

UNIVERSIDADE ESTADUAL DE MATO GROSSO DO SUL  
UNIDADE UNIVERSITÁRIA DE CASSILÂNDIA  
PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

**BIOFORTIFICAÇÃO DE FITOQUÍMICOS E CRESCIMENTO DE  
*MICROGREEN* DE COUVE COM USO DE RADIAÇÃO  
FOTOSSINTETICAMENTE ATIVA E SUBSTRATO COM  
NUTRIENTES**

**JOÃO BATISTA MEDEIROS SILVA**

CASSILÂNDIA – MS  
AGOSTO/2022

UNIVERSIDADE ESTADUAL DE MATO GROSSO DO SUL  
UNIDADE UNIVERSITÁRIA DE CASSILÂNDIA  
PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

**BIOFORTIFICAÇÃO DE FITOQUÍMICOS E CRESCIMENTO DE  
*MICROGREEN* DE COUVE COM USO DE RADIAÇÃO  
FOTOSSINTETICAMENTE ATIVA E SUBSTRATO COM  
NUTRIENTES**

**JOÃO BATISTA MEDEIROS SILVA**

**Orientador: Prof. Dr. Flávio Ferreira da Silva Binotti**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia da Universidade Estadual de Mato Grosso do Sul, como parte das exigências para a obtenção do título de Mestre em Agronomia, com área de concentração em Sustentabilidade na Agricultura.

CASSILÂNDIA – MS  
AGOSTO/2022

S58b Silva, João Batista Medeiros  
Biofortificação de fitoquímicos e crescimento de  
*microgreen* de couve com uso da radiação fotossinteticamente  
ativa e substrato com nutrientes / João Batista Medeiros Silva. –  
Cassilândia, MS: UEMS, 2022.

33 p.

Dissertação (Mestrado) – Agronomia – Universidade  
Estadual de Mato Grosso do Sul, 2022.

Orientador: Prof. Dr. Flávio Ferreira da Silva Binotti.

1. Compostos bioativos 2. Cultivo indoor 3. Carotenoides 4.  
Pigmentos fotossintetizantes 5. Brassicaceae I. Binotti, Flávio  
Ferreira da Silva II. Título

CDD 23. ed. - 635.34



Governo do Estado de Mato Grosso do Sul  
**Fundação Universidade Estadual de Mato Grosso do Sul**  
 PROPP - Pró-Reitoria de Pesquisa e Pós-Graduação  
 UEMS - Universidade Estadual de Mato Grosso do Sul - Sede Dourados  
 UUCass - Unidade Universitária de Cassilândia  
 Programa de Pós-Graduação em Agronomia  
 PGAC - Área de Concentração em Sustentabilidade na Agricultura



### CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

**TÍTULO: BIOFORTIFICAÇÃO DE FITOQUÍMICOS E CRESCIMENTO DE MICROGREEN DE COUVE COM USO DE RADIAÇÃO FOTOSSINTETICAMENTE ATIVA E SUBSTRATO COM NUTRIENTES**

**AUTOR(A): JOÃO BATISTA MEDEIROS SILVA**

**ORIENTADOR(A): FLAVIO FERREIRA DA SILVA BINOTTI**

Aprovado como parte das exigências para obtenção de MESTRE EM AGRONOMIA, Área de concentração: "Sustentabilidade na Agricultura", pela Comissão Examinadora

Prof. Dr. Flavio Ferreira da Silva Binotti  
 Orientador(a)

Prof. Dr. Edilson Costa - UEMS

Prof. Dr. Eduardo Pradi Vendruscolo - UEMS

Prof. Dr. Cleiton Gredson Sabin Benett - UEG  
 Participação via webconferência

Data da realização: 12 de agosto de 2022.

## **Epígrafe**

A humanidade se divide em dois grupos, os que concordam comigo e os equivocados!

**Ariano Suassuna**

Não troco o meu 'OXENTE' pelo 'ok' de ninguém.

## DEDICATÓRIA

A Deus pela coragem nas horas de dificuldades e saudades de casa, aos meus pais e irmãos pelo apoio e a todos os amigos que me deram força para chega até aqui. Em especial a minha prima *in memoria* (Netinha) por tanta força é incentivo a mim depositado tando no período da graduação, quanto no inicio do mestrado para que eu não desanimasse, mas como o destino não está em nossas mãos, você se foi antes, mas ficou as boas lembranças da pessoa maravilhosa que foste.

## AGRADECIMENTOS

A Deus pela vida e força na caminhada, a minha mãe Mariana e meu pai José por toda a ajuda, meus irmãos (a), Nana, Valdecir, Lucemar, e a meus sobrinhos todos, e demais parentes e amigos que me derão força e confiança.

Ao meu orientador Flávio Ferreira da Silva Binotti pela paciência e ajuda a mim depositado, durante todo o período do mestrado. Aos meus amigos e meus colegas de curso, em especial, Thaise Dantas, Rayanne Soeiro, Tassila Araújo.

As colegas, Itála e Flávia Clemente, aos coordenados do curso, na pessoa do professor Eduardo Vendruscolo e do Fábio Steiner.

A todos os funcionários da UEMS, a Fabiana que me ajudou no laboratório e coletas, a magrinho e carneiro sem esquecer de Alessandra, mas em especial ao amigo Deicon, a quem agradeço imensamente por tudo.

A professor Edilson Costa e família, quem desde o primeiro dia em Cassilândia esteve ao nosso lado nos dando suporte, minha gratidão.

Por fim, agradecer a UEMS, ao Programa de Pós- Graduação (PGAC), a CAPES, a banca por aceitarem participar.

Muito Obrigado!

## SUMÁRIO

LISTA DE FIGURAS.....	9
RESUMO.....	11
ABSTRACT.....	11
1.1 INTRODUÇÃO.....	12
1.2 MATERIAL E MÉTODOS.....	15
1.3 RESULTADOS.....	18
1.4 DISCURSÃO.....	28
1.5 CONCLUSÕES.....	31
1.6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	32

## LISTA DE FIGURAS

- FIGURA 1:** A esquerda - casa de vegetação climatizada localizada no setor experimental da Universidade Estadual de Mato Grosso do Sul (Cassilândia- MS). A direita - câmara de cultivo artificial localizada no Laboratório de Sementes e Fisiologia Vegetal.....16
- FIGURA 2:** Diodos emissores de luz instalados em ambiente protegido sobre bancada. Com a tela termo-refletora aluminizada ALUMINET® 35% (“I”) de sombreamento, móvel, estendida e câmara de crescimento artificial com diodos emissores de luz no ambiente.....16
- FIGURA 3:** Radiação fotossinteticamente ativa ( $\text{micromol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ ) nos diferentes ambientes de cultivo. Figura A refere-se aos 12 dias após semeadura (DAS), com a tela termo-refletora aluminizada recolhida e Figura B refere-se a 20 DAS.  $T5 = 83 \text{ micromol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$  .....18
- FIGURA 4:** Temperaturas dos substratos nos diferentes ambientes aos 12 dias após a semeadura (DAS), no cultivo de microgreens.....19
- FIGURA 5:** Desdobramento da análise de variância da altura da parte aérea de couve manteiga em função da radiação fotossinteticamente ativa. UEMS Cassilândia (MS), 2022.....19
- FIGURA 6:** Desdobramento da análise de variância da matéria fresca da couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo, aos 12 DAS e 20 DAS, UEMS Cassilândia (MS), 2022.....20
- FIGURA 7:** Desdobramento da análise de variância da matéria seca da couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo, aos 12 DAS e 20 DAS, UEMS Cassilândia (MS), 2022.....20
- FIGURA 8:** Desdobramento da análise de variância da produtividade da massa seca ( $\text{g m}^{-2}$ ) da couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo, aos 12 DAS e 20 DAS, UEMS Cassilândia (MS), 2022.....21
- FIGURA 9:** Teores de clorofila *a* de couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo, UEMS Cassilândia (MS), 2022.....21
- FIGURA 10:** Teores de clorofila *b* de couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo, os 12 DAS e aos 20 DAS, UEMS Cassilândia (MS), 2022.....22
- FIGURA 11:** Teores de clorofila *total* de couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo, aos 12 DAS e 20 DAS, UEMS Cassilândia (MS), 2022.....22
- FIGURA 12:** Relação *clorofila a e clorofila b* de couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo, aos 12 DAS e 20 DAS, UEMS Cassilândia (MS), 2022.....23
- FIGURA 13:** Relação de teores de feofitina *a* de couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo, aos 12 DAS e 20 DAS, UEMS Cassilândia (MS), 2022.....23

- FIGURA 14:** Relação de teores de feofitina *b* de couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo, aos 12 DAS e 20 DAS, UEMS Cassilândia (MS), 2022.....24
- FIGURA 15:** Relação de teores de feofitina *total* de couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo, aos 12 DAS e 20 DAS, UEMS Cassilândia (MS), 2022.....25
- FIGURA 16:** Relação de clorofila *total* e feofitina *total* de couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo, aos 12 DAS e 20 DAS, UEMS Cassilândia (MS), 2022.....25
- FIGURA 17:** Relação de teores de *carotenoides* de couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo, UEMS Cassilândia (MS), 2022.....26
- FIGURA 18:** Relação de clorofila *total* carotenoides *total* de couve manteiga em razão do ambiente e substrato de cultivo, UEMS Cassilândia (MS), 2022.....26
- FIGURA 19:** *Microgreens* aos 12 e 20 DAS, em função de substratos (V – mineral e C – organomineral) e ambiente de cultivo com diferentes intensidades de radiação fotossinteticamente ativa.....27

**RESUMO:** O presente trabalho teve por objetivo determinar crescimento e biofortificação com carotenoides (fitoquímico), em *microgreen* de couve em função de ambientes de cultivos com suplementação de radiação fotossinteticamente ativa (casa de vegetação) e câmara de crescimento artificial, além de substrato de cultivo mineral e organomineral. O trabalho foi composto por dois experimentos num delineamento experimental inteiramente casualizado (DIC), em esquema fatorial 2 x 5, constituído por dois substratos de cultivo (mineral e organomineral) e cinco ambientes de cultivo (casa de vegetação climatizada, com três intensidades de suplementação de radiação fotossinteticamente ativa por LED, além do controle e câmara de cultivo artificial). Sendo que no experimento aos 12 dias após a semeadura (DAS) a tela sob o filme de polietileno da casa de vegetação estava recolhida, no outro a tela estava distendida e foi avaliado aos 20 DAS. Uso de substrato organomineral é necessário para o cultivo de *migroreens* de couve em casa de vegetação. O ambiente de cultivo artificial apresentou estiolamento dos *microgreens*, com menor crescimento, evidenciando que um radiação fotossinteticamente ativa de  $83 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  não é adequada para o cultivo de *microgreens*. Pode-se produzir *migroreens* de couve biofortificados com fitoquímico (carotenoide), com uso tela termorefletora aluminizada em casa de vegetação com suplementação de radiação fotossinteticamente ativa média de  $468 \text{ micromol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ .

