

UNIVERSIDADE FEDERAL DE SÃO CARLOS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOTECNOLOGIA

RAQUEL MASSARO

**QUALIDADE DA LUZ NO CRESCIMENTO “*IN VITRO*” E ACLIMATAÇÃO
DE DOIS CULTIVARES DE *Phalaenopsis amabilis* Blume (ORCHIDACEAE)**

SÃO CARLOS
2013

RAQUEL MASSARO

**QUALIDADE DA LUZ NO CRESCIMENTO “*IN VITRO*” E ACLIMATAÇÃO
DE DOIS CULTIVARES DE *Phalaenopsis amabilis* Blume (ORCHIDACEAE)**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biotecnologia, da Universidade Federal de São Carlos – UFSCar – Campus de São Carlos, para a obtenção do título de Mestre em Biotecnologia.

Área de concentração: Biotecnologia
Linha de pesquisa: Produção Vegetal

Orientadores: Prof. Dr. Marco Aurélio Marteline e Prof. Dr. Marcos Antônio Sanches Vieira

**SÃO CARLOS
2013**

**Ficha catalográfica elaborada pelo DePT da
Biblioteca Comunitária da UFSCar**

M414qL

Massaro, Raquel.

Qualidade da luz no crescimento "*in vitro*" e aclimação de dois cultivares de *Phalaenopsis amabilis* Blume (Orchidaceae) / Raquel Massaro. -- São Carlos : UFSCar, 2013.
57 f.

Dissertação (Mestrado) -- Universidade Federal de São Carlos, 2013.

1. Biotecnologia. 2. Orquídea. 3. Micropropagação. 4. Luz - qualidade. I. Título.

CDD: 660.6 (20^a)

Raquel Massaro

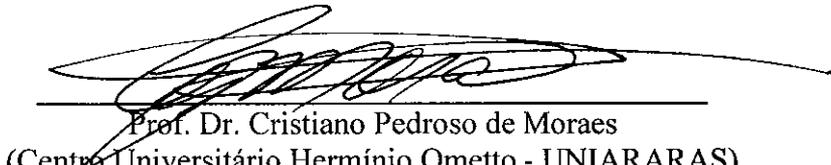
Dissertação de Mestrado submetida
à Coordenação do Programa de
Pós-Graduação em Biotecnologia,
da Universidade Federal de São
Carlos, como requisito parcial para
a obtenção do título de Mestre em
Biotecnologia

Aprovado em: 22/08/2013

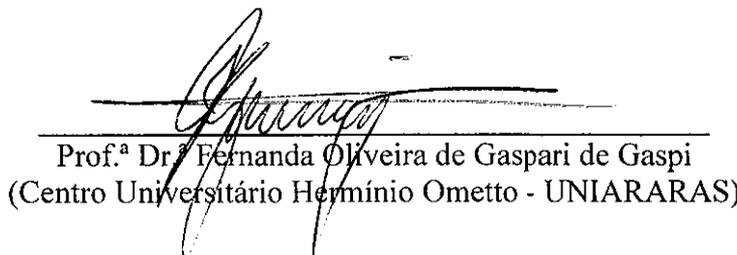
BANCA EXAMINADORA



Prof. Dr. Marco Aurélio Martelme (Orientador)
(Universidade Federal de São Carlos)



Prof. Dr. Cristiano Pedroso de Moraes
(Centro Universitário Hermínio Ometto - UNIARARAS)



Prof.ª Dr.ª Fernanda Oliveira de Gaspari de Gaspi
(Centro Universitário Hermínio Ometto - UNIARARAS)

DEDICATÓRIA

Dedico com todo o amor essa dissertação a minha mãe Nelcinda, ao meu pai Carlos, à minhas irmãs Carla e Bruna, ao meu namorado Vinícius e aos meus amigos, os quais me permitiram chegar aqui. E por todo amor, incentivo e confiança que depositaram em mim.

AGRADECIMENTOS

Primeiramente, agradeço ao professor Dr. Marco Aurélio Marteline e professor Dr. Marcos Antônio Sanches Vieira por me acolherem como aluna, por aceitarem a se entregar ao tema deste trabalho. Pela orientação, e pela pesquisa realiza.

No mesmo sentido agradeço ao professor Dr. Cristiano Pedroso de Moraes, meu orientador de graduação. O qual me ensinou muito e, que a grande maioria do que faço e como faço tem a mão dele, por isso tenho uma grande admiração por sua pessoa.

Além disso, aos proprietários do Orquidário Santa Cruz, que abriram as portas do seu estabelecimento para que esse trabalho fosse realizado, aos seus funcionários, os quais me ajudaram no desenvolvimento do trabalho. Sou realmente grata a vocês.

Agradeço também aos Professores que fizeram parte de minha Banca de Qualificação, dando sugestões e incentivos: Dr. Cristiano Pedroso de Moraes, Dra. Fernanda Oliveira de Gaspari de Gaspi e a Dra. Cintya Aparecida Christofolletti de Figueiredo.

Um agradecimento especial a Capes, pois financiou o meu projeto. A bolsa de estudos me deu a oportunidade de me concentrar nesse trabalho.

À Claudia, secretária da Biotecnologia, pela informações concedidas ao longo dessa Pós-Graduação e pela boa vontade e paciência.

Finalmente, à minha família e ao meu namorado, pelo amor, carinho, compreensão, paciência, apoio psicológico, emocional e financeiro. Muito obrigada por tudo, sem vocês nada disso seria possível.

QUALIDADE DA LUZ NO CRESCIMENTO “*IN VITRO*” E ACLIMATAÇÃO DE DOIS CULTIVARES DE *Phalaenopsis amabilis* Blume (ORCHIDACEAE)

RESUMO

Orchidaceae é uma das maiores e diversificadas famílias de angiospermas, que ocupam quase todo tipo de habitat, exceto tundras e regiões desérticas. São consideradas de grande importância ornamental, principalmente as do gênero *Phalaenopsis* que tem recebido grande destaque, e sua produção aumentada no mercado interno e externo. Dessa forma, o mercado florícola brasileiro teve uma grande demanda na produção de mudas, exigindo mais estudos e pesquisas biotecnológicas que envolvessem técnicas desde o desenvolvimento de vasos e recipientes, a substratos, formas de propagação e aclimação. Nesse ínterim, com a cultura *in vitro*, é possível obter a partir de uma planta de interesses desejáveis, a multiplicação desta em vários subcultivos, que possibilita que uma nova cultivar esteja disponível mais rapidamente para uso comercial. A luminosidade é outro fator que vem ganhando destaque na produtividade de orquídeas frente à sua influência direta no crescimento e desenvolvimento de plantas cultivadas *in vitro* e/ou *ex vitro*. O presente trabalho teve como objetivo analisar o crescimento *in vitro* e a aclimação de dois cultivares (cv. 6323 e cv. 6546) da orquídea *Phalaenopsis amabilis*, sob diferentes espectros luminosos. Inicialmente, ocorreu a semeadura da plântula em meio de cultura MS que foram envelopados com diferentes cores de celofane: amarelo, azul, verde, vermelho e o controle. Passados 60 dias de cultivo, foi feita a avaliação estatística das plântulas. Posteriormente, foram envasadas em vasos coletivos para a fase de aclimação, as quais permaneceram por mais três meses. A partir dos dados biométricos analisados pode-se observar que o crescimento *in vitro* e *ex vitro* de *Phalaenopsis amabilis* foi influenciado pelos diferentes espectros luminosos, sendo os variados resultados desta influência decorrentes do genótipo. Pode se observar que o espectro azul exerceu maior influência sobre o cv. 6323 e o espectro verde sobre o cv. 65496.

Palavras-chave: Orquídea, micropropagação, qualidade luminosa.

**QUALITY OF THE LIGHT IN THE “*IN VITRO*” AND ACCLIMATIZATION
GROWTH FROM TWO CULTIVARES OF *Phalaenopsis amabilis* Blume
(ORCHIDACEAE)**

ABSTRACT

Orchidaceae is one of the largest and diverse families of angiosperms, that is in almost every type of habitat, except tundras and deserts. They are considered of great ornamental importance, the genus *Phalaenopsis* has received a great prominence having increased and its production enlarged in the Gross and inner market. This way, the Brazilian floriculture market has a great demand in seedling production, requiring more studies and researches involving biotechnological techniques from the development of vases and containers on a prepared substrate, propagation techniques and acclimatization. And with *in vitro* culture, it is possible that the desirable plant could be multiplied through several subcultures, which enables an earlier and new cultivation available more quickly for commercial use. The luminosity is another factor that is gaining prominence in the productivity of orchids, the fact that the quality of light affects directly the growth and development of plants grown *in vitro* and/or *ex vitro*. The present work had as objective to analyze the growth of *in vitro* and acclimatization in the two cultivations (cv. 6323 and cv. 6546) of orchid *Phalaenopsis amabilis* Blume, under different lighting spectra. Initially it occurred the sowing the seedling in the cultivation environment MS that were enveloped with different cellophanes: yellow, blue, Green, red, and white. After 60 cultivation days it was performed an statistical evaluation on the seedling. Afterward, they were put in collective vases to the phase of acclimatization, and those ones stand for more three months. Through analyze the biometric data it can be observed that the growing *in vitro* and *ex vitro* of *Phalaenopsis amabilis* was influenced by many different spectra lights, considering that the various results of this influence from the genotype. It can be observed that the blue spectrum performed a great performance on cv. 6323 and on the Green spectrum cv. 6546.

Key words: Orchid, micropropagated, quality of luminosity.

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1: Peças florais e detalhes do labelo de híbrido de <i>Phalaenopsis amabilis</i> Blume: 1 – Sépala dorsal, 2 – Pétalas laterais, 3 – Sépalas laterais, 4 – Ginostemio ou coluna, 5 – Lóbulos laterais do labelo, 6 – Calo labelar, 7 – Lóbulo central do labelo, 8 – Cirros labelares	16
FIGURA 2: Representação da luz absorvida pela planta visível ao olho humano.....	20
FIGURA 3: Espectro de absorção da clorofila.....	24
FIGURA 4: Fotoperiodismo em plantas. Plantas de dia curto (A); Plantas de dia longo (B)	25
FIGURA 5: Fitocromo e suas formas interconversíveis. Molécula do fitocromo (A); Fotoconversibilidade fitocrômica (B)	26
FIGURA 6: <i>Phalaenopsis</i> matrizes do cv. 6323. <i>Phalaenopsis amabilis</i> cv. Suzuki Santa Cruz alba 038AA (A) e <i>Phalaenopsis amabilis</i> cv. Suzuki Santa Cruz alba 06AA (B); <i>Phalaenopsis</i> matrizes do cv. 6546. <i>Phalaenopsis amabilis</i> alba cv. Suzuki Santa Cruz 097AM (C) e <i>Phalaenopsis amabilis</i> alba cv. Suzuki Santa Cruz 099AA (D)	29
FIGURA 7: Frascos do cultivar 6323 (A) e frascos do cultivar 6546 (D) envelopados com papel celofane.....	31
FIGURA 8: Preparação do vaso para plantio das mudas dos dois cultivares de <i>Phalaenopsis amabilis</i> (A); Plantio das mudas (B); Vaso, ao final do plantio, identificado com plaquetas (C); Vasos na bancada da casa de vegetação (D); Plantas após 60 dias acondicionadas na casa de vegetação (E); Casa de vegetação (F)	32
FIGURA 10: Inferência dos dados biométricos das plantas do cultivar 6323 (A) e do cultivar 6546 (B)	33

LISTA DE TABELAS

TABELA 1: Dados biométricos referentes ao número de raízes e folhas e massa fresca de plântulas de dois cultivares de <i>Phalaenopsis amabilis</i> em diferentes espectros luminosos	34
TABELA 2: Dados biométricos referentes ao comprimento total da plântula, comprimento da maior raiz, comprimento da parte aérea e comprimento da maior folha de plântulas de dois cultivares de <i>Phalaenopsis amabilis</i> em diferentes espectros luminosos	36
TABELA 3: Dados biométricos referentes ao número de raízes e folhas e massa fresca e seca de plântulas de dois cultivares de <i>Phalaenopsis amabilis</i> em diferentes espectros luminosos, pós três meses de aclimação	37
TABELA 4: Dados biométricos referentes ao comprimento total da plântula, comprimento da maior raiz, comprimento da parte aérea e comprimento da maior folha de plântulas de dois cultivares de <i>Phalaenopsis amabilis</i> em diferentes espectros luminosos, pós três meses de aclimação	39

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	10
2 REVISÃO DE LITERATURA	13
2.1 ORCHIDACEAE	13
2.2 O GÊNERO <i>Phalaenopsis</i>	14
2.3 <i>Phalaenopsis amabilis</i> Blume.....	15
2.4 O MERCADO DE <i>Phalaenopsis</i> Blume	16
2.5 GERMINAÇÃO <i>IN VITRO</i>	18
2.6 LUMINOSIDADE	19
2.7 ABSORÇÃO DE DIFERENTES COLORAÇÕES DE LUMINOSIDADE PELA PLANTA	22
2.8 FOTOPERIODISMO	25
2.9 ACLIMATAÇÃO	27
3 MATERIAL E MÉTODOS	29
3.1 LOCAL DO EXPERIMENTO E MATERIAL BOTÂNICO	29
3.2 SEMEADURA <i>IN VITRO</i>	30
3.3 ACLIMATAÇÃO	31
3.4 AVALIAÇÕES ESTATÍSTICAS	32
4 RESULTADOS	34
4.1 INFLUÊNCIA DOS ESPECTROS LUMINOSOS NO CRESCIMENTO <i>IN</i> <i>VITRO</i> DOS DOIS CULTIVARES DE <i>Phalaenopsis amabilis</i>	34
4.2 INFLUÊNCIA DOS ESPECTROS LUMINOSOS NA ACLIMATAÇÃO DOS DOIS CULTIVARES DE <i>Phalaenopsis amabilis</i>	36
5 DISCUSSÃO	40
5.1 INFLUÊNCIA DOS ESPECTROS LUMINOSOS NO CRESCIMENTO <i>IN</i> <i>VITRO</i> DOS DOIS CULTIVARES DE <i>Phalaenopsis amabilis</i>	40
5.2 INFLUÊNCIA DOS ESPECTROS LUMINOSOS NA ACLIMATAÇÃO DOS DOIS CULTIVARES DE <i>Phalaenopsis amabilis</i>	43
6 CONCLUSÃO	46
7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	47

1 INTRODUÇÃO

Orchidaceae, uma das maiores famílias de Angiospermas, inclui cerca de 850 gêneros e 25.000 espécies (MELLO, 2001; PRIDGEON et al., 2009) particularmente bem representadas nos ambientes tropicais e subtropicais (PABST; DUNGS, 1975, PRIDGEON, 1995; WATANABE, 2002). A família apresenta grande importância ornamental por possuir flores muito apreciadas por colecionadores e comerciantes (STEFANELLO et al., 2009; PEDROSO-DE-MORAES et al., 2011; 2012), entretanto, durante séculos, o comércio e cultivo de espécies de orquídeas tiveram como prática o extrativismo que, aliado à destruição dos *habitats* naturais, levou à extinção ou à quase extinção de muitos representantes do grupo (PEDROSO-DE-MORAES, 2000).

Dentre as principais orquídeas orientais que sofreram intenso extrativismo estão às do gênero *Phalaenopsis* Blume, que apresenta cerca de 60 espécies descritas (HARPER, 2004). Tais plantas tiveram sua origem no norte da Austrália, sudeste da Ásia, montanhas do Himalaia, Indonésia e Filipinas (SHEEHAN; SHEEHAN, 1994). Caracterizam-se pelo hábito de crescimento epifítico-monopodial e presença de folhas alternadas e dispostas sobre gemas axilares. É um gênero com alto potencial ornamental e comercial, tanto no mercado nacional como internacional, pelo fato de ser um dos poucos da família com capacidade de florescer duas vezes ao ano (HARPER, 2004), de acordo com o correto manejo da raquis floral (PEDROSO-DE-MORAES, 2000) e que apresenta durabilidade da inflorescência de até três meses (HARPER, 2004).

