

AMANDA LAÍS ALVES ALMEIDA NASCIMENTO

**EFEITO DE DIFERENTES TEMPOS DE EXPOSIÇÃO À LUZ LED
VERMELHA EM COMPOSTOS BIOATIVOS DE FLORES DE CAPUCHINHA
(*Tropaeolum majus* L.)**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos, para obtenção do título de *Magister Scientiae*.

VIÇOSA
MINAS GERAIS - BRASIL
2019

Ficha catalográfica preparada pela Biblioteca Central da Universidade
Federal de Viçosa - Câmpus Viçosa

T

N244e
2019

Nascimento, Amanda Lais Alves Almeida, 1994-

Efeito de diferentes tempos de exposição à luz LED vermelha em compostos bioativos de flores de Capuchinha (*Tropaeolum majus* L.) / Amanda Lais Alves Almeida Nascimento. – Viçosa, MG, 2019.

xiii, 55 f. : il. (algumas color.) ; 29 cm.

Orientador: Paulo César Stringheta.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Viçosa.

Referências bibliográficas: f. 43-55.

1. *Tropaeolum majus*. 2. Compostos bioativos. 3. Diodos emissores de luz. 4. Luteína. I. Universidade Federal de Viçosa. Departamento de Tecnologia de Alimentos. Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos. II. Título.

CDD 22. ed. 583.79

AMANDA LAÍS ALVES ALMEIDA NASCIMENTO

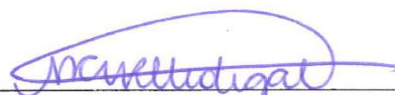
**EFEITO DE DIFERENTES TEMPOS DE EXPOSIÇÃO À LUZ LED
VERMELHA EM COMPOSTOS BIOATIVOS DE FLORES DE CAPUCHINHA
(*Tropaeolum majus* L.)**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos, para obtenção do título de *Magister Scientiae*.

APROVADA: 19 de fevereiro de 2019.



Elder Felipe Silva Ronchetti



Márcia Cristina T. Ribeiro Vidigal
(Coorientadora)



Paulo Cesar Stringheta
(Orientador)

a Deus, autor de toda obra e digno de todo louvor. Aos meus pais, que sempre lutaram pela minha educação e ao meu esposo que se hesitar me apoiou nesta jornada,

Dedico.

“Até aqui nos ajudou o Senhor.”

Samuel 7-12

AGRADECIMENTOS

Agradeço e glorifico a Deus, pelo dom da vida, por todas as bênçãos concedidas e por me ter sustentado e guiado até aqui, a Ele toda honra e gloria!

Aos meus pais Ailton e Cilene, eu agradeço pelo apoio e incentivo, por serem o meu porto seguro, por nunca medirem esforços para me ajudar e por sempre acreditarem em mim.

Ao meu esposo Diego por todo amor, companheirismo, dedicação, por ser meu ponto de paz e sobretudo por aceitar viver esse sonho comigo, amo-te.

As minhas irmãs Anne e Anabelle e a minha sobrinha Lis pelo carinho, pelas risadas e por estarem sempre presente. Aos meus avós Celina, Aparecida, Expedito e Terezo por sempre orarem por mim. Aos meus familiares tias, tios, primos, primas, madrinha e padrinho pela torcida.

Ao meu orientador, Dr. Paulo Cesar Stringheta, por ter me acolhido como orientada, pela confiança e pelos valiosos ensinamentos, que contribuíram muito para a minha formação.

A minha coorientadora Dra. Márcia Cristina T. Ribeiro Vidigal, pela disponibilidade, atenção, pela paciência e valiosas contribuições.

Ao Dr. Elder Felipe Silva Roncheti pela ajuda durante todo o experimento, pela paciência e disponibilidade de participação na banca.

A professora Ângela Cristina Oliveira Stringheta, agradeço por todo suporte durante o planejamento, montagem e desenvolvimento do experimento. Além dos conhecimentos compartilhados na área de Fitotecnia.

A Universidade Federal de Viçosa e ao Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos pela oportunidade de formação acadêmica e pela estrutura oferecida. Aos professores e funcionários do Departamento de Tecnologia de Alimentos da Universidade Federal de Viçosa pelos ensinamentos.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pela concessão da bolsa de estudo.

Ao setor de Floricultura, do Departamento de Fitotecnia da Universidade Federal de Viçosa, pelo espaço e estrutura cedidos para realização do experimento. Aos funcionários Ernesto e José Carlos, por toda colaboração e auxílio na montagem e manutenção no experimento.

Aos colegas do laboratório de Corantes Naturais e Compostos Bioativos, Mariane, Juliana, Mariana, Elder, Thaís Rigolon, Barbara, Eliana, Thais Lessa, Jeferson, Kéllen, Rita, Valdeir e Vítor pela convivência, pelos ensinamentos, momentos e cafés compartilhados. Agradeço em especial a Mariane que esteve comigo desde o início do curso. As minhas estagiarias Adriana e Juliana, pela dedicação, ajuda nas análises, pelas conversas e risadas. Ao técnico Valério pela ajuda com o preparo de amostras.

Aos amigos, Miriam, Diogo, Camilla, Tatiana, Virginia, Lucas e Elisangela pelos momentos de descontração que tonaram a caminhada mais leve.

Agradeço a todos que de alguma forma contribuíram, os meus mais sinceros agradecimentos. Gratidão!

SUMÁRIO

LISTA DE FIGURAS	viii
LISTA DE TABELAS	ix
RESUMO	x
ABSTRACT	xii
1. Introdução	1
2. Objetivos	3
2.1. Objetivo geral	3
2.2. Objetivos específicos	3
3. Referencial Teórico	4
3.1. Flores Comestíveis.....	4
3.2. Capuchinha (<i>Tropaeolum majus</i> L.)	6
3.3. Compostos Fenólicos	8
3.3.1. Antocianinas	10
3.4. Carotenoides	11
3.4.1. Luteína.....	14
3.5. Diodo emissor de luz (LED) e seu efeito na síntese de compostos bioativos	14
4. Material e Métodos	16
4.1. Obtenção e Cultivo da Mudas de Capuchinha (<i>Tropaeolum majus</i> L.)	16
4.2. Suplementação com LED e Colheita das Flores e Folhas	17
4.3. Quantificação dos Compostos Bioativos	19
4.3.1. Obtenção do Extrato Hidroalcoólico	19
4.3.2. Fenólicos Totais.....	19
4.3.3. Flavonoides Totais.....	20
4.3.4. Antocianinas Totais	20

4.3.5.	Extrato Lipossolúvel / Carotenoides	20
4.4.	Capacidade Antioxidante Total.....	21
4.4.1.	Método de captura de radicais DPPH.....	21
4.4.2.	Método de captura de radicais ABTS•+	22
4.5.	Determinação de Cor	22
4.6.	Análise Estatística	23
5.	Resultados e Discussão.....	24
5.1.	Pétala Amarela.....	24
5.2.	Sépala Amarela.....	27
5.3.	Pétala Alaranjada	31
5.4.	Sépala Alaranjada	32
5.5.	Pétala Vermelha.....	36
5.6.	Sépala Vermelha.....	39
5.	Conclusão.....	41
6.	Referências Bibliográficas	43

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Estrutura química do glucosinolato.....	6
Figura 2. Folhas e flores de capuchinha.....	7
Figura 3. Angocin® Anti-Infekt N	8
Figura 4. Classificação de compostos fenólicos.....	9
Figura 5. Biossíntese de Antocianinas.....	10
Figura 6. Equilíbrio químico das antocianinas.....	11
Figura 7. Biossíntese de carotenoides	13
Figura 8. Estrutura química da luteína.....	14
Figura 9. Esquema da montagem do experimento	17
Figura 10. Estádios de desenvolvimento das flores de capuchinha.....	18
Figura 11. Flor de capuchinha.....	19
Figura 12. Curva padrão de luteína.....	23
Figura 13. Perfil de capacidade antioxidante de pétalas (A) e sépalas (B) amarelas em diferentes tempos de exposição à luz LED.....	25
Figura 14. Perfil de capacidade antioxidante de sépalas alaranjadas em diferentes tempos de exposição à luz LED.....	33
Figura 15. Perfil de capacidade antioxidante de pétalas vermelhas em diferentes tempos de exposição à luz LED.....	37
Figura 16. Identificação do pico da luteína.....	40

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Fitoquímicos de pétalas e sépalas amarelas nos diferentes tempos de exposição luz LED vermelha.....	29
Tabela 2. Valores médios e desvio padrão das variáveis que não apresentaram diferenças significativas entre os tratamentos para flor amarela.....	30
Tabela 3. Fitoquímicos de pétalas e sépalas alaranjadas nos diferentes tempos de exposição luz LED vermelha.....	34
Tabela 4. Valores médios e desvio padrão das variáveis que não apresentaram diferenças significativas entre os tratamentos para flor alaranjada.....	35
Tabela 5. Fitoquímicos de pétalas vermelhas nos diferentes tempos de exposição luz LED vermelha.....	38
Tabela 6. Valores médios e desvio padrão das variáveis que não apresentaram diferenças significativas entre os tratamentos para flor vermelha.....	41

RESUMO

NASCIMENTO, Amanda Lais Alves Almeida, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, fevereiro de 2019. **Efeito de diferentes tempos de exposição à luz led vermelha em compostos bioativos de flores de capuchinha (*Tropaeolum majus* L.)**. Orientador: Paulo Cesar Stringheta. Coorientadora: Márcia Cristina Teixeira Ribeiro Vidigal.

As flores comestíveis têm ganhado espaço na dieta humana com o intuito de obter sabores, aromas e cores diferenciadas e com benefícios para saúde. Desta forma, o presente estudo teve como objetivo investigar o efeito do tempo de exposição à lâmpadas de LED vermelho sob a produção de compostos bioativos em flores amarelas, alaranjadas e vermelhas de capuchinha. As plantas foram cultivadas em estufa com exposição à luz natural durante o dia e diferentes tempos de suplementação com lâmpadas de LED vermelho (2, 4 e 6 horas) durante a noite, além do controle sem exposição à luz LED. As flores foram coletadas, separadas em pétalas e sépalas e secas para obtenção do extrato hidroalcolico e do extrato de carotenoides. As amostras foram avaliadas quanto à capacidade antioxidante, carotenoides totais, fenólicos totais, antocianinas, flavonoides, parâmetros de cor (L^* , C^* e h^*) e teor de luteína em HPLC. Os resultados mostraram que para as pétalas amarelas, os pontos de máxima capacidade antioxidante foram encontrados em 3,03 horas para DPPH e 3,23 horas para ABTS. Pela técnica ABTS observou-se um aumento de 68,91% no conteúdo de antioxidante quanto comparado ao controle. O tempo para se obter a maior concentração de carotenoides em pétala amarela foi de 4,73 horas com teor máximo de $79,34 \text{ mg}\cdot\text{g}^{-1}$. O valor obtido é mais que o dobro do teor de carotenoide encontrado nas pétalas da flor controle. Para as sépalas amarelas, as maiores capacidades antioxidantes foram encontradas nos tempos de 4,53 horas para DPPH e 3,69 horas para o método ABTS. As análises de capacidade antioxidante demonstraram que em pétala alaranjadas, essa variável não sofreu o efeito dos diferentes tempos de exposição ($p>0,05$). O ponto de máximo para fenólicos totais em pétalas alaranjadas foi de $128,13 \text{ mg AGE}\cdot\text{100g}^{-1}$ encontrado no tempo de 2,71 horas, um aumento em torno de 14% quando comparado a pétala alaranjada controle. Quanto ao teor de carotenoides o maior tempo estudado (6 horas) foi o mais eficiente para obter maior teor de carotenoides em pétalas e sépalas alaranjadas. Para pétalas foi possível observar um aumento de 16,15% no teor de carotenoides totais, já para sépala o valor foi de

aproximadamente 100%. Em pétalas vermelhas foi possível observar, que o máximo de capacidade antioxidante ($222,16 \mu\text{mol de Trolox.g}^{-1}$) foi obtida no tempo de 3,14 horas e é 37,13 % maior que a amostra controle. Para pétalas vermelhas destaca-se o elevado teor de antocianinas encontrado, desde a pétala controle ($1389,92 \pm 8,86 \text{ mg.100g}^{-1}$) até o ponto máximo ($1973,10 \text{ mg.100g}^{-1}$), com um aumento de 41,95% alcançado em 4,17 horas. Sépala vermelha foi a única amostra no qual se pode estabelecer um modelo matemático para a variável luteína analisada em HPLC, sendo que o maior teor ($4,56 \text{ mg LUT.g}^{-1}$) foi obtido no tratamento de maior tempo (6 horas), com um aumento significativo de 56,70%. Em relação aos parâmetros de cor, o tempo de exposição ao LED não apresentou efeito significativo, para pétalas e sépalas de nenhuma das cores analisadas. Os resultados demonstram o grande potencial de utilização da luz LED no estímulo da produção de fitoquímicos em flor de capuchinha.

ABSTRACT

NASCIMENTO, Amanda Lais Alves Almeida, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, February , 2019. **Effect of different exposure times to red led light on bioactive compounds of nasturtium flowers (*Tropaeolum majus L.*)**. Adviser: Paulo Cesar Stringheta. Co-adviser: Márcia Cristina Teixeira Ribeiro Vidigal.

The edible flowers have gained space in the human diet in order to obtain different flavors, aromas and colors, including also health benefits. Thus, the present study aimed to investigate the effect of exposure time to red LED bulbs under the production of bioactive compounds on yellow, orange and red nasturtium flowers. The plants were grown in a greenhouse with exposure to natural light during the day and different times of supplementation with red LED lamps (2, 4 and 6 hours) at night, in addition to the control without exposure to LED light. The flowers were collected, separated into petals and sepals and dried to obtain the hydroalcoholic extract and the carotenoid extract. The samples were evaluated for antioxidant capacity, total carotenoids, total phenolic, anthocyanins, flavonoids and color parameters (L^* , C^* and h^*) and lutein content on HPLC. The results showed that for the yellow petals, the points of maximum antioxidant capacity were found in 3.03 hours for DPPH and 3.23 hours for ABTS. The ABTS technique showed a 68.91% increase in antioxidant content compared to control. The time to obtain the highest carotenoid concentration in yellow petal was 4.73 hours with a maximum content of 79.34 mg.g⁻¹. The value obtained is more than the double of the carotenoid content found in the petals of the control flower. For the yellow sepals, the highest antioxidant capacities were found at the time of 4.53 hours for DPPH and 3.69 hours for the ABTS method. The analysis of antioxidant capacity for orange flowers showed that for the petal, this variable does not suffer the effect of different exposure times ($p > 0.05$). Analyzes of antioxidant capacity showed that in orange petals, this variable did not suffer the effect of different exposure times ($p > 0.05$). The maximum point for total phenolic in orange petals was 128.13 mg AGE · 100g⁻¹ found in the time of 2.71 hours, an increase around 14% when compared to the orange petal control. Regarding the carotenoid content, the highest time studied (6 hours) was the most efficient to obtain higher carotenoid content in petals and orange sepals. For petals it was possible to observe a 16.15% increase in the total carotenoid content, and for sepals the value was approximately 100%. In red petals it was possible to observe that the maximum antioxidant capacity (222.16 μmol Trolox.g⁻¹) is obtained in the

time of 3.14 hours and is 37.13% higher than the control sample. The high content of anthocyanins from the control petal ($1389.92 \pm 8.86 \text{ mg} \cdot 100\text{g}^{-1}$) to the maximum ($1973.10 \text{ mg} \cdot 100\text{g}^{-1}$) was observed for red petals, with an increase of 41.95% achieved 4.17 hours. Red sepals were the only sample in which a mathematical model could be established for the variable lutein analyzed in HPLC. The highest content ($4.56 \text{ mg LUT} \cdot \text{g}^{-1}$) was obtained in the treatment of a longer time (6 hours) with a significant increase of 56.70%. Regarding the color parameters, the time of exposure to LED did not show a significant effect for petals and sepals of none of the analyzed colors. The results demonstrate the great potential of LED light to stimulate nasturtium flower phytochemical production.

1. INTRODUÇÃO

O crescente interesse dos consumidores por alimentos frescos, produzidos por cultivo orgânico e com propriedades funcionais tem aumentado o número de pesquisas científicas que investigam vegetais e seus fitoquímicos (LIU, 2004; YOUWEI; JINLIAN; YONGHONG, 2008). Assim também, as flores comestíveis não somente têm ganhado espaço nas pesquisas, mas também na dieta humana com o intuito de obter sabores, aromas e cores diferenciadas, atraentes e com benefícios funcionais para saúde. As flores podem ser utilizadas para produção de chás florais, geléias, bebidas ou ainda consumidas *in natura* (VOON; BHAT; RUSUL, 2012; PIRES et al., 2016; PEREIRA et al., 2017).

O consumo de flores pode trazer diversos benefícios para a saúde, tendo em vista a gama de compostos bioativos, principalmente os fenólicos, presentes nestes alimentos (VANDERJAGT et al., 2002; BENVENUTI; BORTOLOTTI; MAGGINI, 2016). Tais compostos podem auxiliar no combate aos radicais livres produzidos pelo metabolismo humano evitando doenças oriundas do estresse oxidativo (SUZUKI-SUGIHARA et al., 2016; FERNANDES et al. 2017; MELO et al, 2018). A capacidade bioativa de flores comestíveis já foi investigada em diversos trabalhos, nos quais se destacaram a presença de fitoquímicos como carotenoides e compostos fenólicos responsáveis também pela coloração predominante em cada espécie (FRIEDMAN et al., 2010; KISHIMOTO et al., 2005; BARROS et al., 2012; KAISOON; KONCZAK; SIRIAMORNPNUN, 2012; LOIZZO, 2016).