**PALAVRAS-CHAVE:** Compostos bioativos, cultivo *indoor*, carotenoides, pigmentos fotossintetizantes, *Brassicaceae*.

**ABSTRACT:** The present work aimed to determine growth and biofortification with carotenoids (phytochemical) in cabbage microgreens as a function of growing environments with supplementation of photosynthetically active radiation (greenhouse) and artificial growth chamber, in addition to mineral and organomineral. The work consisted of two experiments in a completely randomized design (DIC), in a 2 x 5 factorial scheme, consisting of two cultivation substrates (mineral and organomineral) and five cultivation environments (heated greenhouse, with three intensities of supplementation photosynthetically active radiation by LED, in addition to the control and artificial cultivation chamber). In the experiment at 12 days after sowing (DAS) the screen under the polyethylene film of the greenhouse was retracted, in the other the screen was distended and it was evaluated at 20 DAS. Use of organomineral substrate is necessary for growing cabbage migrogreens in a greenhouse. The artificial cultivation environment showed etiolation of microgreens, with lower growth, evidencing a need for photosynthetically active radiation higher than  $83 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ . It is possible to produce cabbage migrogreens biofortified with phytochemical (carotenoid), using an aluminized thermoreflective screen in a greenhouse with an average photosynthetic active radiation supplementation of  $468 \text{ micromol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ .

**KEY WORDS:** Bioactive compounds, *indoor* cultivation, carotenoids, photosynthetic supplementation, photosynthetic pigments, *Brassicaceae*.

## 1.1 INTRODUÇÃO

Os *microgreens* são vegetais jovens, desenvolvidos a partir de sementes de diversas espécies, incluindo as hortaliças, ervas ou grãos entre outras. São colhidas para comercialização entre 7 e 15 dias depois da germinação, quando os cotilédones se encontram totalmente desenvolvidos e as primeiras folhas verdadeiras estão presentes (PURQUERIO et al., 2018). O cultivo de *microgreens* vêm alcançando progressivamente mais popularidade, por possuírem alto nível nutritivo além de serem utilizados para melhorar o visual e apresentação de saladas, além de embelezar grandes variedades de pratos (MIR et al., 2017).

A exigência por alimentos mais saudáveis e nutritivos vem contribuindo para o crescimento do mercado de *microgreens*, que são, normalmente, produzidos a partir de algum tipo de vegetal das espécies da família *Brassicaceae*, apesar de outras famílias de folhosas também serem produtoras desses alimentos. Eles são consumidos frescos ou saladas e são colhidos, normalmente, depois do aparecimento das primeiras folhas verdadeiras. Podem ser comercializados juntamente ao meio de cultivo com o substrato, enquanto ainda estão crescendo, permitindo que a “colheita” seja feita diretamente pelo consumidor final (BHATT; SHARMA, 2018). Dentre as *brássicas*, a couve-manteiga e a mais cultivada no Brasil e possui altas concentrações de nutrientes, tais como, cálcio, ferro, fósforo e vitamina A, além de possuir muitas fibras (DI GOIA et al., 2017), são consideradas alimentos funcionais e é uma espécie que pode ser colhida no estágio de *microgreens*.

São chamados de alimentos funcionais os que apresentam substâncias ou fitoquímicos capazes de gerarem benefícios à saúde humana e podem atuar tanto na prevenção como no tratamento de doenças. Os fitoquímicos são compostos presentes em legumes e frutas que podem neutralizar ou diminuir os danos gerados por agentes oxidativos. Admite-se que os efeitos benéficos deles sejam alcançados por diversos mecanismos, entre eles, a estimulação do sistema imunológico e do metabolismo, fornecendo ao corpo substâncias antibacterianas e antivirais (ROY et al., 2009). Biofortificação refere-se a técnica de produção de alimentos com maiores teores de substâncias com benefícios à saúde, assim pode ser utilizada para aumento de fitoquímicos benéficos à saúde, como os carotenoides e, desta forma, os *microgreens* se encaixam nesta técnica de produção.

Carotenoides são pigmentos naturais encontrados em alimentos como hortaliças, frutas e verduras, expressando as colorações do vermelho ao amarelo e laranja (NORNBERG et al., 2022). Os benefícios dos carotenoides a saúde humana são muitos, em especial a saúde do coração por diminuir os riscos de doenças cardiovasculares e a saúde da epiderme por

proteger a pele dos danos causados pela radiação UV (COUTO, 2010). Dentre os principais pigmentos carotenoides, destacam-se: licopeno,  $\alpha$ -caroteno,  $\beta$ -caroteno,  $\alpha$ -criptoxantina,  $\beta$ -criptoxantina, luteína, zeaxantina e violaxantina. O  $\beta$ -caroteno é capaz de se converter em vitamina A, o licopeno é um dos mais potentes absorvedores de oxigênio, entre os carotenoides naturais e funcionando como um antioxidante muito potente. A luteína e zeaxantina são carotenoides encontrados na retina. A luteína (proteção cardiovascular e saúde ocular), disponibilizam meios de fortalecer as defesas antioxidantes, diminuindo assim os riscos de degenerações musculares ou sua progressão (NORNBERG et al., 2022). Assim, os efeitos benéficos da clorofila e feofitina, são graças ao núcleo tetrapirrólico da clorofila, da feofitina ou mesmo de alguns derivados dessa molécula seria capaz de exercer um atividade antioxidante.

Os fitoquímicos, como carotenoides e clorofilas variam em função da quantidade e qualidade de luz no ambiente de cultivo, sendo a luz essencial no crescimento e desenvolvimento das plantas em consequência de sua atuação na fotossíntese e fotomorfogênese, desse modo, o uso de diodo emissor de luz (LEDs), com emissão de radiação fotossinteticamente ativa é uma possibilidade para a melhoria no crescimento de plantas em ambiente climatizado (SILVA et al., 2020), além de influenciar a produção de pigmentos benéficos a saúde humana. Os LEDs se distinguem de outras fontes de luz decorrente a menor difusão de calor, seleção de comprimentos de onda e alta eficiência da conversão energética (MASSA et al., 2008) e sua aplicação no crescimento de plantas é realizado em ambientes protegidos, casa de vegetação ou cultivo *indoor*.

O cultivo em ambiente protegido tem como finalidade melhorar a qualidade dos produtos e aumentar a produtividade dos cultivos. Nas estufas coberta com filme de polietileno de baixa densidade, a tela termorefletora aluminizada sob o filme tem a finalidade de melhorar as condições interna de temperatura, além aumentar a reflexão da radiação, fatores estes que afetam o metabolismo das plântulas, podendo aumentar o crescimento, influenciando, assim, os teores dos pigmentos (ALTAFIN, 2005).

Além, da suplementação de luz para a melhoria da qualidade e produtividade do vegetal, a escolha do substrato deve ser adequada para atender a demanda do cultivo. A produção dos *microgreens* pode ser realizada com diversos substratos. Todavia os substratos mais utilizados na produção de *microgreens* são à base de turfa (KYRIACOU et al., 2017), no entanto não se verificou estudo comparativo com algum substrato inerte, pois é sabido que a fase de crescimento do *microgreens*, sua maior parte, ocorre com as reservas do embrião.

Considerando que os *microgreens* são vegetais com maior teor de nutritivo em comparação a planta adulta, capazes de gerarem benefícios à saúde, por apresentarem

fitoquímicos, novas formas de tecnologias de cultivos associadas a substrato adequado, capazes de aumentar teores de carotenoides (fitoquímicos), é uma alternativa para disponibilizar alimentos biofortificados. Logo, o presente trabalho teve como objetivo determinar crescimento e biofortificação com carotenoides (fitoquímico), em *microgreen* de couve em função de ambientes de cultivos com suplementação de radiação fotossinteticamente ativa (casa de vegetação com e sem tela sob o filme) e em câmara de cultivo artificial, além de substratos de cultivo mineral e organomineral.

## 1.2 MATERIAL E MÉTODOS

O presente trabalho foi realizado em casa de vegetação climatizada e câmara de crescimento artificial, no setor experimental da Universidade Estadual de Mato Grosso do Sul (Cassilândia- MS) em dois experimentos. O primeiro experimento foi realizado no mês de janeiro de 2022, enquanto o segundo foi de meados de março até a primeira semana de abril de 2022. A cultivar utilizada foi a Couve-Manteiga da Geórgia (*Brassica oleracea* L.), da ISLA®. As sementes utilizadas foram livres de agrotóxicos e apresentando 96% de germinação.

O delineamento experimental nos dois experimentos foram inteiramente casualizado, em esquema fatorial 2 x 5, constituído por dois substratos de cultivo (organomineral e mineral) e cinco ambientes de cultivo (casa de vegetação climatizada, com três intensidades de suplementação de radiação fotossinteticamente ativa por LED, além do controle e câmara de cultivo artificial), com 6 repetições de 3 células por parcela para fitoquímicos.

Experimento 1. Colheita realizada aos 12 dias após a semeadura DAS. Neste experimento a tela termorefletora aluminizada ALUMINET® (“I”) de 35% de sombreamento sob o filme de polietileno de baixa densidade da casa de vegetação climatizada estava recolhida. Os tratamentos dos ambientes de cultivos foram assim designados: T1 controle –  $708 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , T2 -  $1.270 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , T3 -  $1.055 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , e T4 –  $878 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , além câmara de crescimento artificial com T5 -  $83 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ . Densidade de semeadura (30 sementes por célula).

Experimento 2. Colheita realizada aos 20 DAS. Neste experimento a tela termorefletora aluminizada ALUMINET® (“I”) de 35% de sombreamento sob o filme de polietileno de baixa densidade da casa de vegetação climatizada estava estendida. Os tratamentos dos ambientes de cultivos foram assim designados: T1 controle –  $380 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , T2 -  $848 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , T3 -  $660 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , e T4 –  $524 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , além câmara de crescimento artificial com T5-  $83 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ . Densidade de semeadura (3 sementes por célula).

A casa de vegetação climatizada possui dimensões de 14,64 m x 6,40 m x 3,5 m (93,70 m<sup>2</sup>) com ante e câmara de 3,66 m x 3,20 m (11,71 m<sup>2</sup>) com uma área de total 105,41 m<sup>2</sup>, sem a cobertura na lateral tendo a superfície com filme de polietileno de baixa densidade (PEBD) de 150 micron, apresentando difusor de luz, com camada dupla e sistema de climatização do tipo pad/fan Humil Cool (CELDEX® ) com dimensões de 1,2 m x 0,15 m, móvel, sob filme de polietileno, o ambiente possui seis bancadas metálicas internas com dimensão de 1,10 m x 5,0 m e 0,80 m de altura, e piso concretado. A câmara de cultivo artificial de 300 litros, com temperatura média de 25°C (Figura 1).