Tais plantas tiveram sua produção amplamente aumentada no comércio exterior nos últimos anos devido à evolução nas técnicas de produção e o interesse dos consumidores (WANG; LEE, 1994; GRIESBACH, 1995). Dessa forma, com a evolução do mercado florícola nacional e internacional, ocorreu uma grande demanda na produção de mudas, passando a exigir mais estudos e pesquisas que envolvessem técnicas de propagação e aclimação e o desenvolvimento de recipientes, substratos e melhoria das práticas orquiculturais (SALVADOR, 1995; FERREIRA et al., 2007; ROCHA et al., 2009).

Com relação às técnicas de propagação, para que um projeto biotecnológico tenha sucesso é preciso levar em conta qual ou quais os produtos a serem desenvolvidos, escolhidos em função da demanda e dos seus preços finais, buscando-

se sempre uma baixa relação entre o custo e benefício (WANG; LEE, 1994; GRIESBACH, 1995; PEDROSO-DE-MORAES, 2000). Nesse meio tempo, a demanda crescente por plantas e flores de orquídeas tem obrigado produtores a comprar mudas de laboratórios especializados, os quais tendem a diminuir seus custos de produção. O investimento em material, infraestrutura e mão de obra treinada, obriga esses laboratórios a minimizar perdas e maximizar a utilização dos fatores envolvidos na produção (STANCATO, 2001).

Além disso, com o auxílio da cultura *in vitro* é possível que uma planta de interesses desejáveis possa ser multiplicada por vários subcultivos, ocorrendo à possibilidade de que uma nova cultivar esteja disponível mais rapidamente para uso comercial (PASQUAL, 2000), diminuindo assim, o extrativismo indiscriminado de espécies naturais (PEDROSO-DE-MORAES, 2000). Neste sentido, a propagação *in vitro* vem sendo aplicada rotineiramente a um grande número de espécies de importância econômica, como as orquídeas do gênero *Phalaenopsis*, e representa uma das formas mais viáveis de propagar plantas isentas de viroses, devido à alta qualidade fitossanitária das plantas produzidas, em curto espaço de tempo, independente da época do ano e pela possibilidade de manutenção da identidade genética dos indivíduos (KOZAY et al., 1997; GUERRA et al., 1999; PEREIRA; FORTES, 2003).

Em se tratando da melhoria das técnicas culturais, um fator que vem ganhando atenção na produção de plantas é a variedade de espectros luminosos (DIGNART et al., 2009), uma vez que, a qualidade de luz afeta diretamente o crescimento e desenvolvimento de plantas cultivadas *ex vitro* e/ou *in vitro* (TAIZ; ZEIGER, 2004; RAVEN et al., 2007; KERBAUY, 2012). Diversos pigmentos característicos desencadeiam várias respostas nos vegetais, como: alongamento de órgãos, alterações nas concentrações fitormonais e em caracteres anatômico-teciduals, ampliação do aparato fotossintético com acúmulo de carboidratos, principalmente, nas folhas e inibição ou estímulo de brotações axilares (TAIZ; ZEIGER, 2004; RAVEN et al., 2007; DIGNART et al., 2009; KERBAUY, 2012).

Ainda, diretamente relacionado ao desenvolvimento e crescimento de vitroplantas, a qualidade da luz apresenta grande importância na morfogênese *in vitro*, pois se sabe que a luz azul é capaz de induzir aumento do número de brotos axilares produzidos a partir de meristemas apicais e, que o espectro vermelho, desencadeia incremento nas dimensões caulinares (MULEO et al., 2001). Contudo, poucos estudos têm sido realizados para comparação e compreensão dos efeitos de diferentes

espectros luminosos no crescimento e desenvolvimento de tecidos vegetais de plantas cultivadas *in vitro*. No entanto, tais pesquisas têm demonstrado que o espectro de luz pode influenciar, principalmente, o balanço hormonal nos tecidos (ERIG; SCHUCH, 2005), justificando assim, o desenvolvimento de trabalhos relacionados ao entendimento e constatação da influência de espectros luminosos no desenvolvimento e crescimento *in vitro* e *ex vitro* de orquídeas de amplo interesse horticultural ornamental.

Assim, o presente trabalho apresentou por objetivo avaliar a influência de diferentes espectros luminosos no crescimento *in vitro* e *ex vitro* de *Phalaenopsis amabilis*.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Orchidaceae

Há 3.000 anos, as orquídeas já se destacavam sendo consideradas plantas especiais. Tal fato é evidenciado por inúmeros relatos existentes na literatura sobre sua utilização ornamental e medicinal em várias partes do mundo, como por exemplo, na China, onde eram conhecidas como “o perfume dos reis” e na Grécia, onde Teofrasto, em seus trabalhos, também citou espécies da família, normalmente encontradas nas margens do Mediterrâneo. A estas plantas, o filósofo conferiu o epíteto genérico atual, *Orchis*, palavra que significa testículos em grego. Tal designação ocorreu em virtude destas plantas apresentarem dois bulbos subterrâneos que serviam para a produção de bebida alcoólica utilizada em cultos ao deus Grego Baco para a evocação de virilidade e fertilidade (BLOSSFELD, 1991).

Sistematicamente, Orchidaceae compreende cerca de 7% das angiospermas, apresentando maior riqueza nas regiões tropicais (MELLO, 2001). É considerada a maior família desse grupo (DRESSLER, 1993), tendo sido descritos cerca de 850 gêneros e 25.000 espécies (MELLO, 2001; PRIDGEON et al., 2009).

As orquídeas são consideradas cosmopolitas, pois, podem ser encontradas em quase todos os ambientes, com exceção das tundras e regiões desérticas (PRIDGEON, 1995). Sua capacidade de adaptação deve-se às suas diferentes formas vegetativas, que evidenciam várias estratégias para obtenção e reserva de água e nutrientes. Tais adaptações morfoanatômicas vão desde caules turgidos (pseudobulbos), folhas carnosas e raízes dotadas de velame responsáveis pelo armazenamento de água, açúcares, sais minerais e diminuição da transpiração, até o crescimento em touceiras, que permite maior acúmulo de matéria orgânica utilizada em sua nutrição (STANCATO, 2001).

Comercialmente, mesmo apresentando alto valor de mercado, a família é considerada a mais contemplada pela população, principalmente, devido a sua imensa variabilidade de cores, formas e tamanhos (TOMBOLATO; COSTA, 1998; RONCONI, 2009).

As flores das orquídeas são compostas de ovário ínfero, ginostêmio ou coluna, três sépalas e três pétalas; no entanto, uma das pétalas é diferenciada, sendo

denominada de labelo, o qual serve para atração e como plataforma de pouso para agentes polinizadores (WATANABE, 2002).

Quando da ocorrência do fenômeno da polinização, o estigma das flores das orquídeas fecha-se, a flor seca, e inicia-se a formação de um fruto cápsula tricarpelar, geralmente, unilocular, em cujo interior pode haver de 140 à 500 mil sementes que demorarão de três meses a um ano para amadurecer de acordo com a espécie (ALTAFIN et al., 2002; WATANABE, 2002).

Nas últimas décadas, para a produção de orquídeas de alto padrão comercial, tem-se utilizado a cultura *in vitro* (semeadura e regeneração), uma vez que tal prática confere por meio de condições assépticas, plantas isentas de fitopatógenos e alta e veloz produtividade. Porém, esta técnica exige seu desenvolvimento até a fase de aclimatização em laboratórios específicos (ALTAFIN et al., 2002; RONCONI, 2009).

2.2 O Gênero *Phalaenopsis* Blume

O gênero *Phalaenopsis* Blume abrange 66 espécies de orquídeas de crescimento epífita-monopodial e que apresentam folhas coriáceas carnosas-suculentas (HARPER, 2004), caracterizadas pelo metabolismo ácido crassuláceo (MAC), ou seja, são capazes de fixar CO₂ durante o período noturno (MOHR; SCHOPFER, 1995). São originárias do extremo oriente da Ásia, sendo distribuídas pela Malásia, Filipinas, Austrália, Índia, Indonésia e Birmânia (TSAI et al., 2003).

Suas flores ocorrem em raquis florais que se desenvolvem entre as folhas. A inflorescência apresenta cerca de 10 a 12 flores, com inúmeras variedades de cores e formas. Todas as espécies possuem labelo trilobado (HARPER, 2004; NEVES, 2012). Devido a tais características florais, tais orquídeas compõem um dos gêneros mais cultivados, tanto pelos colecionadores como pelos horticultores, sendo muito comercializada como flores de corte, uma vez que suas plantas crescem rapidamente e possuem inflorescências de grande durabilidade (NEVES, 2012).

É uma orquídea de difícil propagação vegetativa natural, no entanto, tem-se utilizado métodos alternativos, como a cultura *in vitro* para se lograr êxito em relação à obtenção de mudas propagadas vegetativamente (ARDITTI; ERNST, 1993). Além disso, é um gênero que permite ao orquicultor programar sua produção, pois a partir de

um estímulo nutricional, sua indução floral pode ser desencadeada, ao contrário de muitas outras espécies de orquídeas de interesse comercial (LEE, 2011).

As principais espécies de *Phalaenopsis* utilizadas para obtenção de híbridos e diretamente para fins comerciais são: *Phalaenopsis amabilis* Blume., *Phalaenopsis aphrodite* Rchb.f., *Phalaenopsis cornucervi* (Breda) Blume & Rchb. F., *Phalaenopsis fasciata* Rchb.f., *Phalaenopsis hieroglyphica* (Rchb.F.) H.R.Sweet, *Phalaenopsis lobbii* (Rchb. f.) H.R. Sweet, *Phalaenopsis lueddemanniana* Rchb.f., *Phalaenopsis manii* (Rchb. f.) Back., *Phalaenopsis mariae* Burbidge, *Phalaenopsis sanderiana* Rchb.f., *Phalaenopsis schilleriana* Rchb.f., *Phalaenopsis violacea* Teijsm. & Binn.

2.3 *Phalaenopsis amabilis* Blume

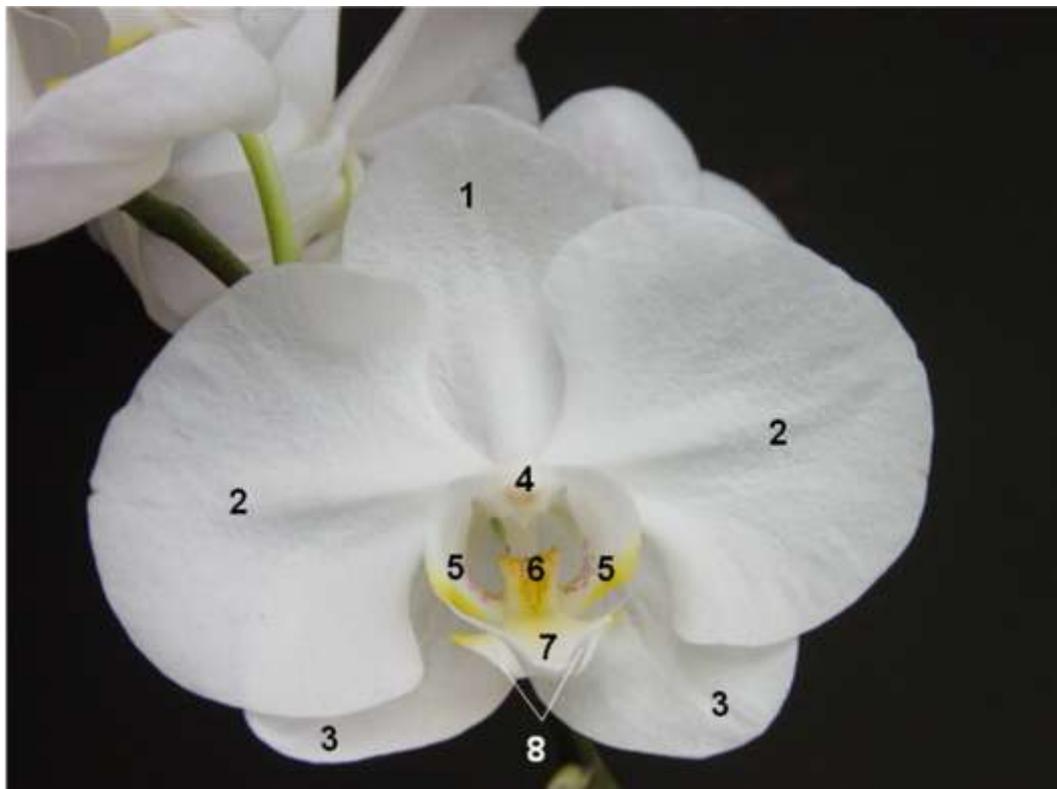
Em 1741, o botânico Georg Ebehard Rumpf identificou a espécie, batizando-lhe de *Phalaenopsis amabilis*. O significado dos epítetos conjuntos, *Phalaenopsis*, pode ser traduzido como: aparência de mariposa (*phalaina* = mariposa e *opsis* = aparência) (STEVEN, 2008).

Phalaenopsis amabilis apresenta-se como a espécie mais conhecida do gênero (REINIKKA, 1995). Quanto à disposição de suas flores, elas amadurecem dispostas ordenadamente, em cada lado da raquis floral, apresentando pétalas laterais largas e labelo curto (Figura 1). Suas folhas tendem a ser mais ovais e robustas do que a de outras espécies do gênero, sendo consideradas bastante atraentes ornamentalmente (GUADAGNIN, 2002; STEVEN, 2008).

Em ambiente natural, a espécie é normalmente encontrada em florestas ombrófilas densas, raramente perto de oceanos, mesmo com sua ampla capacidade adaptativa. Apresenta bom desenvolvimento em temperaturas próximas de 30°C durante o dia e, 20°C no período noturno, sendo seu fenociclo floral ocorrente na primavera e início de verão (REINIKKA, 1995; STEVEN, 2008).

Além da beleza vegetativa e floral, uma das maiores vantagens desta planta é a durabilidade de sua inflorescência, mesmo quando disposta em interiores de residências, que normalmente não fornecem a luz e temperatura exigida para o pleno desenvolvimento da espécie (FARIA et al., 2001).

Figura 1 - Peças florais e detalhes do labelo de híbrido de *Phalalaenopsis amabilis* Blume: 1 - Sépala dorsal, 2 - Pétalas laterais, 3 - Sépalas laterais, 4 - Ginostêmio ou coluna, 5 - Lóbulos laterais do labelo, 6 - Calo labelar, 7 - Lóbulo central do labelo e 8 - Cirros labelares.



Fonte: Orquidário Santa Cruz.

2.4 O Mercado de *Phalaenopsis* Blume

O agronegócio voltado para o setor de floricultura no Brasil tem sido considerado uma atividade econômica importante, tanto para o mercado interno, quanto para o externo, e tende a oferecer oportunidades promissoras em relação à contratação de profissionais e aumento de divisas econômicas (BATALHA; BUAINAIN, 2007). O Brasil, em 2009, exportou US\$31,5 milhões em flores e plantas ornamentais, porém obteve um decréscimo de 12,3% em relação a 2008, resultado esperado devido à crise econômica e financeira internacional. Entretanto, estima-se que o Brasil apresenta um crescimento de 20%/ano em relação a tal atividade econômica (IEA, 2009).

O mercado brasileiro de orquídeas amplia-se cada vez mais. De 1998 até 2000, as flores mais comercializadas em território nacional eram as rosas, os crisântemos, as violetas, a azaleia, o lírio, o antúrio, a gérbera, o gipsófila, calanchoe e a begônia

(MARQUES, 2002). Contudo, até 1996 eram raras as pessoas no Brasil que conheciam o gênero *Phalaenopsis* Blume. Os gêneros de orquídeas mais apreciados na década de 90 eram: *Cattleya* Lindl., *Dendrobium* Swartz e *Cymbidium* Swartz (LEE, 2011). Isso se deve pelo fato de que o cultivo de *Phalaenopsis* era incipiente no Brasil, e tais plantas, portanto, eram pouco retratadas; todavia, no ano 2000, ocorreu um enorme aumento na procura nacional de *Phalaenopsis* e, desde então, o incremento em suas vendas, destaca-se ano após ano (CHONE; OLIVEIRA, 2005)

Tais aumentos em relação à comercialização de *Phalaenopsis* são comprovados pela empresa Veiling Holambra, a qual registrou incremento de vendas de terceira ordem, ou seja, em 2001 foram comercializados pelos associados 216.654 vasos da espécie, totalizando R\$ 2,3 milhões; em 2004, foram comercializados 486.000 vasos, gerando um faturamento anual de R\$7,2 milhões (CHONE, 2005).