Neste sentido, pode-se destacar a capuchinha (*Tropaeolum majus* L.) que já foi apontada como umas das flores mais aceitas sensorialmente e com um grande potencial para mercado (BENVENUTI, BORTOLOTTI, MAGGINI, 2016). Esta planta é da família Tropaeolaceae, originária das Américas Central e do Sul e por ser de fácil adaptação em climas variados, foi difundida por vários países principalmente na Europa desde o século XVII (GARZÓN; WROLSTAD, 2009; BAZYLKO et al., 2013).

As flores e folhas são comestíveis e possuem sabor ligeiramente picante pela presença de glucosinolatos, sendo geralmente utilizada em saladas, vinagretes e molhos. Suas flores podem ser vermelhas, alaranjadas ou amarelas (NIIZU; RODRIGUEZ-AMAYA, 2006; GARZÓN; WROLSTAD, 2009). A capuchinha é bastante conhecida como planta medicinal, utilizada como anti-inflamatório,

anticéptico, e expectorante (NIIZU; RODRIGUEZ-AMAYA, 2006). Extratos desta planta têm sido estudados por apresentarem alto poder antioxidante e presença de compostos como, ácido ascórbico, fenólicos e carotenoides (GARZÓN; WROLSTAD, 2009; ALBRECHT; GOOS; SCHNEIDER, 2007; FINTELMANN et al., 2012; BAZYLKO et al., 2014; KIM et al., 2017).

A presença de tais compostos nas plantas é resultado do metabolismo secundário que por muitas vezes são associados a mecanismos de defesa do vegetal. Assim, vários estudos têm sido desenvolvidos com o objetivo de estimular a síntese de fotoquímicos bioativos e aumentar a capacidade antioxidante. Neste contexto, como a luz é um fator primordial para o desenvolvimento e crescimento das plantas, a utilização do diodo emissor de luz (LED) tem sido investigada, a fim que estimular a síntese destes compostos durante a fase de crescimento das plantas (LIU et al., 2016; QIAN et al. 2016; DENG et al. 2017) e no período de pós-colheita (MA et al., 2015; JIN et al., 2015; YUAN et al., 2017).

A utilização de lâmpadas de LED tem ganhado destaque, em relação a outros tipos de lâmpadas encontradas no mercado, por possuir vantagens de maior durabilidade, baixa emissão de calor, eficiência de conversão de energia e possibilidade de selecionar comprimentos de onda (MASSA et al., 2008).

Os efeitos da utilização do LED já foram estudados em plantas como brócolis, frutas cítricas e brotos de ervilha. Contudo, ainda não se tem estudos que avaliem a utilização deste tipo de suplementação na síntese de compostos bioativos em flores que são utilizadas na alimentação.

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo geral

O objetivo geral deste trabalho foi investigar o efeito do tempo de exposição à lâmpadas de LED vermelho sob a biossíntese de compostos bioativos em flores de capuchinha amarelas, alaranjadas e vermelhas.

2.2. Objetivos específicos

Avaliar o efeito do tempo de exposição à luz LED sob a síntese de carotenoides, antocianinas, fenólicos totais e flavonoides em pétalas e sépalas de capuchinha amarelas, vermelhas e alaranjadas.

Comparar o efeito da suplementação de lâmpadas de LED vermelho com a iluminação natural, sob a síntese de carotenoides, antocianinas, flavonoides e fenólicos totais em pétalas e sépalas de capuchinha amarelas, vermelhas e alaranjadas.

Estimar o melhor tempo de exposição à luz LED vermelha para maior síntese de carotenoides, antocianinas, flavonoides e fenólicos totais em pétalas e sépalas de capuchinha amarelas, vermelhas e alaranjadas.

3. REFERENCIAL TEÓRICO

3.1. Flores Comestíveis

O consumo de flores comestíveis é relatado desde a antiguidade pelos romanos, chineses e indianos seja para agregar sabor ou somente para decoração de pratos (MELILLO, 1994; FERNANDES et al., 2017). A variedade de cores e sabores tem sido atualmente explorada pra produção de pratos mais atraentes e com características funcionais, principalmente na culinária européia, asiática, indiana e no Oriente Médio (KAISOON; KONCZAK; SIRIAMORNPNUN, 2012). Geralmente as flores são consumidas *in natura*, mas também são usadas para molhos, licores, sobremesas, chás, geléias e coquetéis (MLCEK; ROP, 2011; FERNANDES et al., 2016).

Chen e Wei (2017) mostraram em uma pesquisa recente realizada em Taiwan que os principais fatores que geram o consumo de flores são efeitos diretos e indiretos do aroma floral e da consciência da saúde. Apesar de algumas flores possuírem sabores característicos como a capuchinha (sabor apimentado), flor de abóbora (sabor adocicado), malmequeres (sabor cítrico), e terem seu consumo relacionado principalmente ao aroma floral, muitas outras têm o sabor suave e consideradas sem atrativo ao paladar. Nesses casos a atitude positiva em relação ao consumo, geralmente está ligada com a consciência dos efeitos benéficos à saúde (FERNANDES et al., 2016; CHEN; WEI, 2017). Além destas características é importante também avaliar a qualidade das flores comestíveis quanto ao tamanho, forma e cor já que estes atributos influenciam de forma decisiva a escolha do produto, aumentando o seu consumo e conseqüentemente gerando maior renda para quem as produz (KELLEY et al., 2002).

A qualidade extranutricional destas flores também tem sido explorada em pesquisas científicas, principalmente pelo fato destes compostos estarem associados com efeitos benéficos à saúde (YOUWEI; JINLIAN; YONGHONG, 2008). Em geral, os principais compostos bioativos presentes nestes vegetais são ácidos fenólicos e flavonoides como ácido gálico, ácido caféico, ácido *p*-cumárico, ácido vanílico, rutina, miricetina, luteolina, quercetina, kaempferol (BARROS et al., 2012; KAISOON; KONCZAK; SIRIAMORNPNUN, 2012; LOIZZO, 2016).

Um estudo evidenciou o potencial antimutagênico apresentado por extratos de algumas flores, dentre elas o *Hibiscus rosa-sinensis* Linn (hibisco) e *Punica granatum* Linn (flor de romã) no qual o resultado foi atribuído pela presença de flavonoides (WONGWATTANASATHIEN; KANGSADALAMPAI; TONGYONK, 2010). Em outro estudo demonstrou-se a capacidade do extrato de algumas flores comestíveis como a *Millingtonia hortensis* Linn (buganvília) em suprimir, *in vitro*, a proliferação de células cancerosas humanas do sistema de digestivo (KAISOON; KONCZAK; SIRIAMORNPUN, 2012).

Aos fitoquímicos do hibisco também foram atribuídos o potencial de redução da pressão arterial (HERRERA-ARELLANO et al., 2004; AJAY et al., 2007), melhora no metabolismo lipídico (OCHANI; D'MELLO, 2009; YANG et al., 2010) e efeito na prevenção de síndrome metabólica (GURROLA-DÍAZ et al., 2010). Os principais bioativos presentes no hibisco são fenólicos como ácido gálico, catequina, epicatequina, rutina, quercetina, ácido *p*-cumárico e ácido vanílico (CHEN et al. 2015).

A *Viola odorata* L., conhecida como violeta doce, muito consumida no Iran, tem sido estudada para tratamento de insônia crônica (FEYZABADI et al., 2014). Os estudos demonstram que o óleo extraído desta flor confere melhora na indução do sono em pacientes com esse tipo de problema, além disso, o extrato de violeta doce também pode ser usado como antisséptico, anti-inflamatório e expectorante (MONADI; REZAIE, 2013; FEYZABADI et al., 2018).

Outra flor comestível bastante tradicional é a calêndula (*Calendula officinalis* Linn) consumida principalmente na Índia, Europa e China. A calêndula apresenta várias classes de fitoquímicos como terpenoides, flavonoides, coumarinas, quinonas, óleo volátil, carotenoides e aminoácidos (MULEY; KHADABADI; BANARASE, 2009). Os compostos presentes nesta flor conferem a ela propriedades anti-inflamatórias, e anticâncer eficientes sobre danos oxidativos (UKIYA et al. 2006; DALL'ACQUA et al., 2016; ALEXANDRE et al., 2017).

As flores comestíveis apresentam diversidade de cores e compostos bioativos, como flavonóides, ácidos fenólicos e antocianinas, que têm atraído a atenção como fontes de fitoquímicos, benéficos à saúde humana (YOUWEI; JINLIAN; YONGHONG, 2008). Portanto, é promissor expandir a aplicação das flores

comestíveis na indústria de alimentos como ingredientes para o desenvolvimento de novos produtos.

3.2. Capuchinha (*Tropaeolum majus* L.)

A capuchinha (*Tropaeolum majus* L.) é uma planta da família Tropaeolaceae, originária das Américas Central e do Sul. Por ser uma planta herbácea e de fácil adaptação em climas variados, foi difundida por vários países principalmente na Europa desde o século XVII (GARZÓN; WROLSTAD, 2009; BAZYLKO et al., 2013).

As flores e folhas são comestíveis e possuem sabor picante pela presença de glucosinolatos (Imagem 1) que são considerados compostos com ação bioativa (LYKKESFELDT; MOLLER, 1993). O glucosinato de maior concentração na capuchinha é o glucosinato de benzila, precursor do isotiocianato aromático que é estudado por suas propriedades na prevenção e inibição de câncer (STICHA et al., 2002; VERKERK et al., 2009; LI et al., 2012; IQBAL et al., 2018).

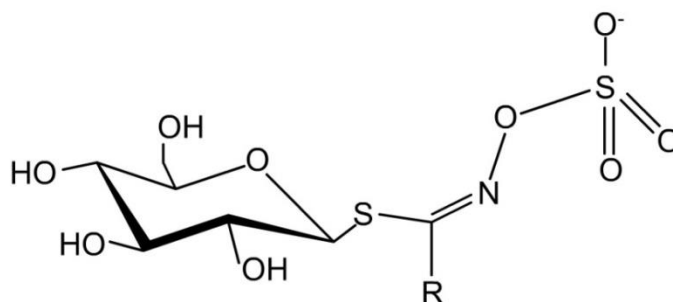


Figura 1. Estrutura química do glucosinolato

Fonte: FAHEY et al. (2001).

Por possuir sabor ligeiramente picante é utilizada em saladas, vinagretes e molhos. Suas flores podem ser vermelhas, alaranjadas ou amarelas como se pode observar na Figura 2, sendo que as alaranjadas são mais comuns (NIIZU; RODRIGUEZ-AMAYA, 2006; GARZÓN; WROLSTAD, 2009).

A capuchinha é bastante conhecida como planta medicinal e é comumente utilizada como anti-inflamatória, anticéptica, e expectorante (NIIZU; RODRIGUEZ-AMAYA, 2006). O extrato desta planta é utilizado como ingrediente de um nutraceutico comercial chamado Angocin® Anti-Infekt N (Figura 3) que tem eficácia contra infecções respiratórias e do trato urinário (ALBRECHT; GOOS; SCHNEIDER, 2007; FINTELMANN et al., 2012).



Figura 2. Folhas e flores de capuchinha

Fonte: Agriflora Sementes, s.d.

A capacidade fotoprotetora do extrato de flores de capuchinha foi comprovada em um estudo realizado por BAZYLKO et al. (2014). Este estudo mostrou que o extrato foi capaz de inibir espécies reativas de oxigênio (ERO) por irradiações UVA e UVB. Os autores relatam que esta planta é utilizada para tratamento dermatológico de assaduras, queimaduras solares e descamação (caspa), o que pode ser atribuído a sua capacidade fotoprotetora (BAZYLKO et al., 2014).

Um recente estudo avaliou também a capacidade antiadipogênica *in vitro* do extrato da capuchinha. Foi observado que o extrato foi capaz de inibir o acúmulo lipídico e reduzir a expressão gênica de fatores que aumentam o processo de adipogênese. Os autores ressaltam que a capuchinha apresenta potencial terapêutico inovador para a prevenção e tratamento de obesidade (KIM et al., 2017).

As folhas de capuchinha também demonstraram potencial medicinal, em estudos conduzidos com camundongos, sendo que o extrato das folhas apresentou atividade diurética, que auxilia também no tratamento de infecções urinárias, no efeito anti-hipertensivo e anticoagulante (SANTO et al., 2007; GASPAROTTO JUNIOR et al., 2009, 2011, 2012).



Figura 3. Angocin® Anti-Infekt N

Fonte: Das Wichtigste in Kürze, s.d.

Com relação aos principais compostos bioativos presentes na flor de capuchinha podem ser citados, o ácido ascórbico, luteína, antocianinas (cianidina, delphinidina e pelargonidina) e o benzilglucosinolato (LYKKESFELDT; MOLLER, 1993; NIIZU; GARZÓN; WROLSTAD, 2009).

3.3. Compostos Fenólicos

Os compostos fenólicos (CF) são amplamente distribuídos na natureza e podem ser definidos como metabólitos secundários das plantas, que se formam principalmente em resposta a condições de estresse. Os CF podem ser derivados de fenilalanina e tirosina, constituem um grupo bastante diversificado e incluem ácidos fenólicos, flavonoides, estilbenos, cumarinas e taninos (Figura 4). São compostos que possuem um ou mais anéis aromáticos com um ou mais grupos hidroxila (NACZK; SHAHIDI, 2004 ANGELO; JORGE, 2007; LIU, 2014).

Frutas, hortaliças e cereais integrais possuem naturalmente a presença de vários CF que são determinantes na qualidade sensorial e nutricional destes alimentos (TOMÁS-BARBERAN; FERRERES; GIL, 2000). O consumo destes alimentos tem sido associado a vários benefícios à saúde, principalmente na prevenção de várias doenças crônicas causadas por estresse oxidativo. Isso pelo fato de apresentar grande capacidade antioxidante, além disso, vários destes compostos também apresentarem atividade antimicrobiana, antiviral e anti-inflamatória (PAPPAS; SCHAICH, 2009; IGNAT; VOLF; POPA, 2011).

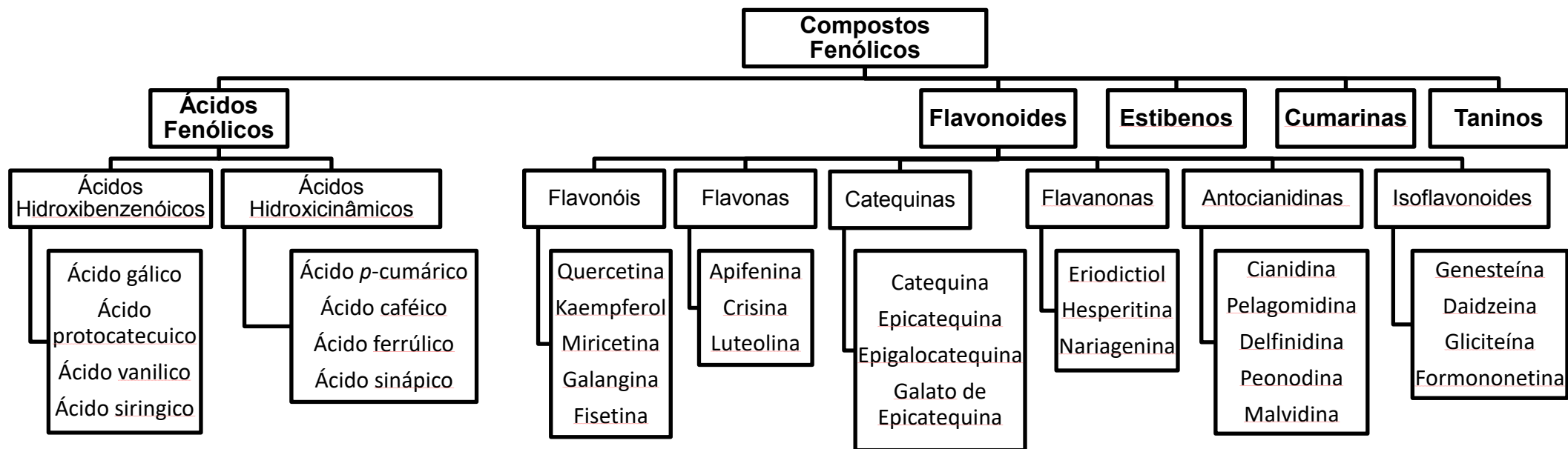


Figura 4. Classificação de compostos fenólicos

Fonte : LIU, 2014

3.3.1. Antocianinas

Antocianinas são pigmentos naturais largamente distribuídas na natureza e podem ser definidas como antocianidinas ligadas a moléculas de açúcar. As antocianidinas são um subgrupo de flavonoides que são compostos fenólicos com grande capacidade antioxidante (LI et al., 2017b; XIE et al., 2018). As antocianinas são solúveis em água e quando estão presentes em grande quantidade dão cores a frutas, flores e folhas, além de serem amplamente utilizadas como corante de alimentos na indústria (MANHITA; TEIXEIRA; COSTA, 2006).

A estrutura química das antocianinas é formada por três anéis aromáticos confere a elas a capacidade antioxidante permitindo o sequestro de radicais livres. Sua biossíntese está descrita na Figura 5.