**Casa de vegetação climatizada****Câmara de cultivo artificial**

**FIGURA 1:** A esquerda - casa de vegetação climatizada localizada no setor experimental da Universidade Estadual de Mato Grosso do Sul (Cassilândia- MS). A direita - câmara de cultivo artificial localizada no Laboratório de Sementes e Fisiologia Vegetal.

A suplementação de radiação fotossinteticamente ativa na casa de vegetação climatizada foi fornecida por lâmpadas led grow com LEDs vermelhos com comprimento de onda de 620-630 nm, LEDs azuis com comprimento de onda de 440-445 nm, LEDs brancos de 5500-6500k e 2500-3300k, LEDs infravermelhos com comprimento de onda de 730 nm, e LEDs ultravioleta com comprimento de onda de 380-410 nm, de acordo com as seguintes proporções 67%, 15%, 10%, 5% e 3% de LEDs em cada comprimento de onda, respectivamente. Altura das lâmpadas foi regulável (Figura 2). A câmara de cultivo artificial - sistema de iluminação com 2 holofotes de LEDs, sendo com 4 LEDs com luz vermelha na faixa de 660 nm e 2 LEDs com luz azul, na faixa de 560 nm (Figura 2).

**Diodos emissores de luz instalados em ambiente protegido****Diodos emissores de luz instalados em ambiente artificial**

**FIGURA 2:** Diodos emissores de luz instalados em ambiente protegido sobre bancada. Com a tela termo-refletores aluminizada ALUMINET® 35% ("I") de sombreamento, móvel, estendida e câmara de cultivo artificial com diodos emissores de luz no ambiente.

As intensidades de luz (radiação fotossinteticamente ativa) foram obtidas por lâmpadas com diferentes potências e alturas em relação as bandejas de cultivo, que constituíram os tratamentos T2, T3 e T4, sendo T2 (51.300 lúmens á 30 cm de distância das bandejas), T3 (32.000 lúmens - 35 cm) e T4 (32.000 lúmens – 43 cm). As lâmpadas foram distribuídas de forma que propiciaram a distribuição uniforme da radiação fotossinteticamente ativa das 7:00 às 11:00 horas. Na câmara de cultivo artificial a intensidade de RFA foi promovida por sistemas de iluminação com 2 holofotes de leds, na potência de 12 Watts cada holofote e fotoperíodo de 12 horas.

Os substratos utilizados foram: Substrato mineral - utilizando a vermiculita superfino, pH é neutro (7,0). Substrato organomineral – Carolina Soil®, constituída de turfa de sphagnum, perlita e vermiculita expandida, casca de arroz torrefada, entre outros.

O cultivo foi realizado em bandejas bandejas de poliestireno expandido de 128 células. O fornecimento de água foi realizado de acordo com a necessidade do cultivo, realizando de duas a três regas por dia, com o intuito de manter o substrato úmido, sem saturar o substrato de cada célula. Durante a condução dos experimentos foram monitoradas e coletadas radiação fotossinteticamente ativa ( $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ), com o aparelho Apogee (MQ200) diariamente (9:30 horas MS), posicionado sobre as bandejas de cultivo. A temperatura do substrato foi mensurada por termômetro digital (Digital Thermometer), às (10:30 horas MS).

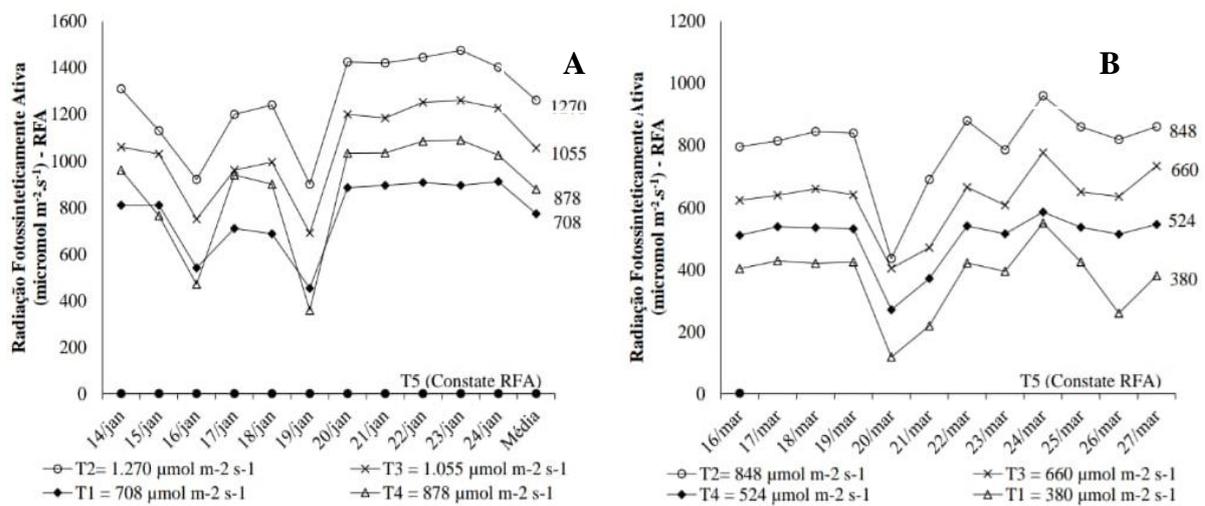
Os *microgreens* foram avaliados com colheita aos 12 e 20 dias (Figura 18) após a semeadura (DAS) para as análises das variáveis, em que 80% das plântulas apresentaram de 3,2 a 12 cm (12 DAS), e de 3,1 a 13,1 cm (20 DAS) de altura, sendo avaliadas a matéria fresca da parte aérea (g), matéria seca da parte aérea (g), produtividade de matéria seca ( $\text{g m}^{-2}$ ) e altura da parte aérea em cm (do colo até o ápice do caule). A matéria seca da parte aérea foi mensurada em balança analítica de precisão, após secagem em estufa a 65 °C, com circulação forçada de ar, por 72 horas.

Os fitoquímicos (teores de carotenoides, clorofila a, b e total e feofitina a, b, total) foram obtidos pelo método de LICHTENTHALER (1984).

Os dados foram submetidos à análise de variância (teste F) e as médias, quando significativas, foram comparadas pelo teste de Tukey para os ambientes e pelo teste LSD para os substratos ( $P \leq 0,05$ ). Para comparação das temperatura dos substratos, assim como da radiação fotossinteticamente ativa, cada dia de cultivo foi um bloco.

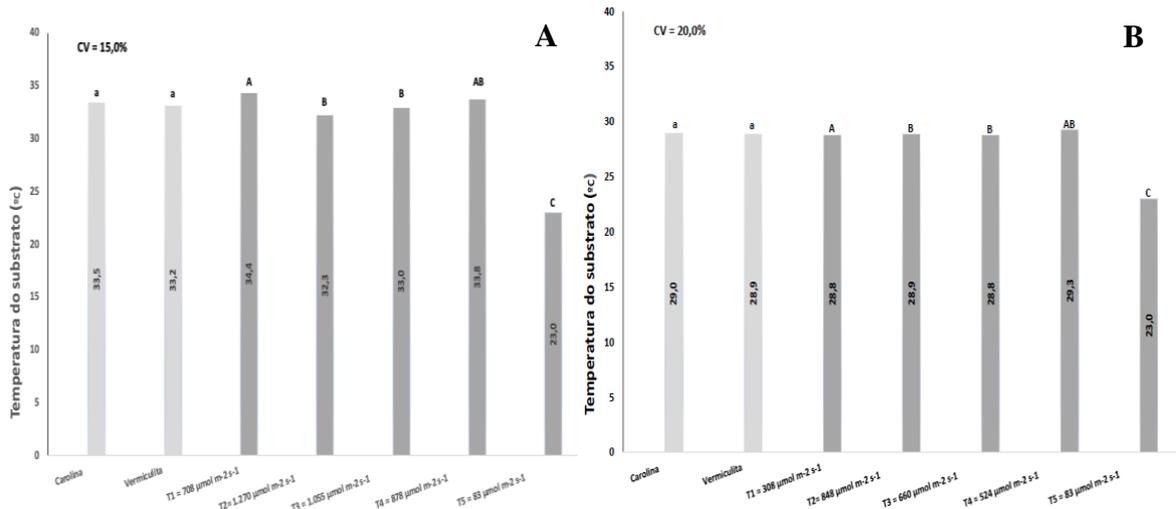
### 1.3 RESULTADOS

Considerando a radiação fotossinteticamente ativa externa como 100% (1.725 micromol.m<sup>-2</sup>.s<sup>-1</sup> aos 12 DAS e 1.562 micromol.m<sup>-2</sup>.s<sup>-1</sup> aos 20 DAS), os tratamentos T1, T2, T3, T4 e T5 apresentaram 51, 73, 61, 45 e 5%, aos 12 DAS e 20, 54, 42, 33 e 5% aos 20 DAS da externa. Dentro do ambiente de produção (casa de vegetação), ao se considerar o controle (T1) como 100% da RAF que chega dentro ambiente protegido, a aplicação de luz suplementar dos tratamentos T2, T3 e T4 ampliaram em 44, 20 e 17% aos 12 DAS e 46, 28 e 14% aos 20 DAS, respectivamente em relação ao controle (Figura 3).



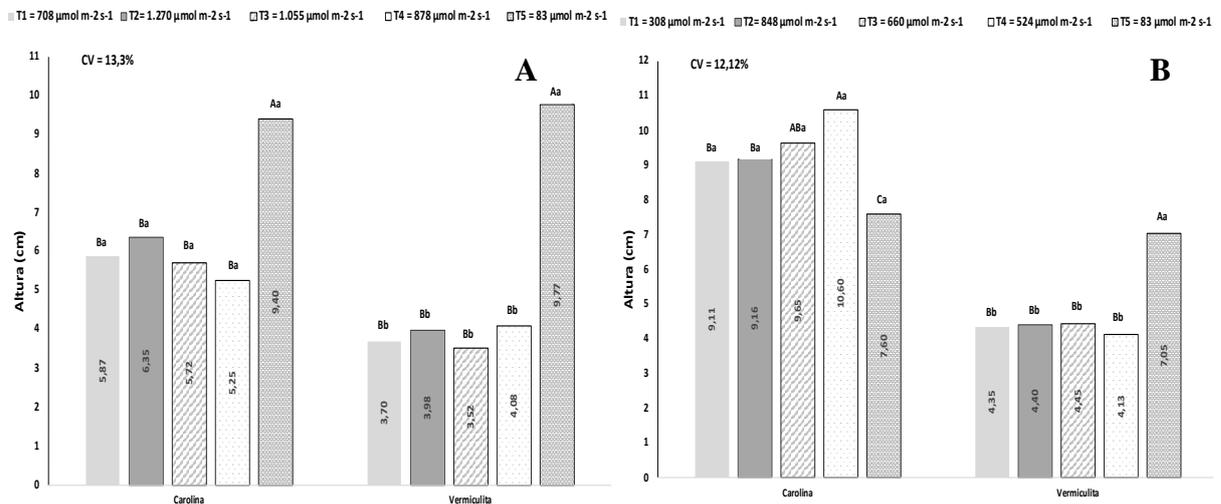
**FIGURA 3:** Radiação fotossinteticamente ativa (micromol.m<sup>-2</sup>.s<sup>-1</sup>) nos diferentes ambientes de cultivo. Figura A refere-se aos 12 dias após semeadura (DAS), com a tela termo-refletores aluminizada recolhida e Figura B refere-se a 20 DAS. T5 = 83 micromol.m<sup>-2</sup>.s<sup>-1</sup>.