O gênero *Phalaenopsis* aumentou seu número de vendas ainda mais nos últimos anos, quando comparado às demais orquídeas, o que demonstra o aumento de interesse por este tipo de planta ornamental no mercado brasileiro, e que é evidente no mercado internacional. A análise do número de produtores e atacadistas de *Phalaenopsis* no Brasil demonstra aumento nos últimos cinco anos. Tais produtores juntos, chegam a produzir, mensalmente, de 10 a 35 mil vasos. Há também pequenos produtores de outras espécies de orquídeas, que apresentam certo interesse na produção de *Phalaenopsis*, o que é dificultado pelos altos investimentos em instalações e conhecimentos específicos sobre as espécies naturais e híbridas do gênero (LAWS, 2004). No entanto, a orquicultura comercial brasileira ainda é considerada pequena, mas promissora em relação à horticultura intensiva frente aos agronegócios nacionais (IBRAFLOR, 2013).

A potencialidade do mercado brasileiro pode ser comprovada por dados fornecidos pela IBRAFLOR de que no mês de outubro de 2011, a empresa Veiling Holambra produziu cerca de 302.520 vasos de *Phalaenopsis*, o que corresponde a 39,9% a mais do que no mesmo mês, no ano de 2010. Esta mesma empresa, em novembro de 2012, teve a sua produção aumentada em 41,7%, quando comparada ao mês de novembro de 2011, o que equivale a 379.799 vasos (IBRAFLOR, 2013).

Entretanto, na América, os Estados Unidos ainda representam o maior produtor, com *Phalaenopsis* no segundo lugar no ranking de vendas, totalizando 15,6 milhões no ano de 2003, o que representou um crescimento de 18% quando comparado ao ano de 2002 (LAWS, 2004).

Com relação à comercialização Europeia de orquídeas do gênero *Phalaenopsis*, no ano de 2003, a Holanda comercializou 18 milhões de vasos entre espécies naturais e híbridas do gênero, representando um aumento de 33% entre os anos de 2002 e 2003, sendo que ao final de 2003 o faturamento foi de €\$ 82,4 milhões. Em 2004, as vendas de espécies desta planta obtiveram um aumento de 30% no mercado europeu, pois, entre os 300 produtores europeus de orquídeas envasadas, aproximadamente 90 deles são especializados em *Phalaenopsis*. Ainda, como relação ao comércio realizado por produtores holandeses, no ano de 2005 foram vendidos 24 milhões de vasos de *Phalaenopsis* (LAWS, 2004).

No oriente, principalmente no Japão, tais orquídeas são consideradas as favoritas pelos consumidores, e dentre todas as espécies de orquídeas comercializadas, 20% são *Phalaenopsis*, o que totaliza 8,4 milhões de vasos. Somente em Taiwan aproximadamente 36 milhões de vasos da planta são comercializado e mais 12 milhões são exportados (LAWS, 2004).

2.5 Germinação *in vitro*

A partir da década de 60 a germinação *in vitro* tem sido muito utilizada, seja para a propagação de orquídeas ou para estudar aspectos fisiológicos relacionados ao desenvolvimento vegetal (FERREIRA; SUZUKI, 2008).

A germinação de orquídeas em seu habitat natural é bastante lenta, ocorrendo normalmente em associação com os fungos micorrízicos. Tal simbiose é necessária, pois, as sementes de orquídeas não possuem reservas nutritivas suficientes para fase da germinação (RAMOS, 1969).

Mediante a dificuldade de propagação natural das orquídeas com alta taxa germinativa, a micropropagação *in vitro* por sementeira é a técnica mais utilizada, pois garante uma produção de plantas em larga escala para o comércio, e, portanto, influi na diminuição de coletas predatórias de orquídeas (PEDROSO-DE-MORAES, 2000).

A técnica de germinação *in vitro* é composta pelo processo de inoculação de sementes em frascos com meio de cultivo, procedimento realizado sob condições assépticas e, mantidos em sala de crescimento, com luz e temperatura controlados. A partir dessa técnica, o cultivo de orquídeas passa por duas fases de desenvolvimento: germinação e subcultivo; e ao atingirem tamanhos próximos de 5 cm passam pelo

processo de aclimação. A fase de subcultivo dura cerca de 12 meses, dependendo da espécie cultivada, sendo esta a etapa mais dispendiosa (SILVA, 2003). A fase de aclimação é mais delicada, pois a plântula pode sofrer estresse e está mais propícia à infecções por fungos e bactérias (TOMBOLATO; COSTA, 1998).

Plantas produzidas a partir do cultivo *in vitro* tendem a apresentar maiores percentuais de germinação quando se compara à germinação em condições naturais (MARTINI et al., 2001). No entanto, há ainda a necessidade de diversas melhorias nas técnicas utilizadas para germinação *in vitro*, principalmente, devido ao fato de que cada espécie, gênero, genótipos e fenótipos de cada orquídea, apresentam respostas diferentes sob condições de cultura assimbiótica (ARDITTI; ERNST, 1992).

2.6 Luminosidade

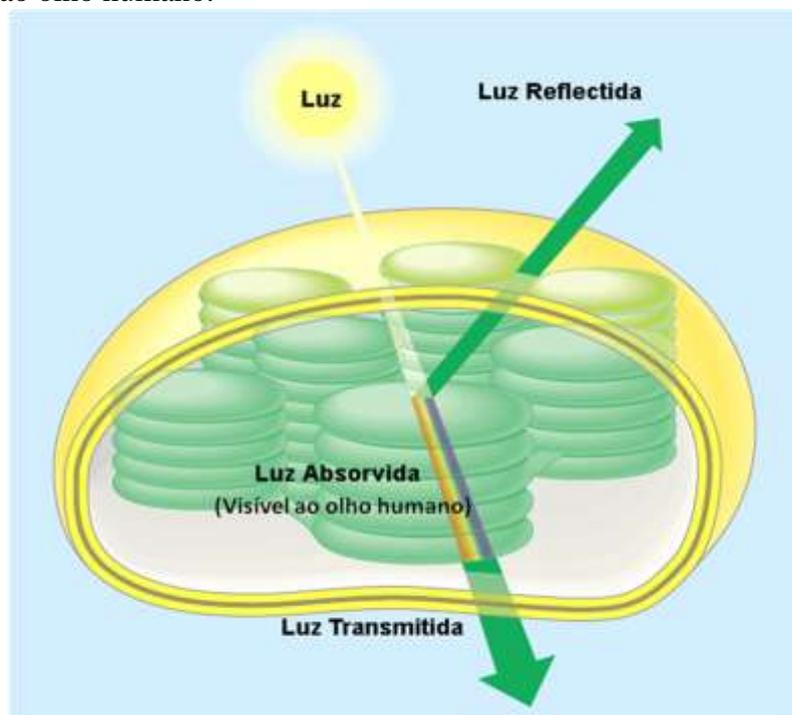
A luminosidade ideal, a campo, para uma planta é considerada o máximo de luz solar que esta pode receber, sem que haja algum tipo de queimadura ou perda da coloração de suas folhas. No entanto, a quantidade de luz que uma planta pode receber está intimamente relacionada com a temperatura do ar, uma vez que, quando a temperatura é mais amena, a planta consegue receber mais luz sem lhe causar danos, ao contrário de temperaturas menos amenas (HEAD, 1997).

Contudo, há uma enorme necessidade do conhecimento da luminosidade de cada espécie a ser cultivada. Há diversas funções importantes no desenvolvimento dos vegetais que pode ser influenciada pela energia luminosa, entre elas se destacam: a fotossíntese, o fotoperiodismo, o crescimento tecidual, a floração e o amadurecimento de frutos (POGGIANI et al., 1992). Tais fenômenos podem ocorrer, pois a radiação solar é o primeiro elemento do ambiente a condicionar o processo de produção de fotoassimilados, o qual é essencial para a primeira etapa da cadeia fotossintética, que está relacionada à fixação do CO₂ (ANDRIOLO, 2000).

Na fotossíntese, as plantas absorvem CO₂ atmosférico e água via solo. Neste processo, a energia solar é usada para a fixação do carbono, resultando na produção de glicose, a qual é de extrema importância para a produção de energia da planta e, a mesma será utilizada em diversos processos vegetais, tais como: emissão de raízes, ativação de princípios ativos e crescimento da planta. Sabe-se também que a parte da radiação eletromagnética absorvida é visível ao olho humano, a qual possui

comprimentos de onda 380 nm (coloração violeta) até 700 nm (coloração vermelha) (ALMEIDA; MONDSTOCK, 2001) (Figura 2).

Figura 2 - Representação da luz absorvida pela planta visível ao olho humano.



Fonte: Portal gfhp, 2013.

A luz natural apresenta diversas vantagens em relação ao sistema de iluminação tradicional nas alterações morfofisiológicas das plantas, como: melhoria nas características fisiológicas e aumento no crescimento das plantas micropropagadas, fato ocorrente devido às condições ambientais de cultivo serem bastante semelhantes às condições naturais em que as plantas se desenvolvem. Assim, o estresse da planta no processo de aclimatização é reduzido (ERIG; SCHUCH, 2005). No entanto, não se sabe ao certo qual o efeito da qualidade da luz no desenvolvimento e crescimento das plântulas *in vitro*, afinal cada pigmento absorve uma radiação em um espectro de luz, o que proporciona as plantas suas diferenças naturais, do tipo: alongamento, concentrações de hormônios e acúmulos de carboidratos nas folhas (DIGNART et al., 2009).

Vários autores conseguiram verificar efeitos positivos da qualidade da luz nas plantas, tanto morfológicos como fisiológicos, variando tais respostas de acordo com as espécies (SCHUERGER et al., 1997; ANTONOPOULOU et al., 2004). A qualidade

da luz pode afetar o sistema vascular, a divisão celular, a espessura, a diferenciação do mesófilo e o desenvolvimento dos estômatos da folha, diante destas modificações, as plantas passam a ter um alto grau de plasticidade fisiológica e anatômica frente às mudanças na qualidade de luz (SAEBO et al., 1995; SCHUERGER et al., 1997).

Nacionalmente são poucos os estudos relacionados à qualidade e coloração de luz incidente nas mudas *in vitro*. Entretanto, os estudos realizados demonstram que o espectro de luz influencia a eficiência biológica dos reguladores de crescimento adicionados ao meio de cultivo, bem como o balanço hormonal nos tecidos (ERI; SCHUCH, 2005).

Tal influência da qualidade de luz, pode ser observada nos experimentos de Muleo et al. (2001), que cultivou brotos de *Prunus* sp. *in vitro*, para os quais houve um aumento de brotos axilares produzidos a partir do meristema apical sob influência da luz azul. Também para tais plantas, foi observado crescimento caulinar sob luz vermelha.

Braga et al. (2009) acrescentam que em pesquisas relacionadas à qualidade espectral, as luzes vermelha e a azul apresentam melhores resultados pois otimizam respostas fisiológicas desejáveis nas plantas, como a melhora da capacidade fotossintética pela ação direta dessas duas faixas do espectro eletromagnético nas etapas foto e bioquímica da fotossíntese (MATSUDA et al., 2004; HOGEWONING et al., 2007).

Mediante esses estudos, é possível observar que as malhas coloridas sugerem um novo conceito agrotecnológico, tendo como função a combinação de dois fatores: proteção física e filtração diferencial da radiação solar; com isso, é possível promover respostas fisiológicas específicas determinadas pela luz (BRANT et al., 2009).

Souza (2008) sugere que uma forma eficiente de se obter diferentes qualidades de luz em diversos experimentos com germinação de sementes consiste no uso de papel celofane colorido (com pigmentos) que modifica a razão-zeta. Com tal papel se torna possível analisar o comportamento das sementes em relação à luz, uma vez que, quando a luz branca incide sobre o celofane colorido parte dela é absorvida pelo pigmento da coloração do celofane e a outra parte será refletida. Logo, pelo celofane apresentar certa transparência, permitirá que um determinado comprimento de onda atravesse a superfície alterando a razão-zeta do ambiente no lado oposto ao da incidência da luz.

Quanto à luminosidade, a intensidade de luz é um fator ambiental bastante variável em florestas tropicais e que exerce forte influência sobre o metabolismo das plantas (LÜTTGE, 1997). Mesmo que a luz seja um recurso altamente necessário para os vegetais, pode ser tornar prejudicial em intensidades elevadas (LARCHER, 2006).

Lüttge (1997), em seus estudos comparando curvas de saturação de luz observou que algumas epífitas apresentam características de plantas de sol intermediária. As plantas epífitas de metabolismo MAC (Metabolismo Ácido Crassuláceo) demonstram um melhor desempenho em alta intensidade de luz ao ser comparado com planta de metabolismo C_3 (LARCHER, 2006), pelo fato de que, as células fotossintetizantes das plantas MAC, conseguem fixar CO_2 no escuro, pela via fosfoenolpiruvato carboxilase. O ácido málico formado permanece armazenado no vacúolo. Logo, no período diurno, o ácido málico é descarboxilado, formando o malato e o CO_2 é transferido para a RuBP (Ribulose bifosfato) no ciclo de Calvin, no interior da célula (separação apenas temporal). Desta forma, as plantas MAC são amplamente dependentes da acumulação noturna de dióxido de carbono, pois seus estômatos permanecem fechados durante o dia, evitando a perda de água, ao contrário das plantas C_3 , que mantém seus estômatos abertos durante o dia, e fechados durante a noite, e utilizam apenas o Ciclo de Calvin para converter o CO_2 em RuBP (RAVEN et al., 2007).

Além disso, estudos com algumas espécies de orquídeas sob influência de diferentes intensidades de luz, demonstraram aumentos importantes na produtividade. Entretanto, altas intensidades luminosas podem causar fotoinibição. A baixa intensidade luminosa leva a diminuição da taxa de fotossíntese, na incorporação de biomassa e na produção, podendo ainda afetar o transporte de fotoassimilados e a relação fonte dreno (KISS et al., 1995; SOUZA et al., 1999; BARBOZA; CALDAS, 2001; MOREIRA et al., 2003).

2.7 A Absorção de diferentes colorações de luminosidade pela planta

As plantas absorvem a luz para que possam controlar o seu desenvolvimento, sendo indispensável à presença de um pigmento que absorva a luz e torne-se fotoquimicamente ativo, exercendo a função de fotorreceptor. Em seguida esse fotorreceptor, passa a interpretar a informação primária que é a incidência de luz e gera uma mudança na conformação de uma proteína, que ocasiona a reação redox ou

uma transdução química. Seja de qual natureza for esse evento primário, a absorção da luz por esse pigmento começa a realizar seus eventos bioquímicos, denominado cadeia de transdução e amplificação de sinal, gerando a resposta final (KRAUSE; WEIS, 1991).

A principal fonte de energia para a fotossíntese está nos intervalos da luz. Entretanto, alguns pigmentos estão envolvidos na percepção dos sinais trazidos pela radiação eletromagnética luminosa, tendo variações no pico de absorção entre 400 e 700 nm de comprimentos de onda. Dentre alguns pigmentos envolvidos na fotomorfogênese há moléculas semelhantes à clorofila, porém, estas conferem à planta uma acomodação em seu mecanismo de desenvolvimento no ambiente em que se encontra, independente da fotossíntese (TAIZ; ZEIGER, 2004).

O pigmento mais conhecido para a absorção de luz em uma planta é o fitocromo, pigmento o qual absorve a luz azul, bem como na região do espectro correspondente ao vermelho e vermelho distante (ou vermelho extremo), porém existem outros pigmentos como é o caso do criptocromo, que absorve a luz azul e ultravioleta (UV-A, 320 a 400 nm) e do fotorreceptor de UV-B, este é um composto que absorve radiação ultravioleta na faixa de 280 a 320 nm (KLUGE, 2012).

Tem-se ainda a clorofila **a** qual está presente nos cloroplastos, responsável pela coloração verde das plantas. Este pigmento absorve luz nos comprimentos de onda entre o vermelho e o azul; a luz correspondente à coloração verde é refletida e é a partir desse reflexo, nossos olhos veem que a clorofila é verde. Esta relação entre a absorção da luz e o comprimento de onda é conhecida como espectro de absorção (KLUGE, 2012) (Figura 3).

