 °C, por 24 h, e a 105 °C, até a obtenção da massa constante em duas pesagens sucessivas, por 48 horas. A massa foi determinada em balança de precisão (B-TEC-210, Tecnal, São Paulo, Brasil).

O efeito da incubação de colônias, cultivadas nas mesmas condições descritas anteriormente, sobre a esporulação, foi avaliado vertendo-se 10 mL de água destilada em cada placa e raspando-se a superfície das colônias com uma lâmina de vidro para microscopia. A suspensão de conídios foi filtrada em gaze estéril para separar eventuais fragmentos de meio de cultura. A concentração de conídios em suspensão foi determinada utilizando-se um hemacitômetro. Considerou-se a média de duas contagens para cada colônia.

Os experimentos seguiram delineamento em blocos casualizados com arranjo fatorial 6x3 (seis tratamentos x três isolados) com três repetições. Considerou-se como unidade experimental uma placa de Petri com uma colônia do fungo.

#### **4.3. Efeito da luz transmitida através de papel celofane de diferentes cores sobre a germinação de conídios de *C. cassiicola***

Para avaliar o efeito da luz na germinação de conídios foram utilizados 300  $\mu\text{L}$  de suspensão contendo  $2,6 \times 10^4$  conídios  $\text{mL}^{-1}$  preparada seguindo-se a mesma metodologia descrita para avaliação da esporulação. Placas de Petri (60 mm de diâmetro) contendo cada uma, uma gota de 300  $\mu\text{L}$  de suspensão foram incubadas no interior de sacos de papel celofane sob lâmpadas fluorescentes, seguindo os mesmos procedimentos descritos anteriormente. Após três horas de incubação, 250  $\mu\text{L}$  da suspensão foram transferidos para microtubos cônicos com capacidade de 1,5 mL contendo 250  $\mu\text{L}$  de lactofenol-fucsina ácida (Byrne et al. 1997) (100 mL lactofenol, 5 mL solução aquosa de fucsina ácida a 1%, 20 mL ácido acético glacial). Avaliou-se a germinação de 100 conídios em cada repetição sob microscópio óptico. Considerou-se germinado o conídio que apresentava o tubo germinativo com comprimento pelo menos uma vez maior do que a sua largura.

O experimento seguiu delineamento inteiramente casualizado com arranjo fatorial 6x3 (seis tratamentos x três isolados) com três repetições. Considerou-se como unidade experimental uma placa de Petri com uma colônia do fungo.

#### **4.4. Efeito de iluminação de LED colorido ( $80\text{-}100 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) sobre o diâmetro e a massa de colônias de *Corynespora cassiicola*.**

O diâmetro e a massa das colônias foram avaliados utilizando o isolado INPA 2668 de *C. cassiicola*. Discos de 0,5 cm de diâmetro de colônia, cultivada em meio BDA, aos dez dias de incubação sob fotoperíodo de 12 h fornecido por lâmpadas fluorescentes (tubular 30 w T8 tipo luz do dia 6400k), localizadas 50 cm acima das placas, e sob temperatura de  $25 \pm 2$  °C, foram transferidos para o centro de placas de Petri de poliestireno de 90 mm de diâmetro, contendo meio BDA e incubadas no interior de caixas de papelão, que continham uma LED instalada na tampas de cada caixa, nas cores vermelha, azul, amarela, verde e branca, as testemunhas foram mantidas em caixas sem iluminação. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com três repetições, foi considerada como unidade experimental uma placa de Petri de cada tratamento.

As caixas mediam 20 x 15 cm na base e tinham alturas diferentes, entre 29,5 cm e 5,5 cm, de forma que a intensidade da luz que atingia as placas de Petri, no seu interior, medida com um luxímetro (Li-250 A, Li-cor, Lincon, NE, USA), ficasse entre  $80\text{-}100 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ . Foi determinado também o espectro da luz emitida pelos LED

utilizando um espectroradiômetro (Black Comet, Stellarnet, Tampa, EUA). As placas testemunha, foram incubadas em caixa com oito cm de altura, sem iluminação. O tempo de incubação foi de sete dias. Considerou-se como diâmetro de cada colônia a média de duas medidas diamétricas feitas em direções perpendiculares entre si, utilizando com um paquímetro digital (MK-DC-6, Super Tool, China). Para avaliar a massa micelial, foi usada a metodologia descrita anteriormente utilizada por Vargas-Isla e Ishikawa (2008).

O experimento seguiu delineamento inteiramente casualizado com seis tratamentos e três repetições. Cada caixa com colônia do isolado do isolado INPA 2668 em uma placa de Petri, em seu interior, foi considerada uma unidade experimental.

#### **4.5. Análise estatística**

Os dados foram submetidos à análise de variância pelo teste F e as médias, quando significativas, foram comparadas pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade (Scott e Knott 1974). Para a análise estatística foi utilizado o programa Assistat 7.7-beta (Silva 2013).

#### **4.6. Efeito da luz transmitida através de filmes plásticos transparentes sobre a severidade da mancha-de-*Corynespora* e a produtividade de tomateiros**

Mudas de tomateiro cultivar Yoshmatsu L-3-5, resistentes à murcha bacteriana, causada por *Ralstonia solanacearum* (Smith)Yabuuchi et al, foram produzidas em casa-de-vegetação, em vasos com capacidade de 5 kg cheios com uma mistura de terra e composto vegetal (3:1, v:v). Aos 45 dias da sementeira as mudas foram transferidas para estufas individuais e inoculadas com uma suspensão de conídios dos três isolados de *C. cassicola* na concentração de  $4,75 \times 10^4$  conídios mL<sup>-1</sup>. Para a inoculação pulverizaram-se todas as folhas das plantas até o ponto de escorrimento. Os conídios da suspensão foram obtidos de colônias incubadas por 7 dias em meio BDA e a inoculação, feita no final da tarde, utilizando-se um pulverizador manual.

As estufas, medindo 0,6 m x 0,6 m x 2,5 m, foram construídas com canos (20 mm de diâmetro) de PVC (policloreto de polivinila) e cobertas com filme de resina de PVC transparente nas cores vermelho, azul, verde, amarelo e incolor. Para permitir acesso à planta, no interior de cada estufa, foi deixada, lateralmente, uma abertura vertical de 1,80 m na cobertura. Para facilitar a saída do ar quente e diminuir a temperatura interna da estufa, a cobertura lateral se iniciava 20 cm abaixo do teto da



estufa e finalizava 10 cm antes do nível do solo (Figura 1). Os tomateiros foram conduzidos com haste única e tutorados utilizando fitilho. Não foram realizadas pulverizações para o controle de pragas ou doenças e a irrigação foi feita diariamente com o auxílio de uma mangueira.

Uma amostra do substrato de cultivo dos tomateiros foi retirada e analisada no Laboratório Temático de Solos e Plantas do INPA em Manaus, AM. Os teores de nutrientes do substrato estão apresentados na Tabela 2.

Tabela 2- Teores médios de nutrientes no substrato utilizado para o cultivo dos tomateiros.

<b>pH (KCl)</b>	<b>pH (H<sub>2</sub>O)</b>	<b>P</b>	<b>K</b>	<b>Fe</b>	<b>Zn</b>	<b>Mn</b>	<b>Ca</b>	<b>Mg</b>	<b>Al</b>
		----- mg kg <sup>-1</sup> -----				----- cmol <sub>c</sub> kg <sup>-1</sup> -----			
5,8	6,1	360,8	3,7	133	21,3	37,3	12,8	2,4	0,0

A intensidade e o espectro da luz que atingia as plantas no interior das estufas foram determinados em um dia ensolarado, pela manhã, próximo ao meio dia, utilizando-se um luxímetro (Li-250 A, Li-cor, Lincon, NE, USA) e um espectroradiômetro (Black Comet, Stellarnet, Tampa, EUA), respectivamente.

O experimento teve delineamento em blocos casualizados, com cinco repetições. A unidade experimental foi uma estufa com um tomateiro.

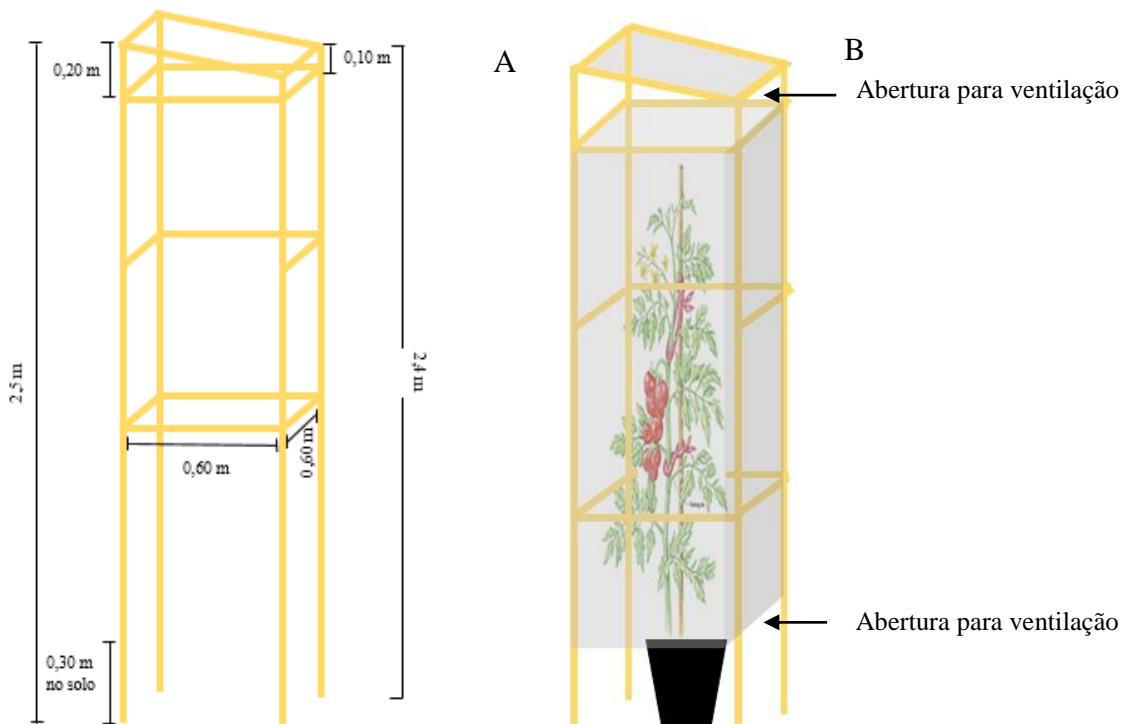


Figura 1. Esquema representativo da estufa utilizada para cultivo de tomateiros com dimensões (A) e aspecto da cobertura transparente e localização da planta (B). As setas indicam as aberturas para saída do ar quente.

Sete dias após a inoculação iniciaram-se as avaliações de severidade e do índice de doença. Para avaliação da severidade utilizou-se uma escala diagramática, elaborada com o programa Severity-Pro (Nutter Jr. 2013) contendo oito níveis de severidade (Figura 2). As avaliações, realizadas em nove folhas escolhidas ao acaso, em cada planta, foram realizadas duas vezes a cada semana. As folhas foram identificadas com fitas, sendo três do terço inferior, três do terço médio e três do terço superior de cada planta.

Para o cálculo do índice de doença (ID), determinado pela fórmula:

$$ID = \frac{AD}{AT} \times 100$$

onde: ID = Índice da doença; AT = Altura total da planta no momento da avaliação; AD = Altura máxima do sintoma da doença (Noda *et al.* 1997), determinou-se a altura da planta e dos sintomas com uma régua de madeira com 2m de comprimento.

Com os dados de severidade e de ID foram calculadas as áreas abaixo das curvas de progresso da doença (AACPD) de acordo com a fórmula:

$$AACPD = \sum_i^{n-1} \left( \frac{y_i + y_{i+1}}{2} \right) (t_{i+1} - t_i)$$

Onde: n= número de avaliações;  $y_i + y_{i+1}$  = valores de severidade observados em duas avaliações sucessivas;  $(t_{i+1} - t_i)$  = intervalo entre duas avaliações (Campbell e Madden 1990).

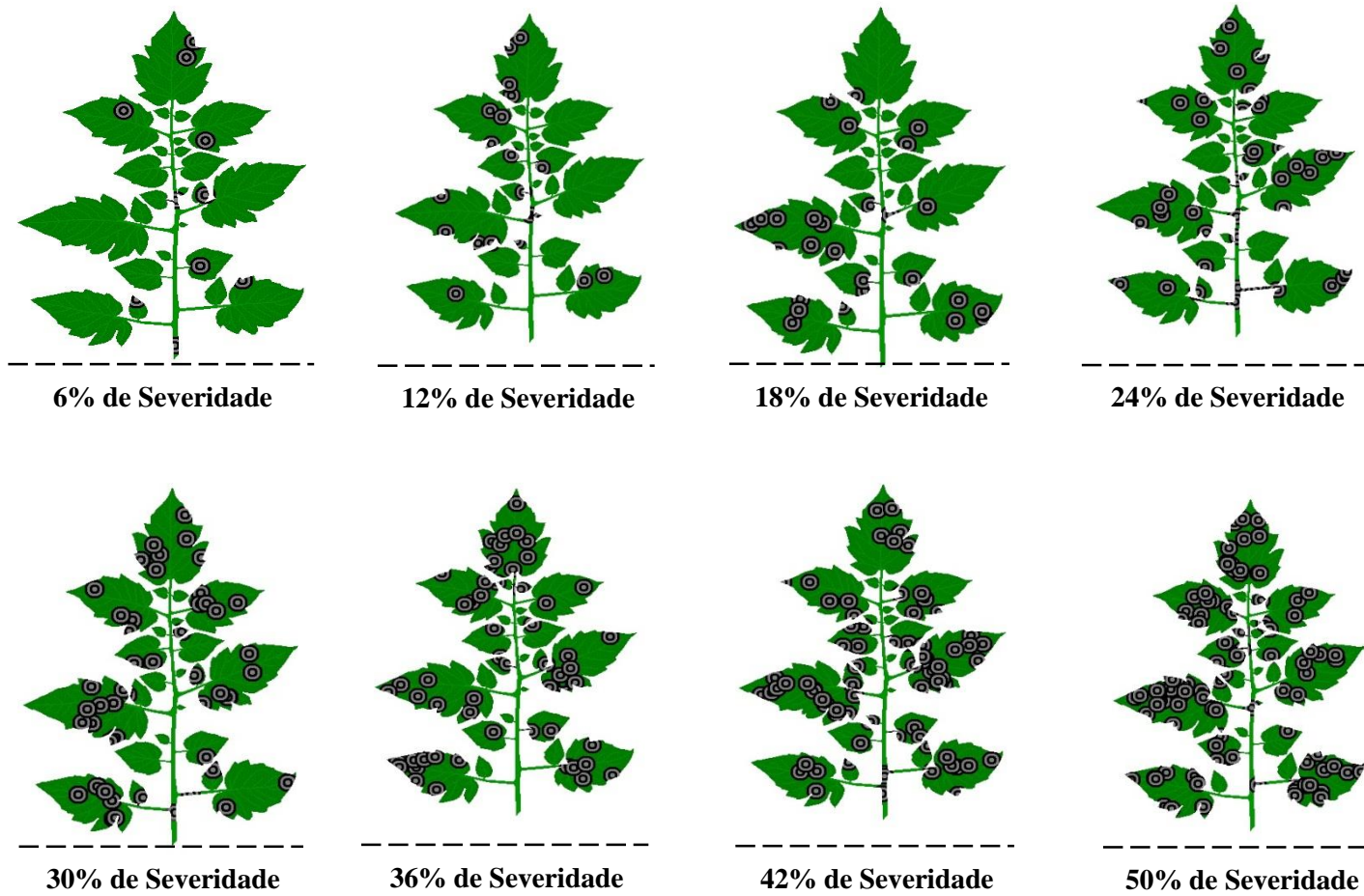


Figura 2. Escala diagramática para avaliação da severidade da mancha-alvo do tomateiro.