Aos 12 e 20 DAS, a temperaturas dos substratos utilizados no cultivo de *microgreens* de couve não se diferiram (Figura 4). Em relação à temperatura nos diferentes ambientes de cultivo, a câmara de crescimento apresentou a menor temperatura. Aos 12 e 20 DAS, os ambientes T2 e T3 apresentaram menor temperatura de substrato em relação ao T1.



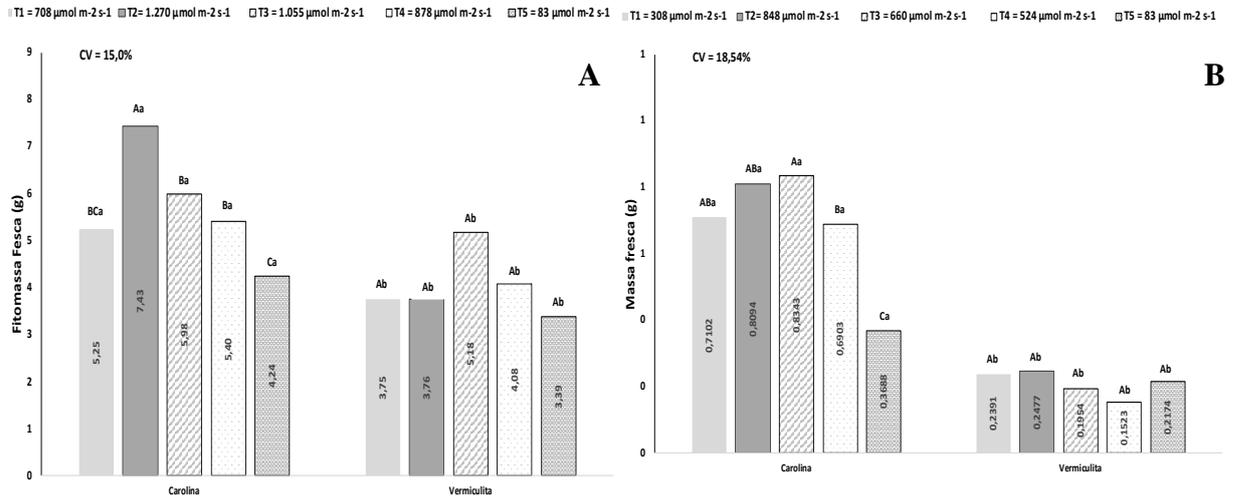
**FIGURA 4:** Temperaturas dos substratos nos diferentes ambientes aos 12 e 20 dias após a semeadura (DAS), no cultivo de *microgreens*. Figura A refere-se aos 12 dias e B aos 20 DAS. Letras minúsculas correspondem ao tipo de substrato e letras maiúsculas correspondem aos ambientes de cultivo. Teste de Tukey para os ambientes e pelo teste LSD para os substratos ( $P \leq 0,05$ )

Aos 12 e 20 DAS o substrato organomineral propiciou o maior crescimento em altura em casa de vegetação, não diferindo do substrato mineral em câmara de cultivo artificial (Figura 5). A suplementação de radiação fotossinteticamente ativa em casa de vegetação não influenciou a altura do *microgreens* aos 12 DAS, todavia aos 20 DAS o T4 obteve maior altura em relação aos T1 e T2 no substrato organomineral.

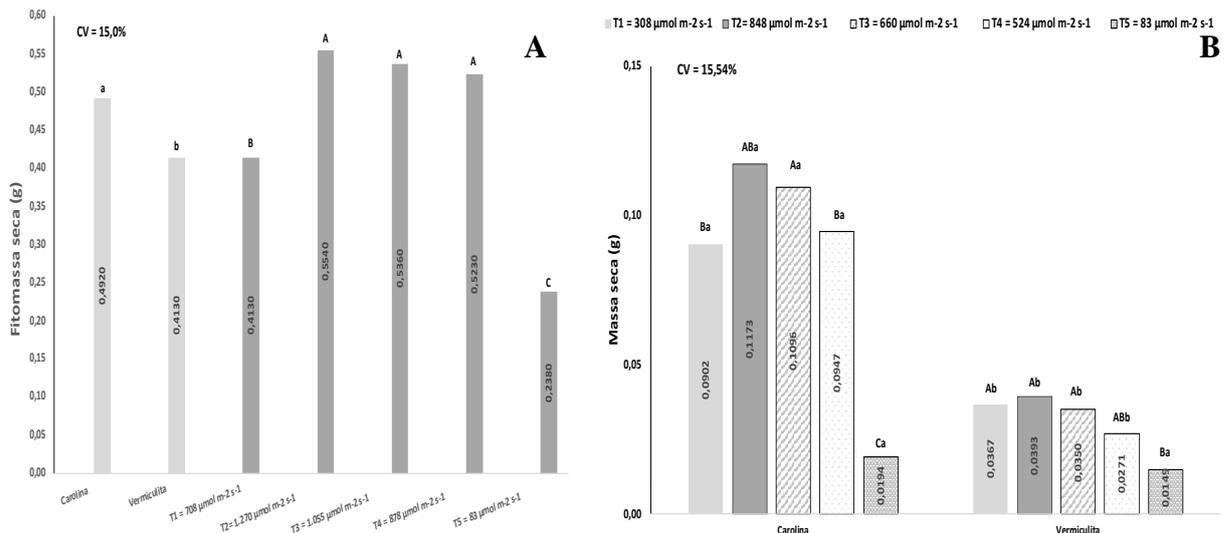


**FIGURA 5:** Desdobramento da análise de variância da altura da parte aérea de couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo. UEMS Cassilândia (MS), 2022. Letras diferentes indicam diferença entre as médias de acordo com o teste de Tukey para os ambientes e pelo teste LSD para os substratos ( $P \leq 0,05$ ). Letras minúsculas correspondem ao tipo de substrato dentro de cada ambiente de cultivo e letras maiúsculas correspondem aos ambientes de cultivo dentro de cada substrato. Figura A refere-se aos 12 dias após a emergência de plântulas (DAS), com a tela termo-refletores aluminizada recolhida e Figura B refere-se a 20 DAS. CV = Coeficiente de variação.

Aos 12 e 20 DAS, verificou-se que substrato organomineral propiciou maior fitomassa fresca, seca e produtividade (Figuras 5, 6 e 7), todavia aos 20 DAS o substrato não influenciou essa avaliar no cultivo em ambiente artificial.

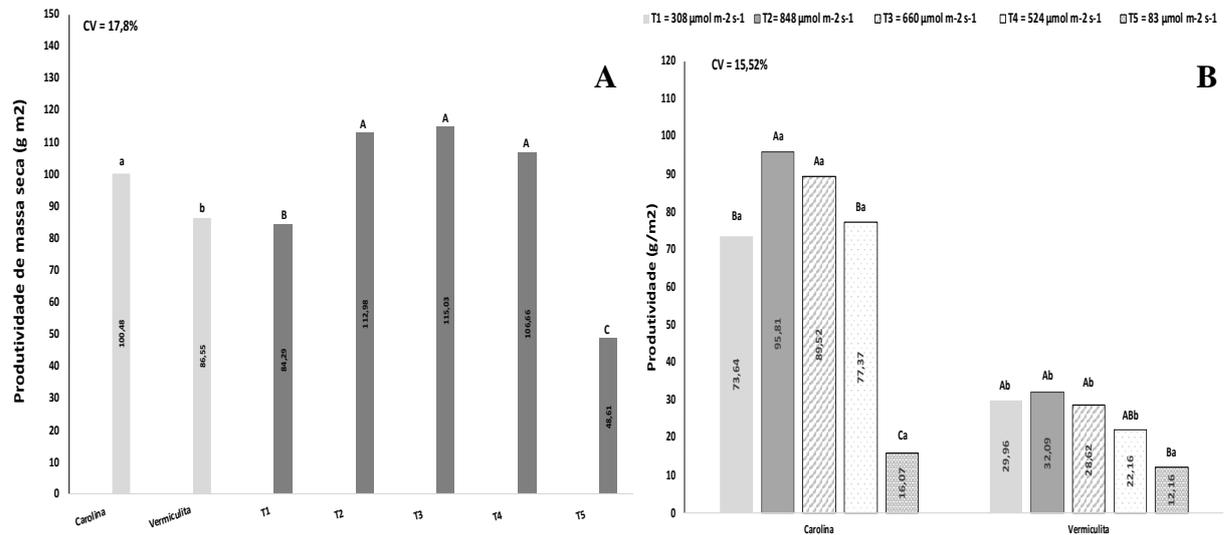


**FIGURA 6:** Desdobramento da análise de variância da fitomassa fresca de couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo, aos 12 DAS e 20 DAS, UEMS Cassilândia (MS), 2022. Letras diferentes indicam diferença entre as médias de acordo com o teste de Tukey para os ambientes e pelo teste LSD para os substratos ( $P \leq 0,05$ ). Letras minúsculas correspondem ao tipo de substrato dentro de cada ambiente de cultivo e letras maiúsculas correspondem aos ambientes de cultivo dentro de cada substrato. Figura A refere-se aos 12 dias após a emergência de plântulas (DAS) e Figura B refere-se a 20 DAS. CV = Coeficiente de variação.