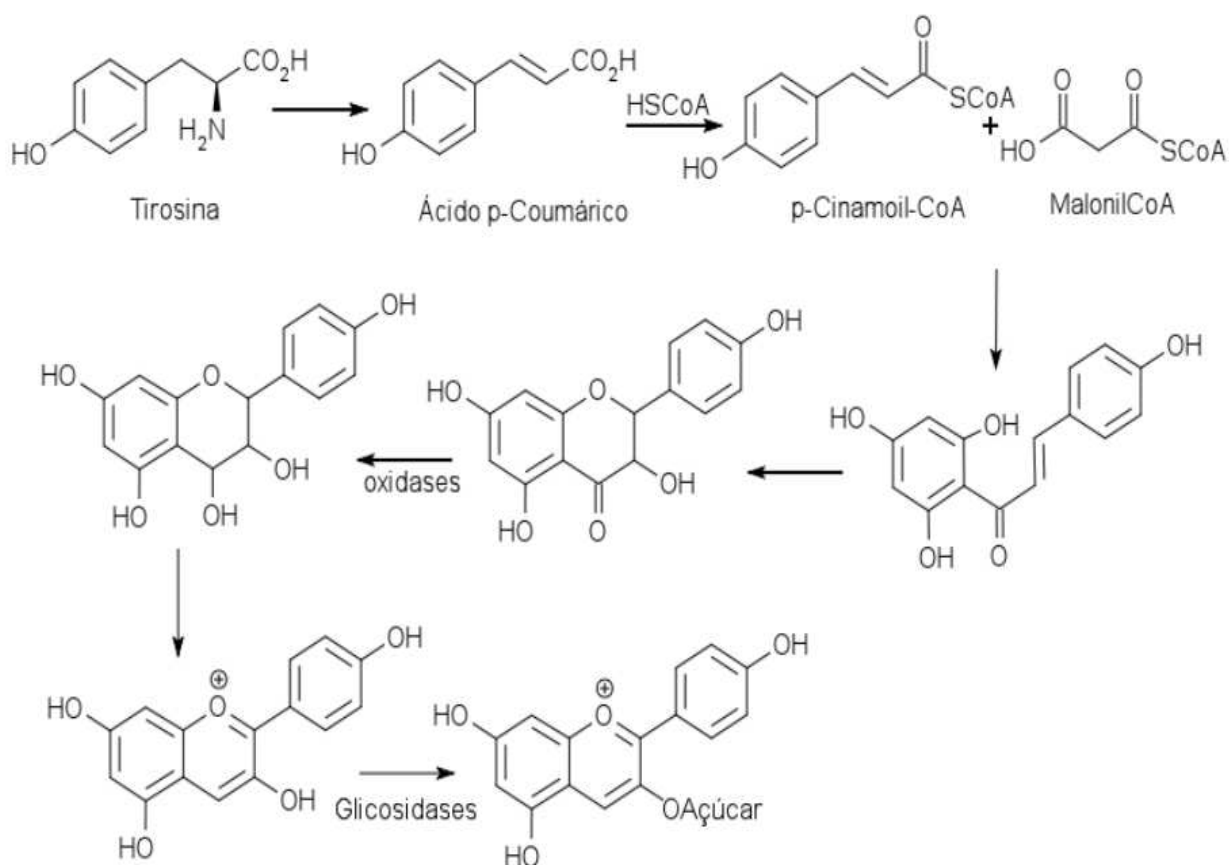


Figura 5. Biossíntese de antocianinas.

Fonte: HARBORNE, 1994.

As antocianinas têm a característica de variarem a estrutura química e consequentemente, a cor de acordo com pH do meio (COUTO; RAMOS; CAVALHEIRO, 1998; LEVI et al., 2004) podendo ocorrer um equilíbrio entre quatro estruturas como mostra a Figura 6, sendo que em pH ácido a estrutura da antocianina fica mais estável.

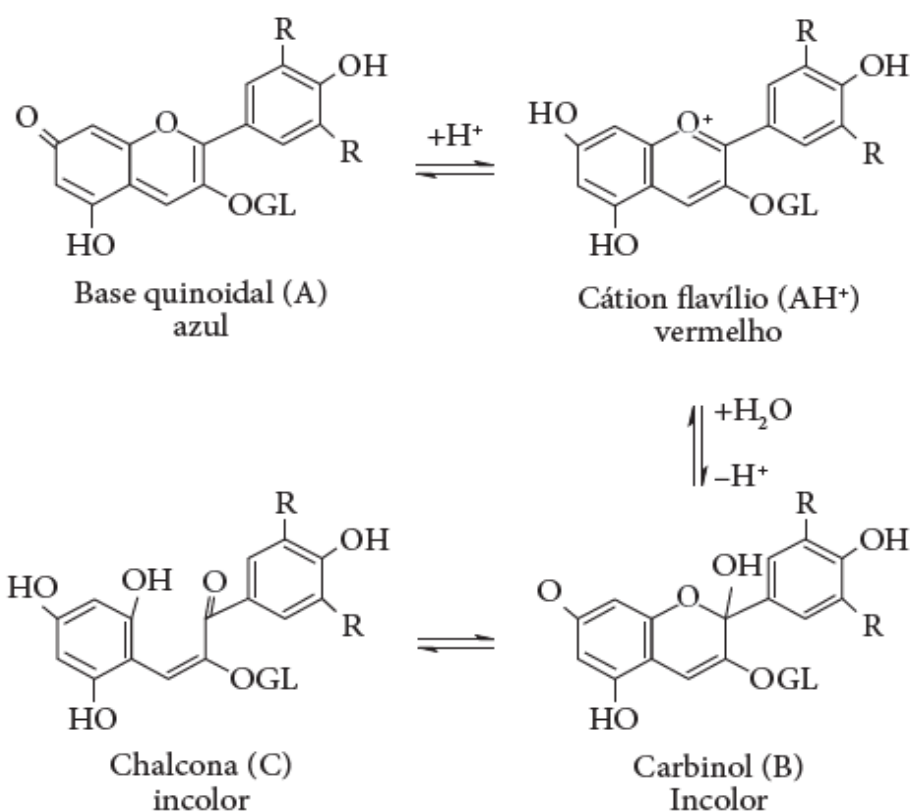


Figura 6. Equilíbrio químico das antocianinas

Fonte: BORDIGNON JR. et al., 2009.

3.4. Carotenoides

Carotenoides são pigmentos orgânicos que podem ser sintetizados por plantas, algas, fungos e bactérias que fazem fotossíntese. A coloração varia do amarelo ao vermelho. Como o organismo humano não consegue sintetizar os carotenoides, eles devem ser ingeridos na alimentação. Esses compostos são encontrados em folhas e frutos verdes (ligados à clorofila), flores, raízes e sementes

vermelhas, amarelas e alaranjadas (RUIZ-SOLA; RODRÍGUEZ-CONCEPCIÓN, 2012; SUN et al., 2018).

Grande parte das plantas com coloração verde possui carotenoides que são primordiais para fotossíntese, neste sentido pode ser citada a luteína, o β -caroteno, a violaxantina, a neoxantina e a zeaxantina (YAMAMIZO; KISHIMOTO; OHMIYA, 2010). Quimicamente esses compostos são derivados de isoprenóides, e possuem ligações duplas conjugadas que conferem a capacidade de sequestro de radicais livres. De forma geral, os carotenoides podem ser divididos em carotenos que são lipossolúveis, e as xantofilas que contêm pelo menos um grupo hidroxila o que confere a elas uma característica mais polar (BERNSTEIN et al., 2010; RUIZ-SOLA; RODRÍGUEZ-CONCEPCIÓN, 2012).

Além disso, alguns carotenos são precursores de vitamina A e são chamados de provitamina A. A conversão ocorre naturalmente no fígado por ação enzimática. A conversão de uma molécula de β -caroteno dá origem a duas moléculas de vitamina A (BOBBIO; BOBBIO, 1995; MOHAMED et al., 2001).

A biossíntese destes compostos está descrita na Figura 7. A primeira etapa da biossíntese que é específica dos carotenoides é a condensação de duas moléculas de geranylgeranyl-difosfato com formação de fitoeno (HANNOUFA; HOSSAIN, 2012)

O consumo de carotenoides tem sido associado a vários benefícios para a saúde como a prevenção de doenças cardíacas e câncer, além de estarem intimamente ligados a saúde ocular (RAFI et al., 2013; TONG et al., 2016; SONG et al., 2017; WALK et al., 2017). Recentemente uma pesquisa com licopeno mostrou que esse carotenoide pode contribuir também para a promoção de saúde do tecido ósseo prevenindo a progressão das condições ósseas (COSTA-RODRIGUES et al., 2018)

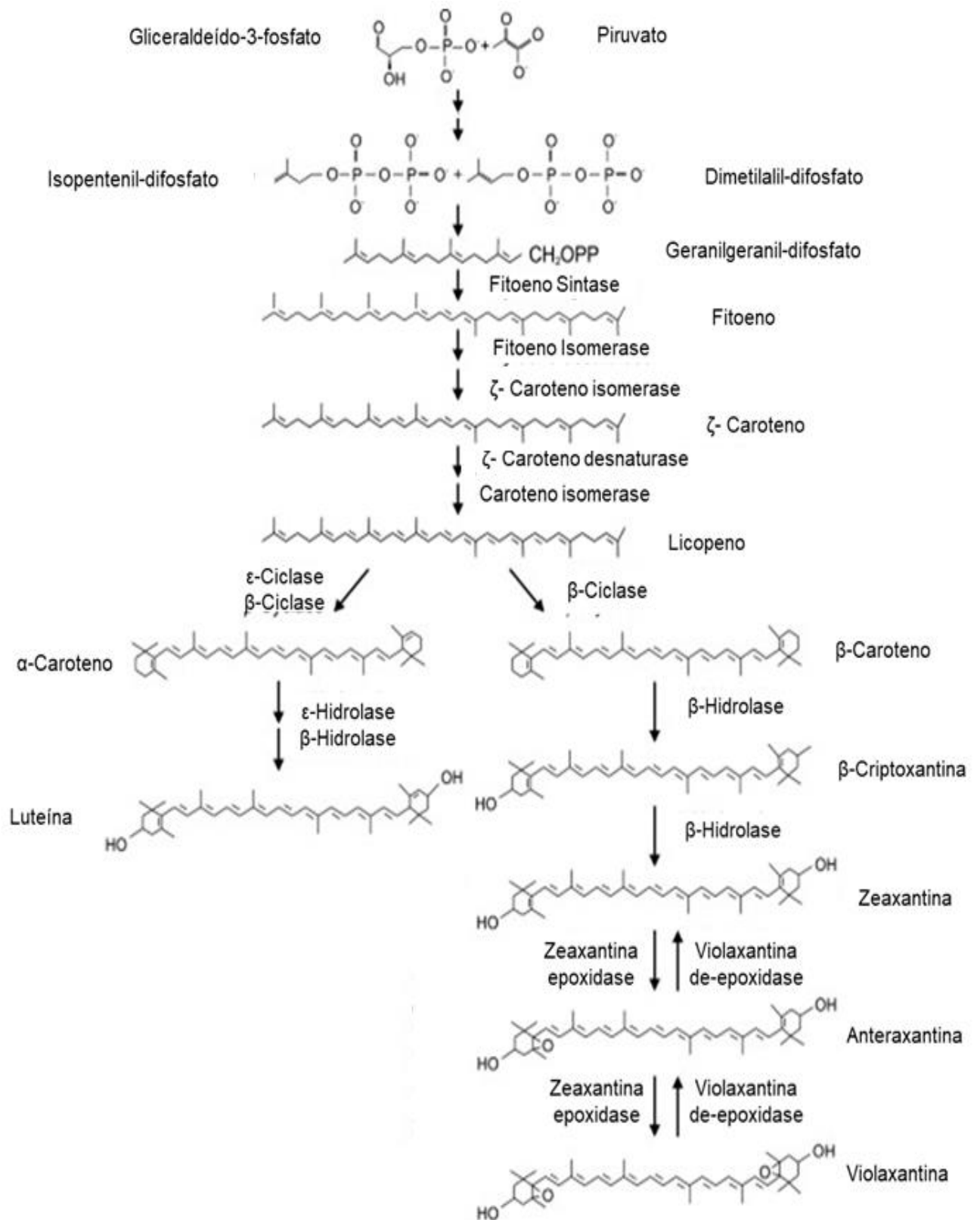


Figura 7. Biossíntese de carotenoides

Fonte: Adaptado de Hannoufa e Hossain, (2012).

3.4.1. Luteína

A luteína é um carotenoide que pertence à classe das xantofilas. Possui dois grupos hidroxila, um de cada lado da molécula, acredita-se que tais grupos são fundamentais para desempenho de sua função biológica. Esse composto que possui coloração amarela está intimamente ligado à saúde ocular e é comumente chamado de pigmento macular. Mácula é uma depressão que fica na retina na qual se tem um acúmulo de carotenoides principalmente luteína e zeaxantina (ALVES-RODRIGUES; SHAO, 2004; LI et al., 2014).

A deposição destes pigmentos na retina é de grande importância para saúde ocular, pois são capazes de filtrar a luz azul que causa danos à mácula e ainda protege contra danos oxidativos. A falta destes carotenoides pode causar uma doença chamada degeneração macular. Essa doença está relacionada com a perda de visão e a suplementação com carotenoides pode aumentar os níveis de pigmento na mácula retardando a progressão da degeneração (LANDRUM et al., 1997; MA et al., 2012; CHEW et al., 2014; LI et al., 2017a).

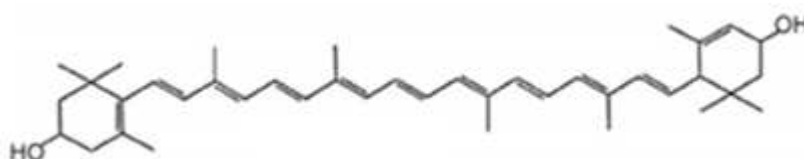


Figura 8. Estrutura química da luteína

Fonte: Adaptado de Rao e Rao (2007).

3.5. Diodo emissor de luz (LED) e seu efeito na síntese de compostos bioativos

A luz é um dos fatores primordiais para o desenvolvimento das plantas e tem grande influência sobre sua fisiologia, pois além de ser a fonte de energia utilizada na fotossíntese, também influencia o desenvolvimento e diferenciação celular dos tecidos (ALBRECHT; SANDMANN, 1994; DENG et al., 2017). Além disso, fatores ambientais podem influenciar diretamente na fisiologia do vegetal, pois o impacto causado por condição de estresse faz com que a planta produza metabólitos para sua proteção (BLOEM et al., 2014).

Sabendo disso, vários estudos têm investigado a utilização de luz artificial com a finalidade de estimular a produção de fitoquímicos. Neste sentido, a luz LED se destaca por possuir vantagens como baixa emissão de calor, eficiência de conversão de energia e possibilidade de selecionar comprimentos de onda (MASSA et al., 2008). Tais estudos são de interesse mundial visto que esses compostos podem atuar na prevenção de várias doenças (WENG; YEN, 2012; BLOEM et al., 2014; SUZUKI-SUGIHARA et al., 2016; MELO et al., 2018).

O LED é um dispositivo semicondutor com uma única junção que se assemelha a um chip de computador. O material semicondutor e a junção determinam o comprimento de onda emitido e conseqüentemente a cor observada (BOURGET, 2008).

O LED consiste basicamente em dois semicondutores um tipo P e um tipo N que estão diretamente ligados de forma que um eletrodo ligado à camada semicondutora do tipo P é revestido pelo semicondutor tipo-N. É chamada de junção PN a região em que esses dois semicondutores estão em contato. Desta forma, a corrente elétrica flui muito facilmente através da junção em somente uma direção (LIGHT-EMITTING DIODE, 2007; BOURGET, 2008).

As principais vantagens da utilização do diodo emissor de luz são a eficiência e longa vida útil. O LED pode emitir comprimento de ondas de 250 nm (UVC) até 1000 nm (infravermelho) dependendo do material que é feito. Os principais semicondutores inorgânicos utilizados são alumínio, gálio, silício, índio e zinco (LIGHT-EMITTING DIODE, 2007; BOURGET, 2008).

Liu et al. (2016) avaliaram o efeito de LED de várias cores e luz fluorescente branca na concentração de compostos fenólicos em brotos de ervilha. A concentração de fenólicos totais foi significativamente maior nos brotos expostos à luz LED azul e luz fluorescente branca, sendo que o maior teor foi obtido nos brotos expostos à luz azul. O teor de fenólicos não foi diferente nos brotos cultivados em LED amarelo e em condições de pouca luz.

Qian et al. (2016) também compararam LED de cores diferentes (branco, azul e vermelho) e observaram que a exposição a luz LED azul resultou em maiores níveis de fenólicos totais e antocianinas, desta vez em brotos de couve chinesa.

O LED pode ser utilizado em combinação com outras fontes de luz ou ainda como única fonte luminosa. Choi, Moon e Kang (2015) avaliaram a influência de LED na produção de compostos bioativos em morangos e no crescimento morangueiro. Os LED utilizados no experimento foram o azul, vermelho e a combinação de azul e vermelho. Foram utilizadas duas estufas, uma na qual havia somente o LED como única fonte luminosa e outra na qual a havia luz ambiente e o LED como suplemento. Os autores observaram que as folhas de plantas cultivadas somente sob o LED apresentaram maior teor de clorofila, contudo menor quantidade de frutos. Além disso, a suplementação se mostrou mais eficiente para estimular a produção de compostos fenólicos. A suplementação com luz LED vermelho ou a combinação de LED azul e vermelho foram as que mais estimularam a produção de compostos fenólicos.