Foram registrados o número de dias para o início da floração e para o início da frutificação. No início da frutificação, foram mensuradas as taxas de fotossíntese, a respiração e a transpiração, em seis folhas sadias sendo três no terço médio e três, do terço superior de cada planta, utilizando um sistema portátil de medição de trocas gasosas (Li-6400, LiCor, NE, EUA), conforme descrito por Marengo *et al.* (2001). Nestas mesmas folhas foram feitas três determinações do índice relativo de clorofila (IRC) utilizando um clorofilômetro portátil (SPAD-502, Minolta, Osaka, Japão). Os frutos foram colhidos duas vezes por semana quantificando-se o número e a massa dos frutos por planta.

O espectro da radiação sob as coberturas foi determinando, em um dia ensolarado, às 12 h, utilizando um espectralradiômetro (Black Comet, Stellarnet, Tampa, EUA). A duração do molhamento foliar foi determinada por cinco sensores eletrônicos acoplados a um registrador de dados (Em50, Decagon, EUA) sendo cada sensor no interior de uma estufa de um tratamento diferente. A umidade relativa e a temperatura do ar foram registradas diariamente por seis termo-higrômetros acoplados a um registrador de dados (HT-400, Icel, Manaus, Brasil) em área exposta à radiação solar direta e no interior de cada estufa.

Os valores das AACPD, das variáveis fisiológicas e da produção média de frutos por planta foram submetidos à análise de variância pelo teste F e as médias, quando significativas, foram comparadas pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade. Para a análise estatística foi utilizado o programa Assistat 7.7- beta.

## 5. RESULTADOS

Espectros da luz emitida por LED e da luz fluorescente que atinja as culturas de *C. cassiicola*, após atravessar o papel celofane colorido, estão apresentados nas Figuras 3 e 4. Os espectros de luz solar que atravessava os plásticos das diferentes cores e atingia os tomateiros estão representados na Figuras 5.

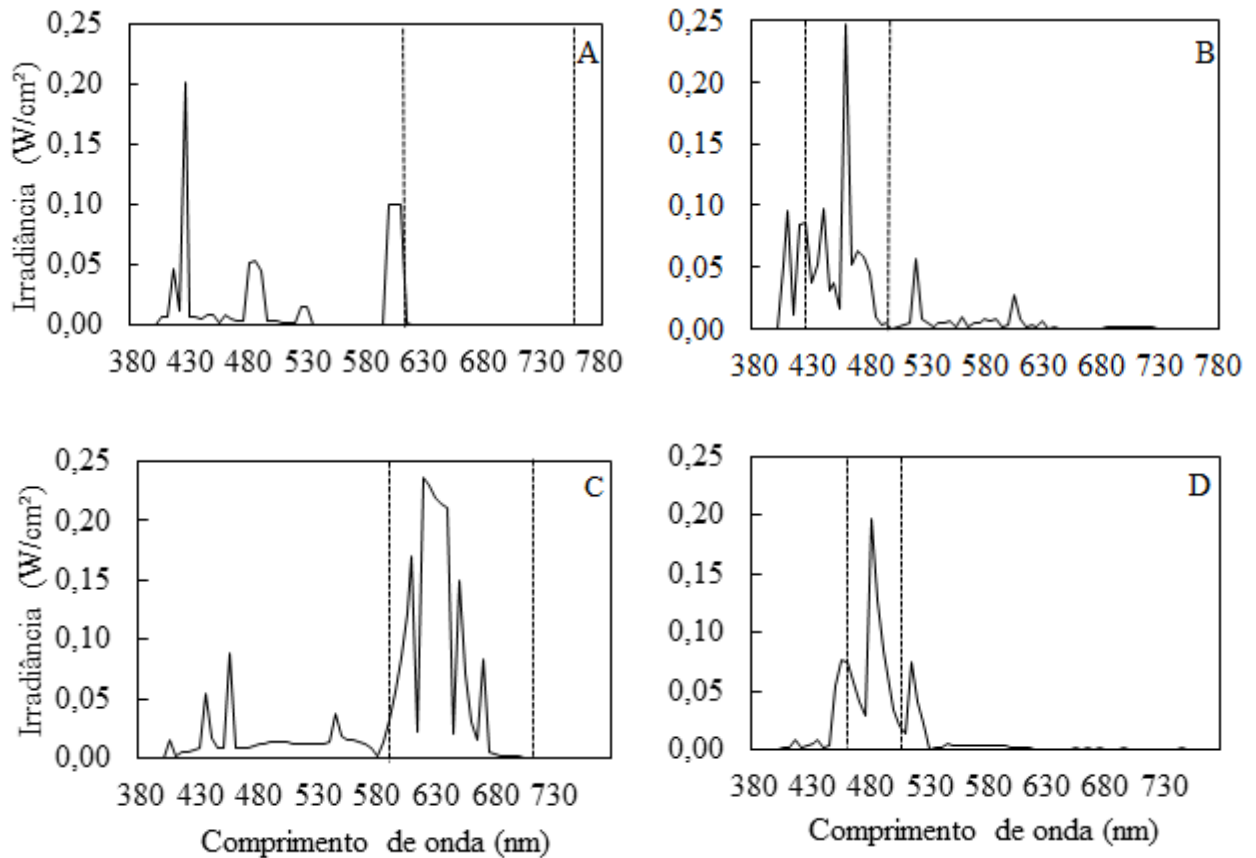


Figura 3. Espectros da irradiância de luz fluorescente, tipo luz do dia, transmitida através de papel celofane nas cores vermelha e azul (A e B) e de luz emitida por LED nas mesmas cores (C e D). Determinados com espectroradiômetro (Black Comet, Stellarnet, Tampa, FL, EUA). As linhas pontilhadas indicam a faixa do espectro correspondente às cores.

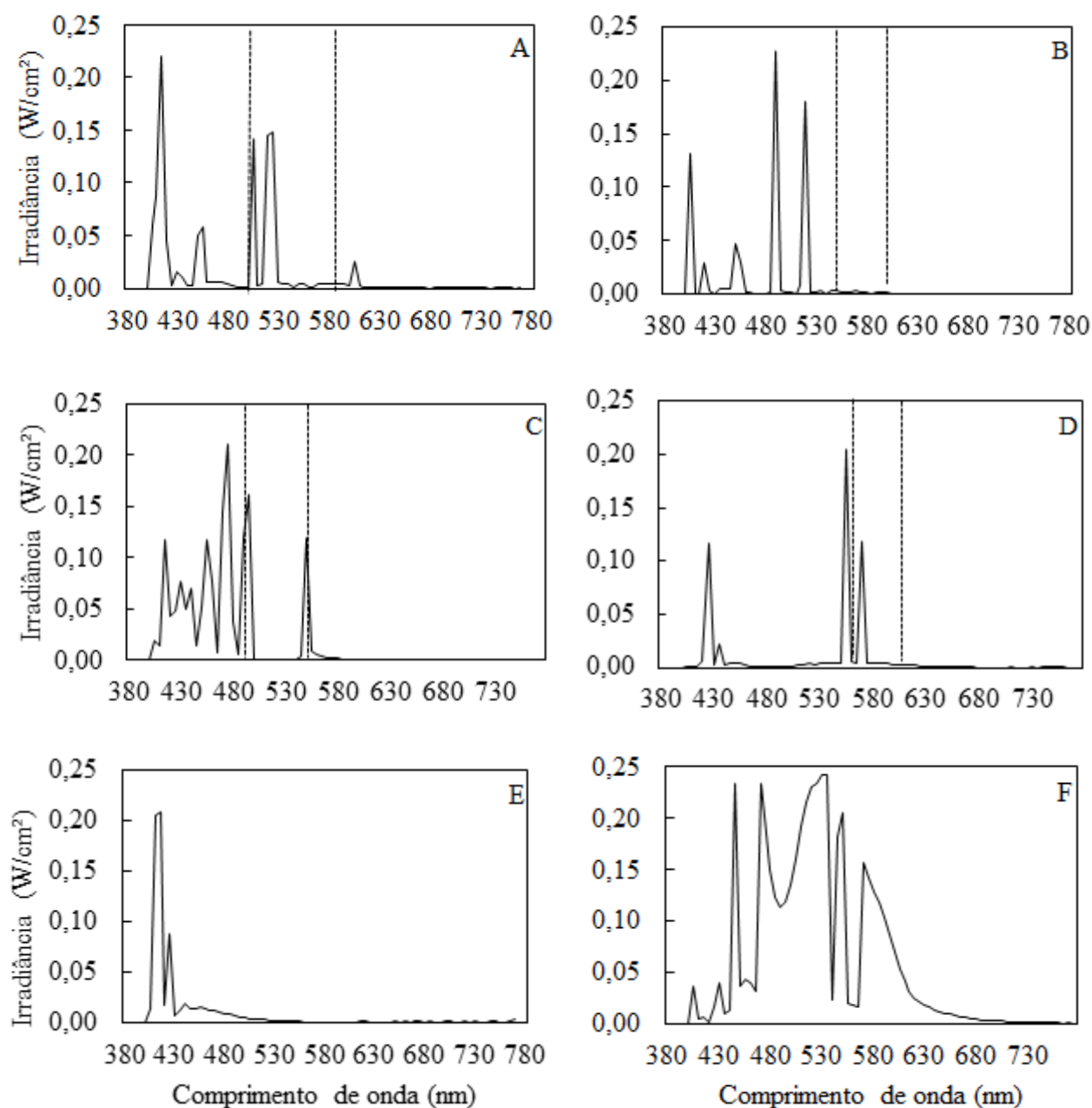


Figura 4. Espectros da irradiância de luz fluorescente, tipo luz do dia, transmitida através de papel celofane nas cores verde, amarela (A e B) e de luz emitida por LED nas mesmas cores (C e D) e através de celofane incolor (E) e de luz emitida por LED "branco" (F). Determinados com espectroradiômetro (Black Comet, Stellarnet, Tampa, FL, EUA). As linhas pontilhadas indicam a faixa do espectro correspondente às cores.

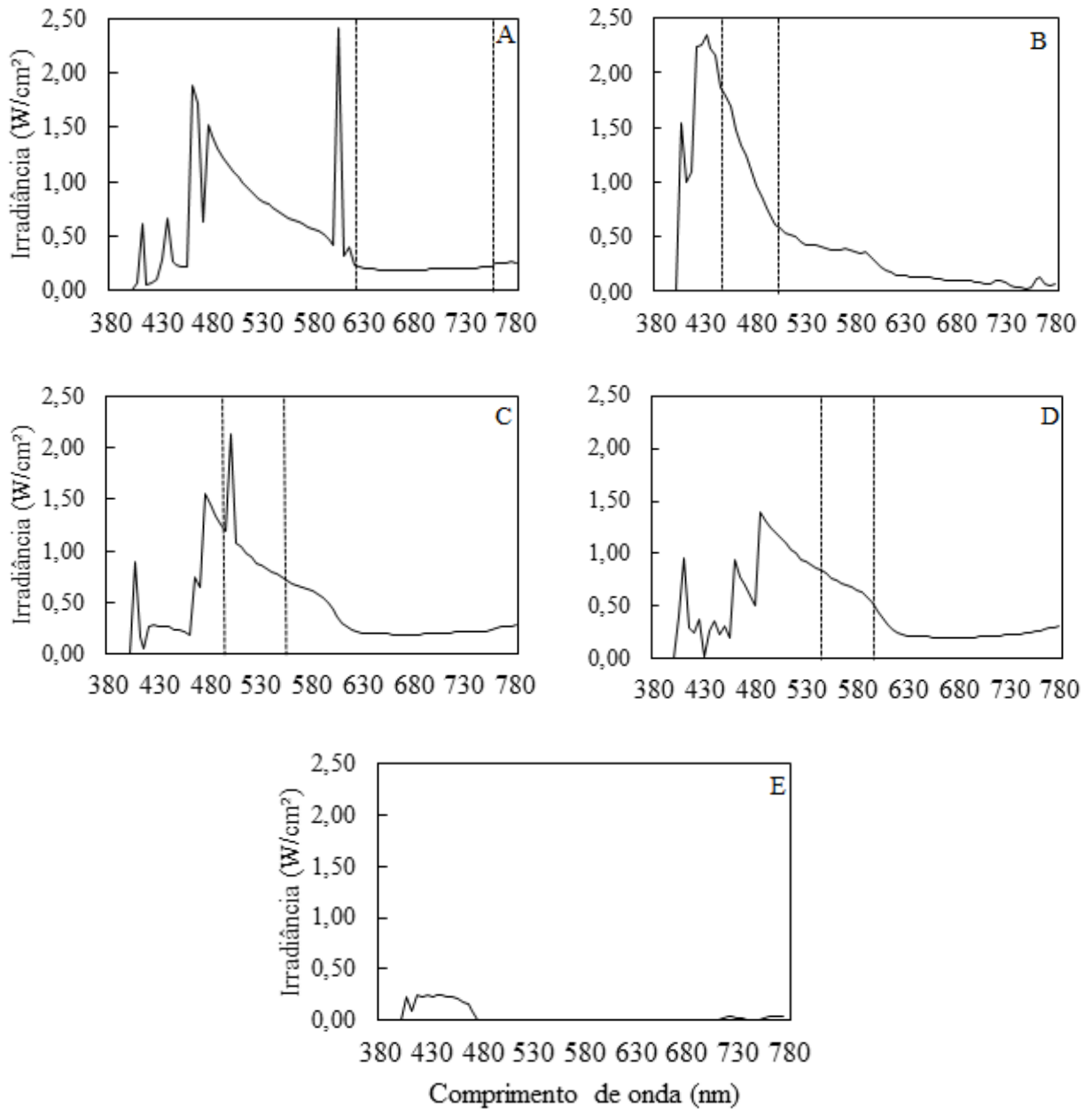


Figura 5- Espectros de irradiância da luz solar através de filmes de PVC transparentes nas cores vermelha e azul (A e B); verde e amarela (C e D) e incolor (E), determinados com espectroradiômetro (Black Comet, Stellarnet, Tampa, FL, EUA). As linhas pontilhadas indicam a faixa do espectro correspondente às cores.