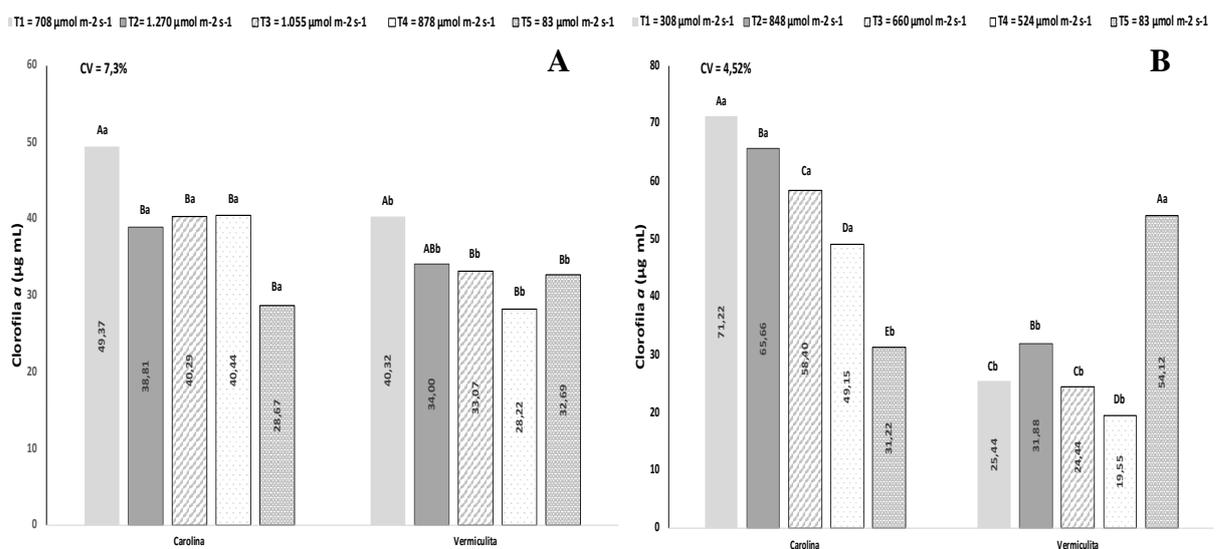


**FIGURA 7:** Desdobramento da análise de variância da fitomassa seca da couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo, aos 12 DAS e 20 DAS, UEMS Cassilândia (MS), 2022. Letras diferentes indicam diferença entre as médias de acordo com o teste de Tukey para os ambientes e pelo teste LSD para os substratos ( $P \leq 0,05$ ). Letras minúsculas correspondem ao tipo de substrato dentro de cada ambiente de cultivo e letras maiúsculas correspondem aos ambientes de cultivo dentro de cada substrato. Figura A refere-se aos 12 dias após a emergência de plântulas (DAS) e Figura B refere-se a 20 DAS. CV = Coeficiente de variação.

Aos 12 DAS o ambiente T2 obteve maior fitomassa fresca no substrato organomineral. O ambiente artificial T5 obteve menores valores de fitomassa seca e produtividade. Aos 12 DAS a suplementação de radiação fotossinteticamente ativa influenciou a quantidade de fitomassa seca e produtividade (Figuras 8 e 9).

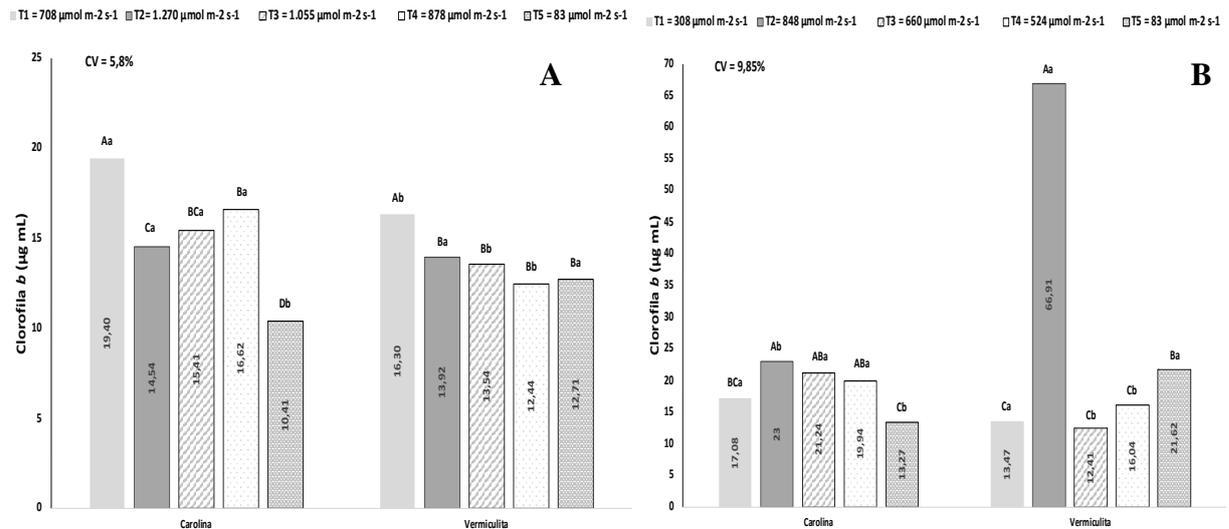


**FIGURA 8:** Desdobramento da análise de variância da produtividade da massa seca ( $\text{g m}^2$ ) da couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo, aos 12 DAS e 20 DAS, UEMS Cassilândia (MS), 2022. Letras diferentes indicam diferença entre as médias de acordo com o teste de Tukey para os ambientes e pelo teste LSD para os substratos ( $P \leq 0,05$ ). Letras minúsculas correspondem ao tipo de substrato dentro de cada ambiente de cultivo e letras maiúsculas correspondem aos ambientes de cultivo dentro de cada substrato. Figura A refere-se aos 12 dias após a emergência de plântulas (DAS) e Figura B refere-se a 20 DAS. CV = Coeficiente de variação.

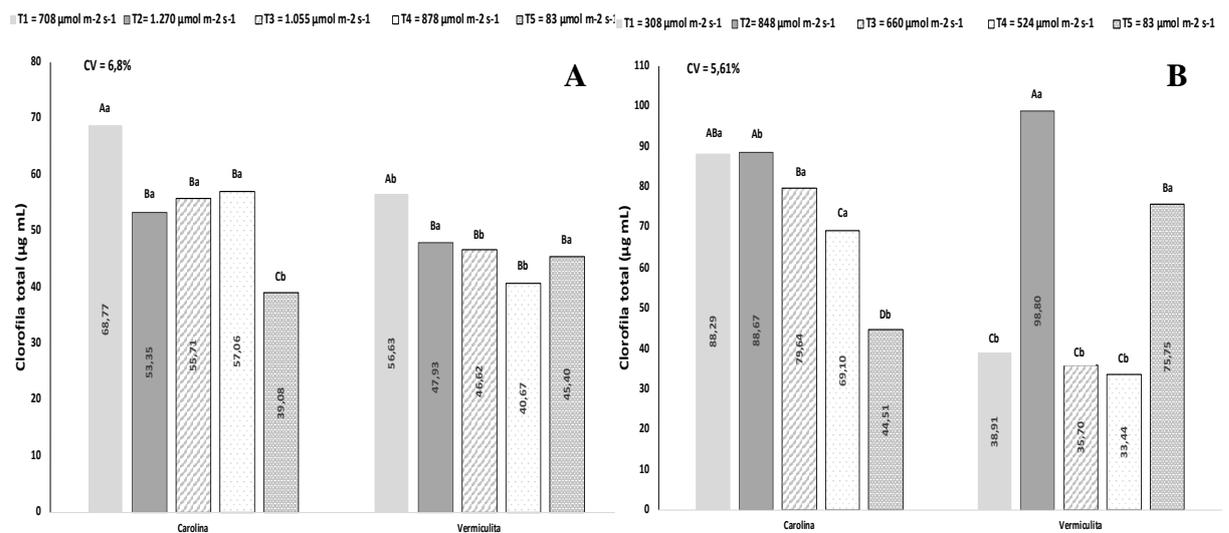


**FIGURA 9:** Teores de clorofila  $a$  de couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo, UEMS Cassilândia (MS), 2022. Letras diferentes indicam diferença entre as médias de acordo com o teste de Tukey para os ambientes e pelo teste LSD para os substratos ( $P \leq 0,05$ ). Letras minúsculas correspondem ao tipo de substrato dentro de cada ambiente de cultivo e letras maiúsculas correspondem aos ambientes de cultivo dentro de cada substrato. Figura A refere-se aos 12 dias após a emergência de plântulas (DAS) e Figura B refere-se a 20 DAS. CV = Coeficiente de variação.

Aos 12 e 20 DAS, verificou-se que as plântulas cultivadas no substrato organomineral obtiveram de modo geral maior teores de pigmentos (Figuras 10, 11 e 12) em cultivo em casa de vegetação. Aos 12 DAS, o uso da suplementação de radiação fotossinteticamente ativa propiciou menores valores de clorofila *a*, *b* e total, todavia aos 20 DAS com a cortinha estendida, suplementação de radiação fotossinteticamente ativa influenciou diferentemente os teores de clorofila.

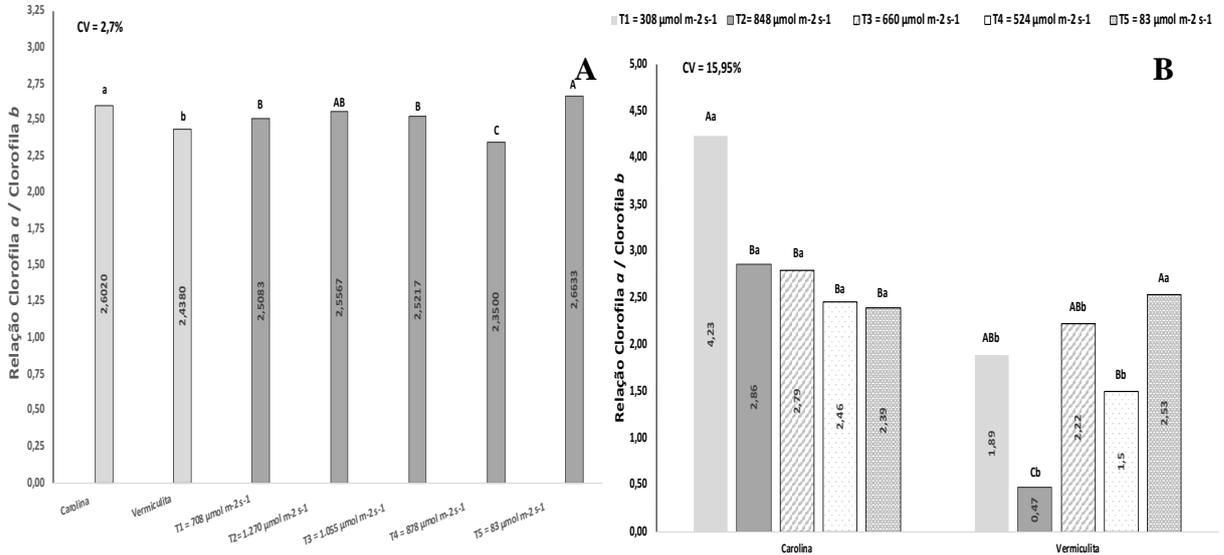


**FIGURA 10:** Teores de clorofila *b* de couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo, os 12 DAS e aos 20 DAS, UEMS Cassilândia (MS), 2022. Letras diferentes indicam diferença entre as médias de acordo com o teste de Tukey para os ambientes e pelo teste LSD para os substratos ( $P \leq 0,05$ ). Letras minúsculas correspondem ao tipo de substrato dentro de cada ambiente de cultivo e letras maiúsculas correspondem aos ambientes de cultivo dentro de cada substrato. Figura A refere-se aos 12 dias após a emergência de plântulas (DAS) e Figura B refere-se a 20 DAS. CV = Coeficiente de variação.