Como a síntese de vários compostos como antocianinas, flavonoides dependentes da luz, de forma geral, os estudos mostram a suplementação com luz LED é eficaz para estimular a produção destes metabolitos em planta em desenvolvimento e no pós-colheita (CHOI; MOON; KANG, 2015; LIU et al., 2016; QIAN et al. 2016; BANTIS; OUZOUNIS; RADOGLU, 2016; DENG et al. 2017)

4. MATERIAL E MÉTODOS

A semeadura e cultivo das capuchinhas (*Tropaeolum majus* L.) foram realizados no setor de Floricultura, do Departamento de Fitotecnia da Universidade Federal de Viçosa em Viçosa – MG (Latitude 20°45' Sul, Logitude 42° 52' Oeste, Altitude 642 m).

As análises físico-químicas foram desenvolvidas no Laboratório de Corantes Naturais e Compostos Bioativos (LaCBio) do Departamento de Tecnologia de Alimentos da Universidade Federal de Viçosa.

4.1. Obtenção e Cultivo da Mudas de Capuchinha (*Tropaeolum majus* L.)

Para obtenção da mudas foram utilizadas sementes sem tratamento químico da marca ISLA, distribuídas em bandeja de isopor contendo substrato de cultivo. Após 15 dias de semeadura, quando estavam com aproximadamente 10 cm de

altura, as mudas foram transplantadas para vasos de 10 L contendo substrato, sendo que em cada vaso foram alocadas 7 mudas. O substrato foi inicialmente fertilizado com nitrogênio, fósforo e potássio (4:14:8) na proporção de 1 g para cada 1 kg de substrato. As plantas foram regadas conforme necessário e o experimento foi realizado em casa de vegetação.

4.2. Suplementação com LED e Colheita das Flores e Folhas

A exposição da mudas a luz LED foi iniciada após o transplante das mesmas para o vaso de 10L. Os vasos foram alocados em bancadas onde as plantas foram expostas a suplementação com luz LED durante o período noturno respeitando o tempo em horas designado para cada tratamento, durante 90 dias (Figura 9).

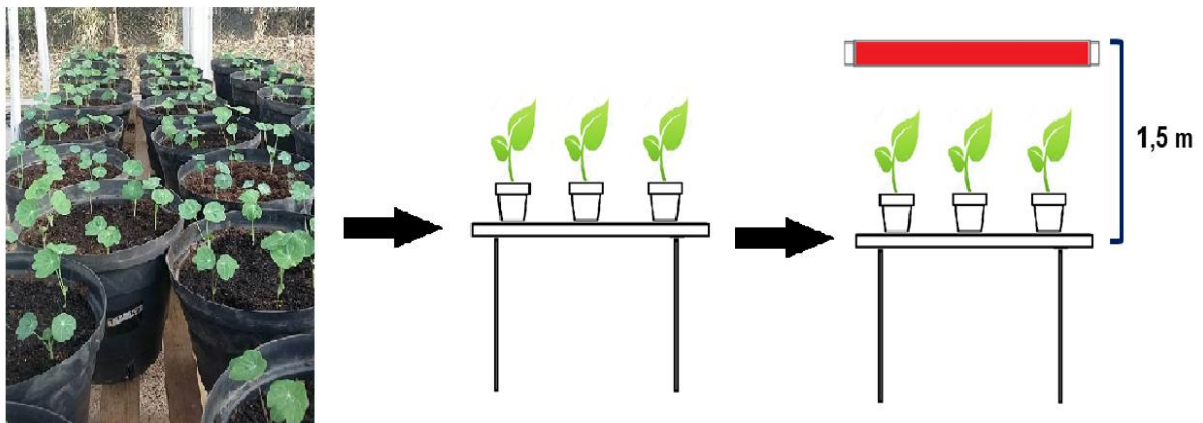


Figura 9. Esquema da montagem do experimento

Fonte: Do autor

Foram utilizadas lâmpadas LED tubulares da marca Split T8[®], de cor vermelha ($\lambda = 660 \text{ nm}$), com potência de 22 W, temperaturas de cor 6500 K. Com média de radiação fotossinteticamente ativa de $71,95 \pm 3,70 \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ($n=20$). As lâmpadas foram dispostas a 1,5 m de altura das plantas (Figura 9).

Foram testados 3 tempos de exposição (2, 4, 6, horas) e o tratamento controle sem exposição a luz LED (0 horas), os tratamentos foram compostos de três repetições. Foi testado ainda um tratamento no qual se substituiu totalmente a

luz solar por 12 horas de exposição a luz LED, neste caso não houve desenvolvimento das mudas devido a baixa concentração de energia fotossinteticamente ativa, emitida pela luz LED vermelha. Esse tratamento foi desconsiderado para as etapas posteriores do presente estudo. Os tempos de exposição foram controlados por *timer* digital programado de acordo com cada tempo de exposição.

Para a coleta de flores foi considerada o estágio de desenvolvimento entre XII e XIV (Figura 10), no qual a capuchinha apresenta maior aceitação entre os consumidores de acordo com Ribeiro, Barbosa e Costa (2012).



Figura 10. Estádios de desenvolvimento das flores de capuchinha

Fonte: Adaptado de Ribeiro, Barbosa e Costa (2012).

Logo após colheita, as flores foram separadas em pétalas e sépalas (sépala + espóra), em seguida, foram desidratadas (65°C por 1h) para as análises posteriores (Figura 11). Estas frações da flor (pétalas e sépalas) foram analisadas separadamente.

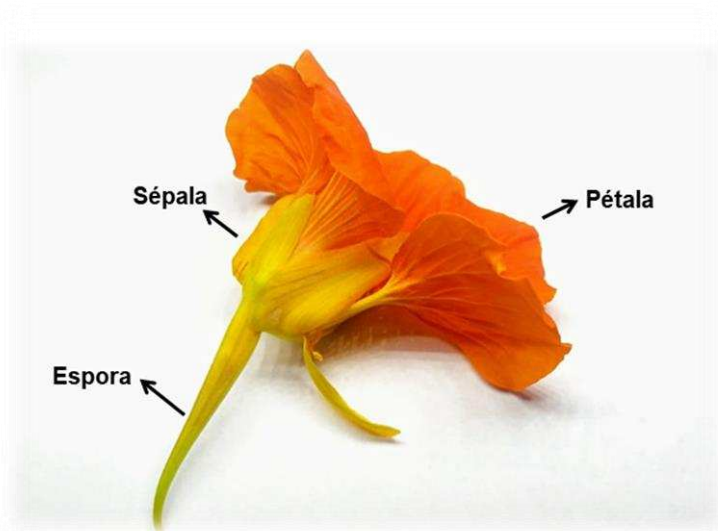


Figura 11. Flor de capuchinha

Fonte: Do autor.

4.3. Quantificação dos Compostos Bioativos

4.3.1. Obtenção do Extrato Hidroalcoólico

O extrato foi obtido por meio da maceração de 0,5 g de pétalas e 0,8 g sépalas, com 25 mL da solução etanol 70% acidificado (pH $2,0 \pm 0,1$) pela adição de solução de HCl concentrado. A extração foi realizada em banho ultrassônico (Ultracleaner 1400A, Unique, Brasil) 40 kHz a 25° C por 60 min. Os extratos foram filtrados e o volume aferido em balão volumétrico. Este extrato foi utilizado para as análises de fenólicos totais, flavonoides totais, antocianinas totais e capacidade antioxidante total.

4.3.2. Fenólicos Totais

O conteúdo fenólico total foi determinado utilizando o método Folin-Ciocalteu adaptado de Singleton e Rossi (1965). Neste método uma alíquota de 0,6 mL da solução aquosa do extrato (Item 4.3.1) foi adicionada de 3 mL de solução aquosa do Folin-Ciocalteu a 10% e 2,4 mL de carbonato de sódio a 7,5% (m/v). Após reação de 1 hora na ausência de luz a absorbância foi medida a 760 nm em espectrofotômetro da marca Belphotonics (Modelo UV-M519). A quantidade total de fenólicos foi calculada por meio de uma curva padrão preparada com ácido gálico e expresso como equivalentes de ácido gálico (GAE).

4.3.3. Flavonoides Totais

Para determinação de flavonoides totais foi utilizado método descrito por Dowd (1959) no qual, uma alíquota de 500 µL do extrato (Item 4.3.1) foi adicionado em um tubo de ensaio contendo 250 µL de cloreto de alumínio em seguida adicionou-se 4,25mL de metanol, deixando reagir por 30 min. A leitura foi realizada a 425nm em espectrofotômetro. Os teores de flavonoides foram calculados a partir de curva de calibração de quercetina.

4.3.4. Antocianinas Totais

O teor de as antocianinas totais foi quantificado de acordo com o método espectrofotométrico proposto por Fuleki e Francis (1968). Uma alíquota do extrato (Item 4.3.1) foi diluída em solução etanol: HCl 1,5 N (85:15) (v/v) e a absorbância medida a 535 nm em espectrofotômetro. A diluição das amostras foi realizada de forma a garantir que os valores de absorbância estivessem na faixa de 0,200 – 0,800 nm. O espectrofotômetro foi calibrado com a solução etanol: HCl 1,5 N (85:15). Para o cálculo do teor de antocianinas no extrato utilizou-se a Equação 1.

$$C' = (A \cdot FD \cdot PM) / \epsilon \cdot 1\text{cm} \quad (\text{Equação 1})$$

em que:

A = Absorvância a 535 nm

$\epsilon \cdot 1\text{cm}$ = Coeficiente de absorvidade 15600

C' = Concentração de antocianinas, expressa em pelargonidin-3-glucoside ($\text{g} \cdot \text{L}^{-1}$)

FD = Fator de diluição do extrato para leitura

PM = Massa molecular da pelargonidin-3-glucoside ($433,2 \text{ g} \cdot \text{mol}^{-1}$)

4.3.5. Extrato Lipossolúvel / Carotenoides Totais

Para a análise de carotenoides totais foi realizada uma extração da fração lipossolúvel da flor a fim de se determinar carotenoides de acordo com metodologia descrita por Nachtigall, Stringheta e Fidelis (2007), modificada. Uma amostra homogênea de 0,4 g de pétala e 0,8 de sépala de capuchinha foram maceradas com 25 mL de acetona resfriada, com auxílio de pistilo. Em seguida foram adicionados mais 25 mL de acetona resfriada e a mistura foi levada para banho ultrassônico (Ultracleaner 1400A, Unique, Brasil) 40 kHz a 25 °C por 60 min. A suspensão foi

filtrada a vácuo em funil de Büchner utilizando papel filtro. Após a filtração, o extrato foi transferido para um funil de separação, contendo 50 mL de éter de petróleo resfriado com o intuito de separar os carotenoides de quaisquer interferentes hidrossolúveis. O extrato foi evaporado utilizando evaporador rotativo a vácuo na faixa de temperatura entre 35 e 37 °C e volume será aferido em balão volumétrico para 25 mL utilizando etanol absoluto.

A leitura em espectrofotômetro foi realizada em comprimento de onda de 445 nm que é a absorção máxima da luteína. Os teores de carotenoides totais serão expressos em mg de carotenoides por g de pétala/sépala.

$$x(\mu\text{g}) = \frac{A \cdot y \text{ (mL)} \cdot 10^6}{A_{1\text{cm}}^{1\%} \cdot 100} \quad (\text{Equação 2})$$

$$x(\mu\text{g/g}) = \frac{x(\mu\text{g})}{m \text{ (g)}} \quad (\text{Equação 3})$$

Em que:

x = massa ou a concentração de carotenoide (μg)

y = volume da solução (mL)

A = absorbância da solução no comprimento de onda específico

$A_{1\text{cm}}^{1\%}$ = coeficiente de absorção do carotenoide no solvente utilizado

m = massa da amostra (g)

4.4. Capacidade Antioxidante Total

4.4.1. Método de captura de radicais DPPH

Para a análise de capacidade antioxidante pelo método do radical DPPH (2,2-difenil-1-picrilidrazil) preparou-se o radical na concentração de $0,1 \mu\text{mol.L}^{-1}$ de DPPH dissolvido em etanol 80%. Para as amostras foram preparadas curvas com 5 diluições do extrato (Item 4.3.1) em etanol 80% v/v. Em ambiente escuro, transferiu-se uma alíquota de 500 μL de cada diluição preparada da amostra para tubos de

ensaio, nos quais foram adicionados 3,5 mL da solução de DPPH (0,1 mmol.L⁻¹). A mistura foi agitada em vortex e a leitura feita em espectrofotômetro em comprimento de onda de 517 nm, após 1 hora de reação da mistura. Para linha de base utilizou-se etanol 80%. Os resultados foram expressos em equivalente de Trolox (μmol Trolox.g⁻¹) calculados por meio de curva padrão (KIM et al., 2002)

4.4.2. Método de captura de radicais ABTS•+

O preparo do radical foi feito adicionando à solução de ABTS•+ (ácido 2,2-azino-bis(3-etilbenzotiazolin)-6-sulfônico) na concentração de 7 mmol.L⁻¹, uma solução de persulfato de sódio (2,45 mmol.L⁻¹) na proporção 1:1. Após homogeneização a mistura foi colocada em banho-maria a 50 °C por 15 min. Em seguida foi feita a diluição de 1 mL desta mistura em álcool etílico 80% até obter absorbância de 0,700±0,05 a 734nm. Em 3,5 mL da solução radical ABTS•+ foram adicionados 0,5 mL de cada extrato, sendo que a leitura espectrofotométrica foi feita após 6 minutos de reação (RE et al., 1999). Foi realizada uma curva padrão de Trolox e os resultados foram expressos em equivalente de Trolox (μmol Trolox.g⁻¹).

4.5. Identificação e Quantificação de Luteína por *High Performance Liquid Chromatography* (HPLC)

Para determinação de luteína em HPLC foi utilizado o extrato obtido no Item 4.3.5. de acordo com metodologia descrita por Pinheiro Sant'Ana et al. (1998). As amostras foram evaporadas sob fluxo de nitrogênio e em seguida redissolvidas em volume conhecido de metanol grau HPLC. Os extratos foram filtrados em membrana de 0,45 μm e 50 μL foram injetados para análise. Foi utilizada coluna C18 (5 μm e 250 mm x 4 mm) e detector de arranjo de diodos UV-Visível. Como fase móvel utilizou-se uma solução de 80% de metanol, 10% de acetonitrila e 10% de acetato de etila, com um fluxo de 1,7 mL/minuto com aproximadamente 20 minutos de tempo de corrida.

A identificação foi baseada no tempo de retenção do padrão de luteína e nos espectros UV-Vis no comprimento de onda de 445 nm. A quantificação foi realizada comparando as áreas de pico com as áreas obtidas na curva padrão (Figura 12) os valores foram expressos em mg. LUT g⁻¹ de pétala /sépala.

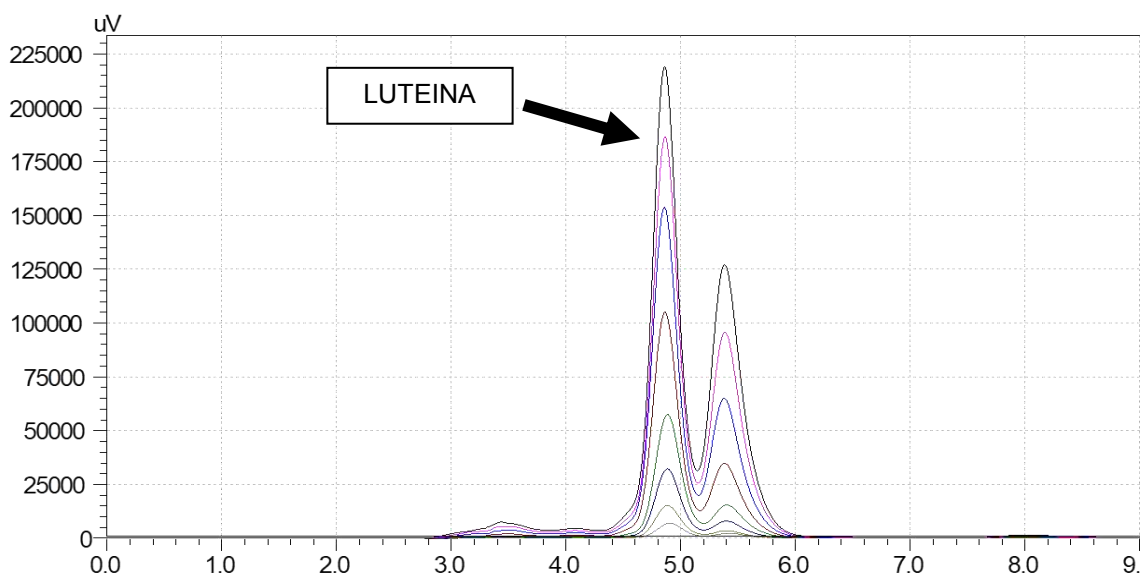


Figura 12. Curva padrão de luteína

Fonte: Do autor

4.6. Determinação de Cor

A cor dos extratos foram determinados em Colorímetro Colorquest XE (Hunter Lab, Reston, VA), com leitura direta dos valores das coordenadas L^* (luminosidade), a^* (intensidade de vermelho vs verde) e b^* (intensidade de amarelo vs azul). Os parâmetros de tonalidade (h^*) e saturação (c^*) foram calculados a partir dos valores de a^* e b^* , conforme as equações 4 e 5, respectivamente.

$$h^* = \arctan\left(\frac{b^*}{a^*}\right) \quad \text{(Equação 4)}$$

$$c^* = \sqrt{a^{*2} + b^{*2}} \quad \text{(Equação 5)}$$

4.7. Análise Estatística

O experimento foi conduzido segundo delineamento inteiramente casualizado testando 4 tempos (0, 2, 4, 6 horas) de exposição das plantas a luz LED vermelha.