### **5.1. Efeito da luz transmitida através de papel celofane colorido no diâmetro e na massa micelial de colônias de *Corynespora cassicola***

A incubação sob papel celofane vermelho e amarelo proporcionou inibição no crescimento em diâmetro e na massa micelial das colônias do fungo, em relação aos demais tratamentos. Sob o papel celofane azul, verde e incolor o crescimento, em diâmetro, das colônias foi estimulado, em relação à testemunha, incubada sem cobertura. Nas variáveis analisadas, diâmetro e produção de massa micelial das colônias, não houve diferença significativa entre os isolados e nem na interação entre isolados e cores, porém entre as cores houve diferença significativa a 1% (Tabelas 3 e 4).

Tabela 3 - Análise de variância da massa e do diâmetro das colônias e da esporulação e da germinação dos conídios dos três isolados de *Corynespora cassiicola* sob coberturas de papel celofane vermelho, amarelo, azul, verde, incolor e sem cobertura de papel celofane.

Variáveis	GL <sup>1</sup>	Diâmetro		Massa		Esporulação		Germinação		
		QM <sup>2</sup>	F <sup>3</sup>	QM	F	QM	F	GL	QM	F
Isolados	2	32,1	0,6ns	17,6	4,0*	17,6	4,0*	2	90,5	6,1ns
Cores da cobertura	5	483,5	10,0**	10,2	2,3ns	10,2	2,3ns	5	900,7	0,6 **
Isolados x Cores	10	70,6	1,4ns	5,4	1,2ns	5,4	1,2ns	10	40,7	0,2*
Tratamentos	17	187,5	3,9**	8,3	1,9ns	8,3	1,9ns	17	156,5	1,0ns
Blocos	2	30,8	0,6ns	2,5	0,5ns	2,5	0,5ns	-	-	-
Resíduo	34	40,0		4,3		4,3		36	145,6	
<b>Total</b>	<b>53</b>							<b>53</b>		

<sup>1</sup>GL: Grau de Liberdade; <sup>2</sup>QM: Quadrado Médio

<sup>3</sup>Probabilidade de F; \* significativo ao nível de 5% de probabilidade; \*\* significativo ao nível de 1% de probabilidade; ns= não significativo

## 5.2. Efeito da luz transmitida através de celofane de diferentes cores na germinação e na esporulação de conídios de *Corynespora cassiicola*

A esporulação de colônias de *C. cassiicola*, sob papel celofane vermelho e amarelo foi semelhante ao tratamento sem cobertura, enquanto que nas colônias incubadas sob cobertura verde, azul e incolor foi superior ao demais tratamentos, inclusive a testemunha (Tabela 3 e 4). Entre os isolados avaliados houve diferença significativa a 5%, e na interação entre isolados e cores não houve diferença significativa.

Não houve diferença entre os tratamentos em relação a germinação de conídios. Entre os isolados não houve diferença significativa, e a interação entre isolados e cores foi significativa a 5% (Tabela 3).

Tabela 4- Produção de massa micelial e crescimento em diâmetro médio das colônias, da germinação e esporulação de conídios de *Corynespora cassiicola* sob coberturas de papel celofane de diferentes cores.

<b>Cores do papel celofane</b>	<b>Massa micelial (mg)</b>	<b>Diâmetro (mm)</b>	<b>Germinação de conídios(%)</b>	<b>Esporulação (conídiosxplaca<sup>-1</sup>)</b>
Vermelha	91,3 c <sup>1</sup>	53,9 c	40,44	3,9 x10 <sup>5</sup> b
Azul	170,2 a	72,6 a	34,88	5,6 x10 <sup>5</sup> a
Verde	142,0 b	64,3 b	36,77	4,7 x10 <sup>5</sup> a
Amarela	108,2 c	59,7 c	36,55	3,5 x10 <sup>5</sup> b
Incolor	166,2 a	72,7 a	41,11	5,7 x10 <sup>5</sup> a
Sem papel	140,3 b	65,8 b	32,88	3,2 x10 <sup>5</sup> b
CV%	16,77	10,68	8,59	4,61

<sup>1</sup>Médias nas colunas seguidas pela mesma letra não diferem significativamente entre si, pelo Teste de Scott-Knott ao nível de 1% de probabilidade.

## 5.3. Efeito de LEDs coloridas (80-100 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) sobre o crescimento (diâmetro e a produção de massa de colônias) de *Corynespora cassiicola*

A incubação das colônias de *C. cassiicola* sob a LED verde ou na ausência de luz inibiu o crescimento em diâmetro das colônias. A produção de massa micelial das colônias, no entanto, não foi afetada pelos tratamentos (Tabelas 5 e 6).

Tabela 5- Resultado de análise de variância dos dados de diâmetro e da produção de massa micelial, de colônias de *Corynespora cassiicola* aos sete dias de incubação em meio BDA a 25 °C, em placas de polietireno, sob iluminação de LED coloridos.

Variáveis	GL <sup>1</sup>	Diâmetro		Massa micelial	
		QM <sup>2</sup>	F	QM	F
Cores de LED	5	1,13	3,40*	0,001	0,70 ns
Resíduos	12	0,33		0,002	
CV%	17	10,02		28,02	

<sup>1</sup>GL: Grau de Liberdade; <sup>2</sup>QM: Quadrado Médio

<sup>3</sup>Probabilidade de F;\* significativo ao nível de 5% de probabilidade (p < 0,05); ns= não significativo

Tabela 6- Média (n=3) do diâmetro e da produção de massa micelial de colônia de *Corynespora cassiicola* cultivadas por sete dias em meio BDA, a 25 °C, expostas a LED de diferentes cores na intensidade luminosa de 80 – 100  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ .

Cobertura	Massa micelial (mg)	Diâmetro (mm) <sup>1</sup>
Azul	164,6	60,0 a
Branca	182,7	59,3 a
Verde	173,6	51,8 b
Vermelha	224,2	61,8 a
Amarela	178,6	64,1 a
Sem iluminação	152,7	48,3 b
CV%	28,02	10,02

<sup>1</sup>Médias nas colunas seguidas pela mesma letra não diferem significativamente entre si, pelo Teste de Scott-Knott ao nível de 5% de probabilidade.

#### 5.4. Severidade da mancha-alvo em tomateiros cultivados em estufas cobertas com plásticos coloridos transparentes

Os primeiros sintomas da mancha-alvo foram observados aos sete dias após a inoculação. Aos 13 dias após a inoculação, iniciaram-se as avaliações da severidade da doença e do índice de doença. As plantas foram avaliadas durante sete semanas até que a severidade média da doença alcançasse 100% (Figura 6). O índice da doença foi calculado até que a altura máxima dos sintomas atingisse a altura da planta em qualquer tratamento. Não houve diferença significativa entre os tratamentos tanto na severidade quanto no índice da doença.

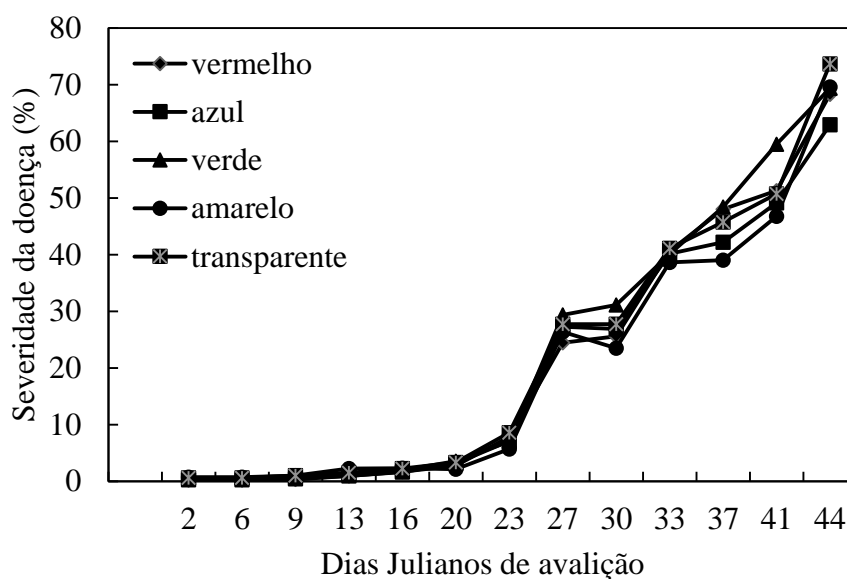


Figura 6. Curvas de progresso da severidade da mancha -alvo em tomateiros cultivados em estufas sob coberturas plásticas transparentes de diferentes cores.

### 5.5. Efeito da luz transmitida através de plásticos coloridas sobre variáveis fisiológicas de tomateiros cultivados em estufas.

Não houve diferença significativa na taxa de fotossíntese dos tomateiros cultivados em estufas sob quaisquer das cores de plástico avaliadas, quando a taxa foi medida sob radiação fotossinteticamente ativa (RFA) de  $500 \mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$  de fótons, porém quando a taxa foi medida com RFA de  $1000 \mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$  de fótons, houve diferença significativa na taxa fotossintética dos tomateiros cultivados sob coberturas de plásticos transparentes vermelho e azul (Figura 7).

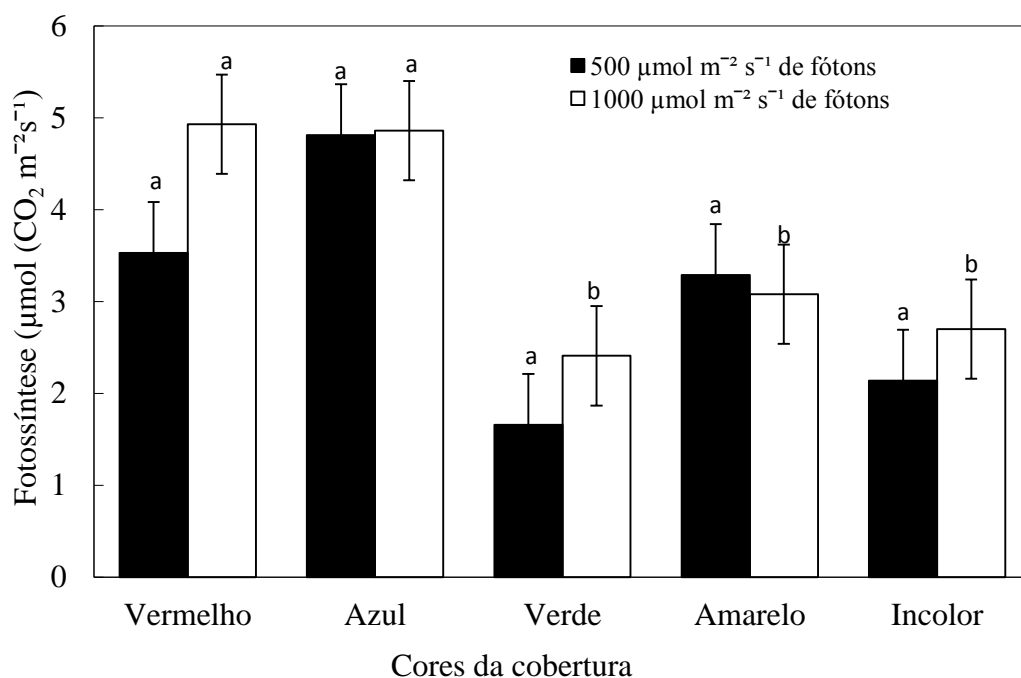


Figura 7. Taxas fotossintéticas determinadas com a irradiância de  $500 \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$  e  $1000 \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$  de fótons em tomateiros cultivados em estufas sob cobertura plástica transparente de diferentes cores.

Tomateiros cultivados sob plástico verde, amarelo e incolor apresentaram condutância estomática e a taxa de transpiração (Figuras 8 e 9) significativamente menor, em relação aos outros tratamentos quando avaliados sob irradiância de  $1000 \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$  de fótons. Sob irradiância de  $500 \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$  de fótons apenas as plantas cultivadas sob plástico amarelo e incolor tiveram condutância estomática mais baixa que as dos demais tratamentos. Sob esta irradiância ( $500 \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$  de fótons) a taxa de transpiração foi mais baixa nas plantas cultivadas sob coberturas verde, amarelo e incolor do que nos tratamentos vermelho e azul.