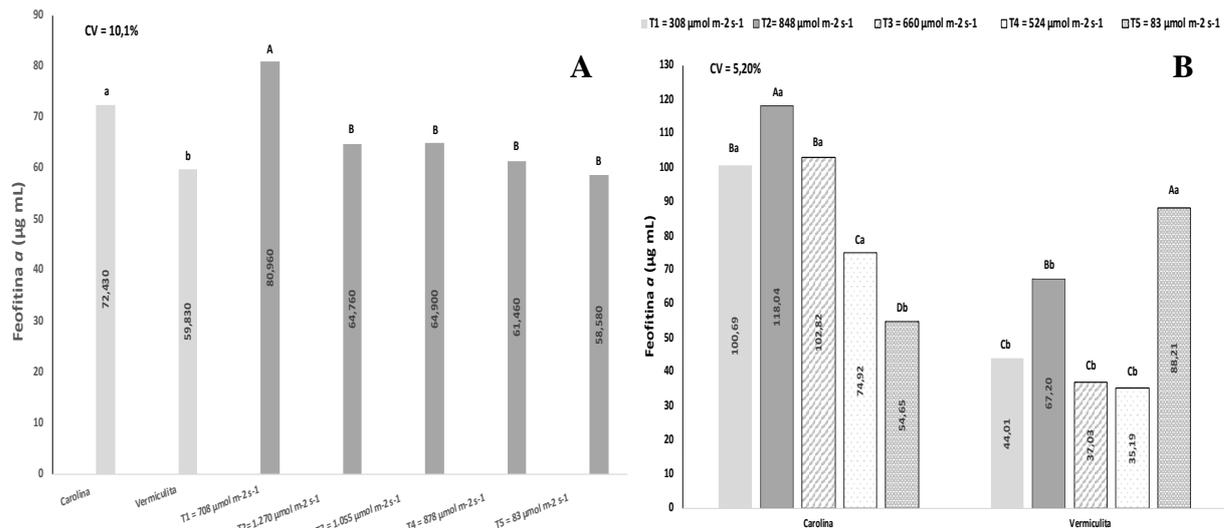
**FIGURA 11:** Teores de clorofila *total* de couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo, aos 12 DAS e 20 DAS, UEMS Cassilândia (MS), 2022. Letras diferentes indicam diferença entre as médias de acordo com o teste de Tukey para os ambientes e pelo teste LSD para os substratos ( $P \leq 0,05$ ). Letras minúsculas correspondem ao tipo de substrato dentro de cada ambiente de cultivo e letras maiúsculas correspondem aos ambientes de cultivo dentro de cada substrato. Figura A refere-se aos 12 dias após a emergência de plântulas (DAS) e Figura B refere-se a 20 DAS. CV = Coeficiente de variação.

Ao verificar a relação clorofila *a* e clorofila *b* aos 12 DAS observou-se que o ambiente T4 e o substrato mineral apresentaram menores valores. Aos 20 DAS, maiores valores foram verificados na carolina no controle menor valor no T2 na vermiculita (Figura 12 B).



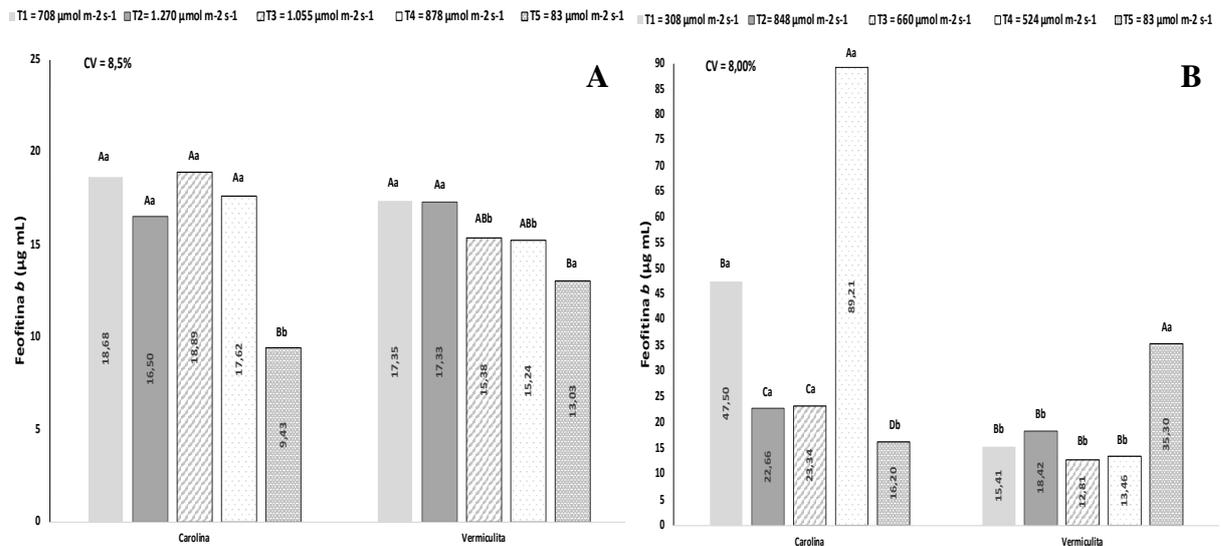
**FIGURA 12:** Relação clorofila *a* e clorofila *b* de couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo, aos 12 DAS e 20 DAS, UEMS Cassilândia (MS), 2022. Letras diferentes indicam diferença entre as médias de acordo com o teste de Tukey para os ambientes e pelo teste LSD para os substratos ( $P \leq 0,05$ ). Letras minúsculas correspondem ao tipo de substrato dentro de cada ambiente de cultivo e letras maiúsculas correspondem aos ambientes de cultivo dentro de cada substrato. Figura A refere-se aos 12 dias após a emergência de plântulas (DAS) e Figura B refere-se a 20 DAS. CV = Coeficiente de variação.

Aos 12 e 20 DAS, verificou-se que substrato organomineral propiciou de modo geral maior teores de feofitina e carotenoides (Figuras 13, 14, 15 e 17).



**FIGURA 13:** Teores de feofitina *a* de couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo, aos 12 DAS e 20 DAS, UEMS Cassilândia (MS), 2022. Letras diferentes indicam diferença entre as médias de acordo com o teste de Tukey para os ambientes e pelo teste LSD para os substratos ( $P \leq 0,05$ ). Letras minúsculas correspondem ao tipo de substrato dentro de cada ambiente de cultivo e letras maiúsculas correspondem aos ambientes de cultivo dentro de cada substrato. Figura A refere-se aos 12 dias após a emergência de plântulas (DAS) e Figura B refere-se a 20 DAS. CV = Coeficiente de variação.

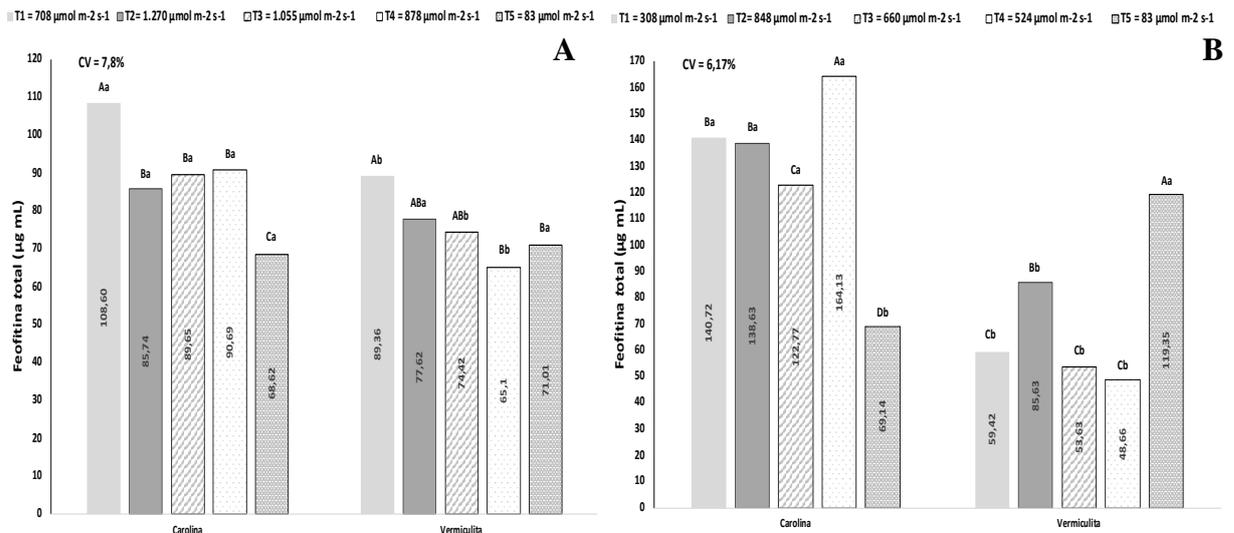
Ao analisar os teores de feofitina *b* aos 12 DAS verificou-se que todos os tratamentos do ambiente climatizado interagiram entre si com o substrato organomineral, enquanto com o mineral o controle e maior intensidade de luz se destacaram (Figura 14A). Aos 20 DAS, o tratamento de menor intensidade de luz obteve os maiores ganhos com o substrato organomineral, os demais obtiveram interação entre eles, com os dois substratos (Figura 14B).