Os dados foram submetidos à análise de variância (ANOVA), a fim de verificar o efeito dos tratamentos, e em seguida foram realizadas análises de regressão

através do *software* estatístico SAS, versão 9.3 (Statistical Analysis System – SAS Institute Inc., Cary, NC, USA). A análise de regressão foi realizada até o modelo de segundo grau, testando-se a falta de ajuste e os coeficientes da equação por meio do teste de T ($p \leq 0,05$).

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1. Pétala Amarela

As flores foram analisadas quanto à capacidade antioxidante por meio de duas técnicas de captura de radicais que são DPPH e ABTS. As duas técnicas se baseiam na redução dos radicais ABTS e DPPH e são monitoradas pelo decréscimo da absorbância durante a reação (CAROCHO; FERREIRA, 2013). A Figura 13 mostra os resultados obtidos para capacidade antioxidante em pétalas amarelas.

A análise de variância (ANOVA) realizada para capacidade antioxidante obtida pelas técnicas DPPH e ABTS em pétala amarela apontaram diferenças significativas entre os tratamentos, com p-valor de 0,0126 e 0,032, respectivamente. Isso indica que a capacidade antioxidante nestas amostras é influenciada pelo tempo de exposição à luz LED. Além disso, os modelos matemáticos encontrados para as duas técnicas apresentam falta de ajuste não significativa ($p > 0,05$), com R^2 superior a 97% se adequando bem aos dados experimentais. Os pontos de máxima capacidade antioxidante foram encontrados em 3,03 horas para DPPH e 3,23 horas para ABTS. Por meio da equação e do ponto de máximo, pode-se obter que a maior capacidade antioxidante obtida neste intervalo de tempo é de 39,66 $\mu\text{mol de Trolox.g}^{-1}$ de pétala amarela por ABTS, um aumento de 68,91% no conteúdo de antioxidantes quanto comparado ao controle (23,48 $\mu\text{mol de Trolox.g}^{-1}$).

Os modelos matemáticos que mais se adequaram aos dados foram polinomiais de segundo grau indicando que inicialmente ocorre um aumento da capacidade antioxidante até o ponto de máximo, e após esse ponto ocorre o decaimento desta variável resposta. Esse comportamento pode ser explicado, pois o impacto causado por condição de estresse, como a luz LED, faz com que a planta produza metabólitos para sua proteção (BLOEM et al., 2014). Desta forma, inicialmente esses fitoquímicos são mais intensamente produzidos e acumulados, mas provavelmente o aumento do tempo de exposição pode fazer com que a planta

se adequa ao novo ambiente. Outra explicação pertinente seria a ocorrência de fotodegradação destes compostos, por efeito da exposição excessiva à luz.

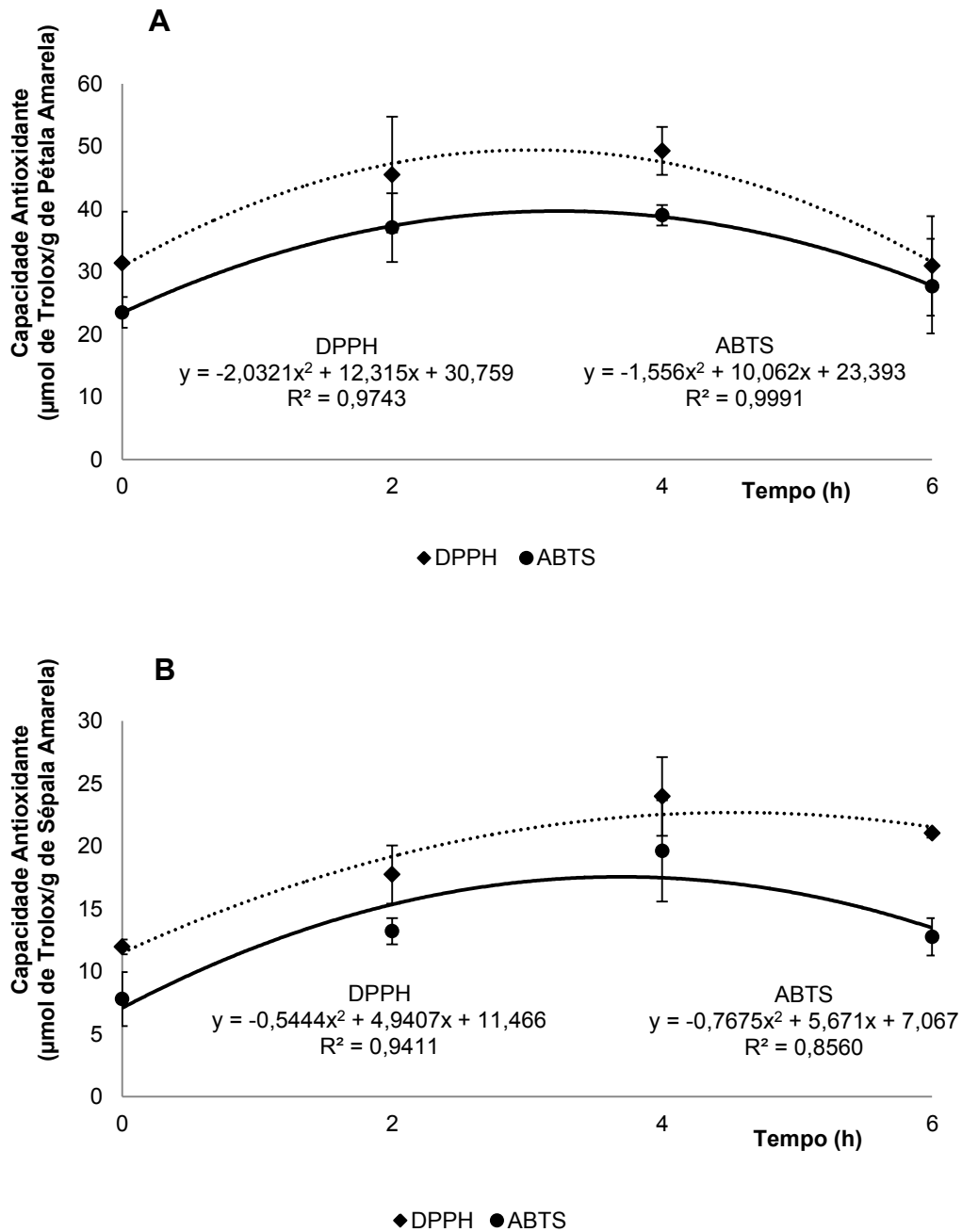


Figura 13. Perfil de capacidade antioxidante de pétalas (A) e sépalas (B) amarelas em diferentes tempos de exposição à luz LED.

Os fitoquímicos que sofreram influência da exposição à luz em pétalas amarelas foram carotenoides e flavonoides, tais variáveis apresentaram diferença

significativa entre os tratamentos ($p < 0,05$) e falta de ajuste não significativa para o modelo de segundo grau ($p > 0,05$) (Tabela 1) que descreve o comportamento destes compostos em função do tempo de exposição a luz LED vermelha.

Para carotenoides totais, que representa a fração lipídica e é o pigmento majoritário na pétala amarela, é possível observar que quanto maior o tempo de exposição a luz LED vermelha maior foi o teor encontrado, em pétalas amarelas. Por meio da equação de segundo grau obtida para carotenoides pode-se observar que o tempo para se obter a maior concentração deste composto é de 4,73 horas com teor máximo de $79,34 \text{ mg}\cdot\text{g}^{-1}$. O valor obtido é mais que o dobro do teor de carotenoide encontrado nas pétalas da flor controle.

Esse resultado é de grande importância, pois o único carotenoide da flor de capuchinha é a luteína. Composto este que está intimamente ligado à saúde ocular, pois é depositado em uma pequena área da retina, chamada de mácula, que é responsável pela visão central (LI et al., 2014). A falta deste carotenoide pode causar uma doença chamada degeneração macular que está relacionada com a perda de visão e a suplementação com carotenoides pode aumentar os níveis de pigmento na mácula retardando a progressão da degeneração (LANDRUM et al., 1997; MA et al., 2012; CHEW et al., 2014; LI et al., 2017a). Atualmente, a única flor cultivada para extração comercial de luteína é o cravo de defunto (*Tagetes erecta* L.). Bhattacharyya et al. (2010) analisaram diferentes cultivares de *T. erecta* e obtiveram valores de luteína variando de 21,22 a $152,23 \text{ mg}\cdot\text{g}^{-1}$. Sabendo disto, pode-se destacar o potencial da capuchinha amarela tratada com suplementação de luz LED para exploração de luteína.

O tempo para se obter a maior concentração de flavonoides totais nas pétalas no intervalo estudado foi de 3,28 horas com teor máximo de $3,59 \text{ mg}\cdot\text{g}^{-1}$, valor 50,84% maior que o controle.

Observou-se que os diferentes tempos de luz aplicados não tiveram efeito significativo sob o teor de antocianinas, fenólicos totais, luteína e sob os parâmetros colorimétricos L^* , C^* e h^* em pétalas amarelas (Tabela 2).

É possível notar que a quantidade de antocianinas nas pétalas amarelas ($5,32 \pm 2,42 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$) é pequena, quando comparado com os outros fitoquímicos analisados. Contudo, ainda é ligeiramente maior quando comparado a outras flores

da mesma cor como o amor-perfeito (*Viola x wittrockiana*) ($2,93 \pm 0,2 \text{ mg} \cdot 100\text{g}^{-1}$) (BENVENUTI, S.; BORTOLOTTI, E.; MAGGINI, 2016).

Quanto ao conteúdo de fenólicos totais, Qian et al. (2016) observaram que a suplementação de 16 horas com LED vermelho também não teve efeito significativo sob o conteúdo de fenólicos totais em couve chinesa. Por outro lado Liu et al. (2016) observaram que para brotos de ervilha a suplementação com 12 horas de luz LED vermelha causou diminuição no teor de ácido gálico, quando comparado ao grupo sem tratamento ou com exposição a luz LED azul. Os autores atribuem o fato a um processo de degradação do composto avaliado, semelhante à oxidação.

Diferentemente do observado para carotenoides totais, analisado por espectrofotometria, a ANOVA não indicou diferenças significativas entre os tratamentos, para variável luteína analisada por HPLC. Visto que o perfil encontrado entre as duas análises é o mesmo, muito provavelmente essas diferenças nos resultados, se dão pelo aumento da resposta espectrofotométrica que ocorre pela sobreposição de espectros de substâncias que absorvem no mesmo comprimento de onda utilizado na análise, visto que o extrato não foi purificado. Em contrapartida a análise de HPLC por ser um método mais seletivo, a quantificação da substância ocorre de forma isolada (DIAS; CAMÕES; OLIVEIRA, 2008; OBMANN et al. 2011; MARQUES et al., 2013).

5.2. Sépala Amarela

Em sépalas amarelas, os dois métodos de obtenção da capacidade antioxidante, apontaram diferença entre os diferentes tempos de exposição a luz LED vermelha ($p < 0,05$). A falta de ajuste foi não significativa ($p > 0,05$) para os modelos encontrados e R^2 superiores a 85%. As maiores capacidades antioxidantes foram encontradas no tempo de 4,53 horas para DPPH e 4,09 horas para o método ABTS. O máximo de capacidade antioxidante obtido por meio, do modelo foi de $22,67 \mu\text{mol de Trolox} \cdot \text{g}^{-1}$ por DPPH e $17,54 \mu\text{mol de Trolox} \cdot \text{g}^{-1}$ por ABTS um aumento conteúdo de antioxidantes de 89,55% e 125,44% respectivamente, quando comparados ao controle (Figura 13). Foi possível notar que para a sépala obter seu máximo valor de capacidade antioxidante o tempo em horas é maior que para a pétala amarela. Isso pode ocorrer, pois a estrutura da flor faz com que a pétala esteja mais acessível para receber o fluxo luminoso. Além disso, a composição de fitoquímicos entre esses dois componentes é bastante diferente.

Para a sépala amarela, os bioativos que apresentaram diferença significativa entre os tratamentos foram fenólicos totais e flavonoides totais sendo que para este último não foi possível ajustar modelo adequado já que a falta de ajuste para os modelos de primeira e segunda ordem foi significativa ($p < 0,05$). Na Tabela 1 estão dispostos os resultados médios e modelos encontrados para estas variáveis.

Para fenólicos totais, o modelo matemático ajustado explica cerca de 86% dos dados obtidos. De acordo com esse modelo o ponto de máximo de $28,92 \text{ mg}\cdot\text{g}^{-1}$ no desta variável é obtido em 3,66 horas. O aumento é de aproximadamente 48% no conteúdo de fenólicos em relação ao controle.

Tabela 1. Fitoquímicos de pétalas e sépalas amarelas nos diferentes tempos de exposição luz LED vermelha

Flor Amarela	Compostos Bioativos	Tempo de Exposição (h)				P-valor (n=12)	Equação	R ²
		0	2	4	6			
Pétala	Carotenoides (mg lut.g ⁻¹)	36,25±1,68	66,10±2,03	74,13±7,96	81,60±4,69	<0,001*	$y = -1,70x^2 + 16,12x + 41,16$	0,9558
	Flavonoides (mg.g ⁻¹)	2,38±0,26	3,10±0,50	3,10±0,50	2,59±0,48	0.015*	$y = -0,12x^2 + 0,79x + 2,27$	0,8475
Sépala	Fenólicos Totais (mg AGE.100g ⁻¹)	19,49±0,70	24,82±2,56	30,85±0,40	24,10±1,78	<0,001*	$y = -0,75x^2 + 5,55x + 18,81$	0,8612

Legenda: Médias ± desvio padrão. n=3

*Significativos ao nível de 5% de probabilidade.

Para sépalas, não foi possível estabelecer um modelo matemático que explicasse o comportamento das variáveis carotenoides, antocianinas, flavonoides, luteína e parâmetros colorimétricos, em função do tempo de exposição a luz LED. Na tabela 2 estão dispostos os valores médios encontrados para as variáveis que não apresentaram diferenças significativas entre os tratamentos para pétalas e sépalas amarelas.

Tabela 2. Valores médios e desvio padrão das variáveis que não apresentaram diferenças significativas entre os tratamentos para flor amarela.

Flor Amarela	Variável resposta	Valor Médio
Pétala	Fenólicos Totais	58,11±13,46
	Antocianinas Totais	5,32±2,42
	Luteína	43,45±26,38
	L*	71,14±1,10
	C	60,37±3,87
	h*	-1,43±0,04
Sépala	Carotenoides Totais	3,12±0,73
	Antocianinas Totais	5,84±1,47
	Flavonoides Totais	1,11±0,40
	Luteína	3,34±1,81
	L*	74,22±1,01
	C	43,02±4,82
	h*	-1,38±0,03

Legenda: Fenólicos Totais ($\text{mg AGE} \cdot 100\text{g}^{-1}$). Antocianinas Totais ($\text{mg} \cdot 100\text{g}^{-1}$). Flavonoides Totais ($\text{mg} \cdot \text{g}^{-1}$). Carotenoides Totais ($\text{mg} \cdot \text{g}^{-1}$). Luteína ($\text{mg LUT} \cdot \text{g}^{-1}$). L*(Luminosidade) ; C* (Saturação); h* (Tonalidade).

Os valores de saturação (C^*) podem variar de 0 a 100 sendo que quanto maior o valor mais pura e intensa é a cor. Portanto, os valores apresentados pelas pétalas analisadas são mais altos que na sépala, mostrando que nas pétalas a prevalência de uma tonalidade mais pura, o que era esperado visto que o pigmento majoritário nesta flor é o carotenoide.

5.3. Pétala Alaranjada

As análises de capacidade antioxidante para flores alaranjadas demonstraram que para a pétala, essa variável não sofre o efeito dos diferentes tempos de exposição ($p > 0,05$).

Os valores médios de capacidade antioxidante obtidos para pétala alaranjada foram de $93,32 \pm 19,00 \mu\text{mol de Trolox.g}^{-1}$ por método DPPH e $59,61 \pm 8,76 \mu\text{mol de Trolox.g}^{-1}$ por ABTS. Garzón e Wrolstad (2009) encontraram valores semelhantes ao avaliar a mesma flor, pelo método de DPPH ($91,87 \mu\text{mol de Trolox.g}^{-1}$), já pelo método ABTS o valor obtido foi $458 \mu\text{mol de Trolox.g}^{-1}$, valor superior ao encontrado no presente trabalho. É comum encontrar diferenças entre as técnicas de capacidade antioxidantes aplicadas, visto que o processo de obtenção do extrato foi diferente e desta forma, os compostos extraídos podem reagir de formas distintas de acordo com a metodologia. A metodologia de extração proposta por Garzón e Wrolstad (2009) utiliza acetona, solvente que auxilia na extração da parte lipossolúvel (carotenoides), o que possivelmente contribuiu para obtenção de um valor superior de capacidade antioxidante, pela técnica ABTS.