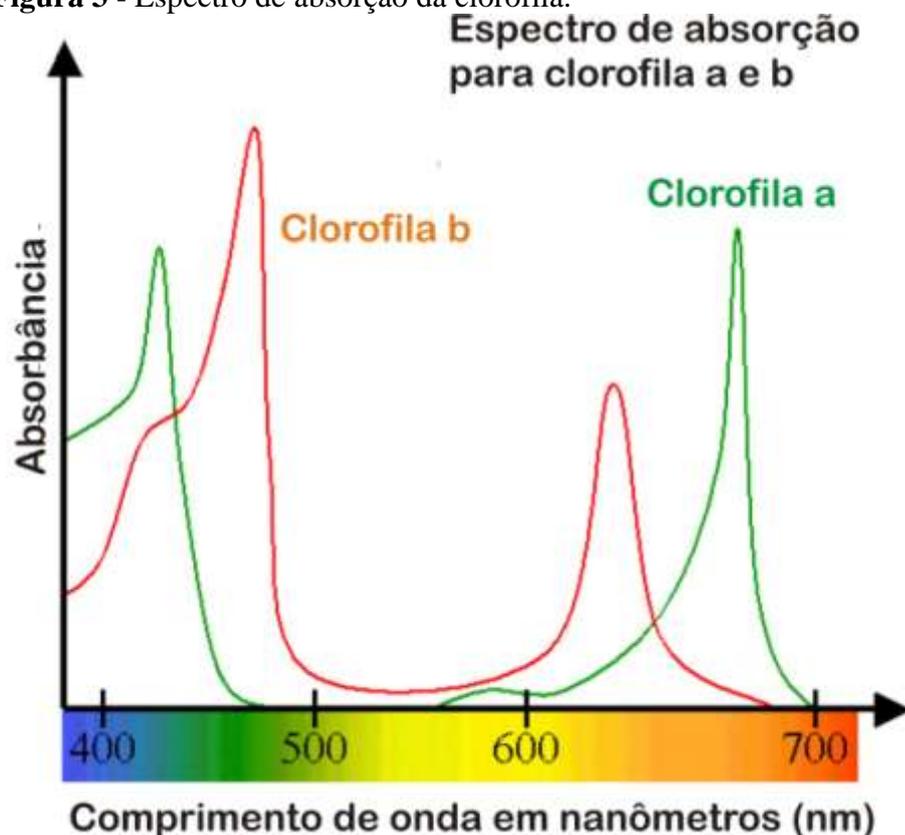
Analisando o espectro de absorção, é possível analisar que há dois pigmentos de clorofila: clorofila **a** e **b**. Ambas presentes nas folhas vegetais e absorvem grande parte da energia azul e vermelha incidentes.

Quanto à clorofila **a**, nota-se que um dos seus picos de absorção ocorre no comprimento de onda 420 nm na região azul do espectro e o outro em 660 nm este situado na região do vermelho (TAIZ; ZEIGER, 2004).

A clorofila **b** por sua vez, também apresenta dois picos de absorção, porém o primeiro pico ocorre no comprimento de onda 435 nm do espectro na região azul e o segundo em 643 nm na região espectral do vermelho, no entanto, a absorbância nos picos da esquerda é mais alta quando comparado aos picos da direita (TAIZ; ZEIGER, 2004). E ao se comparar a clorofila **b** com a clorofila **a**, notamos que a **b** apresenta

picos de absorção máximos mais próximos à região do verde, o que favorece as plantas adaptadas à sombra, que apresentam predominância de clorofila **b**, e que conseguem aproveitar a energia luminosa que não foi absorvida pelos extratos superiores (WHATLEY et al., 1982).

Figura 3 - Espectro de absorção da clorofila.



Fonte: Só Biologia, 2013.

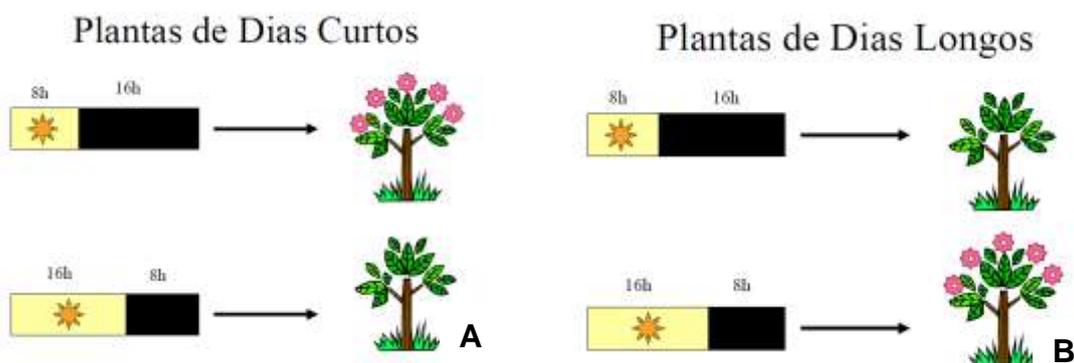
Um outro pigmento que também atua na absorção de luz são os carotenoides. Estes apresentam uma coloração avermelhada, alaranjada ou amarela, encontrados nas células de todos os vegetais. Os carotenóides apresentam três picos de absorção que ocorrem entre os comprimentos de onda de 400 nm a 550 nm. No inverno pode-se notar bastante a presença deste pigmento, pois diversas folhas mudam de cor, por haver uma redução na quantidade de clorofila nas folhas, assim as estas passam da tonalidade verde para a amarelada (KLUGE, 2012).

2.8 Fotoperiodismo

O fotoperiodismo é determinado por uma resposta biológica ocorrente por meio de modificações nas proporções de luz e escuridão em um ciclo de 24 horas/dia. Estudiosos determinaram três tipos de plantas, sendo elas: plantas de dias curtos, plantas de dias longos e as plantas indiferentes, sendo o comprimento do dia um fator crítico para a floração das plantas (TAIZ; ZEIGER, 2004).

O mais importante no fotoperiodismo é o comprimento de onda noturna, uma vez que, as plantas medem o comprimento de onda do período escuro e não o período de luz. As plantas de dias curtos (Figura 4A), como o próprio nome já se subentende, precisam de uma noite longa para florescer, e o contrário ocorre com plantas de dias longos (Figura 4B) (BENINCASA; LEITE, 2002; CASTRO et al., 2005).

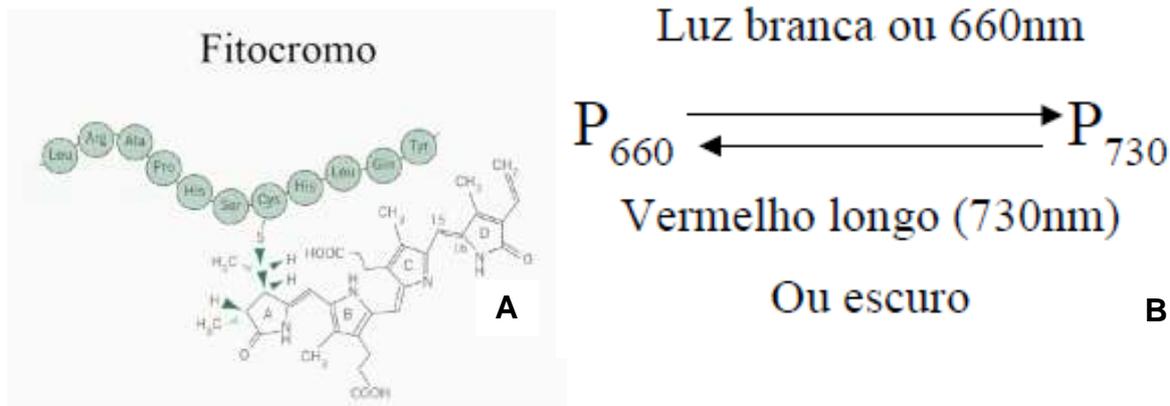
Figura 4 - Fotoperiodismo em plantas. Plantas de dia curto (A); Plantas de dia longo (B)



Fonte: Ciência livre, 2013.

O fotoperíodo é perceptível pela planta, pois ela apresenta um pigmento denominado de fitocromo (Figura 5 A e B), que corresponde a uma classe de pigmentos fotorreceptores, uma proteína de coloração azul-esverdeada, sensível às transições de luz e escuro (MAJEROWICZ et al., 2003).

Figura 5 - Fitocromo e suas formas interconversíveis. Molécula do fitocromo (A); Fotoconversibilidade fitocrômica (B).



Fonte: Ciência livre, 2013.

O fitocromo pode ser dividido em duas formas interconversíveis (Figura 3B): P660 ou Fv e P730 ou Fve. O fitocromo P660 absorve luz vermelha de comprimento de onda na faixa de 660 nanômetros e é convertido em P730, já o fitocromo P730 absorve luz vermelha de comprimento de onda na faixa dos 730 nanômetros e converte-se em P660 durante um período de horas no escuro; pode ser também convertido em P660 por exposição ao vermelho extremo (KENDRICK; FRANKLAND, 1981).

O P730 é considerado a forma ativa do fitocromo, uma vez que ele induz a floração nas plantas de dias longos e inibe a mesma nas plantas de dias curtos, este também estimula a germinação de sementes e promove o crescimento normal de plântulas.

O P730 é também responsável pelas alterações que ocorrem nas plântulas, à medida que emergem do solo para a luz, pela germinação de sementes e pelo desenvolvimento de antocianinas, que produzem as cores vermelho e púrpura nas maçãs e em muitas flores (CASTRO et al., 2005).

O fotoperíodo em plantas de dias longos ou curtos é percebido nas folhas, no entanto, a resposta ocorre na gema das plantas. Acredita-se que o estímulo químico que ocasiona a floração é transmitido da folha para a gema. As plantas de dias curtos, também ditas como plantas PDC, costumam florir no início da primavera ou do outono, ou seja, em estações que apresentam um período de luz mais curto que um determinado comprimento crítico. Plantas de dias longos ou plantas PDL, costumam florir no verão, estação que possui um período de luz mais longo que um determinado comprimento crítico; e as plantas indiferentes ou neutras, normalmente não precisam

de nenhuma relação com o comprimento do dia para florescerem (CASTRO et al, 2005).

As respostas fotoperiódicas são consideradas de extrema precisão e podem variar com diferentes espécies. Em algumas, apenas uma única exposição ao ciclo dia-noite apropriado já é o suficiente para florescerem, enquanto outras exigem um maior tempo a essa exposição, podendo ser de várias semanas (COLL et al., 2001).

Vale ressaltar que a luz solar contém os dois comprimentos de onda, o vermelho e o vermelho-longo. Com isso, as plantas durante o dia apresentam os dois tipos de fitocromos, sendo o fitocromo F_{ve} predominante. No entanto, no período noturno, o fitocromo F_{ve}, se torna mais instável, e converte-se espontaneamente em fitocromo F_v, e se o período noturno for muito longo, essa conversão pode ser total, e com isso, no início do período diurno a planta pode apresentar somente o fitocromo F_v.

Em plantas não irradiadas, também é possível encontrar o fitocromo. Porém, esta forma de fitocromo é de cor azul, que passa a ser convertida em luz vermelha para absorver a luz vermelha no comprimento de onda de 730 nanômetros, a qual é determinada com a cor azul-verde (PERES; CARVALHO, 2003).

2.9 Aclimação

O uso de mudas micropropagadas *in vitro* proporciona inúmeras vantagens, das quais vale ressaltar: redução do espaço e do tempo necessários a sua produção e, mudas livres de bactérias, fungos e nematoides. Entretanto, logo após a sua obtenção em laboratório, precisam passar por um período de aclimação, para poderem se adaptar as condições do meio, para que consigam operar eficientemente a absorção de luz, água e nutrientes. A fase de aclimação deve ser feita em casas de vegetação ou telado, lugares que apresentam condições de umidade relativa do ar e luminosidade favoráveis a um gradual endurecimento das tenras plântulas (SOUZA, 1997).

A aclimação é um processo regulado pela natureza, e a aclimatização é um processo controlado pelo homem, seja a aclimação ou aclimatização, ambas correspondem a um montante de técnicas e procedimentos que visa à adaptação das mudas às condições de um viveiro, telado ou casa de vegetação, para que se reduza o estresse gerado nas plantas devido à transferência ou repicagem das mudas oriundas de um laboratório (GEORGE, 1993).

Geralmente, o período de aclimação é dividido em duas fases, a primeira que pode ser denominada de pré-aclimação ou berçário, nesta fase as plântulas condicionadas *in vitro* são transplantadas para ambientes com temperaturas próximas de 20 a 28°C e umidade relativa 80 a 90% e com baixa intensidade luminosa. Normalmente utiliza-se uma tela com 70% de sombreamento. Na segunda fase, chamada de fase de aclimação, ocorre à repicagem das mudas para bandejas, vasos ou sacolas, as quais são mantidas agora em sombreamento próximos de 50% e com menor controle da umidade relativa do ar, local em que permanecem até atingirem tamanhos ideais de mudas para o mercado (SILVA et al., 1999).

A aclimação é considerada uma fase crítica na micropropagação, pois nesse processo ocorre uma grande perda de plantas, por diversos fatores, principalmente, a diferença da quantidade de luz, nutrientes fornecidos nos substratos e pragas (KOZAI, 1991; VAN HUYLENDROECK; DEBERGH, 1998).

A orquídea *Phalaenopsis* apresenta facilidade em germinar nos meios de cultura com baixa concentração de sais (CHEN; CHANG, 2004; YU-PING et al., 2004), sendo então normalmente usado o meio MS com metade das concentrações de macronutrientes (MURASHIGE; SKOOG, 1962) e o meio Hyponex (também conhecido como Kyoto) (NISHIMURA, 1982). Porém, em estudos sobre sua aclimação, a mesma apresenta uma fase mais difícil (COLOMBO et al., 2005).

Essa difícil aclimação de *Phalaenopsis* deve-se ao fato do gênero estar incluso entre os de plantas bastante exigentes em relação ao microclima. Essas plantas normalmente não toleram altas amplitudes térmicas, e quanto à radiação solar, requerem níveis diferentes durante as fases de seu desenvolvimento (LEE, 1985; WANG, 1994), sendo que, ainda neste processo, o uso do substrato é de extrema importância, concomitantemente à exposição à correta luminosidade e irrigação (WANG, 1994).

Para a determinação da eficácia do processo de aclimação, tem-se observado diversas variáveis morfobiométricas quanto ao desenvolvimento de mudas produzidas *in vitro*, tais como: número de folhas e de raízes, comprimento da parte aérea e do sistema radicular, peso da matéria fresca e seca da parte aérea e do sistema radicular (SANTOS; GHEYI, 1993, VILLA et. al., 2007).

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Local do experimento e material botânico

O presente trabalho foi desenvolvido junto ao no Laboratório de Propagação *in vitro* de Orquídeas do Orquidário Santa Cruz, município de Santa Cruz do Rio Pardo, SP, altitude 480 m, latitude 22°54'44.20"5 e longitude 49°37'28.97"0.

Para a realização do experimento, cinco flores de diferentes matrizes de *Phalaenopsis amabilis* cv. Suzuki Santa Cruz alba 038AA foram polinizadas com mássulas inteiras de *Phalaenopsis amabilis* Suzuki Santa Cruz alba 06AA, recebendo código para cultivar: 6323. Outro cruzamento também foi realizado entre as espécies *Phalaenopsis amabilis* cv. Suzuki Santa Cruz alba 097AM e *Phalaenopsis amabilis* cv. Suzuki Santa Cruz alba 099AA, recebendo código 6546 (Figura 6).

Seis meses após a realização da polinização artificial, foram coletadas sementes dos frutos maduros, as quais foram levadas ao Laboratório para o início do experimento germinativo.

Figura 6 - *Phalaenopsis* matrizes do cv. 6323. *Phalaenopsis amabilis* cv. Suzuki Santa Cruz alba 038AA (A) e *Phalaenopsis amabilis* cv. Suzuki Santa Cruz alba 06AA (B); *Phalaenopsis* matrizes do cv. 6546. *Phalaenopsis amabilis* alba cv. Suzuki Santa Cruz 097AM(C) e *Phalaenopsis amabilis* alba cv. Suzuki Santa Cruz 099AA (D)



Fonte: Orquidário Santa Cruz

3.2 Semeadura *in vitro*

Foi preparado meio de cultivo MS (MURASHIGE; SKOOG, 1962), acrescido de 1 gL^{-1} de carvão ativado, 30 gL^{-1} de sacarose com pH ajustado para 5,4 antes da adição de 7 gL^{-1} de ágar-banana (MASSARO et al., 2012). Em seguida, 25 mL do meio cultura foi vertido para frascos de 250 mL e esterilizados em autoclave, a 121°C e 1 atm de pressão durante 20 minutos (ARDITTI; ERNEST, 1992).