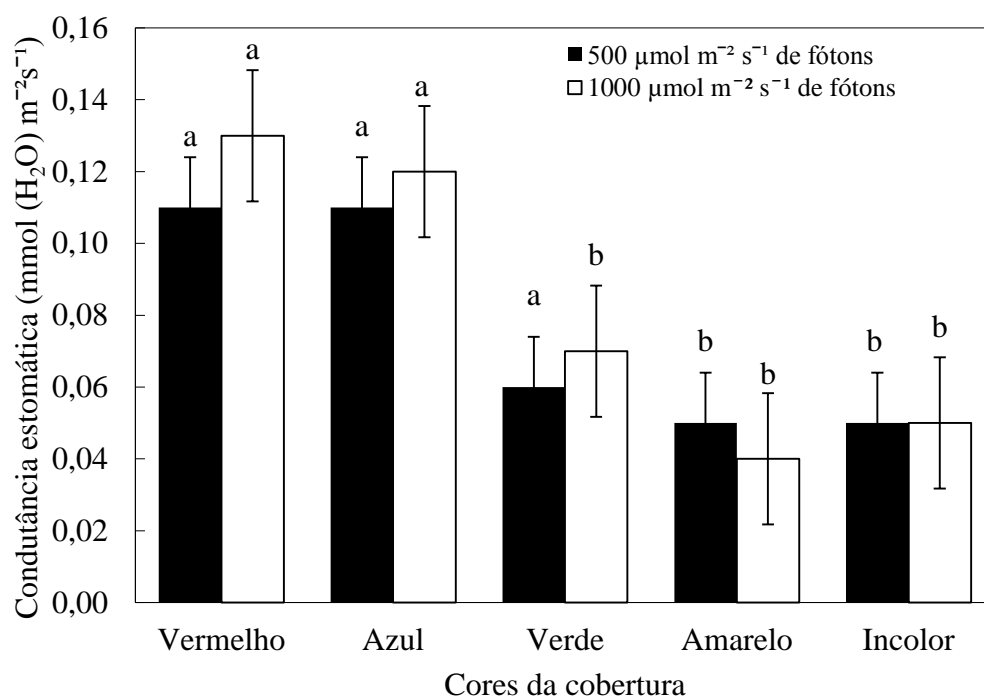


Figura 8. Condutância estomática determinada com irradiância de 500  $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$  e de 1000  $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$  em tomateiros cultivados em estufa sob cobertura plástica de diferentes cores.

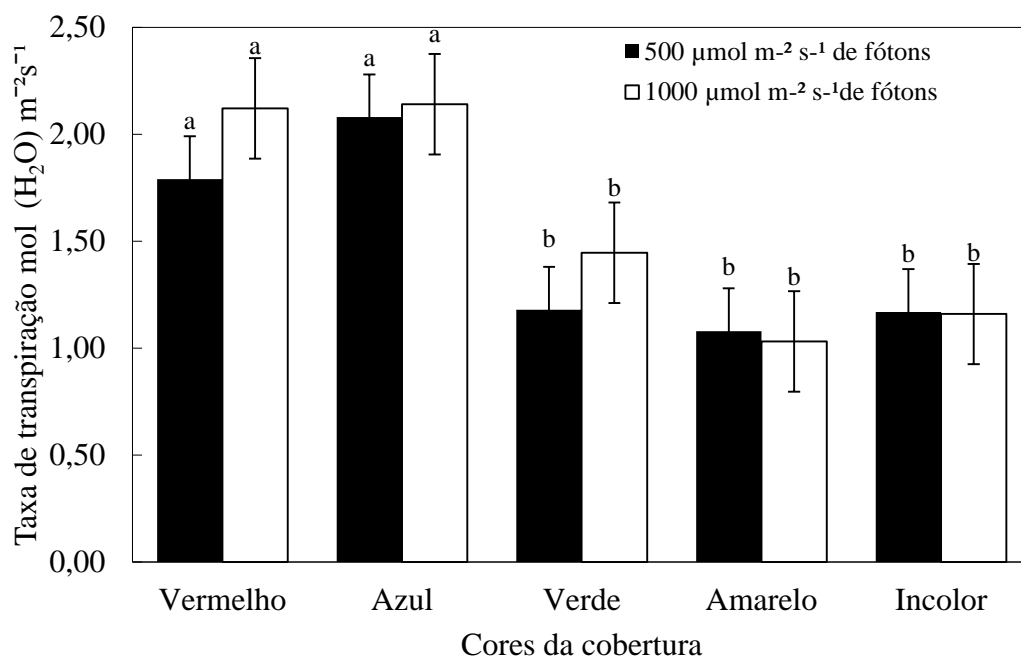


Figura 9. Transpiração determinadas com irradiância de 500  $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$  e 1000  $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$  de fótons em tomateiros cultivados em estufa sob cobertura plástica de diferentes cores.

As AACPD foram semelhantes em todos os tratamentos, conforme descrito anteriormente para severidade e índice da doença. O número médio de dias para o início da floração e da produção de frutos foi 50 e 65 dias após a semeadura (DAS), respectivamente. Não foi observado diferença significativa nessa variável, entre tomateiros cultivados em estufas sob as diferentes cores de plástico. O número e o peso dos frutos produzidos foram significativamente inferiores nas plantas sob coberturas azul e verde. Não houveram diferenças significativas entre os teores de clorofila nas folhas dos tomateiros independentemente da cor do plástico de cobertura da estufa (Tabela 7).

Tabela 7- Áreas abaixo das curvas de progresso da doença (AACPD), com dados de severidade (SEV)<sup>1</sup> e de índice da doença (ID)<sup>2</sup>, número médio de dias ao início da floração e da frutificação, produção média dos frutos e massa de frutos por planta, índice relativo de clorofila (IRC)<sup>3</sup>, em tomateiros<sup>4</sup> cultivados em estufas cobertas com plásticos coloridos.

Cobertura	AACPD		Número de dias		Frutos		IRC
	SEV <sup>1</sup>	ID <sup>2</sup>	Floração	Frutificação	Num.	Massa (g)	
Vermelho	875,3	2327,5	52,4	66,0	11,4 a <sup>5</sup>	283,8 a	36,0
Azul	848,7	2163,2	52,0	65,8	6,8 b	208,2 b	33,1
Verde	952,0	2258,6	51,6	64,6	8,0 b	184,0 b	34,4
Amarelo	824,0	2364,4	51,2	66,0	12,2 a	267,0 a	35,3
Incolor	910,1	2185,7	52,2	66,4	12,4 a	238,0 a	34,2
CV%	<b>2,59</b>	<b>8,86</b>	<b>3,69</b>	<b>5,89</b>	<b>33,4</b>	<b>26,77</b>	<b>13,11</b>

<sup>1</sup>Os valores e severidade por planta corresponderam a média da severidade de nove folhas de cada planta sendo três localizadas no terço inferior da planta, três no terço médio e três no terço superior;

<sup>2</sup>Índice de doença = (altura da doença/altura da planta) x 100 (Noda *et al.* 1997).

<sup>3</sup>Índice relativo de clorofila determinado com um clorofilômetro portátil (SPAD-502, Minolta);

<sup>4</sup>Cultivar Yoshmatsu L-3-5;

<sup>5</sup>Médias nas colunas seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si, pelo Teste de Scott-Knott ao nível de 5% de probabilidade;



## 5.6. Variáveis ambientais do experimento em campo

As temperaturas e as umidades relativas do ar, máximas e mínimas medidas no interior das estufas cobertas com plásticos de diferentes cores e ao ar livre, estão apresentadas nas Figuras 10 e Tabela 11.

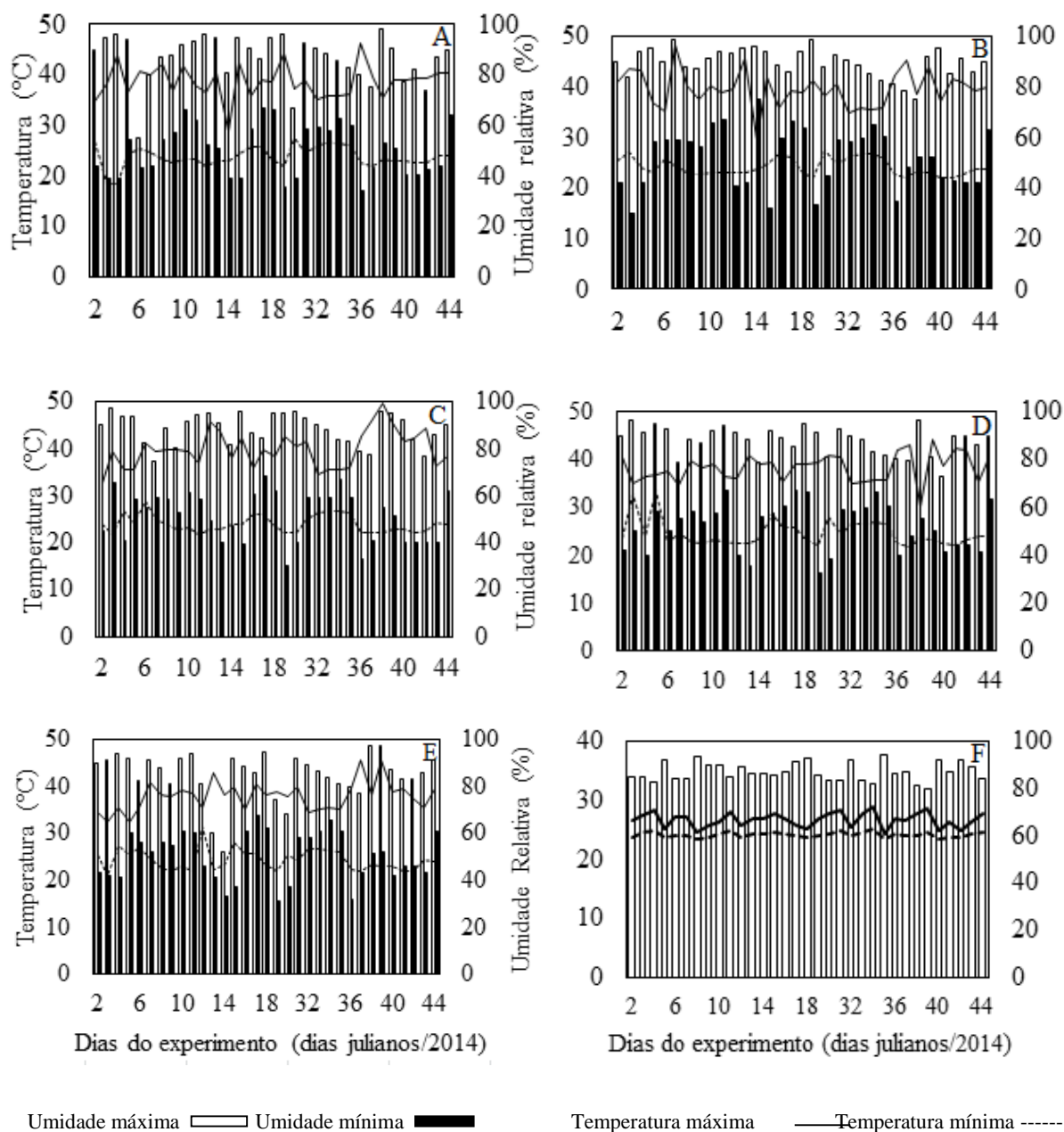


Figura 10. Valores médios de temperatura, e das umidades relativas do ar, máximas e mínimas, no interior das estufas de cultivo dos tomateiros, cobertas com diferentes cores de plásticos de acordo com a cobertura vermelha (A); azul (B); verde (C); amarela (D); incolor (E) e área externa (F). As temperaturas e umidades foram registradas diariamente por um termo-higrômetro (HT-400, Icel, Manaus, Brasil).

Tabela 8- Médias das temperaturas e das umidades relativas do ar, máximas e mínimas no interior das estufas, de acordo com as cores das coberturas e da área externa.

Cores dos plásticos	Temperatura (°C)		Umidade Relativa (%)	
	Máxima	Mínima	Máxima	Mínima
Vermelho	38,6	23,7	87,4	50,2
Azul	39,5	24,5	90,4	52,5
Verde	39,8	23,9	89,2	51,3
Amarelo	38,2	24,5	87,8	51,9
Incolor	37,8	24,3	87,8	50,3
Área externa	26,7	24,0	84,0	

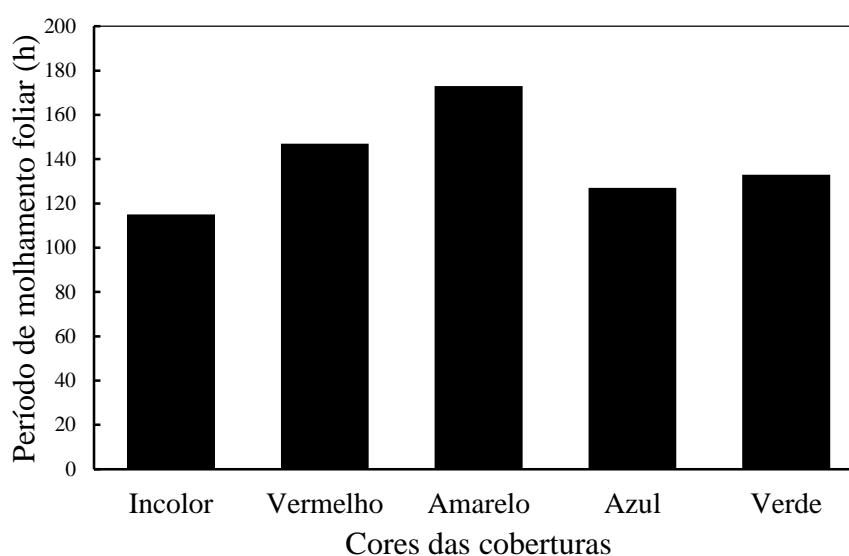


Figura 11- Período de molhamento foliar (h) nos tomateiros cultivados em estufas cobertas com plásticos transparentes coloridos. Dados registrados por sensores eletrônicos acoplados a um registrador (Em50, Decagon, EUA).

## 6. DISCUSSÃO

### 6.1. Efeito da luz transmitida através de celofane colorido e emitida por LEDs no desenvolvimento de colônias e na germinação de conídios de *Corynespora cassicola* *in vitro*

Nos experimentos *in vitro* foram utilizadas placas de Petri de poliestireno que permitem a transmissão de 70-80% da luz (Silva *et al.* 2012). O papel celofane serviu como filtro para que a luz emitida pelas lâmpadas fluorescentes e a luz emitida pelas LEDs foi a única que apresentou espectro esperado para a cor (Figura 4).

No espectro da radiação que atravessava o papel celofane, determinado com espectrorradiômetro, verifica-se que sob o celofane vermelho (Figura 8 A) a irradiância era maior na faixa de 590-620 nm que corresponde a cor laranja. A maior irradiância da luz transmitida através do celofane amarelo ficava na faixa de 400-420 nm que corresponde ao violeta e de 520-530 nm que corresponde ao verde no espectro eletromagnético (Tabela 9).

Tabela 9- Faixas de comprimento de onda no espectro eletromagnético correspondentes às cores e os comprimentos de onda que passavam através dos papéis celofanes e emitidos pelas LEDs.