Na tabela 3 estão os resultados médios e modelos matemáticos encontrados para carotenoides e fenólicos totais para flor alaranjada. As equações ajustadas foram de segundo grau. O ponto de máximo para fenólicos totais em pétalas foi de $128,13 \text{ mg AGE} \cdot 100\text{g}^{-1}$ encontrado no tempo de 2,71 horas, um aumento em torno de 14% quando comparado a pétala alaranjada sem exposição ao LED.

O modelo matemático obtido para carotenoides em pétalas alaranjadas foi de segundo grau com concavidade para cima, ou seja, por meio da equação pode-se encontrar o ponto de mínimo, e após esse ponto ocorre o aumento da variável dependente. Desta forma, o maior tempo estudado foi o mais eficiente

para obter maior teor de carotenoides. Para pétalas foi possível observar um aumento de 16,15% no teor de luteína, em relação a pétala alaranjada controle.

Da mesma forma, como observado para pétalas amarelas, em pétalas alaranjada foi possível observar que a análise de carotenoides por espectrofotometria pode ser estudada por meio de modelos matemáticos enquanto a análise de luteína por HPLC não apresentou diferença significativa entre os diferentes tempos de exposição ao LED vermelho.

Apesar do alto teor de antocianinas obtido na pétala alaranjada, observou-se que a suplementação com luz LED vermelha não foi eficaz em estimular de forma significativa sua produção e acúmulo. Outros autores relataram que o LED vermelho suplementar não foi tão eficaz para formação e acúmulo de antocianinas quando comparadas ao controle. Choi et al. (2015) encontraram resultado semelhante para morangos, e Li e Kubota (2009) também observaram diminuição no teor de antocianinas em folhas de alface suplementadas com luz vermelha. Em contrapartida, Qian et al. (2016) observaram um aumento significativo de antocianinas em couve chinesa expostas luz vermelha. Portanto, pode-se observar que a síntese e acúmulo de metabólitos secundários podem variar bastante de acordo com a planta estudada.

5.4. Sépala Alaranjada

Para sépalas alaranjadas, pode-se observar que a capacidade antioxidante obtida pela técnica de DPPH, a análise de variância (ANOVA) apontou diferenças significativas entre os tratamentos ($p < 0,05$). O modelo de segundo grau apresentou falta de ajuste não significativa ($p > 0,05$) e R^2 igual a 61% (Figura 14). A maior capacidade antioxidante, calculada por meio do modelo, foi de 27,78 $\mu\text{mol de Trolox}\cdot\text{g}^{-1}$ no tempo de 3,35 horas. Pela técnica ABTS não foi observado o efeito do tempo de exposição, na capacidade antioxidante, pois a ANOVA não indicou diferença significativa entre os tratamentos ($p > 0,05$).

Para as sépalas alaranjadas, o tempo de exposição para se obter o maior conteúdo de fenólicos (28,71 $\text{mg AGE}\cdot 100\text{g}^{-1}$) foi maior cerca de 3,02 horas e aumento de 21,03%, quando comparado ao controle. Deng *et al.* (2017)

observaram um aumento na produção de compostos fenólicos totais, em repolho chinês com suplementação de luz vermelha. Li e Kubota (2009) observaram um aumento de 6% em brotos de alface suplementados com luz LED vermelha. O mecanismo pelo qual ocorre esse aumento no teor de fenólicos ainda não é bem descrito, alguns autores acreditam que a luz vermelha é capaz de aumentar o nível de citocinina, o que pode consequentemente estimular a síntese de compostos fenólicos (QAMARUDDIN e TILLBERG, 1989; GALUSZKA et al., 2005).

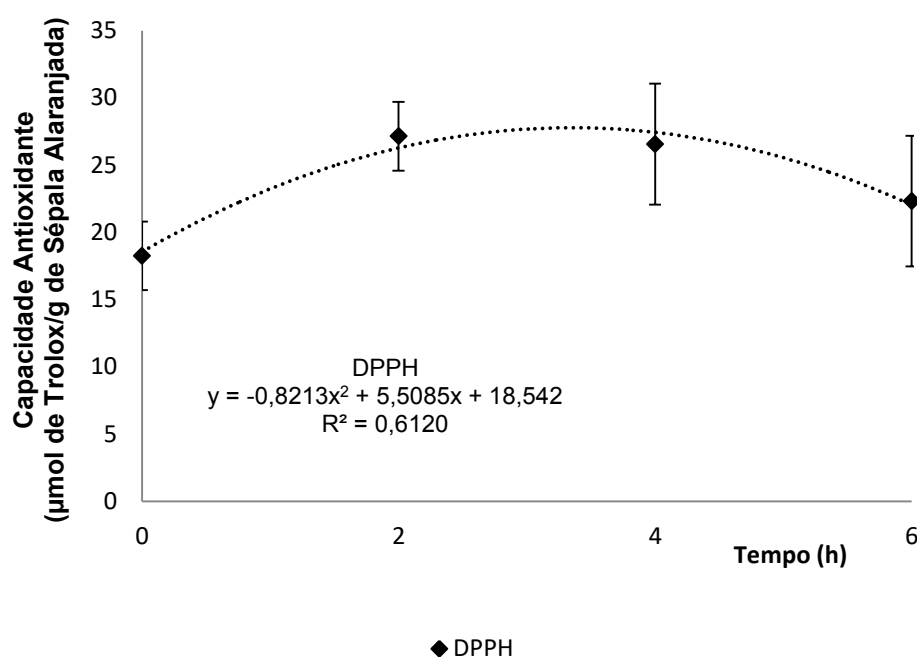


Figura 14. Perfil de capacidade antioxidante de sépalas alaranjadas em diferentes tempos de exposição à luz LED

Assim como para pétalas alaranjadas, o modelo obtido para sépalas, foi de segundo grau com concavidade para cima, desta forma o tempo de 6 horas foi o mais efetivo para estimular a produção de carotenoides totais. Observou-se que o teor deste composto dobrou quando comparado ao controle. Outros trabalhos relatam que a luz vermelha foi capaz de estimular a síntese e acúmulo de carotenoides totais em diferentes alimentos, como tomate (LIU et al., 2009) e casca de frutas cítricas (MA et al., 2012).

Tabela 3. Fitoquímicos de pétalas e sépalas alaranjadas nos diferentes tempos de exposição luz LED vermelha.

Flor Alaranjada	Compostos Bioativos	Tempo de Exposição (h)				P-valor (n=12)	Equação	R ²
		0	2	4	6			
Pétala	Fenólicos Totais (mg AGE·100g ⁻¹)	111,53±9,77	119,89±16,46	130,68±11,70	113,17±4,27	0,001*	$y = -1,43x^2 + 7,76x + 117,60$	0,9618
	Carotenoides (mg lut.g ⁻¹)	27,86±1,25	27,69±2,56	25,83±3,75	32,36±0,82	0,05*	$y = 0,42x^2 - 1,92x + 28,36$	0,7796
Sépala	Fenólicos Totais (mg AGE·100g ⁻¹)	23,72±1,22	27,51±2,47	23,39±9,68	20,12±6,02	0,01*	$y = -0,57x^2 + 3,43x + 23,52$	0,9617
	Carotenoides (mg lut.g ⁻¹)	3,27±0,75	2,33±0,27	3,08±0,56	6,63±0,53	<0,001*	$y = 0,26x^2 - 0,99x + 3,27$	0,9995

Legenda: Médias ± desvio padrão. n=3

*Significativos ao nível de 5% de probabilidade.

O teor de luteína em sépalas alaranjadas apresentou diferença significativa entre os tratamentos ($p < 0,05$), por meio da análise de variância. Contudo, não houve modelo matemático que se ajustasse adequadamente aos dados obtidos. Desta forma, a média geral de todos os tratamentos e desvio padrão estão apresentados na Tabela 4 juntamente com as variáveis que não sofreram efeito da variação no tempo de exposição a luz LED ($p > 0,05$).

Tabela 4. Valores médios e desvio padrão das variáveis que não apresentaram diferenças significativas entre os tratamentos para flor alaranjada.

Flor Alaranjada	Variável resposta	Valor Médio
Pétala	Antocianinas Totais	657,35±79,38
	Flavonoides Totais	11,99±1,63
	Luteína	22,28±6,82
	L*	42,56±2,66
	C	51,40±2,61
	h*	0,56±0,05
Sépala	Antocianinas Totais	15,10±2,64
	Flavonoides Totais	1,02±0,24
	Luteína	4,72±2,47
	L*	67,42±2,62
	C	40,57±9,87
	h*	0,97±1,15

Legenda: Antocianinas Totais ($\text{mg} \cdot 100\text{g}^{-1}$). Flavonoides Totais ($\text{mg} \cdot \text{g}^{-1}$). Carotenoides Totais ($\text{mg} \cdot \text{g}^{-1}$). Luteína ($\text{mg LUT} \cdot \text{g}^{-1}$). L*(Luminosidade) ; C* (Saturação); h* (Tonalidade).

O teor de flavonoides na flor alaranjada como um todo (sépala + pétala) é de aproximadamente $13,00 \text{ mg} \cdot \text{g}^{-1}$, teor ligeiramente maior do que o encontrado para o hibisco ($10,74 \pm 0,28 \text{ mg} \cdot \text{g}^{-1}$), flor esta bastante conhecida e consumida pela presença de fitoquímicos e seus benefícios (CHEN et al., 2018; SU et al., 2018). Diferente do encontrado neste trabalho, Choi et al. (2015) observaram

que morangos cultivados sem suplementação de luz obtiveram maior quantidade de flavonoides, quando comparados com aqueles expostos a diferentes luzes LED inclusive a vermelha.

Os valores de luminosidade (L^*) podem variar de valor zero que é o tom menos luminoso (preto) a 100 que seria o mais claro (branco). Desta forma, observou-se que o extrato obtido para as sépalas é mais claro que o extrato das pétals, o valor de h^* mostra que as duas amostras tendem a tonalidade avermelhada, visto que estes parâmetros de cor se referem ao extrato hidroalcoólico. Este resultado é esperado, pois o pigmento predominante neste caso são as antocianinas. As pétalas apresentaram maior pureza de tonalidades quando comparadas a sépalas ao considerar o valor de c^* .

5.5. Pétala Vermelha

A figura 15 mostra o perfil de capacidade antioxidante, obtidos pelas técnicas ABTS e DPPH, em pétalas vermelhas nos diferentes tempos de exposição à luz LED. A análise de variância apontou diferenças significativas entre os tempos de exposição pelos dois métodos ($p < 0,05$), contudo somente os resultados obtidos pela técnica ABTS ajustaram equação quadrática com parâmetros significativos. Desta forma, foi possível observar, por meio da equação, que o máximo de capacidade antioxidante ($222,16 \mu\text{mol de Trolox.g}^{-1}$) foi obtida no tempo de 3,14 horas e foi 37,13 % maior que a pétala vermelha sem tratamento. Observou-se que após o ponto de máximo os valores começam a decair. Como visto anteriormente para pétalas amarelas e alaranjadas, em tempos de exposição mais longos a planta pode se adequar ao novo ambiente deixando de ser estimulada para síntese de compostos secundários ou ainda pode ocorrer um processo de degradação destes compostos pela exposição excessiva (Liu et al., 2016).

Na tabela 5 estão dispostos os resultados e modelos matemáticos obtidos para as variáveis respostas que apresentaram diferença significativa ($p < 0,05$) na análise de variância e parâmetros significativos ($p < 0,05$) para o modelo. Para as sépalas, nenhuma variável resposta avaliada sofreu influência do tempo de exposição à luz LED ($p > 0,05$), sendo assim nenhum modelo pode ser ajustado.

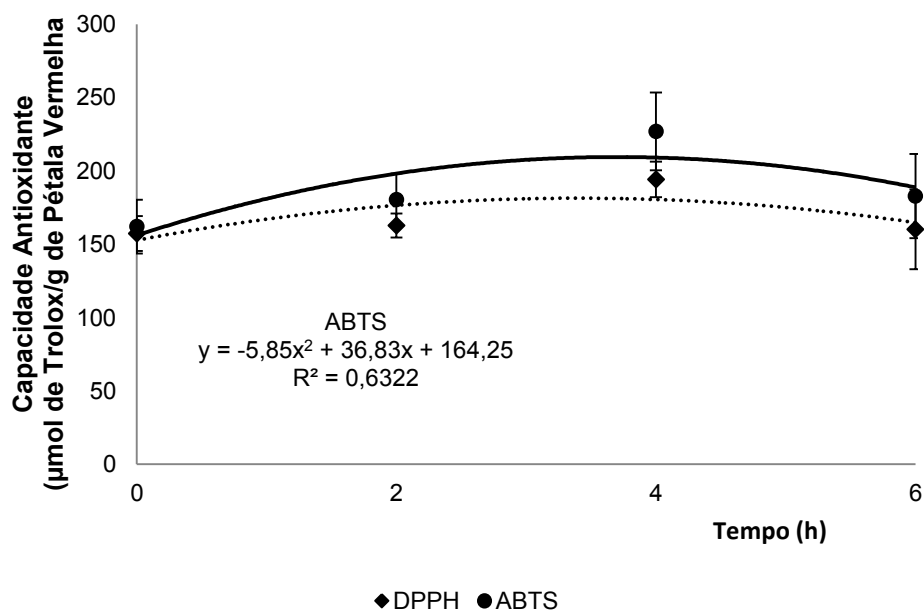


Figura 15. Perfil de capacidade antioxidante de pétalas vermelhas em diferentes tempos de exposição à luz LED.

O máximo de fenólicos totais que pode ser obtido no intervalo estudado foi de $146,67 \text{ mg AGE} \cdot 100\text{g}^{-1}$, este valor foi encontrado por meio do ponto de máximo do modelo de segundo grau que foi de 3,84 horas. Observou-se que há um aumento cerca de 25% no teor de fenólicos quando comparado ao controle. Cerca de 70% (R^2) da variação total dos dados obtidos para fenólicos é explicada pelo modelo matemático encontrado.

Tabela 5. Fitoquímicos de pétalas vermelhas nos diferentes tempos de exposição luz LED vermelha.

Flor Vermelha	Compostos Bioativos	Tempo de Exposição (h)				P-valor (n=12)	Equação	R ²
		0	2	4	6			
Pétala	Fenólicos Totais (mg AGE·100g ⁻¹)	117,01±9,63	128,44±4,05	158,25±4,82	122,60±19,85	0,0252*	$y = -1,95x^2 + 15,00x + 117,89$	0,7079
	Antocianinas (mg.100g ⁻¹)	1389,92±8,86	1582,36±16,68	2185,56±6,40	1757,86±10,04	0,0040*	$y = -37,63x^2 + 313,85x + 1318,73$	0,6042
	Flavonoides Totais (mg.g ⁻¹)	8,60±0,75	9,32±0,10	10,79±0,48	9,02±1,19	0,0158*	$y = -0,19x^2 + 1,22x + 8,36$	0,6993
Sépala	Luteína (mg.g ⁻¹)	2,91±0,37	2,25±0,09	2,50±0,17	4,56±0,11	0,0003*	$y = 0,16x^2 - 0,758x + 2,96$	0,9441

Legenda: Médias ± desvio padrão. n=3

*Significativos ao nível de 5% de probabilidade.

Para pétala vermelhas destaca-se o elevado teor de antocianinas encontrado, desde o controle ($1389,92 \pm 8,86 \text{ mg} \cdot 100\text{g}^{-1}$) até o ponto máximo que foi de $1973,10 \text{ mg} \cdot 100\text{g}^{-1}$, representando um aumento de 41,95%. O tempo mais eficiente para obter o conteúdo máximo de antocianinas foi de 4,17 horas, de acordo com o modelo matemático. Dentre as flores analisadas no presente estudo, a vermelha é a que possui maior teor de antocianinas e a principal função biológica atribuída a esta composto é a atividade antioxidante, sendo que nas flores de capuchinha a antocianina majoritária é a pelargonidin-3-glucoside (GARZÓN e WROLSTAD, 2009).

O modelo matemático obtido para flavonoides totais aponta que seu máximo valor ($10,26 \text{ mg} \cdot \text{g}^{-1}$), no intervalo estudado, pode ser encontrado no tempo de 3,09 horas. A exposição ao LED aumentou 19,30% o conteúdo de fenólicos presentes nas pétalas vermelhas em relação ao controle. Liu et al. (2016) observaram que 12 horas de exposição luz vermelha aumentou 21,01% o conteúdo de fenólicos totais em brotos de ervilha. Em nosso estudo foi possível observar que em menores tempos de suplementação pode-se obter resultados semelhantes em relação ao acúmulo de fitoquímicos para flor de capuchinha.

Na tabela 6 estão dispostos os valores das variáveis que não sofreram influência do tempo de exposição ao LED para pétala vermelha. Os conteúdos de carotenoides totais ($11,95 \pm 5,10 \text{ mg} \cdot \text{g}^{-1}$) e de luteína ($12,68 \pm 3,30 \text{ mg} \cdot \text{g}^{-1}$) na pétala vermelha foram inferiores ao das outras duas cores avaliadas neste estudo.