As sementes foram desinfetadas mediante a agitação em tubos *ependorf*® para centrífuga em solução de hipoclorito de sódio a 5% durante cinco minutos. Posteriormente, os tubos contendo as sementes das duas cultivares foram mergulhados em álcool 70% por cinco minutos e levados à câmara de fluxo laminar, onde as sementes foram lavadas quatro vezes em água destilada com o auxílio de seringa de 1 mL. Com a auxílio de seringa as sementes, juntamente com 1 mL de água destilada, foram depositadas nos frascos contendo o meio de cultivo MS (ARDITTI; ERNEST, 1992). Foram inoculadas por recipiente 1g de sementes. Os frascos semeados foram fechados com tampa plástica transparente e mantidos durante 180 dias em sala de crescimento, à temperatura constante de 25°C , sob fotoperíodo de 12 horas e intensidade luminosa de aproximadamente $35 \mu\text{mol.m}^{-2}\text{s}^{-1}$.

Após 180 dias de cultivo as plântulas germinadas nos frascos foram submetidas à subcultivo, procedimento necessário para a separação de mudas de tamanhos semelhantes, a fim de garantir uma maior uniformidade biométrica nos frascos. Durante esse processo em novos frascos contendo meio de cultivo MS, foram acondicionadas 25 plântulas por frasco. Cada um dos frascos de ambas as cultivares utilizadas para o experimento relacionado à qualidade luminosa apresentou plântulas com aproximadamente $3,8 \pm 0,3 \text{ cm}$ (cv. 6323) e $4,0 \pm 0,2 \text{ cm}$ (cv. 6546) de comprimento respectivamente (caracterizadas por apresentarem somente parte aérea - estrutura caulinar e foliar).

Para avaliação da influência espectral sobre o crescimento das plântulas dos dois cultivares, foram separados 20 frascos (10 para cada cultivar). As plantas contidas nos frascos foram submetidas a diferentes espectros de luz: branca (sala de crescimento convencional, azul, amarela, verde e vermelha, obtidas com a utilização de duas folhas de papel celofane envolvendo os frascos de cultivo (ARAÚJO et al., 2009) (Figura 7A e B), nas mesmas condições de cultivo para a qual foram submetidas as sementes.

Após 60 dias de cultivo, as plântulas foram retiradas dos frascos e lavadas e levadas para a avaliação estatística, sob fatorial 2 X 5 (dois cultivares X cinco tratamentos).

Figura 7 - Frascos do cultivar 6323 (A) e frascos do cultivar 6546 (B) envelopados com o papel celofane.



Fonte: A autora.

3.3 Aclimação

Após as medidas biométricas realizadas para avaliação da influência espectral, as plântulas foram envasadas em recipientes plásticos pretos de volume igual 1L (procedimento adotado pelo produtor – Orquidário Santa Cruz).

Como drenagem, foram utilizados seixos de argila expandida submetida à solução de hipoclorito de cálcio a 0,5% por 30 minutos, posteriormente lavados em água corrente por três vezes, a fim de se evitar a disseminação de patógenos na cultura (PEDROSO-DE-MORAES, 2000).

Para o plantio das plântulas das cultivares de *Phalaenopsis amabilis* nos vasos, previamente montam-se bases de esfagno no fundo e em toda a volta do recipiente. Logo após acondicionam-se as plantas em filas paralelas entremeadas com rolos de esfagno até o total preenchimento do vaso. Logo após o preenchimento de plaquetas plásticas de identificação com os cultivares e os espectros luminosos aos quais as plantas foram submetidas, todos os vasos foram alocados em bancadas a 1,5 M do solo com espaçamento entre si de 5 cm, procedimento que garante ampla captação de luz entre os indivíduos (ENDSFELDZ, 1998) e mantidas em casa de vegetação (telado tipo sombrite 70%) do Orquidário Santa Cruz, sob temperatura média mensal de $28 \pm 2^\circ \text{C}$, umidade relativa do ar média de 75% e intensidade luminosa de aproximadamente $800 \mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ (MORAES; ALMEIDA, 2004). Durante todo o período experimental as plântulas foram fertirrigadas com 2 mg.L^{-1} adubo Peters ®

NPK 10-10-10 em dias alternados, tendo como critério para o final da rega a secagem do substrato (PEDROSO-DE-MORAES, 2000). Tal experimento assim como o de germinação foi realizado sob esquema fatorial 2 X 5 (dois cultivares X cinco tratamentos) (Figura 8).

Figura 8: Preparação do vaso para o plantio das mudas dos dois cultivares de *Phalaenopsis amabilis* (A); Plantio das mudas (B); Vaso, ao final do plantio, identificado com plaqueta (C); Casa de vegetação (D); Vasos na bancada da casa de vegetação (E); Plantas após 60 dias acondicionadas na casa de vegetação (F).



Fonte: A autora.

3.4 Avaliações estatísticas

Após dois meses de crescimento sob os diferentes espectros luminosos, as plântulas das duas cultivares de *Phalaenopsis amabilis* foram submetidas às seguintes avaliações biométricas relacionadas ao crescimento: comprimento total da plântula (CTP), comprimento da parte aérea (CPA), massa fresca da plântula inteira (MFP), comprimento da maior raiz (CMR), comprimento da maior folha (CMF), número de raízes (NR) e número de folhas (NF) (Figura 9A e B).

Após o plantio das plântulas utilizadas para a inferência dos primeiros dados biométrico (*in vitro*), e decorridos três meses da aclimação das plântulas, novas medidas biométricas foram tomadas, a fim de se verificar a influência dos diferentes espectros luminosos. As variáveis analisadas neste experimento foram: comprimento total da plântula (CTP), comprimento da parte aérea (CPA), massa fresca da plântula

inteira (MFP), massa seca da plântula inteira (MSP), comprimento da maior raiz (CMR), comprimento da maior folha (CMF), número de raízes (NR) e número de folhas (NF).

Todas as medidas foram realizadas utilizando-se paquímetro digital (Digimess 100A) e balança analítica (Gehaka BG 400). Para a análise estatística dos dados foi utilizado o teste de Liliefors para normalidade dos resíduos da ANOVA. Como essa pressuposição foi atendida para todas as medidas analisadas, a análise de variância (ANOVA) foi realizada seguida pelo teste de Tukey ($\alpha = 0,05$) pela utilização do aplicativo BioEstat 5.3.

Figura 9 - Inferência dos dados biométricos das plantas do cultivar 6323 (A) e do cultivar 6546 (B).



Fonte: A autora.

4 RESULTADOS

4.1 Influência dos espectros luminosos no crescimento *in vitro* dos dois cultivares de *Phalaenopsis amabilis*

Após as análises estatísticas realizadas para o crescimento *in vitro* das plântulas das duas cultivares de *Phalaenopsis amabilis*, pode-se observar que maiores valores médios foram encontrados para a variável número de raízes na cv. 6546 para todos os espectros, em detrimento de 6323. Entretanto, as análises realizadas para cada cruzamento intraespecífico demonstra maior influência do comprimento de onda amarelo sobre a gênese radicial da cv. 6323 e do verde sobre cv. 6546 (Tabela 1).

Tabela 1 – Dados biométricos referentes ao número de raízes e folhas e massa fresca de plântulas de dois cultivares de *Phalaenopsis amabilis* em diferentes espectros luminosos.

Cultivar	Espectros luminosos				
	Controle	Amarelo	Azul	Verde	Vermelho
Número de raízes					
6323	3.6 Be ¹	4.7 Ba	4.5 Bb	4.3 Bc	4.1 Bd
6546	5.6 Ab	5.3 Ac	5.7 Ab	5.9 Aa	5.1 Ad
CV(%)	12.97	1.75	3.69	10.65	5.71
Número de folhas					
6323	3.0 Ab	3.5 Aa	3.5 Aa	3.4 Aa	3.6 Aa
6546	3.0 Aa	2.9 Ba	2.8 Ba	2.8 Ba	3.0 Ba
CV(%)	-	6.81	7.85	7.91	4.88
Massa fresca (g)					
6323	0.3 Aa	0.4 Aa	0.4 Aa	0.4 Aa	0.4 Aa
6546	0.3 Aa	0.2 Aa	0.2 Aa	0.2 Aa	0.2 Aa
CV(%)	-	6.45	6.14	6.82	9.44

¹ Números seguidos de letras iguais nas mesmas colunas e nas mesmas linhas, não diferem entre si pelo teste de Tukey à 5% ($p > 0,05$).

As análises referentes à variável número de folhas demonstraram não haver diferenças estatísticas para as duas cultivares submetidas à luz branca (controle), entretanto, para os demais espectros luminosos, em todos os casos, os resultados médios obtidos evidenciaram maiores valores para a cv. 6323. Contudo, os espectros também não apresentaram diferenças estatísticas entre si para os dois cultivares (Tabela 1).

Com relação aos dados obtidos para a massa fresca, não foram detectados pelo teste estatístico multivariado diferenças entre e dentro das cultivares para cada cruzamento intraespecífico submetido a diferentes espectros luminosos (Tabela 1).

O escrutínio dos dados obtidos para a variável, comprimento total da plântula, demonstra que a luz branca (controle) e os espectros azul e vermelho, apresentaram maiores valores médios para a cv. 6323, enquanto que os comprimentos de onda, amarelo e verde, mostraram-se como mais efetivos na cv. 6546. A análise estatístico-espectral na cultivar 6323 evidenciou maior valor biométrico médio para o comprimento de onda azul, enquanto os espectros verde e amarelo apresentaram maior valor médio para a cv. 6546 (Tabela 2).

Os dados referentes às variáveis, comprimento da maior raiz, maior folha e parte aérea, explicitam que a utilização da luz branca, gerou maior valor médio para a cultivar 6323 quando comparada à cv. 6546. Ainda, analisando-se as cultivares, pode-se observar que todos os demais espectros luminosos apresentaram maiores valores médios com relação ao comprimento radicial para cv. 6546. Para a cultivar 6323, o comprimento de onda azul foi o mais efetivo no incremento do comprimento da parte aérea das plântulas e no comprimento da maior folha (Tabela 2).

A análise isolada dos diferentes espectros luminosos para as cultivares demonstrou que a luz branca para a cv. 6323 e todos os demais comprimentos de onda para 6546 foram mais efetivos no incremento do crescimento radicial. Com relação ao comprimento da parte aérea, não houve significância estatística entre todos os espectros analisados para a cv. 6323, apesar de numericamente, o comprimento de onda azul, ter sido mais efetivo do que os demais. Ainda com relação à mesma variável, a cultivar 6546, apresentou os menores valores biométricos médios para a luz branca e os maiores valores para a verde. Para o comprimento da maior folha, o comprimento de onda azul mostrou-se mais eficiente no incremento do comprimento foliar para a cultivar 6323, e os comprimentos azul e verde para a cv. 6546 (Tabela 2).

Tabela 2 – Dados biométricos referentes ao comprimento total da plântula, comprimento da maior raiz, comprimento da parte aérea e comprimento da maior folha de plântulas de dois cultivares de *Phalaenopsis amabilis* em diferentes espectros luminosos.

Espectros luminosos					
Cultivar	Controle	Amarelo	Azul	Verde	Vermelho
Comprimento total da plântula (cm)					
6323	6.96 Ab ¹	6.36 Bd	7.66 Aa	6.35 Bd	6.63 Ac
6546	5.33 Bd	7.29 Aa	6.66 Bc	7.50 Aa	6.94 Ab
CV(%)	8.65	5.12	4.52	2.95	5.08
Comprimento da maior raiz (cm)					
6323	3.96 Aa	3.50 Bb	3.22 Bb	3.29 Bb	3.53 Bb
6546	2.86 Bb	4.45 Aa	4.31 Aa	4.24 Aa	4.46 Aa
CV(%)	8.59	5.87	3.17	3.76	4.6
Comprimento da parte aérea (cm)					
6323	2.65 Ab	2.51 Ab	3.16 Aa	2.98 Aab	2.84 Aab
6546	1.93 Bc	2.57 Ab	2.44 Bb	2.98 Aa	2.62 Ab
CV(%)	9.34	1.71	10	12.69	7.39
Comprimento da maior folha (cm)					
6323	2.33 Ad	2.07 Be	2.81 Aa	2.62 Ab	2.46 Ac
6546	1.60 Bc	2.42 Ab	2.60 Ba	2.72 Aa	2.41 Ab
CV(%)	16.22	5.67	2.99	13.44	10.51

¹ Números seguidos de letras iguais nas mesmas colunas e nas mesmas linhas, não diferem entre si pelo teste de Tukey à 5% ($p > 0,05$).

4.2 Influência dos espectros luminosos na aclimação dos dois cultivares de *Phalaenopsis amabilis*

As análises biométricas realizadas pós fase de aclimação das plântulas das duas cultivares de *Phalaenopsis amabilis*, demonstrou que os maiores valores médios para a variável número de raízes foram obtidos no cv. 6546 para todos os espectros

quando comparado ao cv. 6323. Porém, ao analisar cada cultivar separadamente temos que o espectro vermelho foi mais eficiente para o cv. 6323 e os espectros branco e verde mais efetivo sob o cv. 6546 (Tabela 3).

Tabela 3 – Dados biométricos referentes ao número de raízes e folhas e massa fresca e seca de plântulas de dois cultivares de *Phalaenopsis amabilis* em diferentes espectros luminosos, pós três meses de aclimação.

Cultivar	Espectros luminosos				
	Controle	Amarelo	Azul	Verde	Vermelho
Número de raízes					
6323	4.56 Bb	4.66 Bb	4.33 Bc	4.66 Bb	4.83 Ba
6546	5.76 Aa	5.00 Ab	5.33Ac	5.70 Aa	5.33 Ab
CV(%)	2.43	1.62	3.03	3.25	3.48
Número de folhas					
6323	3.56 Ac	3.86 Ab	3.96 Aa	3.63 Bc	3.96 Aa
6546	3.53 Ab	3.53 Bb	3.36 Bc	3.86 Aa	3.86 Ba
CV(%)	1.63	6.54	1.71	1.53	1.57
Massa fresca (g)					
6323	1.93 Aa	1.83 Ab	1.90 Aa	1.61 Bd	1.77 Bc
6546	1.93 Ac	1.89 Ac	1.93 Ac	2.44 Aa	2.09 Ab
CV(%)	-	6.05	3.48	5.08	5.68
Massa Seca (g)					
6323	0.086 Bc	0.103 Aa	0.106 Aa	0.094 Bb	0.103 Aa
6546	1.946 Aa	0.110 Ac	0.100 Ac	0.130 Ab	0.116 Ac
CV(%)	16.01	10.13	2.71	2.99	9.34

¹ Números seguidos de letras iguais nas mesmas colunas e nas mesmas linhas, não diferem entre si pelo teste de Tukey à 5% ($p > 0,05$).

Com relação aos dados encontrados na variável número de folhas observa-se que o cv. 6323 apresentou as melhores médias sob os comprimentos de onda azul e

vermelho, enquanto que, o cv. 6546 demonstrou melhores médias nos comprimentos de onda verde e vermelho.

As análises referentes ao dado biométrico massa fresca, revela que o cv. 6546 apresentou as maiores médias em todos os espectros luminosos em que as plântulas foram submetidas. Ainda, analisando-se cada cruzamento intraespecífico demonstra maior influência da branca e do comprimento de onda azul para o cv. 6323 e do verde sobre cv. 6546.

As medias relacionadas à massa seca das plântulas demonstraram que o cv. 6546 apresentou as melhores médias para todos os comprimentos de onda em relação ao cv. 6323. Entretanto, analisando cada cultivar tem-se que o espectro azul foi mais efetivo no cv. 6323 e a luz branca para o cv. 6546.

Na análise estatística do comprimento total da plântula, observa-se que o comprimento de onda azul foi o mais efetivo no incremento do comprimento das plântulas para o cv. 6323 e o verde no cv. 6546 (Tabela 4).

Analisando o dado biométrico comprimento da maior raiz nota-se maiores médias do cv. 6323 sob o espectro vermelho e o cv. 6546 sob o espectro amarelo. Já para a variável comprimento da parte aérea a luz branca e o comprimento de onda azul foram os mais efetivos para o cv. 6323, enquanto que, o cv. 6546 apresentou as melhores médias nos comprimentos de onda verde e vermelho.