Comprimento de onda (nm)			
Cor	Espectro eletromagnético	Papel celofane	LED
Violeta	390-425		
Azul	445-500	390-480	430-530
Verde	500-575	390-430 e 480-530	380-500
Amarelo	575-585	400-420 e 520-530	400-430 e 530-580
Laranja	585-620		
Vermelho	620-740	590-620	580-700

O crescimento de *C. cassicola*, na verdade foi inibido sob luz com os comprimentos de onda na cor laranja, verde e violeta que eram os que passavam através dos celofanes vermelho e amarelo (Tabela 9). O fitopatógeno *Colletotrichum acutatum* J.H. Simmonds apresentou inibição de seu crescimento micelial quando incubado sob LEDs nas cores vermelha e verde, a luz vermelha é reconhecida pelos fitocromos, o efeito da luz verde sobre os fungos ainda é desconhecido (Yu *et al.*, 2013).

Os fotorreceptores como os fitocromos, receptores de luz vermelha, foram identificados em *Aspergillus nidulans*. Os criptocromos, receptores de luz azul, e as rodopsinas receptoras de luz verde, ambos identificados em *Neurospora crassa*, podem estar presentes em diferentes espécies, porém como cada ser vivo tem sua organização fotobiológica, podem apresentar diferentes respostas à presença de luz (Fuller *et al.* 2013).

O resultado encontrado com *C. cassiicola* com a inibição da colônia sob luz verde, foi semelhante ao obtido com as cinco espécies de fungos produtores de pigmentos, *Monascus purpureus* Went., *Isaria farinosa* (Holmsk.) Fr., *Emericella nidulans* (Eidam) Vull, *Fusarium verticillioides* Sacc. Niremb. e *Penicillium purpurogenum* S., tiveram crescimento das colônias e produção de pigmentos inibidos, quando foram cultivados em Erlenmeyer, sob lâmpadas fluorescentes, e cobertos com papel celofane verde e amarelo, em comparação com outros tratamentos sob papel celofane vermelho e azul e com as testemunhas que eram sob iluminação direta e com ausência de luz, a resposta fisiológica e morfológica dos fungos aos comprimentos de onda sugere a presença de fotorreceptores como os fitocromos (Velmurugan *et al.*, 2010).

A esporulação de *C. cassiicola* foi estimulada quando as colônias foram expostas a radiação de luz azul, verde e laranja em relação à testemunha sem papel, sendo, portanto mais sensível à luz na faixa do comprimento de luz violeta somado com o comprimento de luz azul (Tabela 9), onde houve inibição da esporulação, semelhante ao resultado encontrado na esporulação de *Fusarium verticillioides* Sacc. Niremb., que foi estimulada por exposição à luz de LEDs nas cores amarela e vermelha, enquanto que a cor a azul e a azul royal de baixa intensidade reduziram a esporulação, indicando a presença de fotorreceptores específicos para luz azul neste fungo (Fanelli *et al.*, 2012).

Porém na esporulação do patógeno *Podospaera pannosa* (Wallr.) de Bary, quando cultivado sob LEDs nas cores, azul, vermelha, branca e sob luz infra-vermelha, a luz azul estimulou a produção de conídios deste fungo, enquanto que na vermelha houve inibição, resultado que aponta para operação de um sistema de fotorreceptores que foram identificados em *A. nidulans* (Suthaparan *et al.* 2010).

Isolados de *Alternaria solani* (Ellis e G. Martin) L.R. submetidos à luz no comprimento de onda na faixa de 450-510 nm (azul), sofreram intensa inibição na produção de conídios já com luz branca e negra (UVA 400-320 nm) houve estímulo da esporulação, portanto a

baixa formação de conídios é resultado de uma fotoinibição causada pela luz azul (Pulz e Massola 2009).

A germinação de conídios de *C. cassicola* não foi afetada pela iluminação. Esta reação está associada a mecanismos moleculares, que regulam diferentes fatores na biologia dos fungos (Ruger-Herreros *et al.* 2011). A germinação de conídios é um processo complexo, e está ligada à ativação do metabolismo respiratório do fungo, em *Aspergillus fumigatus* F. a germinação de conídios foi inibida por luz azul e vermelha e foi estimulada pela ausência de luz, neste fungo foi identificada a presença de fotorreceptores um para luz azul (criptocromos) e outro para luz vermelha (fitocromos) que foram ativados por essas luzes, regulando genes que responderam com a repressão da germinação de conídios (Fuller *et al.*, 2013).

Outros resultados também contrastam com o de *C. cassicola*, com *Colletotrichum acutatum* J.H. Simmonds exposto à luz emitida por LED azul, com intensidade superior a  $120 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , apresentou inibição da germinação de conídios comparada à germinação de conídios sob LED verde, branca, vermelha e sob ausência de luz (Yu *et al.*, 2013). E na germinação de conídios de *Aspergillus nidulans* G. W. expostos a luz de LED na cor azul (450 nm), vermelho (700 nm) e infra-vermelha (740 nm) comprovando o papel dos fotorreceptores e genes já descritos nesse fungo, agora envolvidos também na germinação de conídios (Röhrig *et al.* 2013). No fungo *Podosphaera pannosa* (Wallr. Fr) a germinação de conídios foi reduzida em 16,5% quando estes foram expostos a luz de LED azul, em comparação com a exposição a luz de LED branca (Suthaparan *et al.* 2010).

## **6.2. Efeito da luz transmitida através de filme de PVC transparente colorido sobre a severidade da mancha-alvo e produção de frutos em tomateiros**

Além de a luz ser um elemento essencial para o crescimento e desenvolvimento das plantas, também é necessária para que ocorra a resposta de defesa em diversas interações planta-patógeno (Roberts e Paul 2006). A luz ativa os sistemas de defesa da planta contra o patógeno (Nagendran e Lee 2014).

Na interação *C. cassicola* e tomateiro não foi notado o efeito da luz transmitida através das coberturas transparentes sobre a severidade da doença. O mesmo ocorreu quando o patógeno necrotrófico *Botrytis cinerea* que foi inoculado em *Arabidopsis thaliana*, na presença de luz, não houve produção de ácido salicílico. Apesar de outras substâncias de defesa como as camalexinas e as fitoalexinas, terem sido sintetizadas no

local da infecção, não foram suficientes para inibir a infecção na planta (Govrin e Levine, 2002). Porém plantas de pimenta inoculadas com *Leveillula taurica* (Lév.) Arn., patógeno causador do oídio, cultivadas sob telas nas cores preta, azul prateado, vermelha, verde apresentaram menor severidade da doença do que as plantas cultivadas em campo, à pleno sol, a intensidade da luz que passava através das telas pode influenciar na suscetibilidade da planta contra o patógeno, tornando-a mais resistente, ou pode ter afetado o patógeno por ser um biotrófico, com estruturas superficiais sobre as folhas de pimenta (Elad *et al.* 2007).

Os plásticos coloridos assim como as telas tem a função de filtrar a luz, porém a luz que passava através deles não eram exatamente o comprimento de onda correspondente ao de sua cor (Tabela 10), por exemplo, a luz que passava que passava através do plástico de cor vermelha, apresentou o comprimento de onda na faixa correspondente ao azul, violeta e na faixa correspondente ao laranja, a luz que passava através do plástico de cor verde e amarela apresentaram os comprimentos de onda na faixa correspondente ao violeta, azul e verde e os comprimentos de onda que atravessavam o plástico azul, estavam na faixa do violeta e do azul e verde (Figura 11 A e Tabela 10).

Tabela 10- Faixas de comprimento de onda no espectro eletromagnético correspondentes às cores e os comprimentos de onda que passavam através dos plásticos.

Cor	Comprimento de onda (nm)	
	Espectro eletromagnético	Plásticos
Violeta	390-425	
Azul	445-500	380-520
Verde	500-575	380-400 e 450-520
Amarelo	575-585	380-400 e 450-520
Laranja	585-620	
Vermelho	620-740	390-570 e 580-620

A percepção de luz pelas plantas é um importante fator para a ativação dos sistemas de defesa, aumentando a concentração de proteínas relacionadas à patogênese, essa percepção de luz é feita pelos fitocromos que absorvem luz vermelha, que por sua vez ativa a produção do ácido salicílico que induz a resposta de hipersensibilidade das células (Genoud *et al.* 2002). O espectro de luz absorvido pelos pigmentos das plantas pode afetar

os patossistemas de formas diferentes (Schuerger e Brown, 1997). Frutos destacados de pimenta inoculados com *C. acutatum* e expostos à luz de LEDs nas cores branca, vermelha, verde, azul apresentaram maior área lesionada do que a dos frutos incubados sem exposição à luz. *In vitro*, este fungo apresentou inibição do crescimento micelial sob LED na cor verde e na cor vermelha e da germinação de conídios, sob LED na cor azul. Neste caso a produção de melanina, pigmento relacionado à patogenicidade em fungos, foi maior sob luz do que no escuro (Yu *et al.* 2013).

Além da luz, a temperatura está relacionada com a defesa das plantas à infecção, a alta temperatura pode inibir a ação de genes ligados à ativação da resistência nas plantas e ao acúmulo de ácido salicílico. *Nicotiana benthamiana* D. apresentou hipersensibilidade a *Pseudomonas syringae* a 22 °C e quando a temperatura foi aumentada para 28 e 30 °C não ocorreu hipersensibilidade (Wang *et al.* 2009).

As temperaturas dentro das estufas eram superiores às temperaturas externas, as temperaturas médias máximas e mínimas externas foram 26,7 °C e 24,0 °C, respectivamente, e no interior das estufas as temperaturas máxima foram de acordo com as cores das coberturas: vermelha, 38, 6 °C; azul, 39,5 °C, verde, 39,8 °C; amarelo, 38, 2 °C e incolor, 37, 8 °C. As médias das temperaturas mínimas diárias foram vermelha, 23,7 °C; azul, 24, 5 °C; verde, 23,9 °C; amarelo, 24,5 °C e incolor 24,3°C (Figura 12 A, 12 B, 12 C e 12 D, 12 E e 12 F). Portanto, a temperatura interna das estufas estava dentro da faixa considerada necessárias para o desenvolvimento da doença entre 20 e 28 °C de acordo com Jones e Jones (1984) e os sistemas de defesa dos tomateiros não conseguiram impedir a ação do patógeno.

Em testes *in vitro* Teramoto *et al.* (2013) observaram que a temperatura ótima para o crescimento micelial foi de 28 °C e este foi limitado à uma temperatura de 35 °C e que o período de molhamento foliar necessário para que *C. cassicola*, isolado de tomateiro, alcançasse 85% de germinação foi de 5 h. O período de molhamento foliar registrado pelos sensores em todos os tomateiros nos diversos tratamentos, foi igual ou superior a 5h por dia. O aumento de temperatura estimula a produção de ácido jasmônico que é um hormônio vegetal sintetizado a partir da rota octanóide e está relacionado aos mecanismos de defesa das plantas, ativando genes que são expressos após a planta ter sofrido alguma injúria, esses genes codificam proteínas que inibem compostos relacionados com a doença, enquanto o ácido salicílico é inibido (Wang *et al.* 2009). O ácido jasmônico e o etileno participam ativamente da resposta de defesa contra patógenos necrotróficos (Zimmerli *et al.*

2004). Porém algumas interações planta-patógeno necrotrófico precisam da união desses dois hormônios e algumas vezes do etileno para que ocorra uma resposta de defesa da planta (Adie *et al.* 2007).

A resistência a patógenos varia muito entre as diferentes espécies de plantas, e mesmo entre plantas de uma mesma espécie. Essas variações estão ligadas a velocidade e a intensidade com que as plantas vão reagir aos patógenos (Taiz e Zeiger, 2004). O tomateiro é suscetível a *C. cassiicola* e a maioria dos isolados de outras hospedeiras deste fungo, quando entram em contato com essa hospedeira causam sintomas (Dixon *et al.* 2009).

O período de molhamento foliar (Figura 11 e 13) podem ter favorecido o desenvolvimento da mancha-alvo nos tomateiros. Jones e Jones (1984) relataram que é necessário um período de 16 h de molhamento foliar com temperatura entre 20 e 28 °C para que ocorra a infecção. O período de molhamento foliar de 16 h aconteceu vários dias, em todos os tratamentos.

### **6.3. Efeito da luz transmitida através de filme de PVC transparente colorido sobre as variáveis fisiológicas de tomateiros**

As clorofilas absorvem mais radiação na faixa de 400 a 500 nm (azul) e de 600 a 700 nm (vermelho) do espectro visível, e absorvem pouca radiação na faixa de 500 a 600 nm, onde se encontram o verde e o amarelo (Marengo e Lopes 2009). De acordo com a Tabela 10 os comprimentos de onda que atingiam as plantas através do plástico vermelho e o comprimento de onda que atingia as plantas através do plástico azul, não estavam especificamente na faixa do comprimento de onda vermelho e na faixa do azul, no entanto, estavam dentro da faixa de radiação absorvidas pelas clorofilas, resultando em alta taxa de fotossíntese, condutância estomática e transpiração.

Em outros trabalhos, plantas expostas à luz vermelha e azul tendem a apresentar maiores taxas de fotossíntese, condutância estomática e de transpiração, como por exemplo, com plantas de trigo (*Triticum aestivum* L.) cultivadas em câmaras de crescimento, iluminadas com luz de LED vermelha com suplementação de lâmpada fluorescente azul, com fotoperíodo de 24 h, apresentaram maior taxa de fotossíntese do que a testemunha iluminada com luz branca fluorescente (Goins *et al.* 1997). Em plântulas de *Bentula pendula* R. cultivadas *in vitro* sob luz vermelha fornecida por lâmpadas incandescentes, com fotoperíodo de 18 h, tiveram maior taxa de fotossíntese do que as cultivadas sob luz azul (Saebo *et al.* 1995). Plantas de arroz, em cultivo hidropônico,



expostas a luz de LED vermelho (600-700 nm) suplementado com azul (400-500 nm) apresentaram maior taxa de fotossíntese e condutância estomática, transpiração e trocas gasosas do que as plantas expostas apenas a luz de LED vermelha, as plantas cultivadas sob luz vermelha suplementadas com azul, apresentaram maior número de folhas, e maior conteúdo de nitrogênio ocasionando em maior taxa de fotossíntese, trocas gasosas e transpiração (Matsuda *et al.* 2004). Plantas de alface (*Lactuca sativa* L.) cultivadas em câmaras de crescimento, com temperatura e umidade controladas, com fotoperíodo de 18 h, fornecida por LEDs nas cores vermelha e azul, vermelha e azul suplementada com lâmpada fluorescente verde, apenas lâmpada fluorescente verde apresentaram menor condutância estomática do que plantas sob iluminação de lâmpadas fluorescentes brancas (Kim *et al.* 2004).