5.6. Sépala Vermelha

Os teores de compostos bioativos obtidos para sépalas vermelhas são relativamente inferiores quando comparados a pétalas desta mesma flor. Dentre os compostos analisados, destacam-se os fenólicos totais ($23,96 \text{ mg AGE} \cdot 100\text{g}^{-1}$), que podem ser comparados com os de outras flores como *Calendula officinalis* L. ($13,03 \text{ mg AGE} \cdot 100\text{g}^{-1}$) e *Hibiscus sabdariffa* L. ($21,09 \text{ mg AGE} \cdot 100\text{g}^{-1}$) encontrados por Chen et al. (2015).

Sépala vermelha foi à única fração de flor analisada em que a ANOVA indicou diferenças significativas entre os tempos de exposição ($p < 0,05$), para o teor de luteína obtido por HPLC. A partir do modelo matemático de segundo grau com concavidade para cima, apresentado na Tabela 5, pode-se observar que o

comportamento foi semelhante ao encontrado para as análises de carotenoides totais obtidas para pétalas amarelas e pétalas e sépalas alaranjada. Desta forma, temos que, o tempo de 6 horas foi o mais eficaz para estimular a produção de luteína. Observou-se um aumento de 56,70% no teor de luteína quando comparado ao controle.

A figura 16 mostra a identificação de luteína que foi realizada através do tempo de retenção do padrão comercial (4,9 min). Conforme descrito por Niizu e Rodriguez-Amaya (2006), a luteína foi identificada como carotenoide único na flor de capuchinha.

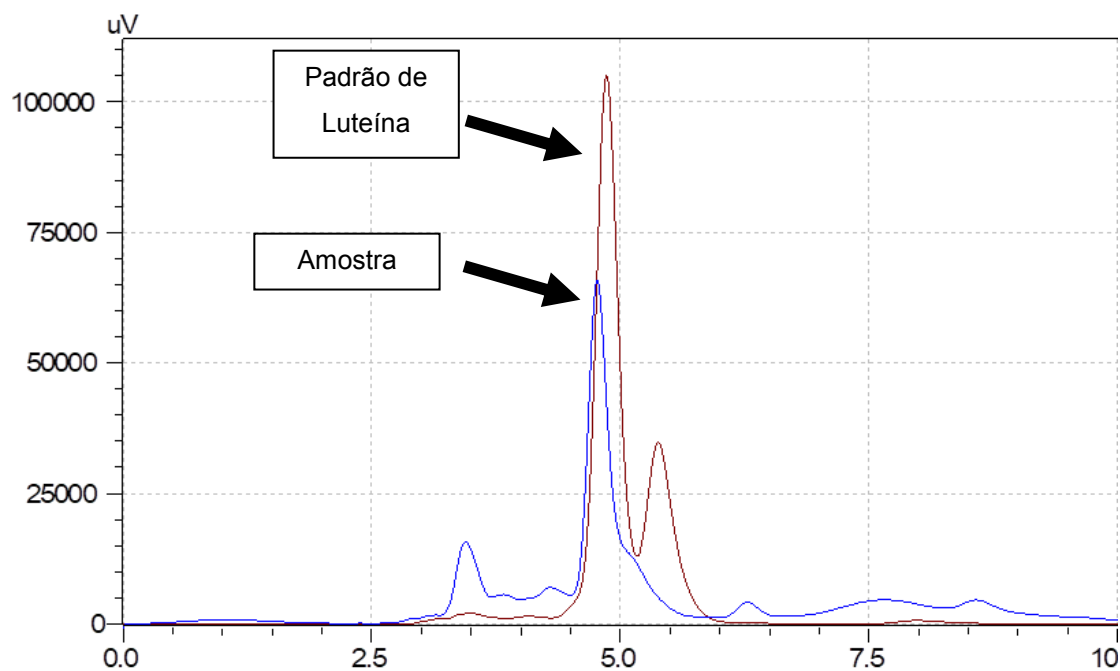


Figura 16. Identificação do pico de luteína

Fonte: Do autor

Os valores das variáveis que não sofreram influência do tempo de exposição ao LED para sépala vermelha estão dispostos na Tabela 6. Os valores de L^* obtidos para flor vermelha mostra que os extratos das pétalas são mais escuros, como o esperado já que possuem alta quantidade de antocianinas, da mesma forma o valor de h^* demonstra que o valor está próximo ao vermelho puro.

Tabela 6. Valores médios e desvio padrão das variáveis que não apresentaram diferenças significativas entre os tratamentos para flor vermelha.

Flor Vermelha	Variável resposta	Valor Médio
Pétala	Carotenoides Totais	11,95±5,10
	Luteína	12,68±3,30
	L*	31,35±0,54
	C	25,59±1,26
	h*	0,31±0,02
Sépala	Carotenoides Totais	1,89±0,44
	Fenólicos Totais	23,96±2,44
	Antocianinas Totais	14,41±4,27
	Flavonoides Totais	0,94±0,13
	L*	66,13±4,90
	C	47,84±3,46
	h*	-0,05±1,57

Legenda: Carotenoides ($\text{mg}\cdot\text{g}^{-1}$). Fenólicos Totais ($\text{mg AGE}\cdot 100\text{g}^{-1}$). Antocianinas Totais ($\text{mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$). Flavonoides Totais ($\text{mg}\cdot\text{g}^{-1}$). L*(Luminosidade) ; C* (Saturação); h* (Tonalidade).

6. CONCLUSÃO

Nas pétalas amarelas e vermelhas nas quais se destacam um pigmento majoritário, que são carotenoide e antocianinas, respectivamente, pode-se observar que o comportamento destes fitoquímicos puderam ser estabelecidos por meio dos modelos matemáticos de segundo grau. Nas pétalas alaranjas onde ocorre uma maior mistura dos dois pigmentos somente o comportamento do teor de carotenoide pode ser estudado por meio de modelo matemático.

De forma geral, os bioativos presentes em menor quantidade em cada flor, não sofreram influência do tempo de exposição a luz LED vermelha. Da mesma forma os parâmetros também não sofreram influência do tempo de exposição ao LED, para nenhuma flor analisada, esses resultados mostram que apesar de pigmentos majoritários sofrerem influência, tais alterações não foram suficientes para modificar de forma significativa as cores dos extratos.

Ao estudar as equações obtidas para as variáveis que sofreram influência dos diferentes tempos, em flor amarela (pétala + sépala) foi possível observar que os tempos para se obter os maiores teores de fitoquímicos e maior capacidade antioxidante variaram entre 3,03 a 4,73 horas, com média de 3,74 horas, exceto para carotenoides no qual o tempo de 6 horas foi o mais eficiente no estímulo da biossíntese.

Da mesma forma, para flor alaranjada (pétala + sépala) os tempos variaram de 2,71 a 3,35 horas para o maior teor de fenólicos totais e maior capacidade antioxidante, a média foi de 3,02 horas. Para carotenoides, o melhor tempo para obter o maior teor foi de 6 horas tanto para pétala como para sépala.

Em pétala vermelha, os tempos de exposição ao LED variaram de 4,17 a 3,09 horas, com média de 3,56 horas os fitoquímicos neste caso foram fenólicos totais, antocianinas e flavonoides além de capacidade antioxidante obtida por ABTS. Para sépalas vermelhas a única variável na qual se pode ajustar modelo foi o teor de luteína, sendo que para este composto o melhor tempo foi de 6 horas, bem como foi observado para carotenoides totais nas outras flores analisadas.

Como não há relatos na literatura da utilização deste tipo de suplementação na síntese de compostos bioativos em flores que são utilizadas na alimentação, este estudo fornece informações importantes sobre o comportamento destes fitoquímicos em flor de capuchinha. Além disso, ressalta o grande potencial bioativo que pode ser explorado na extração de composto como luteína e antocianinas para elaboração de produtos com valor agregado.

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGRIFLORA SEMENTES, s.d. **Sementes de capuchinha híbrida dobrada anã 1,3g - Agriflora Sementes.** Disponível em: <<http://www.agriflorasementes.com.br/1c6aae/sementes-de-capuchinha-hibrida-dobrada-ana-1-3g>>. Acesso em: 20 mar. 2018.

AJAY, M. et al. Mechanisms of the anti-hypertensive effect of *Hibiscus sabdariffa* L. calyces. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 109, n. 3, p. 388–393, 12 fev. 2007.

ALBRECHT, M.; SANDMANN, C. Light-Stimulated Carotenoid Biosynthesis during Transformation of Maize Etioplasts Is Regulated by Increased Activity of Isopentenyl Pyrophosphate Isomerase'. **Plant Physiol**, v. 105, p. 529–534, 1994.

ALBRECHT, U.; GOOS, K.-H.; SCHNEIDER, B. A randomised, double-blind, placebo-controlled trial of a herbal medicinal product containing *Tropaeoli majoris herba* (Nasturtium) and *Armoraciae rusticanae radix* (Horseradish) for the prophylactic treatment of patients with chronically recurrent lower urinary tract infections. **Current Medical Research and Opinion**, v. 23, n. 10, p. 2415–2422, 23 out. 2007.

ALEXANDRE, J. T. M. et al. Anti-inflammatory and antiresorptive effects of *Calendula officinalis* on inflammatory bone loss in rats. **Clinical Oral Investigations**, 29 dez. 2017.

ALVES-RODRIGUES A.; SHAO A. The science behind lutein. **Toxicol Lett.** v.1 p. 57-83, 2004.

ANGELO, P.M.; JORGE N. Compostos fenólicos em alimentos – Uma breve revisão. **Rev Inst Adolfo Lutz**, v.66(1) p.1-9, 2007.

BANTIS, F.; OUZOUNIS, T.; RADOGLU, K. Artificial LED lighting enhances growth characteristics and total phenolic content of *Ocimum basilicum*, but variably affects transplant success. **Scientia Horticulturae**, v. 198, p. 277–283, 26 jan. 2016.

BARROS, L. et al. Characterization of phenolic compounds in flowers of wild medicinal plants from Northeastern Portugal. **Food and Chemical Toxicology**, v. 50(5) p. 1576–1582, 2012.

BAZYLKO, A. et al. Comparison of antioxidant, anti-inflammatory, antimicrobial activity and chemical composition of aqueous and hydroethanolic extracts of the herb of *Tropaeolum majus* L. **Industrial Crops and Products**, v. 50, p. 88–94, 2013.

BAZYLKO, A. et al. Inhibition of ROS production, photoprotection, and total phenolic, flavonoids and ascorbic acid content of fresh herb juice and extracts from the leaves and flowers of *Tropaeolum majus*. **Industrial Crops and Products**, v. 55, p. 19–24, 2014.

BENVENUTI, S.; BORTOLOTTI, E.; MAGGINI, R. Antioxidant power, anthocyanin content and organoleptic performance of edible flowers. **Scientia Horticulturae**, v. 199, p. 170–177, 2016.

BERNSTEIN, P. S. et al. The value of measurement of macular carotenoid pigment optical densities and distributions in age-related macular degeneration and other retinal disorders. **Vision Research**, v. 50, n. 7, p. 716–728, 2010.

BHATTACHARYYA et al., 2010 Lutein content and in vitro antioxidant activity of different cultivars of Indian marigold flower (*Tagetes patula* L.) extracts. **J. Agric. Food Chem.** v.58 p. 8259-8264. 2010.

BLOEM, E. et al. Stress-induced changes of bioactive compounds in *Tropaeolum majus* L. **Industrial Crops and Products**, v. 60, p. 349–359, 2014.

BOBBIO, F. O.; BOBBIO, P. A. **Introdução a química de alimentos**. São Paulo: Livraria Varela, p. 222, 1995.

BORDIGNON JR., C. L. et al. Influência do pH da solução extrativa no teor de antocianinas em frutos de morango. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 29(1) p. 183–188, 2009.

BOURGET, C. M. An introduction to light-emitting diodes. **HortScience**, v. 43(7) p.1944–1946, 2008.

CAMPOS, F. M. et al. Optimization of methodology to analyze ascorbic and dehydroascorbic acid in vegetables. **Química Nova**, v. 32, n. 1, p. 87–91, 2009.

CARDOSO, L. D. M. et al. Effects of processing with dry heat and wet heat on the antioxidant profile of sorghum. **Food chemistry**, v. 152, p. 210-217, 2014.

CAROCHO, M.; FERREIRA, I. C. F. R. A review on antioxidants, prooxidants and related controversy: Natural and synthetic compounds, screening and analysis methodologies and future perspectives. **Food and Chemical Toxicology**, v.51, p. 15–25, 2013.

CHEN, G. L. et al. Total phenolic, flavonoid and antioxidant activity of 23 edible flowers subjected to in vitro digestion. **Journal of Functional Foods**, v. 17, p. 243–259, 2015.

CHEN, N. H.; WEI, S. Factors influencing consumers' attitudes towards the consumption of edible flowers. **Food Quality and Preference**, v. 56, p. 93–100, 2017.

CHEW, E. Y. et al. Secondary Analyses of the Effects of Lutein/Zeaxanthin on Age-Related Macular Degeneration Progression. **Jama Ophthalmology**, v. 132, n. 2, p. 142, 2014.

CHOI, H. G.; MOON, B. Y.; KANG, N. J. Effects of LED light on the production of strawberry during cultivation in a plastic greenhouse and in a growth chamber. **Scientia Horticulturae**. v.189 p.22–31, 2015.

COSTA-RODRIGUES, J. et al. Modulation of human osteoclastogenesis and osteoblastogenesis by lycopene. **The Journal of Nutritional Biochemistry**, v.57 p.26-34, 2018.

COUTO, A. B.; RAMOS, L. A.; CAVALHEIRO, É. T. G. Aplicação de pigmentos de flores no ensino de química. **Química Nova**, v. 21, n. 2, p. 221–227, 1998.

DALL'ACQUA, S. et al. Protective effects of ψ taraxasterol 3-O-myristate and arnidiol 3-O-myristate isolated from *Calendula officinalis* on epithelial intestinal barrier. **Fitoterapia**, v. 109, p. 230–235, 2016.

DAS WICHTIGSTE IN KÜRZE, s.d. **Das Wichtigste in Kürze — ANGOCIN**. Disponível em: <<https://www.angocin.de/angocin-r-anti-infekt-n/das-wichtigste-in-kuerze/>>. Acesso em: 21 mar. 2018.

DENG, M. et al. Influence of pre-harvest red light irradiation on main phytochemicals and antioxidant activity of Chinese kale sprouts. **Food Chemistry**, v. 222, p. 1-5, 2017.

DIAS, M. G.; CAMÕES, M. F. G. F. C.; OLIVEIRA, L. Uncertainty estimation and in-house method validation of HPLC analysis of carotenoids for food composition data production. **Food Chemistry**, v. 109(4), p.815–82, 2008.

FAHEY, J. W.; ZALCMAN, A. T.; TALALAY, P. The chemical Diversity and Distribution of Glucosinolates and Isothiocyanates Among **Plants**. **Phytochemistry**, v. 56, p. 5-51, 2001.

FERNANDES, L. et al. Edible flowers: A review of the nutritional, antioxidant, antimicrobial properties and effects on human health. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 60, p. 38–50, 2017.

FERNANDES, L. et al. Uma perspectiva nutricional sobre flores comestíveis. **Acta Portuguesa de Nutrição**, v. 6, n. 6, p. 32–37, 2016.

FEYZABADI, Z. et al. Efficacy of Viola odorata in Treatment of Chronic Insomnia. **Iranian Red Crescent Medical Journal**, v. 16, n. 12, p. e17511, 2014.

FEYZABADI, Z. et al. Efficacy of Violet oil, a traditional Iranian formula, in patients with chronic insomnia: A randomized, double-blind, placebo-controlled study. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 214, p. 22–28, 2018.

FINTELMANN, V. et al. Efficacy and safety of a combination herbal medicinal product containing *Tropaeoli majoris herba* and *A Armoraciae rusticanae radix* for the prophylactic treatment of patients with respiratory tract diseases: a randomised, prospective, double-blind, placebo-controlled phase III trial. **Current Medical Research and Opinion**, v. 28, n. 11, p. 1799–1807, 2012.

FRIEDMAN, H. et al. Characterization of yield, sensitivity to Botrytis cinerea and antioxidant content of several rose species suitable for edible flowers. **Scientia Horticulturae**, v. 123, n. 3, p. 395–401, 2010.

FULEKI, T.; FRANCIS, F. Quantitative methods for anthocyanins. 1. Extraction and determination of total anthocyanin in cranberries. **Journal of Food Science**, v. 33, p. 72–77, 1968.

GALUSZKA, P. et al. Tissue localization of cytokinin dehydrogenase in maize: possible involvement of quinone species generated from plant phenolics by other enzymatic systems in the catalytic reaction. **Plant Cell Physiol.** 46, 716–728, 2005.

GARZÓN, G. A.; WROLSTAD, R. E. Major anthocyanins and antioxidant activity of Nasturtium flowers (*Tropaeolum majus*). **Food Chemistry**, v. 114, n. 1, p. 44–49, 2009.

GASPAROTTO JUNIOR, A. et al. Antihypertensive effects of isoquercitrin and extracts from *Tropaeolum majus* L.: Evidence for the inhibition of angiotensin converting enzyme. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 134, n. 2, p. 363–372, 2011.

GASPAROTTO JUNIOR, A. et al. Mechanisms underlying the diuretic effects of *Tropaeolum majus* L. extracts and its main component isoquercitrin. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 141, n. 1, p. 501–509, 2012.