Com relação à variável comprimento da maior folha as maiores médias demonstram que o espectro luminoso vermelho foi o mais efetivo para ambos os cultivares, seguido pelo espectro verde.

Tabela 4 – Dados biométricos referentes ao comprimento total da plântula, comprimento da maior raiz, comprimento da parte aérea e comprimento da maior folha de plântulas de dois cultivares de *Phalaenopsis amabilis* em diferentes espectros luminosos, pós três meses de aclimação.

Espectros luminosos					
Cultivar	Controle	Amarelo	Azul	Verde	Vermelho
Comprimento total da plântula (cm)					
6323	7.83 Ab	6.96 Bd	8.00 Aa	7.41 Bc	7.90 Ab
6546	7.03 Be	7.45 Ac	7.27 Bd	8.23 Aa	7.81 Ab
CV(%)	1.56	3.74	6.48	4.90	4.31
Comprimento da maior raiz (cm)					
6323	4.15 Ab	3.76 Bd	4.08 Ab	3.92 Bc	4.26 Aa
6546	3.93 Bc	4.40 Aa	3.93 Bc	4.22 Ab	4.14 Bb
CV(%)	1.43	2.25	2.51	6.82	1.32
Comprimento da parte aérea (cm)					
6323	3.93 Aa	3.40 Bc	3.90 Aa	3.43 Bc	3.64 Bb
6546	3.36 Bc	3.68 Ab	3.38 Bc	3.77 Aa	3.74 Aa
CV(%)	2.55	2.42	1.39	1.52	1.70
Comprimento da maior folha (cm)					
6323	3.28 Ad	2.57 Bc	3.23 Ad	2.79 Bb	2.95 Ba
6546	2.74 Bc	2.68 Ad	2.69 Bd	3.16 Ab	3.24 Aa
CV(%)	9.69	3.91	5.79	4.19	8.54

¹ Números seguidos de letras iguais nas mesmas colunas e nas mesmas linhas, não diferem entre si pelo teste de Tukey à 5% ($p > 0,05$).

5 DISCUSSÃO

5.1 Influência dos espectros luminosos no crescimento *in vitro* dos dois cultivares de *Phalaenopsis amabilis*

A observação da variável número de raízes demonstra que o espectro amarelo foi mais eficiente para a cv. 6323, enquanto que para a cv. 6546 o espectro verde apresentou os melhores valores medianos. Dados semelhantes são encontrados no trabalho de Ribeiro (2007), analisando diferentes espectros luminosos e formulações de meios de cultura para a multiplicação e enraizamento de *Psidium cattleianum* Sabine (Myrtaceae), que obteve melhores médias quando as plântulas foram submetidas ao espectro verde no meio de cultivo.

Para a variável biométrica número de folhas, não houve diferença significativa nos cultivares que ficaram expostos a luz branca (controle), e os melhores resultados médios obtidos para os demais espectros luminosos, estão de acordo com os encontrados em outros trabalhos, como o de Silva e Debergh (1997), que não verificaram diferenças significativas para plântulas de *Azorina vidalii* (H.C. Wats.) Feer (Campanulaceae). Contudo, Araújo et al. (2009), obtiveram resultados satisfatórios no número de folhas para plântulas de *Cattleya loddigesii* Lindl. (Orchidaceae) cultivadas sob papel celofane azul. Entretanto, Erig e Schuch (2005), relatam que as melhores médias de cultivo de macieira, ocorreram sob o celofane vermelho para esta variável.

Nesse ínterim, para o cv. 6546, a luz branca obteve o maior valor médio e, nos experimentos de Ribeiro et al. (2009) foram obtidos resultados significativos para o número de folhas durante a multiplicação de copo-de-leite (*Zantedeschia aethiopica* Spreng. – Araceae) para o mesmo espectro. Tal resultado é decorrente do fato de que folhas irradiadas com luz branca, normalmente, absorvem maiores comprimentos de onda azul, vermelho e verde (SALISBURY; ROSS, 1992).

Para a variável massa fresca da plântula não houve diferença estatística significativa, seja entre os cultivares (cv. 6323 e cv. 6546) ou entre os diferentes espectros luminosos em que as plântulas foram submetidas. O mesmo resultado foi obtido por Araújo et al. (2009), ao cultivar *C. loddigesii* em diferentes espectros luminosos. Em experimentos com abacaxizeiro cv. Vitória (Anacardiaceae) também pode-se observar resultados semelhantes (COUTO, 2012). Tal fato é contrário aos

resultados obtidos por Mothé et al. (2008), que testou espectros luminosos branco e vermelho no cultivo *in vitro* de cana-de-açúcar (*Saccharum* sp - Poaceae) e obteve maiores valores médios naquelas cultivadas em espectro vermelho. No entanto, estudos de Lian et al. (2002), analisando *Lilium* sp. (Liliaceae) cultivados sob LEDs vermelhos e azuis e lâmpadas fluorescentes, obtiveram maiores médias nos espectros de luz vermelha e azul.

Para o comprimento total da plântula, a cultivar 6323 apresentou o maior valor biométrico médio para o comprimento de onda azul, enquanto que a cv. 6546 teve seu maior valor médio ocorrente para os espectros verde e amarelo. Resultados semelhantes são encontrados no trabalho de Luca et al. (2001) com explantes de *Alternanthera brasiliana* Kuntze (Amaranthaceae) que demonstraram maior crescimento por alongamentos dos brotos quando submetidos a luz azul e verde. Tal constatação também pode ser observada em estudos com brotos de *Zantedeschia albomaculata* Baill. (Araceae) que forneceram melhores médias nos comprimentos de onda vermelho e azul (CHANG et al., 2003) e, nos estudos de Turchetto et al. (2005), os quais obtiveram melhor crescimento de brotos de *Tagetes* sp. (Asteraceae) sob luz azul em meio MS e 50g L⁻¹ de sacarose.

Quando comparados aos dados obtidos para a cv. 6546, os resultados de Klein (1992), para plantas cultivadas em espectro verde obtiveram os menores resultados, o que segundo o autor, é devido à menor energia radiante obtida pelo uso desse espectro, fato que se apresenta contrário aos resultados deste trabalho, provavelmente devido à planta analisada ser epífita, pois em inúmeras espécies de orquídeas com tal hábito, sabe-se que o sistema radicial pode desempenhar função fotossintetizante. Porém, em estudos com macieira cv. Mastergala de (*Malus communis* L. - Rosaceae) foram obtidas melhores médias para o comprimento e número dos brotos sob cultivo em celofane amarelo (ERIG; SCHUCH, 2004), o mesmo encontrado para *Phalaenopsis amabilis* cv. 6546.

Com relação ao comprimento da maior raiz, a luz branca apresentou o maior valor médio na cv. 6323, enquanto que para a cv. 6546 obteve o menor valor médio para o mesmo espectro. O trabalho de Pasa (2012), com amoreira-preta 'Xavante' apresentou resultados semelhantes ao do cv. 6323, relatando que a luz branca forneceu os maiores valores médios para o comprimento da maior raiz.

Outros trabalhos também descrevem dados semelhantes, para as plantas: *Pyrus communis* L. (Rosaceae) e bananeira Prata Anã (*Musa paradisiaca* L. cv. Prata Anã –

Musaceae) em que, a luz branca apresentou melhores médias para esse dado biométrico (BERTAZZA et al., 1995; GEORGE, 1996; ROCHA et al., 2007). Em contrapartida, Luca et al. (2001), analisaram plantas de *Alternanthera brasiliana* L. (Amaranthaceae) e, obtiveram melhores médias quando as plantas foram submetidas a tratamentos com espectro azul, seguidas pelo espectro branco e verde. Ainda, a luz vermelha apresentou os melhores valores médios no cultivo *in vitro* de *C. loddigesii* (COSTA et al., 2007).

Em relação ao comprimento da maior folha, o espectro de onda azul foi eficiente tanto na cv. 6323 como na cv. 6546, com este último, por sua vez, também obtendo resultados satisfatórios no comprimento de onda verde. No entanto, Holcman e Sentelhas (2012) relatam em seus estudos que a luz vermelha foi a que promoveu melhores resultados para o comprimento das folhas em diversas espécies.

Seguindo a análise estatística, o cv. 6323 não apresentou diferença significativa para o comprimento da parte aérea em relação aos espectros luminosos, porém analisando numericamente, o espectro de coloração azul foi o mais efetivo, esse resultado pode ter ocorrido pela comumente mobilização de nutrientes induzidos pelas citocininas de outras partes da planta para as folhas (TAIZ; ZAIGER, 2004).

Pereira et al. (2007) analisando diferentes qualidades de luz no cultivo *in vitro* de *Coffea arabica* L., obteve melhores resultados nos cultivos expostos a luz verde e vermelha, no entanto, Araújo et al. (2009) relatam que no cultivo de *C. loddigesii* Lindl. o celofane vermelho induziu o alongamento. Porém, para o cv. 6546 o maior valor médio foi encontrado em plantas cultivadas sob o espectro verde, diferentemente do descritos nos experimentos de Klein (1992), em que obteve os menores valores médios da parte aérea para as plantas cultivadas sob espectro verde.

Sabe-se, no entanto, que o comprimento de onda vermelho normalmente promove o alongamento da parte aérea (SILVA; DEBERGH, 1997; MARKS; SIMPSON, 1999), porém, há diversos autores relatando que a influência da qualidade espectral em relação ao crescimento e desenvolvimento de plântulas está diretamente ligado a espécie estudada (ANTONOPLOU et al., 2004; HUNTER; BURRITT, 2004), o que pode explicar os resultados diferentes encontrados no presente estudo. No tocante à corroboração de tais afirmações, Lin e Hun (2004) relatam que a Orchidaceae *Phal. amabilis*, apresenta grande plasticidade fotossintética quando cultivada em diferentes espectros luminosos, seja esse cultivo *in vitro* ou *ex vitro*.

5.2 Influência dos espectros luminosos na aclimação dos dois cultivares de *Phalaenopsis amabilis*

Em relação aos dados biométricos dos dois cultivares de *Phalaenopsis amabilis* aclimatados, para a variável número de raiz tem-se que o espectro vermelho apresentou as melhores médias para o cv. 6323 e a luz branca e o espectro verde para o cv. 6546. Tal fato discorda do encontrado por Dignart (2006) em *Cattleya walkeriana* Lindl. (Orchidaceae), para a qual não foram observadas diferenças significativas para números de raízes sob os tratamentos em salas de crescimento, casa de vegetação e sala de crescimento com sombrite azul. Porém, é semelhante com aos resultado obtidos por Costa et al. (2007) que obteve as melhores médias para *Cattleya loddigesii* sob malha vermelha.

Para a variável número de folhas, os comprimentos de onda azul e vermelho mostraram-se mais efetivo para o cv. 6323, enquanto que o cv. 6546 apresentou melhores médias sob o comprimento de onda verde. No entanto, Henrique et al. (2011) cultivando mudas de café sob telas de diferentes colorações não obteve diferença significativa, mas ao analisar numericamente, observou que a tela vermelha apresentou as melhores médias seguida pela azul. Já em estudos de multiplicação de copo-de-leite a luz branca apresentou resultados significativos. Vale ressaltar que a luz branca é bastante utilizada em cultura de tecidos e seus efeitos sobre a morfogênese já são conhecidos, e a luz azul, por sua vez, se destaca na formação da clorofila, no desenvolvimento do cloroplasto, na abertura do estômato e na fotomorfogênese (AKOYUNOGLU; ANNI, 1984).

Pode-se encontrar resultados semelhantes a este trabalho em experimentos com *Alternanthera brasiliana*, que apresentou maior número de folhas por explante em presença de luz azul, seguida pelas folhas submetidas às luzes branca e verde (LUCA et al., 2001), o mesmo é encontrado em trabalhos com *Impatiens walleriana* Hook.f. (Balsaminaceae) e *Viola x witrockiana* (Violaceae), que cultivadas sob malha azul e vermelha, apresentaram médias superiores sob malha azul (CUQUEL et al., 2003) porém, no experimentos de Fagnani e Leite (2003) analisando o crescimento de *Zantedeschia* sp., a malha vermelha mostrou-se mais eficiente para essa variável.

Observando a variável massa fresca tem-se que a luz branca e azul favoreceram o cv. 6323 e, a luz verde o cv. 6546. Sabe-se que o comprimento de onda azul transmite maior energia que o espectro vermelho, como o observado por Leite et al.

(2005) em cujo experimento relatando o efeito de malhas de diferentes cores encontrou melhores valores médios no crescimento e florescimento de *Phalaenopsis* sp. expostas a malha azul. Além do incremento em crescimento e florescimento *Phalaenopsis* sp. Leite et al. (2005), ainda ressaltam que algumas plantas mantêm seus estômatos abertos sob malha azul mesmo em condições não ideais, e que a luz azul entumesce a célula guarda do estômato, mantendo o ostíolo aberto, permitindo maior entrada de CO₂ na célula e assim aumentando a eficiência da fotossíntese. Resultados semelhantes aos cv. 6546 podem ser encontrados no trabalho de Pereira et al. (2007) com *Coffea arabica* L. (Rubiaceae) em que as melhores médias foram descritas para plantas submetidas as luzes verde e vermelha.

Em relação ao dado biométrico massa seca, o espectro azul demonstrou as maiores médias no cv. 6323 e a luz branca para o cv. 6546, corroborando, estudos com *Artemisia vulgaris* L. (Asteraceae) que cultivada sob telas coloridas apresentou resultados semelhantes ao presente trabalho sendo que as telas azul e branca demonstraram as melhores médias para essa variável quando comparada as outras cores de telas testadas (OLIVEIRA et al., 2009). No entanto, resultados discordantes são encontrados no cultivo de mudas de café (HENRIQUE et al., 2011) e *Ocimum gratissimum* L. (Lamiaceae) (MARTINS, 2006) em que, a mudas cultivadas sob telas vermelhas apresentaram as melhores médias (MARTINS, 2006; HENRIQUE et al., 2011).

Seguindo a análise estatística, o cv. 6323 apresentou melhores médias no comprimento de onda azul e o cv. 6546 no comprimento de onda verde para a variável comprimento total da planta. Dados contrários são encontrados em mudas de café, em que plântulas cultivadas sob telas vermelhas proporcionaram os maiores incrementos em altura (COSTA, 2004; HENRIQUE, 2011). Shahak et al. (2002), analisando *Aralia* sp. (Araliaceae), *Monstera deliciosa* (Araceae), *Aspidistra elatior* (Ruscaceae) e *Asparagus sp* (Asparagaceae), verificou maior crescimento vegetativo sob a malha vermelha, e, um retardo sob a malha azul. Já em experimento com palmeira - ráfia (*Raphia* sp - Arecaceae) não foi verificada a influência das malhas coloridas sob crescimento da espécie (MEIRELLES, 2006). Os autores supõem que isso ocorra pelo fato de que as plantas possuem substâncias que possibilitam realização da fotossíntese de forma mais eficaz sob frequências de luz azul.

Além disso, trabalhos com *O. gratissimum* demonstram maior média obtida para as plantas cultivadas sob malha de coloração azul (MARTINS et al., 2008). Tal fato é

corroborado nos estudos de Souza et al. (2010), em que suas plantas *Mikania glomerata* Sprengel e *Mikania laevigata* Schultz Bip. ex Baker (Asteraceae), também apresentaram melhores médias sob malha azul, o que corrobora também com os dados obtidos no cv. 6323.

Para a variável comprimento da maior raiz o espectro vermelho demonstrou maior eficiência sob o cv. 6323 e o espectro amarelo sob o cv. 6546. Entretanto, Dignart (2006) cultivando *C. walkeriana* não obteve diferença significativa entre os tratamentos de qualidade espectral. Contudo, os resultados deste trabalho corroboram os de Costa et al. (2007) em que observaram efeito estimulante da malha vermelha para essa variável cultivando a orquídea *C. loddigesii*.

Em relação ao comprimento da parte aérea tem-se que, a luz branca e o espectro azul mostraram-se mais eficiente para o cv. 6323, enquanto que os espectros verde e vermelho proporcionaram as melhores médias para o cv. 6546. Resultados similares são encontrados no trabalho de Araújo et al. (2009) com *C. loddigesii* micropropagadas, em que, obtiveram as melhores médias para essa variável em sala de crescimento com malha azul e vermelha, corroborando também, com os resultados obtidos por Dignart et al. (2009), em estudos com *C. walkeriana*, porém no cultivo *in vitro*.