Alguns comprimentos de onda podem antecipar a floração e, conseqüentemente, a frutificação em algumas plantas, este efeito está ligado a fotossíntese e a assimilação de carboidratos para a formação do botão floral (Samuolienė *et al.* 2010; Brazaityte *et al.* 2009; Terfa *et al.* 2013). A luz vermelha na faixa de 660 nm é absorvida pelos fitocromos e alguns fitocromos controlam a floração nas plantas. Este processo está ligado à ativação de hormônios, como a giberilina (Chen *et al.* 2014; Dejakovic-Petrovic *et al.* 2007; Taiz e Zaiger, 2004). No experimento, as plantas não receberam comprimento de onda na faixa de 660 nm, mas apresentaram alta taxa de fotossíntese, no entanto não houve estímulo na antecipação do início da floração.

A luz azul, absorvida pelos criptocromos, é eficiente na fotossíntese, também está envolvida com o controle do início de floração. Em rosas (*Rosa* spp.) cultivadas sob luz de LED azul, apresentaram maior taxa de fotossíntese e maior conteúdo de assimilados fotossintéticos e antecipação da floração (Terfa *et al.* 2013). Mas quando a luz azul é adicionada a luz verde, a luz verde inativa os fotoreceptores de luz azul impedindo a antecipação do início da floração (Banerjee *et al.* 2007; Wang e Folta, 2013). Não houve diferença no período de floração dos tomateiros, pois não receberam luz específica na faixa do comprimento azul, pois adicionado a esse comprimento estava o verde e violeta (Tabela 10).

A produção de frutos, geralmente está ligada a maior taxa de fotossíntese nas plantas, que significa maior assimilação de carboidratos, necessário para a formação dos frutos e flores (Retamales *et al.*, 2008). Nos resultados encontrados nos tomateiros da cultivar Yoshimatsu L-3-5 os que apresentaram maior taxa de fotossíntese não foram necessariamente os que obtiveram maior produção de frutos, como por exemplo, os que

receberam o comprimento de onda na faixa do azul, violeta e verde (Tabela 10), mesmo apresentando alta taxa de fotossíntese, apresentaram redução na produção de frutos, apenas os que receberam comprimento de onda na faixa laranja e azul apresentaram maior taxa fotossintética, e maior produção, não diferindo, no entanto do controle (Tabela 7). Os tomateiros estavam sob exposição do comprimento de luz azul, adicionado ao verde. Plantas expostas simultaneamente à luz azul e verde, a luz verde inibe o efeito da luz azul (Bouly *et al.*, 2007; Zhang e Folta, 2012). A luz verde menos eficiente que a luz azul para sintetizar a clorofila e apresenta participação reduzida nesse processo (Dougher e Bugbe, 2001).

No experimento de Ilic *et al.* (2012) o cultivo de tomate em casa de vegetação coberta com plástico incolor (controle) resultou em menor produtividade quando comparado com o cultivo sob telas com pigmentação vermelha e pérola, onde observou-se também melhora na aparência dos frutos, com diminuição de rachaduras, pois as telas faziam sombra diminuindo a temperatura dentro das estufas, evitando o abortamento de flores e o estresse das plantas, que produziram mais folhas e galhos, e ainda os tomateiros que foram cultivados sob tela vermelha apresentaram coloração mais vermelha devido a maiores quantidades de licopeno e  $\beta$ -caroteno, a biossíntese desses pigmentos está ligada aos fitocromos fotorreceptores de luz vermelha. Comparando com os resultados encontrados no experimento, observa-se que a temperatura dentro das estufas onde os tomateiros estavam, era elevada (Tabela 8), comum para a região Amazônica e essas plantas não receberam luz vermelha, e sim uma mistura de laranja com azul.

Outra variável analisada foi o Índice Relativo de Clorofila (IRC), que leva em consideração a intensidade da coloração verde das folhas, os picos de maior e de menor absorção de clorofila nas folhas e é expresso em SPAD (Soil Plant Analysis Development). O espectro de absorção máxima de clorofila a e b ocorre sob iluminação azul e vermelha (Nhut *et al.* 2003). Apesar de alguns tratamentos terem se destacado pelo fato das plantas apresentarem alta taxa de fotossíntese, essa diferença não foi correlacionada a alta produção de clorofila.

Em plantas de morango (*Fragaria vesca* L.), cultivadas sob LEDs com 100, 90, 80 e 70% de luz vermelha suplementadas com 0, 10, 20, 30% de luz azul, nas intensidades de 45, 60 e 75  $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ , o teor de clorofila foi maior sob 70% de luz vermelha + 30% de luz azul, na intensidade de 60  $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$  (Nhut *et al.* 2003). Plantas de morango pré-tratadas com luz de LED vermelha antes do transplante para casa-de-vegetação apresentaram maior teor de clorofila do que as plantas que receberam o tratamento com luz azul e vermelha

(Samuoliené *et al.* 2010). Plantas de pepino cultivadas em câmaras de crescimento expostas a luz de LED azul nas proporções de 0, 7, 15, 22, 30, 50, e 100% e a porcentagem de luz vermelha de 100, 93, 85, 78, 70, 50% na intensidade de  $100 \mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ , observou-se maior teor de clorofila por área foliar, os tratamentos que apresentaram 15, 22, 30, 50 e 100% de luz azul e 85, 78, 70, 50% de luz vermelha, não havendo diferença significativa entre eles (Hogewoning *et al.* 2010). Luz com comprimentos de onda entre 580-600 nm que inclui o amarelo e o verde pode ter efeito sobre a produção de clorofila. Plantas de alface que foram cultivadas em hidroponia sob lâmpadas de sódio sob pressão, e lâmpadas de halogeneto de metal (MH) com luz amarela (580-600 nm), reduziram o teor de clorofila ou a formação do cloroplasto, em relação aos tratamentos com luz azul, vermelha suplementados ou não com radiação infra-vermelha (Dougher e Bugbe, 2001). Nos tomateiros cultivados sob os plásticos de cor verde e amarelo, no entanto, não foi observada redução no índice relativo de clorofila. Tornando-se necessário a pesquisa com outros tipos de coberturas para o cultivo protegido de tomateiros na região amazônica, com objetivo de melhorar a produção e a qualidade dos frutos.

## 7. CONCLUSÃO

- O cultivo do fungo *C. cassicola* sob luz com os comprimentos de onda na faixa do laranja, verde e violeta inibem seu crescimento micelial e a sua esporulação.
- A luz com os comprimentos de onda correspondente ao violeta, azul, verde e laranja não controlaram a mancha-alvo nos tomateiros.
- A taxa de fotossíntese, condutância estomática e transpiração foram maiores nas plantas cultivadas sob luz com os comprimentos de onda na faixa do laranja, violeta e azul e o índice relativo do pigmento fotossintético clorofila não diferiu em nenhuma planta nas coberturas.
- A produção dos tomateiros, sob a luz com os comprimentos de onda violeta, azul, verde e laranja, produziram mais frutos, portanto, o agricultor pode permanecer cultivando os tomateiros nas estufas convencionais, com cobertura plástica incolor, através do qual passam esses comprimentos de onda.
- O estudo com outras tecnologias, testando-se outros tipos de filtros, que possam transmitir luz capaz de induzir resistência em plantas, devem prosseguir.

## 8. REFERÊNCIAS

ABCSEM (Associação Brasileira do Comércio de Sementes e mudas) 2012. Levantamento de dados socioeconômicos da cadeia produtiva de hortaliças no Brasil. Disponível em [www.agricultura.gov.br](http://www.agricultura.gov.br). Acesso em 27/08/14.

Adie, B.A.T.; Pérez-Pérez, J.; Pérez-Pérez- M.M.; Godoy, M.; Sánchez-Serrano, J.-J.; Schemelz, E.A.; Solano, R. 2007. ABA is an essential signal for plant resistance to pathogens affecting JA biosynthesis and the activation of defenses in *Arabidopsis*. *The Plant Cell*, 19: 1665–1681.

Alves, M.L.B.; Lourd. M.; Noda, H. 1985. Ocorrência de *Corynespora cassicola* em caráter epidêmico em tomates em Manaus-AM. *Fitopatologia Brasileira*, 10: 229.

Barros, F.C.; Sagata, E. ; Ferreira, L.C.C.; Juliatti, F.C. 2010. Indução de resistência em plantas contra fitopatógenos. *Bioscience Journal*, 26: 231-239.

Beckmann, M.Z.; Duarte, G.R.B.; Paula, V.A.; Mendez, M.E.G.; Peil, R.M.N. 2006. Radiação solar em ambiente protegido cultivado com tomateiro nas estações verão-outono do Rio Grande do Sul. *Ciência Rural*, 36: 86-92.

Banerjee, R.; Schleicher, E.; Meier, S.; Viana, R.M.; Pokorny, R.; Ahmad, M.; Bittl, R.; Batschauer, A. 2007. The Signaling State of *Arabidopsis* cryptochrome 2 contains flavin semiquinone. *Journal of Biological Chemistry*, 282: 14916-14922.

Bieszke, J.A.; Li, L.; Borkovich, K.A. 2007. The fungal opsin gene *nop-1* is negatively-regulated by a component of the blue light sensing pathway and influences conidiation-speci Wc gene expression in *Neurospora crassa*. *Current Genetic* 52: 149–157.

Blumenstein, A.; Vienken, K.; Tasler, R.; Purschwitz, J.; Veith, D.; Frankenberg-Dinkel, N.; Fischer, R. 2005. The *Aspergillus nidulans* phytochrome FphA represses sexual development in red light. *Current Biology*, 15: 1833–1838.

Bouly, J-P.; Schleicher, E.; Dionisio-Sese, M.; Vandenbussche, F.; Van Der Straeten, D.; Bakrim, N.; Meier, S.; Batschauer, A.; Galland, P.; Bittl, R.; Ahmad, M. 2007. Cryptochrome blue light photoreceptors are activated through interconversion of flavin redox states. *Journal of Biological Chemistry*, 282: 9383-9391.

Brazaitytė, A.; Duchovskis, P.; Urbonavičiūtė, A.; Samuolienė, G.; Jankauskienė, J.; Kazėnas, V.; Kasiulevičiūtė-Bonakėrė, A.; Bliznikas, Z.; Noviėkovas, A.; Breivė, K.; Źukauskas, A. 2009. After-effect of light-emitting diodes lighting on tomato growth and yield in greenhouse. *Scientific Works of the Lithuanian Institute*, 28(1): 116-126.

Buck, W.J.; Dong, W.; Mueller, D.S. 2010. Effect of light exposure on *in vitro* germination and germ tube growth of eight species of rust fungi. *Mycologia*, 102(5): 1134–1140.

Byrne, J.M., Hausbeck, M.K.; Hammerschmidt, R. 1997. Conidial germination and appressorium formation of *Colletotrichum coccodes* on tomato foliage. *Plant Disease*, 81:715-718.

- Cai, Z.Q. 2011. Shade delayed flowering and decreased photosynthesis, growth and yield of sacha inchi (*Plukenetia volubilis*) plants. *Industrial Crops and Products*, 34: 1235-1237.
- Caliman, F.R.B.; Silva, D.J.H.; Fontes, P.C.R.; Stringheta, P.C.; Moreira, G.R.; Cardoso, A.A. 2005. Avaliação de genótipos de tomateiro cultivados em ambiente protegido e em campo nas condições edafoclimáticas de Viçosa. *Horticultura Brasileira*, 23: 255-259.
- Calpouzios, L.; Chang, H-S. 1971. Fungus spore germination inhibited by blue and far red radiation. *Plant Physiology*, 47: 729-730.
- Cerkausakas, R. 2005. Tomato disease: Target spot. AVRDC (Visiting Scientist from Agriculture and Agri-Food Canada) Publication. 2p.
- Chen, A.; Li, Chengxia Li.; Hu, W.; Lau, M.L.; Lin, H.; Rockwell, N.C.; Martin, S.S.; Jernstedt, J.A.; Lagarias, J. C.; Dubcovsky, J. 2014. Phytochrome C plays a major role in the acceleration of wheat flowering under long-day photoperiod. *Proceedings of the National Academy of Science of the United States of America*, 111(28): 10037–10044.
- Christie, J.M. 2007. Phototropin blue-light receptors. *Annual Review of Plant Biology*, 58:21– 45.
- Coelho Netto, R.A.; Noda, H.; Assis, L.A.G.; Machado, F.M. 2012. Avaliação de práticas de manejo da mancha-de-*Corynespora* na cultura de tomate. *Tropical Plant Pathology*, 37(3): 185-190.
- Corrochano, L.M. 2007. Fungal photoreceptors: sensory molecules for fungal development and behavior. *Photochemical Photobiology Science*, 6: 725–736.
- Costa, R.C.; Calvete, E.O.; Reginatto, F.H.; Ceccetti, D.; Loss, J.T.; Rambo, A.; Tessaro, F. 2011. Telas de sombreamento na produção de morangueiro em ambiente protegido. *Horticultura brasileira*, 29: 98-102.
- De Lucca, A.J.; Carter-Wientjes, C.; Williams, K.A.; Bhatnagar, D. 2012. Blue light (470 nm) effectively inhibits bacterial and fungal growth. *Letters in Applied Microbiology*, 55: 460-466.
- Dejakovic-Petrovic, T.; Wit, M., Voesenek, L.A.C.J.; Pierik, R. 2007. DELLA protein function in growth responses to canopy signals. *Plant Journal*, 51: 117-126.
- Dickinson, C.H.; Skidmore, A.M. 1976. Interactions between germinating spores of *Septoria nodurum* an phylloplane fungi. *Transactions of the British Mycological Society*, 66 (1): 45-56.
- Dignart, L.S.; Castro, E.M.; Pasqual, M.; Ferronato, A.; Braga, F.T.; Paiva, R. 2009. Luz naturale concentrações de sacarose no cultivo in vitro de *Cattleya walkeriana*. *Ciências Agrotécnicas*, 33 (3): 780-787.

Dixon, L.J.; Schulub, R.L.; Pernezny, K.; Datnoff, L.E. 2009. Host specialization and phylogenetic diversity of *Corynespora cassiicola*. *Phytopathology*, 99:1015-1027.