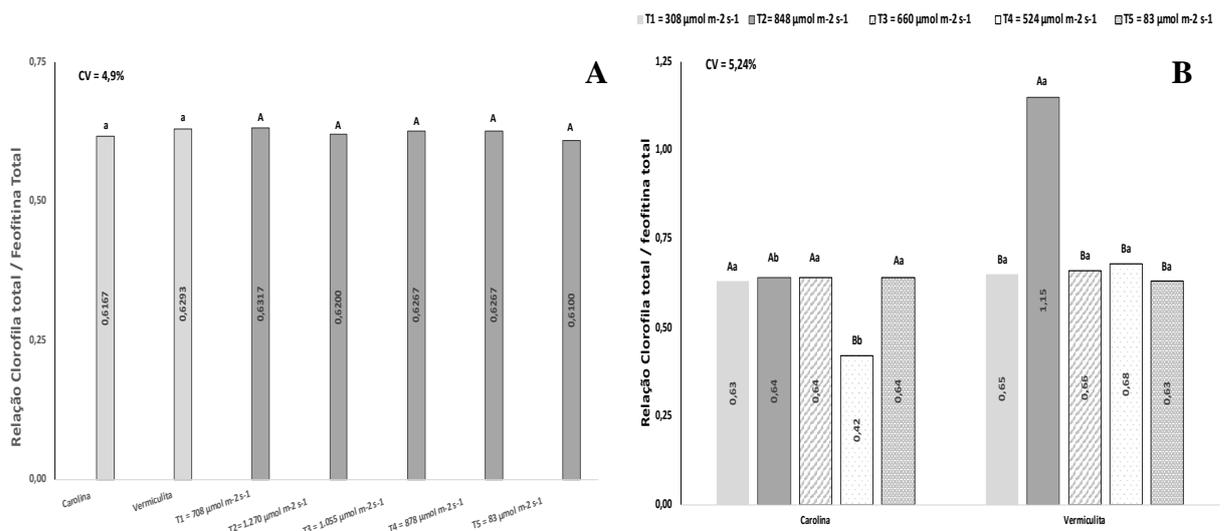
**FIGURA 14:** Relação de teores de feofitina *b* de couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo, aos 12 DAS e 20 DAS, UEMS Cassilândia (MS), 2022. Letras diferentes indicam diferença entre as médias de acordo com o teste de Tukey para os ambientes e pelo teste LSD para os substratos ( $P < 0,05$ ). Letras minúsculas correspondem ao tipo de substrato dentro de cada ambiente de cultivo e letras maiúsculas correspondem aos ambientes de cultivo dentro de cada substrato. Figura A refere-se aos 12 dias após a emergência de plântulas (DAS) e Figura B refere-se a 20 DAS. CV = Coeficiente de variação.

Aos 12 DAS, observa-se que o ambiente controle com o substrato organomineral conseguiu o maior percentual de feofitina *total*, enquanto o substrato mineral apresentou maior valor também no ambiente controle em relação ao T4 (Figura 15A). Aos 20 DAS, o substrato organomineral e ambiente de menor intensidade de luz conseguiu o maior valor de feofitina *total*, os ambientes controle, maior intensidade e média intensidade de luz obtiveram percentuais parecidos e interação entre ambientes e substrato. Ao analisamos os dados com o substrato mineral se verificou que o ambiente artificial (Figura 15B).

Aos 12 DAS, os ambientes não apresentaram diferença significativa entre eles, como os substratos (Figura 16A) na relação clorofila *total* e feofitina *total*. O maior valor foi verificado aos 20 DAS, sendo o tratamento de maior intensidade de luz e substrato mineral. (Figura 16B).

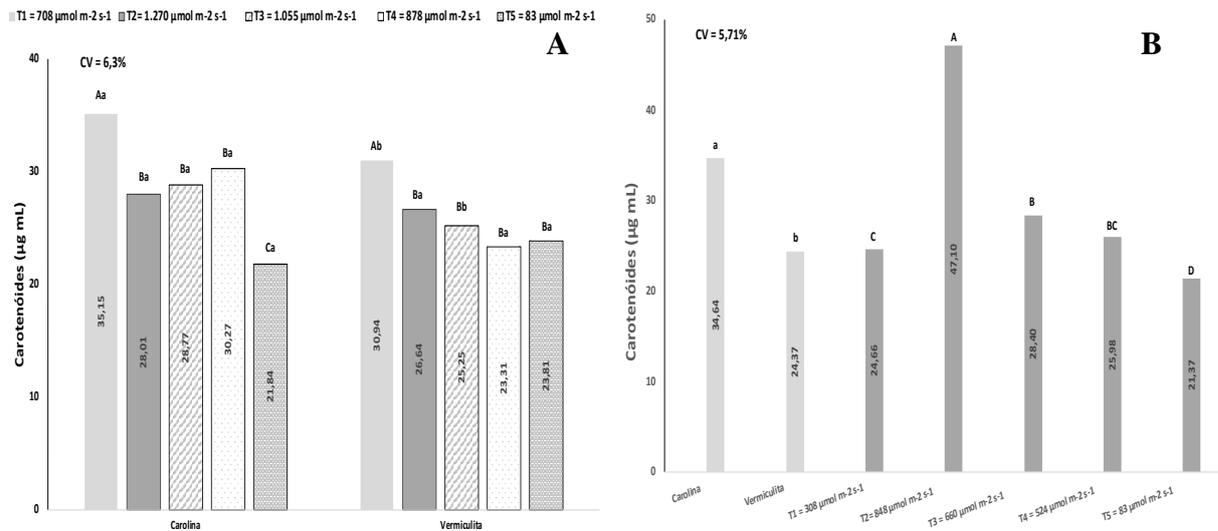


**FIGURA 15:** Relação de teores de feofitina *total* de couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo, aos 12 DAS e 20 DAS, UEMS Cassilândia (MS), 2022. Letras diferentes indicam diferença entre as médias de acordo com o teste de Tukey para os ambientes e pelo teste LSD para os substratos ( $P \leq 0,05$ ). Letras minúsculas correspondem ao tipo de substrato dentro de cada ambiente de cultivo e letras maiúsculas correspondem aos ambientes de cultivo dentro de cada substrato. Figura A refere-se aos 12 dias após a emergência de plântulas (DAS) e Figura B refere-se a 20 DAS. CV = Coeficiente de variação.



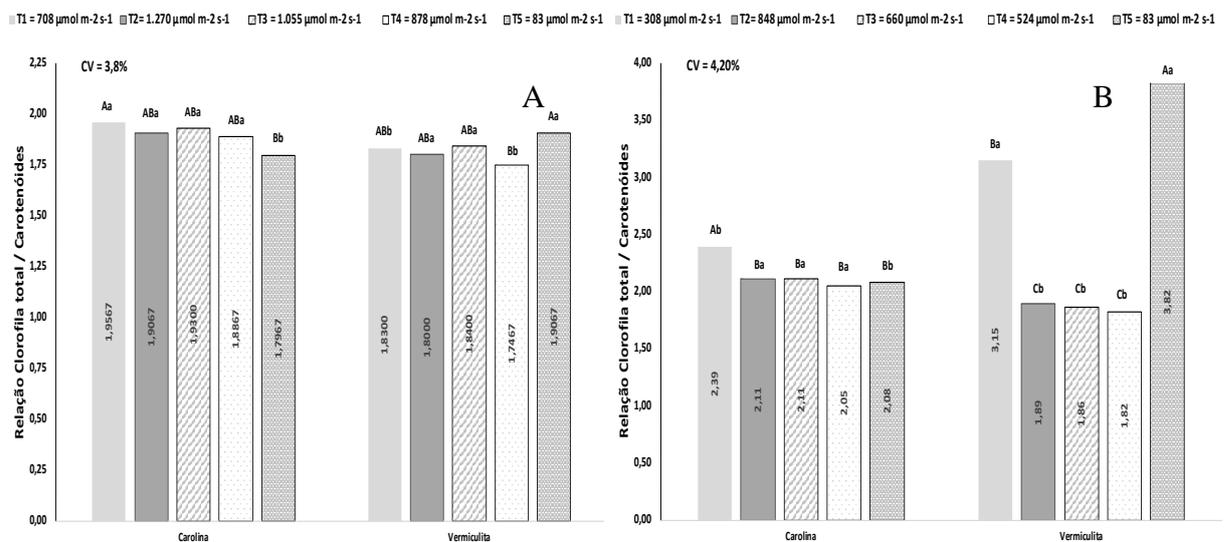
**FIGURA 16:** Relação de clorofila *total* e feofitina *total* de couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo, aos 12 DAS e 20 DAS, UEMS Cassilândia (MS), 2022. Letras diferentes indicam diferença entre as médias de acordo com o teste de Tukey para os ambientes e pelo teste LSD para os substratos ( $P \leq 0,05$ ). Letras minúsculas correspondem ao tipo de substrato dentro de cada ambiente de cultivo e letras maiúsculas correspondem aos ambientes de cultivo dentro de cada substrato. Figura A refere-se aos 12 dias após a emergência de plântulas (DAS) e Figura B refere-se a 20 DAS. CV = Coeficiente de variação.

Analisando os teores de carotenoides de couve manteiga aos 12 DAS, se verificou que ambiente controle, foi o que obteve os maiores resultados em ambos os substratos usados (Figura 17A). Com relação aos 20 DAS, o ambiente com maior intensidade de luz se destacou com e o substrato organomineral. Evidenciando que o uso da suplementação de radiação fotossinteticamente, contribuiu para o aumento dos significativo dos carotenoides aos 20 DAS (Figura 17B).



**FIGURA 17:** Relação de teores de *carotenoides* de couve manteiga em função do substrato e ambiente de cultivo, UEMS Cassilândia (MS), 2022. Letras diferentes indicam diferença entre as médias de acordo com o teste de Tukey para os ambientes e pelo teste LSD para os substratos ( $P \leq 0,05$ ). Letras minúsculas correspondem ao tipo de substrato dentro de cada ambiente de cultivo e letras maiúsculas correspondem aos ambientes de cultivo dentro de cada substrato. Figura A refere-se aos 12 dias após a emergência de plântulas (DAS) e Figura B refere-se a 20 DAS. CV = Coeficiente de variação.

Aos 12 DAS, se verificou pouca variação na relação *clorofila total e carotenoides total* de couve manteiga em razão do ambiente e substrato de cultivo (Figura 18A). Aos 20 DAS, o controle obteve a maior relação com o substrato organomineral e o ambiente artificial com o mineral (Figura 18B).



**FIGURA 18:** Relação de *clorofila total e carotenoides total* de couve manteiga em razão do ambiente e substrato de cultivo, UEMS Cassilândia (MS), 2022. Letras diferentes indicam diferença entre as médias de acordo com o teste de Tukey para os ambientes e pelo teste LSD para os substratos ( $P \leq 0,05$ ). Letras minúsculas correspondem ao tipo de substrato dentro de cada ambiente de cultivo e letras maiúsculas correspondem aos ambientes de cultivo dentro de cada substrato. Figura A refere-se aos 12 dias após a emergência de plântulas (DAS) e Figura B refere-se a 20 DAS. CV = Coeficiente de variação.

Na Figura 19 se evidencia os microgreens de couve aos 12 e 20 DAS, em função de e ambiente de cultivo com diferentes intensidades de radiação fotossinteticamente ativa.