GASPAROTTO JUNIOR, A. et al. Natriuretic and diuretic effects of *Tropaeolum majus* (*Tropaeolaceae*) in rats. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 122 (3) p. 517–522, 2009.

GURROLA-DÍAZ, C. M. et al. Effects of *Hibiscus sabdariffa* extract powder and preventive treatment (diet) on the lipid profiles of patients with metabolic syndrome (MeSy). **Phytomedicine**, v. 17(7) p. 500-505, 2010.

HANNOUFA, A.; HOSSAIN, Z. Regulation of carotenoid accumulation in plants. **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**. v.1(3) p. 198-202, 2012.

HARBORNE, J. B. *The Flavonoids: Advances in Research Since 1986*. London: Chapman e Hall, 1994. 676p.

HERRERA-ARELLANO, A. et al. Effectiveness and tolerability of a standardized extract from *Hibiscus sabdariffa* in patients with mild to moderate hypertension: a controlled and randomized clinical trial. **Phytomedicine**, v. 11(5) p. 375–382, 2004.

HOGEWONING, S.W. et al. Blue light dose-responses of leaf photosynthesis, morphology, and chemical composition of *Cucumis sativus* grown under different combinations of red and blue light. **J. Exp. Bot.** v.61 (11) p. 3107–3117, 2010.

IGNAT, I.; VOLF, I.; POPA, V. I. A critical review of methods for characterisation of polyphenolic compounds in fruits and vegetables. **Food Chemistry**, v. 126, n. 4, p. 1821–1835, 2011.

- IQBAL, J. et al. Potential phytochemicals for developing breast cancer therapeutics: Nature's healing touch. **European Journal of Pharmacology**, v. 827, p. 125–148, 2018.
- JIN, P. et al. Effect of light on quality and bioactive compounds in postharvest broccoli florets. **Food Chemistry**, v. 172, p. 705–709, 2015.
- KAISOON, O.; KONCZAK, I.; SIRIAMORNUN, S. Potential health enhancing properties of edible flowers from Thailand. **Food Research International**, v. 46(2) p. 563–571, 2012.
- KELLEY, K.M.; BEHE, B.K.; BIERNBAUM, J.A.; POFF, K.L. Combinations of colors and species of containerized edible flowers: Effect on consumer preferences. **Hortscience**. v. 37, p. 218–221, 2002.
- KIM, D. O. et al. Vitamin C Equivalent Antioxidant Capacity (VCEAC) of Phenolic Phytochemicals. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. v. 50, (13) p. 3713-3717, 2002.
- KIM, G.-C. et al. Anti-adipogenic effects of *Tropaeolum majus* (nasturtium) ethanol extract on 3T3-L1 cells. **Food & Nutrition Research**, v. 61, n. 1, p. 1-8, 2017.
- KISHIMOTO, S. et al. Analysis of carotenoid composition in petals of calendula (*Calendula officinalis* L.). **Bioscience, biotechnology, and biochemistry**, v. 69(11) p. 1–8, 2005.
- LANDRUM, J. T. et al. A One Year Study of the Macular Pigment: The Effect of 140 Days of a Lutein Supplement. **Experimental Eye Research**, v. 65(1) p. 57–62, jul. 1997.
- LARRAURI, J. A.; RUPÉREZ, P.; SAURA-CALIXTO, F. Effect of drying temperature on the stability of polyphenols and antioxidant activity of red grape pomace peels. **Journal Agriculture of Food Chemistry**, v.45 p.1390–1393, 1997.
- LEVI, M. A. B. et al. Three-way chemometric method study and UV-vis absorbance for the study of simultaneous degradation of anthocyanins in flowers of the *Hibiscus rosa-sinensis* species. **Talanta**, v. 62(2) p. 299-305, 2004.

LI, B. et al. Inactivity of human β,β -carotene-9',10'-dioxygenase (BCO2) underlies retinal accumulation of the human macular carotenoid pigment. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v. 111(28) p. 10173–8, 2014.

LI, B. et al. Retinal accumulation of zeaxanthin, lutein, and β -carotene in mice deficient in carotenoid cleavage enzymes. **Experimental Eye Research**, v. 159, p. 123–131, 2017a.

LI, D. et al. Polyphenols, anthocyanins, and flavonoids contents and the antioxidant capacity of various cultivars of highbush and half-high blueberries. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 62, p. 84–93, 2017b.

LI, Z.-Y. et al. Content determination of benzyl glucosinolate and anti-cancer activity of its hydrolysis product in *Carica papaya* L. **Asian Pacific Journal of Tropical Medicine**, v. 5(3) p. 231–233, 2012.

LIGHT-EMITTING DIODE, 2007. **Light-Emitting Diode - An Introduction, Structure, and Applications of LEDs**. Disponível em: <<https://www.azooptics.com/Article.aspx?ArticleID=34>>. Acesso em: 28 mar. 2018.

LIU, H. et al. The influence of light-emitting diodes on the phenolic compounds and antioxidant activities in pea sprouts. **Journal of Functional Foods**, v. 25, p. 459–465, 2016.

LIU, L. H. et al. Effects of UV-C, red light and sun light on the carotenoid content and physical qualities of tomatoes during post-harvest storage. **Food Chem.** v.115, p.495–500, 2009.

LIU, R. H. Potential synergy of phytochemicals in cancer prevention: mechanism of action. **The Journal of nutrition**, v. 134(12) Suppl, p. 3479–3485, 2004.

LOIZZO, M. R. et al. Edible Flowers: A Rich Source of Phytochemicals with Antioxidant and Hypoglycemic Properties. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 64(12) p. 2467–2474, 2016.

LYKKESFELDT, J.; MOLLER, B. L. Synthesis of Benzylglucosinolate in *Tropaeolum majus* L. (Isothiocyanates as Potent Enzyme Inhibitors). **Plant physiology**, v. 102(2) p. 609–613, 1993.

MA, G. et al. Effect of blue and red LED light irradiation on β -cryptoxanthin accumulation in the flavedo of citrus fruits. **J. Agric. Food Chem.**, v.60, p. 197-201, 2012.

MA, G. et al. Effect of the combination of ethylene and red LED light irradiation on carotenoid accumulation and carotenogenic gene expression in the flavedo of citrus fruit. **Postharvest Biology and Technology**, v. 99, p. 99–104, 2015.

MA, L. et al. Effect of Lutein and Zeaxanthin on Macular Pigment and Visual Function in Patients with Early Age-related Macular Degeneration. **Ophthalmology**, v. 119(11) p. 2290–2297, 2012.

MANHITA, A. C.; TEIXEIRA, D. M.; COSTA, C. T. Application of sample disruption methods in the extraction of anthocyanins from solid or semi-solid vegetable samples. **Journal of Chromatography A**, v. 1129(1) p. 14–20, 2006.

MARQUES, G. S. et al. Comparative evaluation of UV/VIS and HPLC analytical methodologies applied for quantification of flavonoids from leaves of *Bauhinia forficata*. **Revista Brasileira de Farmacognosia**. v. 23(1) p. 51–57, 2013.

MASSA, G. D.; KIM, H. H.; WHEELER, R. M.; MITCHELL, C. A. Plant Productivity in Response to LED Lighting. **Hortscience**, v. 43(7), p. 1951- 1956, 2008.

MELILLO, L. Diuretic Plants in the Paintings of Pompeii. **American Journal of Nephrology**, v. 14, n. 4–6, p. 423–425, 1994.

MELO, M. N. DE O. et al. Phenolic compounds from *Viscum album* tinctures enhanced antitumor activity in melanoma murine cancer cells. **Saudi Pharmaceutical Journal**, v. 26(3) p. 311–322, 2018.

MLCEK, J.; ROP, O. Fresh edible flowers of ornamental plants – A new source of nutraceutical foods. **Trends in Food Science & Technology**, v. 22 (10) p. 561–569, 2011.

MOHAMED, N. et al. An insight to the cleavage of β -carotene to vitamin A: a molecular mechanics study. **Journal of Molecular Structure: THEOCHEM**, v. 538, n. 1–3, p. 245–252, 2001.

MONADI, A.; REZAIE, A. Bulletin of environment, pharmacology and life sciences evaluation of sedative and pre-anesthetic effects of *Viola odorata* Linn. extract compared with diazepam in rats. **BEPLS Bull. Env. Pharmacol. Life Sci**, v. 2(27) p. 125–131, 2013.

MULEY, B.; KHADABADI, S.; BANARASE, N. Phytochemical Constituents and Pharmacological Activities of *Calendula officinalis* Linn (Asteraceae): A Review. **Pharm Res Tropical Journal of Pharmaceutical Research Trop J Pharm Res**, v. 8(85) p. 455–455, 2009.

NACHTIGALL, A. M.; STRINGHETA, P. C.; FIDELIS, P. C. Determinação do teor de luteína. **B.Ceppa**, v. 25, p.181–192, 2007.

NACZK, M.; SHAHIDI, F. Extraction and analysis of phenolics in food. **Journal of Chromatography A**, v.1054(1–2) p.95–111, 2004.

NIIZU, P. Y.; RODRIGUEZ-AMAYA, D. B. Flowers and Leaves of *Tropaeolum majus* L. as Rich Sources of Lutein. **Journal of Food Science**, v. 70(9) p. S605–S609, 2006.

OBMANN, A., et al. HPLC Determination of Flavonoid Glycosides in Mongolian *Dianthus versicolor* Fisch. (Caryophyllaceae) Compared with Quantification by UV Spectrophotometry. **Phytochemical Analysis**. v.23(3) p. 254–259, 2011.

OCHANI, P. C.; D'MELLO, P. Antioxidant and antihyperlipidemic activity of *Hibiscus sabdariffa* Linn. leaves and calyces extracts in rats. **Indian journal of experimental biology**, v. 47(4) p.276–82, 2009.

PAPPAS, E.; SCHAICH, K. M. Phytochemicals of Cranberries and Cranberry Products: Characterization, Potential Health Effects, and Processing Stability. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 49(9) p.741–781, 2009.

PEREIRA, C. G. et al. Searching for new sources of innovative products for the food industry within halophyte aromatic plants: In vitro antioxidant activity and phenolic

and mineral contents of infusions and decoctions of *Crithmum maritimum* L. **Food and Chemical Toxicology**, v. 107, n. Pt B, p. 581–589, 2017.

PINHEIRO SANT'ANA, H. M. et al. Carotenoid retention and vitamin A value in carrot (*Daucus carota* L.) prepared by food service. **Food Chemistry**, v. 61, n. 1–2, p. 145–151, 1998.

PIRES, T. C. S. P. et al. Nutritional and chemical characterization of edible petals and corresponding infusions: Valorization as new food ingredients. **Food Chemistry**, v. 220, p. 337–343, 2017.

QAMARUDDIN, M.; TILLBERG, E. Rapid effects of red-light on the isopentenyladenosine content in scots pine seeds. **Plant Physiol.** v.91, p.5–8. 1989.

QIAN, H. et al. Effects of light quality on main health-promoting compounds and antioxidant capacity of Chinese kale sprouts. **Food Chemistry**, v.196, p.1232–1238, 2016.

RAFI, M. M. et al. Lycopene modulates growth and survival associated genes in prostate cancer. **The Journal of Nutritional Biochemistry.** v.24(10) p.1724–1734, 2013.

RAO, A.; RAO, L. Carotenoids and human health. **Pharmacological Research**, v. 55, n. 3, p. 207–216, mar. 2007.

RE, R. et al. Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. **Free Radical Biology & Medicine.** v.26(9-10) p.1231–123, 1999.

RIBEIRO, W. S.; BARBOSA, J. A.; COSTA, L. C. **Capuchinha (*Tropaeolum majus* L.** Brasília: Kiron, 2012.

ROCHA, J. DE C. G. et al. Optimization of ultrasound-assisted extraction of phenolic compounds from jussara (*Euterpe edulis* M.) and blueberry (*Vaccinium myrtillus*) fruits. **Food Science and Technology**, v. 38(1) p. 45–53, 2017.

RUIZ-SOLA, M. Á.; RODRÍGUEZ-CONCEPCIÓN, M. Carotenoid biosynthesis in *Arabidopsis*: a colorful pathway. **The arabidopsis book**, v. 10, p. e0158, 2012.

SANTO, A. P. E. et al. Efeito anticoagulante in vitro do extrato hidroetanólico de folhas e flores édulas de *Tropaeolum majus* L. (Tropaeolaceae) sobre o plasma humano. **Latin American Journal of Pharmacy**, v. 26(5), 2007.

SARRUGE, J.R.; HAAG, H.P. **Análise química de plantas**. Piracicaba, Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, 56p. 1974.

SINGLETON, V.L.; ROSSI, J.A. “Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents”. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.16. p.144-158, 1965.

SONG, B. et al. Lycopene and risk of cardiovascular diseases: A meta-analysis of observational studies. **Molecular Nutrition & Food Research**, v. 61(9) p.1-25, 2017.

STICHA, K. R. K. et al. Effects of benzyl isothiocyanate and phenethyl isothiocyanate on DNA adduct formation by a mixture of benzo- α -pyrene and 4-(methylnitrosamino)-1-(3-pyridyl)-1-butanone in A/J mouse lung. **Carcinogenesis**, v. 23(9) p. 1433–9, 2002.

SU, N. Hypoglycemic and hypolipidemic effects of fermented milks with added roselle (*Hibiscus sabdariffa* L.) extract. **Journal of Functional Foods**, v.43 p.234–241, 2018.

SUN, T. et al. Carotenoid Metabolism in Plants: The Role of Plastids. **Molecular Plant**, v. 11(1) p. 58–74, 2018.

SUZUKI-SUGIHARA, N. et al. Green tea catechins prevent low-density lipoprotein oxidation via their accumulation in low-density lipoprotein particles in humans. **Nutrition Research**, v. 36(1) p. 16–23, 2016.

TOMÁS-BARBERAN, F. A.; FERRERES, F.; GIL, M. I. Antioxidant phenolic metabolites from fruit and vegetables and changes during postharvest storage and processing. **Studies in Natural Products Chemistry**, v. 23, p. 739–795, 1 jan. 2000.

TONG, C. et al. Intravenous Administration of Lycopene, a Tomato Extract, Protects against Myocardial Ischemia-Reperfusion Injury. **Nutrients**, v. 8(3) p. 138, 2016.

UKIYA, M. et al. Anti-Inflammatory, Anti-Tumor-Promoting, and Cytotoxic Activities of Constituents of Marigold (*Calendula officinalis*) Flowers. **Journal of Natural Products**, v. 69(12) p.1692–1696, 2006.

UKIYA, M. et al. Anti-Inflammatory, Anti-Tumor-Promoting, and Cytotoxic Activities of Constituents of Marigold (*Calendula officinalis*) Flowers. **Journal of Natural Products**, v. 69(12) p. 1692–1696, 2006.

VANDERJAGT, T. J. et al. Comparison of the total antioxidant content of 30 widely used medicinal plants of New Mexico. **Life sciences**, v. 70(9) p. 1035–40, 2002.

VERKERK, R. et al. Glucosinolates in Brassica vegetables: The influence of the food supply chain on intake, bioavailability and human health. **Molecular Nutrition & Food Research**, v. 53(2) p. S219–S219, 2009.

VOON, H. C.; BHAT, R.; RUSUL, G. Flower extracts and their essential oils as potential antimicrobial agents for food uses and pharmaceutical applications. **Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety**, v. 11(1) p. 34–55, 2012.

WALK, A. M. et al. From neuro-pigments to neural efficiency: The relationship between retinal carotenoids and behavioral and neuroelectric indices of cognitive control in childhood. **International Journal of Psychophysiology**, v. 118 p.1–8 2017.

WENG, C.-J.; YEN, G.-C. Chemopreventive effects of dietary phytochemicals against cancer invasion and metastasis: Phenolic acids, monophenol, polyphenol, and their derivatives. **Cancer Treatment Reviews**, v. 38(1) p. 76–87, 2012.

WONGWATTANASATHIEN, O.; KANGSADALAMPAI, K.; TONGYONK, L. Antimutagenicity of some flowers grown in Thailand. **Food and Chemical Toxicology**, v. 48(4) p. 1045–1051, 2010.

XIE, L. et al. Recent advances in understanding the anti-obesity activity of anthocyanins and their biosynthesis in microorganisms. **Trends in Food Science & Technology**, v.72, p.13–24, 2018.

YAMAMIZO, C.; KISHIMOTO, S.; OHMIYA, A. Carotenoid composition and carotenogenic gene expression during Ipomoea petal development. **Journal of experimental botany**, v. 61(3), p. 709–19, 2010.

YANG, M.-Y. et al. The Hypolipidemic Effect of *Hibiscus sabdariffa* Polyphenols via Inhibiting Lipogenesis and Promoting Hepatic Lipid Clearance. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 58(2) p. 850–859, 2010.

YOUWEI, Z.; JINLIAN, Z.; YONGHONG, P. A comparative study on the free radical scavenging activities of some fresh flowers in southern China. **LWT - Food Science and Technology**, v. 41(9) p. 1586–1591, 2008.

YUAN, Z. et al. Effects of blue LED light irradiation on pigment metabolism of ethephon-degreened mandarin fruit. **Postharvest Biology and Technology**, v. 134, p. 45–54, 2017.

ZHISHEN, J.; MENGCHENG, T.; JIANMING, W. The determination of flavonoid contents in mulberry and their scavenging effects on superoxide radicals. **Food Chemistry**, v.64, p.555-559, 1999.