Para o comprimento da maior folha o espectro vermelho demonstrou as maiores médias em ambos os cultivares. Resultados similares são relatados no estudos com palmeira-ráfia e café, em que a malha vermelha proporcionou resultados melhores (MEIRELLES, 2006; HENRIQUE et al. 2011). No entanto, para a planta *A. vulgaris*, os maiores valores médios foram obtidos nas plantas cultivadas sob tela azul, enquanto nos demais tratamentos não houve diferença (OLIVEIRA et al., 2009).

6 CONCLUSÃO

- O crescimento de *Phalaenopsis amabilis*, no desenvolvimento *in vitro* e na fase de aclimação foram influenciados pelos diferentes espectros luminosos, sendo os variados resultados desta influência decorrentes do genótipo. Dentre os dois cultivares analisados o cv. 6323 reagiu melhor aos tratamentos quando comparados ao cv. 6546.

- A análise estatística na fase *in vitro* e aclimação revelaram que comprimento de onda azul demonstrou maior influência para o cv. 6323 enquanto que o espectro verde proporcionou as melhores médias para o cv. 6546.

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALMEIDA, M. L.; MUNDSTOCK, C. M. O afilhamento da aveia afetado pela qualidade de luz em plantas sob competição. **Ciência Rural**, v. 31, n. 3, p. 393-400, 2001.
- ALTAFIN, V. L.; MENEZES, M. O.; LIMA FILHO, R. R. E; PITOMBO, L. M. **Semeadura in vitro de Orquídeas para Propagação Massal**. 1.ed. Espírito Santo do Pinhal: Creupi, v. 500, 2002.
- ANDRIOLO, L. J. Fisiologia da produção de hortaliças em ambiente protegido. **Horticultura Brasileira**, v. 18, p. 26-33, 2000.
- ANTONOPOULOU, C.; DIMASSI, K.; THERIOS, I.; CHATZISSAVVIDIS, C. The influence of radiation quality on the *in vitro* rooting and nutrient of peach rootstock. **Biologia Plantarum**, Thessaloniki, v. 48, n. 4, p. 549-553, 2004.
- ARAÚJO, A. G.; PASQUAL, M.; RODRIGUES, F. A.; RODRIGUES, J. D.; CASTRO, E. M.; SANTOS, A. M. Crescimento *in vitro* de *Cattleya loddigesii* Lindl. em diferentes espectros luminosos associados com ácido giberélico. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 56, n. 5, p. 542-546, 2009.
- ARAUJO, A. G.; PASQUAL, M.; MIYATA, L. Y.; CASTRO, E. M.; ROCHA, H. R.. Qualidade de luz na biometria e anatomia foliar de plântulas de *Cattleya loddigesii* L. (Orchidaceae) micropropagadas. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 39, n. 9, 2009 .
- ARDITTI, J.; ERNEST, R. **Micropropagation of orchids**. New York: John Wiley & Sons, 1992. 682p.
- BARBOZA, S. B. S. C.; CALDAS, L. S. Estiolamento e regeneração na *multiplicação in vitro* do abacaxizeiro híbrido PE x SC-52. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 36, n. 1, p. 417-423, 2001.
- BATALHA, M. O.; BUAINAIN, A. M. **Cadeias produtivas de flores e mel**. Brasília: IICA: MAPA/SPA, 2007.
- BENINCASA, M. M. P.; LEITE, I. C. **Fisiologia vegetal**. Jaboticabal: FUNEP/UNESP, 2002. p.162-167.
- BERTAZZA, G.; BARALDI, R.; PREDIERI, S. Light effects on *in vitro* rooting of pear cultivars of different rhizogenic ability. **Plant Cell Tissue Organ Culture**, v. 41, p. 139–143, 1995.
- BLOSSFELD, A. **Orquídeas**. São Paulo: Editora Europa, 1991. 70p.
- BRAGA, F.T.; PASQUAL, M.; CASTRO, E. M.; DIGNART, S. L.; BIAGIOTTI, G.; PORTO, J. M. P. Qualidade de luz no cultivo *in vitro* de *Dendranthema grandiflorum* cv. Rage: características morfofisiológicas. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 33, p. 502-508, 2009.

BRANT, R. S.; PINTO, J. E. B. P.; ROSA, L. F.; ALBUQUERQUE, C. J. B.; FERRI, P. H.; CORRÊA, R. M. Crescimento, teor e composição do óleo essencial de melissa cultivada sob malhas fotoconversoras. **Ciência Rural**, v. 39, p. 1401-1407, 2009.

CASTRO, P. R. C.; KLUGE, R. A.; PERES, L. E. P. **Manual de fisiologia vegetal: teoria e prática**. São Paulo: Ceres, 2005. Pp. 370- 464.

CHEN, J. T.; CHANG, W. C. Induction of Repetitive Embryogenesis from Seed-derived Protocorms of *Phalaenopsis amabilis* var. Formosa Shimadzu. **In Vitro Cellular & Developmental Biology - Plant**, v. 40, n. 3, p. 290-293, 2004.

CHONE, R. M. S.; OLIVEIRA, L. H. Desenho e Análise da Cadeia Produtiva de Plantas Ornamentais: o caso das Orquídeas do gênero *Phalaenopsis*. In: INTERNATIONAL MEETING OF THE IBEROAMERICAN ACADEMY OF MANAGEMENT. "MANAGEMENT, KNOWLEDGE AND FLEXIBILITY", 4., 2005, Lisboa. Anais...Lisboa, 2005. p. 8-11.

CIÊNCIA LIVRE: **Fotoperiodismo**. Disponível em: <<http://www.ciencialivre.pro.br/media/4aab03a191c1b122ffff8281ffffd523.pdf>> . Acesso em: 25 mar. 2013.

COLL, J. B.; RODRIGO, G. N.; GARCÍA, B. S.; TAMÉS, R. S. **Fisiologia Vegetal**. 1. ed. Madrid: Ediciones Pirâmide, 2001. 566p.

COLOMBO, L. A.; FARIA, R. T.; ASSIS, A. M.; FONSECA, I. C. B. Aclimatização de um híbrido de *Cattleya* em substratos de origem vegetal sob dois sistemas de irrigação. **Acta Scientiarum**. Agronomy, v. 27, n. 1, p. 145-150, 2005.

COSTA, V. M. **Desenvolvimento de mudas de cafeeiro produzidas em tubetes, sob malhas termo-refletoras e malha negra**. 2004. 64p. Dissertação (Mestrado) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba, SP.

COSTA, A. S.; ARRIGONI-BLANK, M.F.; BLANK, A.F.; MENDONÇA, A.B.; AMANCIO, V.F.; LEDO, A.S. . Estabelecimento de alecrim-pimenta *in vitro*. **Revista Horticultura Brasileira**, Jaboticabal, v. 25, n. 1, p. 68-72, 2007.

COUTO, T. R. **Avaliação de genótipos de abacaxizeiro cultivados *in vitro* e *ex vitro*: eficiência fotossintética, crescimento e relações hídricas**. 2012. 143f. Dissertação (Mestrado em Genética e Melhoramento de Plantas) - Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro – UENF, RJ.

CUQUEL, F. L.; LEITE, C.; DINIZ, G.; ROSA, O. A. D. **Produção de plantas de jardim em ambiente protegido com sombreamento por malhas que mudam o espectro solar**. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FLORICULTURA E PLANTAS ORNAMENTAIS, 14, 2003, Lavras. Anais... Lavras: UFLA/ FAEPE, 2003. p.381.

DIGNART, S. L.; CASTRO, E. M.; PASQUAL, M.; FERRONATO, A.; BRAGA, F. T. B.; PAIVA, R. Luz natural e concentrações de sacarose no cultivo *in vitro* de *Cattleya walkeriana*. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 33, n. 3, p.780-787, 2009.

- DIGNART, S. L. **Luz e sacarose na micropropagação de *Cattleya walkeriana*: alterações anatômicas e fisiológicas.** 2006. 132 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Fisiologia Vegetal) - Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2006.
- DRESSLER, R. L. **Phylogeny and classification of the orchid family.** Cambridge: Cambridge University Press, 1993.
- ERIG, A. C.; SCHUCH, M. W. Tipo de luz na multiplicação *in vitro* de framboeseira (*Rubus idaeus* L.) “Batum”. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 27, n. 3, p. 488-490, 2005.
- FAGNANI, M. A.; LEITE, C. A. **Produção de copo-de-leite colorido, *Zantedeschia* sp. em telado de malha termorefletora e foto conversora vermelha.** In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FLORICULTURA E PLANTAS ORNAMENTAIS, 14.; CONGRESSO DE CULTURA DE TECIDO DE PLANTAS, 1., 2003, Lavras. Anais... Lavras: UFLA/FAEPE, 2003.
- FARIA, R. T.; REGO, L. V.; BERNARDI, A.; MOLINARI, H. Performance of different genotypes of Brazilian orchid cultivation in alternative substrate. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 44, n. 4, p. 337-342, 2001.
- FERREIRA, C. A.; PAIVA, P. D. O.; RODRIGUES, T. M.; RAMOS, D. P.; CARVALHO, J. G. ; PAIVA, P. Desenvolvimento de mudas de bromélia (*Neoregelia cruenta* (R. Graham) L. B. Smith) cultivadas em diferentes substratos e adubação foliar. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 31, n. 3, p. 666-671, 2007.
- FERREIRA, W. M. ; SUZUKI, R. M. O cultivo *in vitro* de orquídeas como alternativa para a preservação de espécies nativas ameaçadas de extinção. In: LOIOLA, M. I. B.; BASEIA, I. G.; LICHSTON, J. E. (Orgs.). **Atualidades, desafios e perspectiva da botânica no Brasil.** Natal: Imagem Gráfica, 2008. p. 67-68.
- GEORGE, E. F. **Plant propagation by tissue culture, part 1 - The technology.** 2. ed. Edington: Exegetics Limited, 1996. 1574p.
- GEORGE, E.F. **Plant propagation by tissue culture.** Eversley: Exegetics, 1993. 574 p.
- GRIESBACH, R. J. A *Phalaenopsis* in every pot. **Orchid Digest**, v. 59, n. 1, p.42-43, 1995.
- GUADAGNIN, H.D. Geometria da purpurata. **Boletim da Coordenadoria das Associações Orquidófilas do Brasil.** Porto Ferreira, n. 48, p. 52-57, 2002.
- GUERRA, M. P.; DAL VESCO, L. L.; PESCADOR, R.; SCHUELTER, A. R.; NODARI, R. O. Estabelecimento de um protocolo regenerativo para a micropropagação do abacaxizeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 34, n. 9, p. 1557-1563, 1999.
- HARPER, T. *Phalaenopsis* culture: advice for growing 20 species. **Orchids magazine**, v. 73, p. 118-127, 2004.

HEAD, O. Our growing is getting better. **Journal of the Bromeliad Society**, v. 47, n.1, p. 6-7, 1997.

HENRIQUE, P. C.; ALVES, J. D.; DEUNER, S.; GOULART, P. F. P.; LIVRAMENTO, D. E. Aspectos fisiológicos do desenvolvimento de mudas de café cultivadas sob telas de diferentes colorações. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 46, n. 5, 2011 .

HOEHNE, F. C. Iconografia de orquídeas do Brasil. S. A. Indústrias “Graphicars-f.Lanzara”, São Paulo, 601 p.,1949 apud MONTEIRO, S. H. N.; CARREGOSA, T.; SANTOS, L. A. S.; JÚNIOR, J. E. N.; PRATA, A. P. N.. **Survey of orchidaceae from the State of Sergipe, Brazil**. Biota Neotrop., Campinas, v. 12, n. 2, 2012

HOGEWONING, S.; MALJAARS, H.; HARBINSON, J. The acclimation of photosynthesis in cucumber leaves to different ratios of red and blue light. **Photosynthesis Research**, v. 91 p. 287-288, 2007.

HOLCMAN, E.; SENTELHAS, P. C. Microclimate under different shading screens in greenhouses cultivated with bromeliads. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 16, n. 8, p. 858-863, 2012.

HUNTER, D. C.; BURRITT, D. J. Light quality influences adventitious shoot production from cotyledon explants of lettuce (*Lactuca sativa* L.). **In Vitro Cellular and Developmental Biology - Plant**, v.40, p. 215-220, 2004.

IBRAFLOR. Disponível em: <<http://www.ibraflor.com/publicacoes/vw.php?cod=189>> Acesso em: 15 fev. 2013.

IEA – Instituto de Economia Agrícola. **Comércio Exterior da Floricultura Brasileira em 2009: ponto de inflexão**. Disponível em: <<http://www.iea.sp.gov.br/out/verTexto.php?codTexto=11881>> Acesso em: 10 fev. 2013.

KENDRICK, R. E.; FRANKLAND, B. **Fitocromo e crescimento vegetal**. São Paulo: EPU e EDUSP, 1981. 76p.

KERBAUY, G. B. **Fisiologia vegetal**. 2. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2012. 478p.

KISS, E.; KISS, J.; GYULAI, G.; HESZKY, L. E. A novel method for rapid micropropagation of pineapple. **HortScience**, Alexandria, v. 30, n. 1, p. 127-129, 1995.

KLEIN, R. M. **Effects of green light on biological systems**. Biological Review, v. 67, p. 199-284, 1992.

KLUGE, R. A. **Fotossíntese**: Aspectos bioquímicos, fisiológicos e ecológicos. p. 34, 2012.

KOZAY, T.; KUBOTA, C.; JEONG, B. R. Environmental control for the large-scale production of plants through *in vitro* techniques. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, Dordrecht, v. 51, p. 49-56, 1997.

KOZAI, T. . Autotrophic micropropagation. **In: Bajaj (ed.) Biotechnology in agriculture and forestry 17: High-tech and Micropropagation I**. New York: Springer-Verlag. 1991, p. 313-343.

KRAUSE, G. H.; WEIS, E. Chlorophyllfluorescence and photosynthesis: the basics. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, v. 42, p. 313-319, 1991.

LARCHER, W. **Ecofisiologia vegetal**. São Carlos: Editora RiMa, 2006, 532 p.

LAWS, N. The world's fascination with potted orchids. **Flora Culture International**, v.12, p. 26-27,2004.

LEE, L.L. Biofábrica de *Phalaenopsis*. In: LEE, T.S.G. Biofábrica de plantas: **Produção industrial de plantas *in vitro***. São Paulo, Antiqua, 2011, p.150-175.

LIAN, M.L.; MURTHY H.N.; PAEK K.-Y. Effects of light emitting diodes (LEDs) on the *in vitro* induction and growth of bulblets of *Lilium oriental* hybrid 'Pesaro'. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v.94, p.365-370, 2002.

LIN, M.; HUN, B. Photosynthetic plasticity of *Phalaenopsis* in response to different light environments. **Journal of Plant Physiology**., v. 161, p. 1259-1268, 2004.

LUCA, R. L.; MACEDO, A.F.; CECHINEL, V.F.; LAGE, C.L.S.; ESQUIBEL, M.A. Ação de diferentes faixas do espectro luminoso na otimização da produção de *Alternanthera brasiliana* L., uma planta medicinal. In: ENCUESTRO LATINOAMERICANO DE BIOTECNOLOGÍA VEGETAL, 4., 2001, Goiânia. **Anais...Goiânia: Redbio**, 2001.

LÜTTGE, U. **Physiological ecology of tropical plants**. Berlim: Springer-Verlag, 1997, 387 p. 48.

MAJEROWICZ, N.; FRANÇA, M. G. C.; PERES, L. E. P. **Fisiologia vegetal: curso prático**. Rio de Janeiro: Âmbito Cultural, 2003, 138 p.

MARQUES, J. G. W. O olhar (des) multiplicado. O papel do interdisciplinar e do qualitativo na pesquisa etnobiológica e etnoecológica. In: AMOROZO, M. C. M.; MING, L. C.; SILVA, S. P. (Ed.). **Métodos de coleta e análise de dados em etnobiologia, etnoecologia e disciplinas correlatas**. Rio Claro: Unesp, 2002. p. 31-46.

MARKS, T.R.; SIMPSON, S.E. Effect of irradiance on shoot development *in vitro*. **Plant Growth Regulation**, v. 28, p. 133-142, 1999.