Dong, J.Z.; Lei, C.; Zheng, X.J.; Al, X.R.; Wang, Y.; Wang, Q. 2013. Light wavelengths regulate growth and active components of *Cordyceps militaris* fruit bodies. *Journal of Food Biochemistry*, 37: 578–584.

Dougher, T.A.O.; Bugbe, B. 2001. Evidence for yellow light suppression of lettuce growth. *Photochemistry and Photobiology*, 73 (2): 208-212.

Durrang, W.E.; Dong, X. 2004. Systemic acquired resistance. *Annual Review of Phytopathology*, 42: 185–209.

Elad, Y.; Messika, Y.; Brand, M.; David, D.R.; Szejnbe, A. 2007. Effect of colored shade nets on pepper powdery mildew (*Leveillula taurica*), *Phytoparasitica*, 35(3): 285-299.

Ellys, M.B. 1971. Dematiaceous Hyphomycetes. Key Commonwealth Mycological Institute. 608 p.

Faneli, F.; Schmidt-Heydt, M.; Haidukowski, M.; Susca, A.; Geisen, R.; Logrieco, A.; Mulè, G. 2012. Influence of light on growth, conidiation and fumonisin production by *Fusarium verticillioides*, *Fungal Biology*, 116: 241-248.

Farr, D.F.; Rossman, A.Y. Fungal Databases. Disponível em: <http://nt.ars-grin.gov/fungaldatabases>. Acesso em: 18/06/2014.

Folta, M.K.; Maruhnich, S.A. 2007. Green light: a signal to slow down or stop. *Journal of Experimental Botany*, 58 (12): 3099-3111.

Fontes, P.C.R.; Dias, E.N.; Silva, D.J.H. 2005. Dinâmica do crescimento, distribuição de matéria seca na planta e produção de pimentão em ambiente protegido. *Horticultura Brasileira*, 23:94-99.

FRAC (Fungicide Resistance Action Committee) 2013. *List of plant pathogenic organisms resistant to disease control agents*. Disponível em: [www.frac.info](http://www.frac.info). Acesso em 16/08/14.

Fuller, K.K.; Ringelberg, C.S.; Loros, J.J.; Dunlap, Jay C. 2013. The fungal pathogen *Aspergillus fumigatus* regulates growth, metabolism, and stress resistance in response to light. *Journal American Society for Microbiology-Mbio*, 4(2):1-11.

Gama, A.S.; Lima, H.N.; Lopes, M.T.G.; Teixeira, W.G. 2008. Caracterização do modelo de cultivo protegido em Manaus com ênfase na produção de pimentão. *Horticultura Brasileira*, 26: 121-125.

Genoud, T.; Buchala, Antony J.; Chua, N-H.; Meatraux, J.-P. 2002. Phytochrome signalling modulates the SA perceptive pathway in *Arabidopsis*. *The Plant Journal*, 31: 87-95.

Giliberto, L.; Perrotta, G.; Pallara, P.; Weller, J.L.; Fraser, P. D.; Bramley, P.M.; Fiore, A.; Tavazza, M.; Giuliano, G. 2005. Manipulation of the blue light photoreceptor

cryptochrome 2 in tomato affects vegetative development, flowering time, and fruit antioxidant content. *Plant Physiology*, 137: 199–208.

Goins, G.D.; Yorio, N.C.; Sanwo, M.M.; Brown, C.S. 1997. Photomorphogenesis, photosynthesis, and seed yield of wheat plants grown under red light-emitting diodes (LEDs) with and without supplemental blue lighting. *Journal of Experimental Botany*, 48 (312): 1407-1413.

Grande, L.; Luz, J.M.Q.; Melo, B.; Lana, R.M.Q.; Carvalho, J.O.M. 2003. O cultivo protegido de hortaliças em Uberlândia-MG. *Horticultura Brasileira*, 21: 241-244.

Griebel, T.; Zeier, J. 2008. Light regulation and daytime dependency of inducible plant defenses in *Arabidopsis*: phytochrome signaling controls systemic acquired resistance rather than local defense. *Plant Physiology*, 147: 790–801.

Grovin, E.M.; Levine, A. 2002. Infection of *Arabidopsis* with a necrotrophic pathogen, *Botrytis cinerea*, elicits various defense responses but does not induce systemic acquired resistance (SAR). *Plant Molecular Biology*, 48: 267-276.

Henrique, P.C.; Alves, J.D.; Deuner, S.; Goulart, P.F.P.; Livramento, D.E. 2011. Aspectos fisiológicos do desenvolvimento de mudas de café cultivadas sob telas de diferentes colorações. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 46 (5): 458-465.

Hogewoning, S.W.; Trouwborst, G.; Maljaars, H.; Poorter, H.; Ieperen, W.; Harbinson, J. 2010. Blue light dose-responses of leaf photosynthesis, morphology, and chemical composition of *Cucumis sativus* grown under different combinations of red and blue light. *Journal of Experimental Botany*, 61(11): 3107-3117.

Huang, H.-K.; Liu, C.-E.; Liou, J.H.; Hsiue, H.-C.; Hsia, C.-H.; Hsueh, P.-R.. 2009. Subcutaneous infection caused by *Corynespora cassiicola*, a plant pathogen. *The British Infection Society*, 188-190.

IBGE (Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística) 2014. Agricultura. Disponível em: [www.sidra.ibge.gov.br](http://www.sidra.ibge.gov.br). Acesso em: 28/08/2014.

Idnurm, A.; Heitman, J. 2005. Light controls growth and development via a conserved pathway in the fungal kingdom. *Plos Biology*, 3: 615-626.

Ilic, Z.S.; Milenkovic, L.; Durovika, M.; Kapoulas, N. 2011. The effect of color shade nets on the greenhouse climate and pepper yield. *Original Scientific Paper-Proceedings. 46th Croatian and 6th International Symposium on Agriculture*, Opatija, Croácia, 410: 529-532.

Ilic, Z.S.; Milenkovic, L.; Stanojevic, L.; Cvetkovic, D.; Fallik, E. 2012. Effects of the modification of light intensity by color shade nets on yield and quality of tomato fruits. *Scientia Horticulturae*, 139 : 90–95.

Ishii, H. 2005. Impact of fungicide resistance in plant pathogens on crop disease control and agricultural environment. *Japan Agricultural Research Quarterly*, 40: 205-211.



- Islam, S.Z.; Babadoost, M.; Honda, Y. 2002. Effect of red light treatment of seedlings of pepper, pumpkin, and tomato on the occurrence of *Phytophthora* damping-off. *Hort Science*, 37(4): 678–681.
- Islam, S.Z.; Babadoost, M.; Bekal S.; Lambert, K. 2008. Red light-induced systemic disease resistance against root-knot nematode *Meloidogyne javanica* and *Pseudomonas syringae* pv. tomato DC 3000. *Journal Phytopathology*, 156: 708-714.
- Jansen, R.M.C.; Wildt, J.; Kappers, I.F; Bouwmeester, H.J.; Hofstee, J.W.; Henten, E.J. 2011. Detection of diseased plants by analysis of volatile organic compound emission. *Annual Review of Phytopathology*, 49:15-174.
- Jones, J.P.; Jones, J.B.; 1984. Target spot of tomato: Epidemiology and control. *Proceedings of the Florida State Horticultural Society*, 97: 216-218.
- Kim, H-H.; Goins, G.D.; Wheeler, R.M.; Sager, J.C. 2004. Stomatal conductance of lettuce grown under or exposed to different light qualities. *Annals of Botany*, 94: 691–697.
- Kim, H.; Son, H.; Lee, Y.-W. 2013. Effects of light on secondary metabolism and fungal development of *Fusarium graminearum*. *Journal of Applied Microbiology*, 116: 380-389.
- Kirk, P.M.; Cannon, P.F.; Minter, D.W.; Stalpers, J. 2008. *Dictionary of the Fungi*. CAB International. Wallingford, 2008, 771 pp.
- Kurt, S. 2005. Genetic variation in *Corynespora cassiicola*, the target leaf spot pathogen. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 8: 618-621.
- Lee, K.; Singh, P.; Chung, W-C.; Ash, J.; Kim, T. S.; Hang, L. Park, S. 2006. Light regulation of asexual development in the rice blast fungus, *Magnaporthe oryzae*. *Fungal Genetics and Biology*, 43: 694–706.
- Leroy, M.; Lourd. M. 1989. Doença foliar do tomateiro causada por *Corynespora cassiicola* em Manaus. *Fitopatologia Brasileira*, 14: 32-36.
- Liao, H.-L.; Alferezb, F.; Burnsa, J. K. 2013. Assessment of blue light treatments on citrus postharvest diseases. *Postharvest Biology and Technology*, 81:81–88.
- Lin, K-H.; Huang, M.Y.; Huang, W.D.; Hsu, M.H.; Yang, Z-W. 2013. The effects of red, blue, and white light-emitting diodes on the growth, development, and edible quality of hydroponically grown lettuce (*Lactuca sativa* L. var. Capitata). *Scientia Horticulturae*, 150: 86-91.
- Linden, H., Ballario, P., Macino, G. 1997. Blue light regulation in *Neurospora crassa*. *Fungal Genetics and Biology*, 22:141–150.
- Loon, L.C.V. 1997. Induced resistance in plants and the role of pathogenesis-related proteins. *European Journal of Plant Pathology*, 103: 753- 765.

Lopes, C.A.; Reis, A. 2011. Doenças do tomateiro cultivado em ambiente protegido. Embrapa Hortaliças (Circular técnica). Brasília-DF. 17p.

Lu, N.; Maruo, T.; Johkan, M.; Hohjo, M.; Tsukagoshi, S.; Ito, Y.; Ichimura, T.; Shinohara, Y. 2012. Effects of supplemental lighting with light emitting-diodes (LEDs) on tomato yield and quality of single-truss tomato plants grown at high planting density. *Environmental Control Biology*, 50 (1): 63-74.

Luz, F.J.F.; Saboya, R.C. C.; Pereira, P.R. 2002. O cultivo de tomate em Roraima. EMBRAPA (Circular técnica). Boa Vista-RR. 9p.

MAPA (Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento) 2014. Agrofit (Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários). Disponível em: [www.agricultura.gov.br](http://www.agricultura.gov.br). Acesso em 12/07/14.

Marengo, R.A.; Gonçalves, J.F.; Vieira, G. 2001. Leaf gas exchange and carbohydrates in tropical trees differing in successional status in two light environments in central Amazonia. *Tree Physiology*, 21: 1311–1318.

Marengo, R.A.; Lopes, N.F. 2009. *Fisiologia Vegetal: Fotossíntese, respiração, relações híbridas e nutrição mineral*. 3ª ed. Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 486p.

Martins, J.R.M.; Alvarenga, A.A.; Castro, E.M.; Silva, A.P.O.; Oliveira, C.; Alves, E. 2009. Anatomia foliar de plantas de alfavaca-cravo cultivadas sobre malhas coloridas. *Ciência Rural*, 39 (1): 82-87.

Matsuda, R.; Ohashi-Kaneko, K.; Fujiwara, K.; Goto, E.; Kurata, K. 2004. Photosynthetic characteristics of rice leaves grown under red light with or without supplemental blue light. *Plant Cell Physiology*, 45(12): 1870–1874.

Melo, M.M; Reis, E.M. 2010. Efeito de substratos, luz e sobreposição de papel de filtro na esporulação de *Corynespora cassiicola*. *Summa Phytopathologica*, 36: 251-253.

Ménard, C.; Dorais, M.; Hovi, T.; Gosselin, A. 2006. Developmental and physiological responses of tomato and cucumber to additional blue light. *Acta Horticulturae*, 711: 291-296.

Miyamoto, T.; Ishii, H.; Seko, T.; Kobori, S.T.; Tomita, Y. 2009. Occurrence of *Corynespora cassiicola* isolates resistant to boscalid on cucumber in Ibaraki Prefecture, Japan. *Plant Pathology*, 59: 873–881.

Modhavi, B.G.; Murthy, K.V. 2009. Effect the spore concentration, light and relative humidity on spore germination and germ tube growth of *Corynespora cassiicola* (Berk. and Curt.) Wei. *Agricultural Science Digest*, 29 (1): 12-15.

Mooney, J.L.; Yager, L.N. 1990. Light is required for conidiation in *Aspergillus nidulans*. *Genes Development*, 4:1473-1482.

Moretti, C.L.; Mattos, L.M. 2009. Boas práticas agrícolas para a produção integrada de tomate industrial. EMBRAPA (Circular técnica). Brasília-DF. 12 p.

- Nhut, D.T.; Takamura, T.; Watanabe, H.; Okamoto, K.; Tanaka, M. 2003. Responses of strawberry plantlets cultured *in vitro* under superbright red and blue light-emitting diodes (LEDs). *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 73: 43–52.
- Nicot, P.C.; Mermier, M.; Vaissière, B.E.; Lagier, J. 1996. Differential spore production by *Botrytis cinerea* on agar medium and plant tissue under near-ultraviolet light-absorbing polyethylene film. *Plant Disease*, 80: 555-558.
- Noda. H.; Souza, L.A.G.; Fonseca, O.J.M. 1997. Melhoramento de hortaliças convencionais para cultivo no trópico úmido brasileiro. In: Noda H, Souza LAG, Fonseca OJM (Eds). Duas décadas de contribuição do INPA à pesquisa agrônômica no trópico úmido. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Amazonas, INPA, 59-87.
- Nozaki, M.H.; Camargo, M.; Barreto, M. 2004. Caracterização de *Diaporthe citri* em meios de cultura e diferentes condições de temperatura e luminosidade. *Fitopatologia Brasileira*, 29: 429-432.
- Nutter Jr., F.W. 2013. Severity.Pro - Disease Assessment Training Software Program. Iowa State University, Department of Plant Pathology and Microbiology. Disponível em: <http://www.plantmanagementnetwork.org/pub/php/news/2012/ComputerTrainingPrograms/>. Acesso em: 17/09/2014.
- Ohm, R. A.; Aerts, David.; Wösten, H. A. B.; Lugones, Luis G. 2013. The blue light receptor complex WC-1/2 of *Schizophyllum commune* is involved in mushroom formation and protection against phototoxicity. *Environmental Microbiology*, 15(3): 943–955.
- Oliveira, R.B.; Aguiar, B.M.; Tessmann, D.J.; Pujade-Renaud, V.; Vida, J.B. 2012. Chlamydospore formation by *Corynespora cassiicola*. *Tropical Plant Pathology*, 37 (6): 415-418.
- Onesirosan, P.; Arny, D.; Durbin, R.D. 1975. Increasing sporulation of *Corynespora cassiicola*. *Mycopathologia*, 55 (2): 121-123.
- Parks, B.M.; Folta, K.M.; Spalding, E.P. 2001. Photocontrol of stem growth. *Current Opinion in Plant Biology*, 4: 436-440.
- Parreira, D.F.; Neves, W.S.; Zambolin, L. 2009. Resistência de fungos inibidores de quinona. *Revista Trópica- Ciências Agrárias e Biológicas*, 3: 24-34.
- Pernezny, K.; Stoffella, P.; Collins, J.; Carrol, A.; Beaney, A. 2002. Control of target spot of tomato with fungicides, systemic acquired resistance activators, and biocontrol agent. *Plant Protection Science*, 38: 81-88.
- Pinheiro, R.R.; Schmidt, D.; Caron, B.O.; Boscaini, R. 2012. Efeito de diferentes malhas de sombreamento na emergência e produção de mudas de rúcula. *Enciclopédia Biosfera*, 8 (15): 757-766.

- Pujade-Renaud, V. 2007. Cassiicolin, a toxin produced by a pathogenic fungus of rubber trees. *CIRAD- Preventing and Managing Health Risks*, 82: 29-30.
- Pulz, P.; Massola Jr., N.S. 2009. Efeitos de meio de cultura e fatores físicos no crescimento e esporulação de *Alternaria dauci* e *A. solani*. *Summa Phytopathologica*, 35(2): 121-126.
- Purchwitz, J.; Muller, S.; Kastner, C., Fischer, R.2006. Seeing the rainbow: light sensing in fungi, *Current Opinion in Microbiology*, 9: 566-571.
- Purchwitz, J.; Muller, S.; Kastner, C.; Scho, M.; Haas, H.; Espeso, E.A.; Atoui, A.; Calvo, A.M.; Fisher, R. 2008. Functional and physical interaction of blue- and red-light sensors in *Aspergillus nidulans*. *Current Biology*, 18: 255-259.
- Qi, X.Y.; Jin, Z.X.; Ji-Pu.; Liu, X.M.; Y, Lu.; Zhang. E.; Zhang, H-Q.; Lv, Y-C.; Xie, Y-X. 2011. Morphological and molecular analysis of genetic variability within isolates of *Corynespora cassicola* from different hosts. *European Journal Plant Pathology*, 130: 83-95.
- Rahman, M.Z.; Honda, Y.; Arase, S. 2003. Red-light-induce resistance in broad bean (*Vicia faba* L.) to leaf spot disease caused by *Alternaria tenuissima*. *Journal Phytopatology*, 151: 86-91.
- Rahman, M.Z.; Khanam, H.; Ueno, M.; Kihara, J.; Honda, Y.; Arase, S. 2010. Supression by red light irradiation of *Corynespora* leaf spot of cucumber caused by *Corynespora cassicola*. *Journal Phytopatology*, 158: 378-381.
- Raven, P.H.; Evert, R.F.; Eichhorn, S. E. 2001. *Biologia Vegetal*. 6<sup>a</sup> ed. Guanabara Koogan, Rio de Janeiro, 906 p.
- Raviv, M.; Antignus, Y. 2004. UV Radiation effects on pathogens and insect pests of greenhouse-grown crops. *Photochemistry and Photobiology*, 79 (3): 219-226.
- Reis, A.; Boiteux, L. S. 2007. Mancha-de-corinéspora do tomateiro. EMBRAPA (Circular Técnica). Brasília-DF. 6 p.
- Reis, A.; Madeira, N.R. 2009. Diagnóstico dos principais problemas no cultivo de hortaliças no estado do Amazonas. EMBRAPA (Circular Técnica). Brasília-DF. 12p.
- Reis, E.M.; Casa, R.T.; Bianchin, V. 2011. Controle de doenças de plantas pela rotação de culturas. *Summa Phytopathologica*, 37 (3): 85-91.
- Retamales, J.B.; Montecino, J.M.; Lobos, G.A.; Rojas, L.A. 2008. Colored shading nets increase yields and profitability of highbush blueberries. 2008. *Acta Horticultural*, 770: 193-198.
- Roberts, M.R.; Paul, N.D. 2006. Seduced by the dark side: integrating molecular and ecological perspectives on the influence of light on plant defence against pests and pathogens. *New Phytologist*, 170- 677-699.

- Rodríguez-Romero, J.; Corrochano, L.M. 2006. Regulation by blue light and heat shock of gene transcription in the fungus *Phycomyces*: proteins required for photoinduction and mechanism for adaptation to light. *Molecular Microbiology*, 61: 1049–1059.
- Rodrigues, I.N.; Lopes, M.T.G.; Lopes, R.; Gama, A.S. Milagres, C.P. 2008. Desempenho de cultivares de alface na região de Manaus. *Horticultura Brasileira*, 26: 524-527.
- Rohrig, J.; Kastner, C.; Fischer, R. 2013. Light inhibits spore germination through phytochrome in *Aspergillus nidulans*. *Current Genetic*, 59:55–62.
- Ruger-Herreros, C.; Rodríguez-Romero, J.; Fernández-Barranco, R.; Olmedo M.; Fischer, R.; Corrochano, L. M.; Canovas D. 2011. Regulation of conidiation by Light in *Aspergillus nidulans*. *Genetics*, 188: 809–822.
- Saebo, A.; Krekling, T. ; Appलगren, M. 1995. Light quality affects photosynthesis and leaf anatomy of birth plantlets *in vitro*. *Plant cell. Tissue and Organ culture*, 41: 177-185.
- Samuolienė, G.; Brazaityte, A.; Urbonaviciute, A.; Sabajevienė, G.; Duchovskis, P. 2010. The effect of red and blue light component on the growth and development of frigo strawberries. *Scientific Journal Zemdirbyste-Agriculture*, 97(2): 99-104.
- Scott, A.J.; Knott, A.A. 1974. A cluster analysis method for grouping means in the analysis of variance. *Biometrics*. Raleigh, 30(3): 507-512.
- Schuerger, A.C.; Brown, C.S. 1997. Spectral quality affect disease development of three pathogens on hydroponically growth plants. *Hortscience*, 32 (1): 96-100
- Shahak, Y.; Gussakovsky, E.E.; Cohen, Y.; Lurie, S.; Stern, S.; Kfir, S.; Naor, A.; Atzemon, I.; Doron, I.; Avron-Greenblat, Y. 2004. ColorNets: A new approach for light manipulation in fruit tree. *Acta Horticulturae*, 636: 609-616.
- Shewry, P.R.; Lucas, J.A. 1997. Plant proteins that confer resistance to pests and Pathogens. *Advances in Botanical Research*, 26: 136-192.
- Schlub, R.L.; Smith, L.J.; Datnoff. L.E.; Pernezny, K. 2009. An overview of target spot of tomato caused by *Corynespora cassiicola*. *Acta Horticulturae*, 808: 25-28.
- Shimomoto, Y.; Adachi, Y.; Morita, Y.; Yano, K.; Kiba, A.; Hikichi, Y.; Takeuchi, S. 2008. *Corynespora* blight of sweet pepper (*Capsicum annuum*) caused by *Corynespora cassiicola* (Berk. & Curt.) Wei. *Journal of General Plant Pathology*, 74: 335–337.
- Shirasawa, H.; Ueno, M.; Kihara, J.; Arase, S. 2012. Protective effect of red light against blast disease caused by *Magnaporthe oryzae* in rice. *Crop Protection*, 39: 41-44.
- Shuerger, A.C.; Brown, C. S.; Stryjewski, E.C. 1997. Anatomical features of Pepper plants (*Capsicum annuum* L.) grown under red-light emitting diodes supplemented with blue far-red light. *Annals of botany*, 79: 273-282.

Silva, D.F.T.; Mesquita-Ferrari, R.A.; Fernandes, K.P.S.; Raelle, M.P.; Wetter, N.U.; Deana, A.M. 2012. Effective Transmission of Light for Media Culture, Plates and Tubes. *Photochemistry and Photobiology*, 88: 1211–1216.

Silva, F. de A.S. e Azevedo, C.A.V. de. 2006. A new version of the assistat-statistical assistance software. In: World Congress on Computers in Agriculture, 4, Orlando-FL-USA: Anais... Orlando: American Society of Agricultural and Biological Engineers., p.393-396.

Sticher, L.; Mauch-mani, B.; Metráux, J.P. 1997. Systemic acquired resistance. *Annual Review Phytopathology*, 35: 235- 270.

Suthaparan, A.; Stensvand A.; Torre, S.; Herrero, M.L.; Pettersen, R.I.; Gadoury, D.M., Gislerod, H.R. 2010. Continuous lighting reduces conidial production and germinability in the rose powdery mildew pathosystem. *Plant Disease*, 94 (3): 339-344.

Taiz, L.; Zeiger, E. 2004. *Fisiologia Vegetal*. 3<sup>a</sup> ed. Artmed, Porto Alegre, 711 p.

Tan, K.K.; Epton, H.A.S. 1973. Effect of light on the growth and sporulation of *Botrytis cinerea*. *Transactions of the British Mycology Society* 6 (3): 147-157.

Teixeira, D.A.; Alfenas, A.C.; Mafia, R.G.; Maffia, L.A.; Ferreira, E.M. 2005. Evidências de indução de resistência sistêmica à ferrugem do eucalipto medida por rizobactérias promotoras do crescimento de plantas. *Fitopatologia brasileira*, 30(4): 350-356.

Teramoto, A.; Parisi, M.C.M.; Cunha, M. G. 2013. Caracterização fisiológica de isolados de *Corynespora cassiicola*. *Tropical Plant Pathology*, 38(4): 313-322.

Terfa, M.T.; Solhaug, K.A.; Gislerod, H.R.; Olsen, J.E.; Torre, S. 2013. A high proportion of blue light increases the photosynthesis capacity and leaf formation rate of *Rosa × hybrida* but does not affect time to flower opening. *Physiologia Plantarum*, 148: 146–159.

Vakalounakis, D.J. 1992. Control fungal diseases in greenhouse of tomato under long-wave infrared-absorbing plastic film. *Plant Disease*, 76 (1): 43-46.

Vargas-Isla, R.; Ishikawa, N.K. 2008. Optimal conditions of *in vitro* mycelial growth of *Lentinus strigosus*, an edible mushroom isolated in the Brazilian Amazon. *Mycoscience*, 49: 215-219.

Vawdrey, L.L.; Grice, K.R.E.; Westerhuis, D. 2008. Field and laboratory evaluations of fungicides for the control of brown spot (*Corynespora cassiicola*) and black spot (*Asperisporium caricae*) of papaya in far north Queensland, Australia. *Australasian Plant Pathology*, 37: 552-558.

Veiga, P. 1978. Mancha alvo: Uma nova doença da soja no Rio Grande do Sul. *Revista Centro Ciências Rurais*, 8 (1): 79-82.

Velmurugan, P.; Lee, Y.H.; Venil, C.K.; Lakshmanaperumalsamy, P.; Chae, J.C.; Oh, B.-T. 2010. Effect of light on growth, intracellular and extracellular pigment production by

- five pigment-producing filamentous fungi in synthetic medium. *Journal of Bioscience and Bioengineering*, 109 (4): 346–350.
- Vida, J.B.; Zambolim, L.; Tessman, D.J.; J.U.B.; Verzignassi, J.R.; Caixeta, M.P. 2004. Manejo de doenças de plantas em cultivo protegido. *Fitopatologia Brasileira*, 29: 355-372.
- Xavier, A. S.; Canteri, M. G.; Barros, C.M.D.; Godoy, C.V. 2013. Sensitivity of *Corynespora cassiicola* from soybean to carbendazim and prothioconazole. *Tropical Plant Pathology*, 38 (5): 431- 435.
- Wang, Y.; Bao, Z.; Zhu, Y.; Huan, J. 2009. Analysis of temperature modulation of plant defense against biotrophic microbes. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, 22(5): 498-506.
- Wang, H.; Jiang, P.Y.; Yu, H.J.; Xia, J.X.; Shi, K.; Zhou, Y.H.; Yu, J.Q. 2010. Light quality affects incidence of powdery mildew, expression of defense-related genes and associated metabolism in cucumber plants. *European Journal Plant Pathology*, 127: 125-135.
- Wang, Y.; Folta, K.M. 2013. Contributions of green light to plant growth and development. *American Journal of Botany*, 100:70-78.
- Weller, J.W.; Perrotta, G.; Schreuder, M. E.L.; Tuinen, A.; Koornneef, M.; Giuliano, G.; Kendrick, R. E. 2001 Genetic dissection of blue-light sensing in tomato using mutants deficient in cryptochrome 1 and phytochromes A, B1 and B2. *The Plant Journal*, 25: 427-440.
- Whatley, J.; Whatley, F.R. 1982. A luz e a vida das plantas. 1ª Ed. Universidade de São Paulo, São Paulo, 101 p.
- Wu, J.-Y.; Chen, H.-B.; Chen, M.-J.; Kan, S.-C.; Shiehc, C.-J.; Liu, Y.-C. 2013. Quantitative analysis of LED effects on edible mushroom *Pleurotus eryngii* in solid and submerged cultures. *Journal Chemistry Technology Biotechnology*, 88: 1841–1846.
- Yamada, H.; Takahashi, N.; Hori, N.; Asano, Y.; Mochizuki, K.; Ohkusu, K.; Nishimura, K. 2013. Rare case of fungal keratitis caused by *Corynespora cassiicola*. *Journal Infection Chemother*, 19: 1167–1169.
- Yu, S.-M.; Ramkumar, G.; Lee, Y.H. 2013. Light quality influences the virulence and physiological responses of *Colletotrichum acutatum* causing anthracnose in pepper plants. *Journal of Applied Microbiology*, 115: 509-516.
- Zeier, J.; Pink, B.; Mueller, M.; Berger, S. 2004. Light conditions influence specific defence responses in incompatible plant–pathogen interactions: uncoupling systemic resistance from salicylic acid and PR-1 accumulation. *International Journal of Plant Biology*, 219: 673–683.

Zimmerli, L.; Stein, M.; Lipka, V.; Schulze-Lefert, P.; Somerville, S. 2004. Host and non-host pathogens elicit different jasmonate/ethylene responses in *Arabidopsis*. *The Plant Journal*, 40: 633-646.

Zhang, T.; Folta, K. 2012. Green light signaling and adaptive response. *Plant Signaling & Behavior*, 7(1): 1-4.