MARTINI, P. C.; WILLADINO, L.; ALVES, G. D.; DONATO, V. M. T. S.. Propagação de orquídea *Gongora quinquenervis* por sementeira *in vitro*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 36, p. 1319-1324, 2001.

- MARTINS, J. R.; ALVARENGA, A.A.; CASTRO, E.M.; PINTO, J.E.B.P.; SILVA, A.P.O.. Avaliação do crescimento e do teor de óleo essencial em plantas de *Ocimum gratissimum* L. cultivadas sob malhas coloridas **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, Botucatu, v. 10, n. 4, p. 102-107, 2008.
- MARTINS, J. R.. Aspectos da germinação de sementes e influência da luz no desenvolvimento, anatomia e composição química do óleo essencial em *Ocimum gratissimum* L. 2006. Dissertação (Mestrado em Agronomia – Fisiologia Vegetal). Universidade Federal de Lavras – UFLA, Lavras, 2006.
- MASSARO, R.; SOUZA-LEAL, T. ; CORDEIRO, G.M. ; PEDROSO-DE-MORAES, C. Desenvolvimento *in vitro* de *Epidendrum secundum* Jacq. em meios de cultivo simplificados. **Revista em Agronegócios e Meio Ambiente**, v. 5, n. 2, p. 337-351, 2012.
- MATSUDA, R.; OHASHI-KANEKO, K.; FUJIWARA, K.; GOTO, E.; KURATA, K. Photosynthetic characteristics of rice leaves grown under red light with or without supplemental blue light. **Plant and Cell Physiology**, v. 45, p. 1870-1874, 2004.
- MEIRELLES, A. J. A. Desenvolvimento de mudas de palmeira-ráfia cultivada sob diferentes sombreamentos e nutrição foliar. 2006. Dissertação (Mestrado em Agronomia - Fitotecnia). Universidade Federal de Lavras – UFLA, Lavras, 2006.
- MELLO, C. M. C.. Conservação de sementes de orquídeas do Cerrado. **Acta Botânica Brasília**. São Paulo, v. 15, n. 2, p. 48, 2001 .
- MOHR, H.; SCHOPFER, P. **Plant Physiology**. New York: Springer-Verlag, 1995, 629 p.
- MOREIRA, M. A.; PASQUAL, M.; CARVALHO, J. G.; FRÁGUA, C. B. Estiolamento na micropropagação do abacaxizeiro cv. Pérola. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 27, p. 1002-1006, 2003.
- MOTHÉ, G.P.B., NETTO, A.T., CRESPO, L.E.C., CAMPOSTRINI, E. Eficiência fotoquímica e características de crescimento da cana-de-açúcar (*Saccharum officinarum* L.) cultivada *in vitro* em diferentes concentrações de sacarose e qualidade de luz. **Plant Cell Culture & Micropropagation**, v. 4, p. 84-91, 2008.
- MULEO, R.; MORINI, S.; CASANO, S.. Photoregulation of growth and branching of plum shoots: physiological action of two photosystems. **In Vitro Cellular Developmental Biology - Plant**, v. 37, p. 609-617, 2001.
- MURASHIGE, T., SKOOG, F. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. **Physiologia Plantarum**, v. 15, p. 473-497, 1962.
- NEVES, J. P. **Cultivo básico de orquídeas**. 2012. 7p. (Apostila). Disponível em: <<http://www.ebah.com.br/content/ABAAAAYIEAE/apostila-sobre-cultivo-basico-orquideas>>. Acesso em: 25 mar. 2013.

NISHIMURA, G. Orchid seed germination and seedling culture - a manual: Japanese orchids. In: ARDITTI, J. (Ed.). **Orchid biology**: reviews and perspectives II. Ithaca: Cornell University Press, 1982. p. 331-346.

OLIVEIRA, M. I.; CASTRO, E. M.; COSTA, L. C. B.; OLIVEIRA, C.. Características biométricas, anatômicas e fisiológicas de *Artemisia vulgaris* L. cultivada sob telas coloridas. **Revista Brasileira de Plantas Medicinai**s, Botucatu, v.11, n.1, p.56-62, 2009.

PABST, G. F. J.; DUNGS, F. **Orchidaceae Brasilienses**, v. 1. Hildesheim: Kurt Schmiersow, 1975. 408 p.

PASA, M.; CARVALHO, G. L.; SCHUCH, M. W.; SCHMITZ, J. D.; MORCHELSEN, M. M.; NICKEL, G. K.; SOMMER, L. R.; THAÍS SANTOS LIMA, T. S.; CAMARGO, S.S. Qualidade de luz e fitoreguladores na multiplicação e enraizamento *in vitro* da amoreira-preta 'Xavante'. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 42, n. 8, p. 1392-1396, 2012.

PASQUAL, M. **Propagação de plantas ornamentais**. Lavras: UFLA/FAEPE, 2000. 80p.

PEDROSO-DE-MORAES, C. **Cultivo de orquídeas**. Araras: Biblioteca Duse Rüegger Ometto, 2000. 130p.

PEDROSO-DE-MORAES, C.; SOUZA – LEAL, T.; PANOSSO, A. R.; SOUZA, M. C. Efeitos da escarificação química e da concentração de nitrogênio sobre a germinação e o desenvolvimento *in vitro* de *Vanilla planifolia* Jack ex Andr. (Orchidaceae: Vanilloideae). **Acta Botanica Brasilica**, Feira de Santa, v. 26, n. 4, p. 714-719, 2012.

PEDROSO-DE-MORAES, C.; SOUZA, M. C.; RONCONI, C. C.; MARTELINE, M. A. Response of *Cattleya* hybrids for *Fusarium oxysporum* f. sp. *cattleyae* Foster. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, Curitiba, v. 54, n. 2, p. 267-271, 2011.

PEREIRA, J. E. S.; FORTES, G. R. L. Protocolo para a produção de material propagativo de batata em meio líquido. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 38, n. 9, p.1035-1043, 2003.

PEREIRA, I. S.; SILVA, E. H.; RODRIGUES, F. A.; COSTA, F. H. S.; ABREU, M. S.. **Diferentes qualidades de luz no cultivo *in vitro* de *Coffea arabica* L.** In: Simpósio de Pesquisa dos Cafés do Brasil (5. : Águas de Lindóia, SP : 2007). Anais. Brasília, D.F. : Embrapa - Café, 2007. (1 CD-ROM), 3p.

PERES, L. E. P.; CARVALHO, R. F. **Fotomorfogênese**, 2003, 21 p.

POGGIANI, F.; BRUNI, S.; BARBOSA, E. S. Q. Efeito do sombreamento sobre o crescimento das mudas de três espécies florestais. **Revista do Instituto Florestal de São Paulo**, v. 4, n. 2, p. 564-569, 1992.

- PRIDGEON, A. M.; CRIBB, P.J.; CHASE, M.W.; RASMUSSEN, F.N. **Genera Orchidacearum**, v. 5: Epidendroideae (part two), Oxford: Oxford University Press. 2009, 585 p.
- PRIDGEON, A.H. **The illustrated encyclopedia of orchids**. Singapore: Timber Press, 1995, 304 p.
- RAMOS, M.S.S. **A orquídea e sua reprodução por semente**. São Paulo: Ed. Saraiva, 1969. 163p.
- RAVEN, P. H.; EVERT, R. F.; EICHHORN, S. E. **Biologia vegetal**. 7.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2007. 856p.
- REINIKKA, M.A.: **History of the Orchid**. Portland, Oregon: Timber Press, 1995, 324 p.
- RIBEIRO, M. N. O.; PASQUAL, M.; SILVA, A. B.; RODRIGUES, V. A.. Multiplicação *in vitro* de copo-de-leite: espectros de luz e sacarose. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.39, n.8, p. 2388-2393, 2009.
- RIBEIRO, R.V. ; MACHADO, E. C.; SANTOS, M. G.; OLIVEIRA, R. F. Photosynthesis and water relations of well-watered orange plants as affected by winter and summer conditions. **Photosynthetica**, v. 47, p. 215-222, 2009.
- RIBEIRO, M. F. **Multiplicação e enraizamento *in vitro* de araçazeiro (*Psidium cattleyanum* Sabine) cultivar irapuã**. 2007. 41f. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Ciências Biológicas) – Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2007.
- ROCHA, E. L. J.; CARVALHO, A. C. P. P. de; AZEVEDO, B. M. de; MARINHO, A. B.; VIANA, T. V. de A.; VASCONCELOS, D. V. Aclimatização de mudas micropropagadas de helicônia em ambiente protegido em função do tipo de substrato. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 33, n. 6, p. 1457-1462, 2009.
- ROCHA, H. S.; SILVA, C. R. R.; ARAUJO, A. G.; SILVA, A. B. Propagação *in vitro* de bananeira Prata Anã (AAB): intensidades luminosas e concentrações de sacarose nas fases de multiplicação e enraizamento. **Plant Cell Culture & Micropropagation** v.3, p. 10-16, 2007.
- RONCONI, C. C. **Curso sobre Cultivo de Orquídeas. Conhecendo para Preservar**. A Apostila do Mini – Curso da X Semabio – Semana da Biologia – FIO (31/08/2009 – 04/09/2009). Ourinhos – SP, p. 55, 2009. Disponível em: <http://fio.edu.br/cic/anais/2009_viii_cic/Artigos/04/04.51.pdf>. Acesso em: 10 out. 2012.
- SAEBO, A. KREKLING, T.; APPELGREN, M. Light quality affects photosynthesis and leaf anatomy of birch plantlets *in vitro*. **Plan Cell, Tissue and Organ Culture**, Amsterdam, v.41, n. 2, p. 177-185, 1995.
- SALISBURY, F. B.; ROSS, C. W. **Plant physiology**. 4.ed. Belmont: Wadsworth Publishing Company, 1992. 682p.

- SALVADOR, E.D. **Efeito de diferentes substratos no crescimento e desenvolvimento de samambaia mato-grossense (*Polypodium aureum*)**. 1995. 64f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) - Universidade Federal de Lavras, Lavras.
- SANTOS, J.G.R.; GHEYI, H.R. Crescimento da bananeira-nanica sob diferentes qualidades de água de irrigação. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 28, n. 3, p. 339-347, mar. 1993.
- SCHUERGER, A. C.; BROWN, C. S.; STRYJEWSKI, E. C. Anatomical features of pepper plants (*Capsicum annuum* L.) growth under red light emitting diodes supplemented with blue or far-red light. **Annals of Botany**, London, v. 79, n. 3, p. 273-282, 1997.
- SHAHAK, Y. GUSSAKOVSKY, E.E.; GAL, E.; GANELENIN, R. **Growing *Aralia* and *Monstera* under colored shade nets**. Olam Poreah July issue, v.13, p.60-62, 2002.
- SHEEHAN, T.; SHEEHAN, M. **An illustrated survey of orchid genera**. Portland: Timber Press, 1994, 288-293p.
- SILVA, E.F. **Multiplicação e crescimento *in vitro* de orquídea *Brassocattleya Pastoral* x *Laeliocattleya Amber Glow***. 2003. 62p. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) - Universidade Federal de Lavras, Lavras.
- SILVA, D.S.; BOSISIO A.; BOSCAROL B.; BELTZER, A.; AMSLER, G.P. Aclimação de mudas de bananeira (*Musa* spp.) “Prata”(AAB) em diferentes substratos. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 46, n. 267, p. 543-554, 1999.
- SILVA, M. H.; DEBERGH, P. C. The effect of light quality on the morphogenesis of *in vitro* cultures of *Azorina vidalii* (Wats.) Feer. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, Amsterdam, v. 51, n. 3, p. 187-193, 1997.
- SIRIVASTAVA, A.; ZEIGER, E. Guard cell zeaxanthin traps photosynthetic active radiation and stomatal apertures in *Vicia faba* leaves. v.18. In: SRIVASTAVA, A.; ZEIGER, E. **Plant Cell and Environmet**, 1995. p. 813-17.
- SÓ BIOLOGIA: **Espectro luminoso**. Disponível em: <<http://www.sobiologia.com.br/conteudos/bioquimica/bioquimica13.php>>. Acesso em: 25 mar. 2013.
- SOUZA, G. S.; CASTRO, E. M.; SOARES, A. M.; PINTO, J. E. B. P. Características biométricas e fisiológicas de plantas jovens de *Mikania glomerata* Sprengel e *Mikania laevigata* Schultz Bip. ex Baker cultivadas sob malhas coloridas. **Revista Brasileira de Biociências**, Porto Alegre, v. 8, n. 4, p. 330-335, 2010
- SOUZA, D. M. S. **Influência da qualidade da luz na germinação de sementes de espécies arbóreas nativas**. 2008. 20f. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Engenharia Florestal) – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, 2008.

SOUZA, J. R. P.; MEHL, R.O.; RODRIGUES, J.D.; PEDRAS, J.F. Sombreamento e o desenvolvimento e produção de rabanete. **Scientia Agrícola**, v. 56, p. 987-992, 1999.

SOUZA, A. S.; DANTAS, J. L. L.; SOUZA, F. V. D.; CORDEIRO, Z. J. M.; SILVA NETO, S. P. Propagação. In: ALVES, E. J. (Org.). **A cultura da banana: aspectos técnicos, socioeconômicos e agroindustriais**. Brasília: EMBRAPA-SPI, 1997. p.151-195.

STANCATO, G.C., BEMELMANS, P. F. E VEGRO, C. L. R. Produção de mudas de orquídeas a partir de sementes *in vitro* e sua viabilidade econômica: estudo de caso. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, v. 7, p. 25-33, 2001.

STEFANELLO, S.; KARSTEN, J.; MÜLLER, T. S.; TOMCZAK, A. P.; BONETT, L. P.; ADILSON RICKEN SCHUELTER, R. *In vitro* conversion of *Miltonia flavescens* Lindl. roots and leaf tip cells in protocorm like bodies and plant regeneration. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v 33, n. 1, p. 53-59, 2009.

STEVEN, A.F.: **Moth Orchids: the complete guide to phalaenopsis**. London: Timber Press , 2008, p. 7 – 30.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. Porto Alegre: Artmed Editora, 2004. 792p.

TOMBOLATO, A. F. C.; COSTA, A. M. M. **Micropropagação de plantas ornamentais**. Campinas: Instituto Agrônomo, 1998. 72p.

TSAI, C. C.; HUANG, S. C.; HUANG,P.L.; CHOU,C.H. Phylogeny of the genus *Phalaenopsis* (Orchidaceae) with emphasis on the subgenus *Phalaenopsis* based on the sequences of the internal transcribed spacers1 and 2 of rDNA. **Journal of Horticultural Science & Biotechnology**, v. 78, p. 879-87, 2003.

TURCHETTO, A.C.; NASSI F.L. ; ZANANDREA, I.; FIGUEIREDO, P.M.; PETERS, J.A.; BRAGA, E.J.B. **Multiplicação *in vitro* de *Tagetes* sp.**. In: 2º CONGRESSO BRASILEIRO DE CULTURA DE TECIDOS, 2005, Fortaleza-CE, 2005.

VAN HUYLENBROECK, J., PIQUERAS, A., DEBERGH, P. Photosynthesis and carbon metabolism in leaves formed prior and during *ex vitro* acclimatization of micropropagated plants. **Plant Science**. p. 21-30, 1998.

VILLA, F.; PEREIRA, A.R.; PASQUAL, M.; ARAUJO, A.G. de. Influência de substratos alternativos na aclimatização de orquídeas. **Revista Ceres**. p. 501-505, 2007.

WANG, Y. T.; GREGG, L. Medium and fertilizer affect the performance of *Phalaenopsis* orchids during two flowering cycles. **HortScience**, v. 29, n. 4, p. 269-271, 1994.

WANG, Y.T.; LEE, N. A new look for an old crop: potted blooming orchids. **Greenhouse Grower**, v. 12, n.1, p. 79-80, 1994.

WATANABE, D. **Orquídeas**: manual de cultivo. São Paulo: AOSP, 2002. 296p.

WHATLEY, J. M.; WHATLEY, F. R. **A luz e a vida das plantas**. São Paulo: EDUSP, 1982. 101p.

WHITE, P.R. Nutritional requirements of isolated plant tissues and organs. **Annual Review of Plant Physiology**, Cambridge, v. 2, p. 231-244, 1951.

YU-PING, Z.; YUN, L. C.; JIAN-QIANG, L. A. Study on asymbiotic germination of *Phalaenopsis*. **Journal of Wuhan Botanical Research**, v. 22, n. 1, p. 82-86, 2004.