**FIGURA 19:** *Microgreens* aos 12 e 20 DAS, em função de substratos (V – mineral e C – organomineral) e ambiente de cultivo com diferentes intensidades de radiação fotossinteticamente ativa.

## 1.4 DISCUSSÃO

O uso de iluminação artificial é uma técnica que vem expandindo-se em vários segmentos da agricultura para uma melhor produtividade (DENG et al., 2017) e qualidade dos produtos.

A capacidade de suportar a temperatura excessiva é um processo complexo determinado por elementos ambientais e pelo potencial genético das plantas. As respostas das culturas a mudanças na temperatura dependem de muitos aspectos que contribuem para o crescimento e desenvolvimento, incluindo a capacidade ajustar-se a fluidez das membranas para manter a funcionalidade, a temperatura ideal para atividade enzimática depende vários processos fisiológicos por exemplo (fotossíntese, respiração), diversos processos contribuem para o rendimento das culturas capazes de mudar a temperatura ideal para os processos (HASANUZZAMAN et al., 2013).

Os substratos utilizados foram, Substrato mineral - utilizando a vermiculita superfina - um mineral micáceo constituído de silicatos hidratados de magnésio e alumínio, que aquecido à temperatura variável de 800°C a 1.000°C, esfolia-se formando flocos sanfonados. Cada floco expandido aprisiona consigo células de ar inerte, o que confere ao material excepcional capacidade de isolamento. Possui alta capacidade de troca catiônica e é utilizada comercialmente, em sua forma expandida. A vermiculita expandida, apresenta baixa condutividade elétrica, é isolante térmico; não se decompõe, deteriora ou apodrece, pode absorver até 05 vezes o seu peso em água, por ser um produto de origem mineral, é inorgânica e insolúvel em solventes e ácidos fracos. Seu pH é neutro (7,0). Substrato organomineral – Carolina Soil®, constituída de turfa de sphagnum, perlita e vermiculita expandida, casca de arroz torrefada, entre outros.

Para um maior crescimento em altura no cultivo de *migrogreens* de couve em casa de vegetação, é necessário o uso de substrato com presença de nutrição mineral (organomineral) (Figura 5), evidenciando que o tecido de reserva das sementes de couve não é suficiente para propiciar o adequado crescimento inicial do vegetal aos 12 ou 20 DAS. Na câmara de cultivo artificial os *migrogreens* ficaram estiolados, decorrente da menor irradiância, assim,  $83 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  de radiação fotossinteticamente ativa (560 e 660 nm) é limitante para o cultivo artificial de *migrogreens*, acarretando em mudanças nas características de fotomorfogênese do vegetal, afetando a altura do vegetal, promovendo o aumento do comprimento do entrenó do caule, que é uma característica influenciada pela baixa intensidade de luz, que influencia a maior produção de giberelina em plantas com menor irradiância do comprimento de onde do vermelho (COURBIER; PIERIK, 2019), captadas pelo fitocromo.

No acúmulo de fitomassas frescas e secas, os substratos usados para produção precisam ter suprimentos de nutrientes (organomineral) suficientes para o crescimento de *microgreens* em acúmulo de matéria fresca e seca (Figuras 5, 6 e 7). O sucesso do substrato Carolina Soil® no que se refere a outros substratos se deve à sua formulação, pois o ele contém na sua composição turfa de sphagnum que traz benefícios (RISTOW et al., 2012). A Vermiculita traz ganhos físicos ao substratos como na relação água/ar em razão da sua porosidade mais elevada, no entanto não possui material orgânico ou mineral que possa oferecer nutrição as plantas. O substrato (organomineral) é uma alternativa que pode proporcionar maior rendimento da produtividade da massa seca das culturas e melhorar a qualidade da produção (ANDRADE et al., 2012). A incidência de luz afeta de forma direta o crescimento e desenvolvimento das plantas, com isso há influência na massa seca conforme seu período de incidência, isto é, a massa seca ela está relacionada a absorção da radiação solar e sua conversão pela fotossíntese (SAMPAIO et al., 2008,).

As clorofilas (*a*, *b* e *total*), além os carotenoides são os pigmentos fotossintéticos mais numerosos do planeta. Por possuírem uma estrutura química ser instável, as clorofilas são facilmente degradadas, resultando em produtos de decomposição que modificam a percepção e qualidade dos vegetais (GONÇALVES, 2008).

A alta radiação, somada à ocorrência de altas temperaturas, pode degradar os pigmentos das clorofilas *a*, *b* e *total*. Reduzindo a fotoassimilação de hidratos de carbono e aumentar a respiração da planta, conseqüentemente, desacelerando o crescimento e diminuindo o acúmulo de fitomassa, a competição por luz pode diminuir a capacidade de uma cultura explorar os nutrientes, podendo o inverso também ocorrer, uma vez que a absorção da maior parte da luz provavelmente vem acompanhada da absorção da maior parte dos recursos do solo e surgindo deficiências no balanço hídrico das plântulas diminuir assim sua produtividade (YANG et al., 2016). Os teores de carotenoides sob condições de baixa e alta luminosidade pode refletir uma rápida adaptação condições de iluminação inadequadas. Assim, os carotenoides estão relacionados à fotossíntese, pois são pigmentos responsáveis, dentre outros, por absorver a energia luminosa proveniente do sol para dar prosseguimento às reações seguintes. As colorações destes pigmentos variam entre o amarelo, laranja e vermelho (KOPSELL et al., 2012).

Ao compararmos os estudos com os nossos, se verificou que as quantidades de fotoquímicos depende de diversos fatores, como tipos de ambientes (ZEB, KHAN e ERCISLIL 2022). Os *microgreens* de *Brassicaceae* acumularam mais carotenoides em maiores níveis de irradiância (LIMA, 2022). Devido à sua ação antioxidante e a possível conversão de alguns

carotenoides em vitamina A no corpo humano, a inclusão de alimentos que contenham carotenoides na dieta contribui para promover a saúde, ajudando na prevenção do câncer e tratamento de doenças como xerofthalmia.

Os carotenoides desempenham papéis críticos tanto na captação de luz quanto na dissipação de energia para a proteção de estruturas fotossintéticas. A radiação incidente é necessária, entanto, a luz pode ser um dos estresses ambientais mais comuns. No centro de reação, as moléculas de clorofila e feofitinas, se convertem em energia luminosa e química. Sengudo LEFSRUD et. al. (2006) os acúmulos de luteína e b-caroteno (carotenoides) foram significativamente diferentes entre os níveis de irradiância para couve. O consumo de *migrogreens* de couve biofortificados com fitoquímico (carotenoide), produzidos com uso tela termorefletora aluminizada em casa de vegetação com suplementação de radiação fotossinteticamente ativa média de  $468 \text{ micromol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ , tende a ser uma alternativa para disponibilizar alimentos funcionais, o que apresentam maiores teores de substâncias capazes de gerarem benefícios à saúde.

O nível do ponto de saturação de luz pode ser afetado por uma série de fatores, incluindo fatores genéticos, nutrição da planta, irradiância e ambientes de cultivos. O estudo evidenciou que os teores de carotenoides aumentaram com aumento da radiação fotossinteticamente ativa no cultivo aos 20 DAE com a tela termorefletora aluminizada ALUMINET® (“I”) de 35% de sombreamento sob o filme de polietileno de baixa densidade da casa de vegetação climatizada estava estendida, sendo o maior teor carotenoide obtido com média de  $848 \text{ micromol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$  radiação fotossinteticamente ativa, sendo essa 54 % da radiação externo, com 46 % dessa radiação fotossinteticamente ativa suplementada com iluminação artificial, com proporções 67%, 15% e 10% dos LEDs, com comprimento de onda de 620-630 nm (vermelho), 440-445 nm (azul) e brancos de 5500-6500k e 2500-3300k, respectivamente. Assim, podemos evidenciar que o estresse luminoso é uma alternativa para biofortificação com carotenoide. Portanto, a influência dos níveis de irradiância nas concentrações de carotenoides de couve deve ser considerada ao selecionar as condições de crescimento apropriadas para essa cultura. Logo espera-se que mudanças nas concentrações de carotenoides influenciem o valor nutricional de couve (LEFSRUD et al 2006).

Logo percebido nos dados que para um equilíbrio de luz para produção de carotenoides teria como média ideal  $848 \text{ micromol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$  radiação fotossinteticamente ativa, é importante estudos para compreensão da eficiência fotoquímica do processo fotossintético das plantas.

## 1.5. CONCLUSÕES

Uso de substrato organomineral é necessário para um maior crescimento no cultivo de *migrogreens* de couve em casa de vegetação.

Para o cultivo artificial de *migrogreens* de couve a intensidade de radiação fotossinteticamente ativa de  $83 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  é inadequada para um crescimento adequado e teores de pigmentos fotossintéticos.

O consumo de *migrogreens* de couve biofortificados com fitoquímico (carotenoide), produzidos com uso de tela termorefletores aluminizada em casa de vegetação com suplementação de radiação fotossinteticamente ativa média de  $468 \text{ micromol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ , tende a ser uma alternativa para disponibilizar alimentos funcionais, o que apresentam maiores teores de substâncias capazes de gerarem benefícios à saúde.

Para um equilíbrio de radiação fotossinteticamente ativa para maior teor de carotenoides, dentro de casa de vegetação, teria como média ideal de  $848 \text{ micromol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ , sendo essa 54 % da radiação externo, com 46 % dessa radiação fotossinteticamente ativa suplementada com iluminação artificial, com proporções 67%, 15% e 10% dos LEDs, com comprimento de onda de 620-630 nm (vermelho), 440-445 nm (azul) e brancos de 5500-6500k e 2500-3300k, respectivamente.

## 1.6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALTAFIN, V.L. **Estudo da micropropagação, aclimatação e econômico prévio do plantio em campo de Musa spp.** Tese (Doutorado em Ciências Biológicas) - Curso de Pós-graduação em Ciências Biológicas, Universidade Estadual Paulista, Rio Claro. p. 78, 2005.

ANDRADE, E. M. G.; SILVA, H. S.; SILVA, N. S.; SOUSA JÚNIOR, J. R.; FURTADO, G. F.; Adubação orgânomineral em hortaliças folhosas, frutos e raízes. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, Mossoró-RN, v. 7, n. 3, p. 07-11, 2012.

BHATT, P.; SHARMA, S. Microgreens: A Nutrient Rich Crop that can Diversify Food System. **International Journal of Pure and Applied Bioscience**, Rajasthan, v. 6, n. 2, p.182-186, 2018.

COURBIER, S.; PIERIK, R. Canopy Light Quality Modulates Stress Responses in Plants. **iScience**, v.22, p.441–452, 2019.

COUTO, M. A. L.; CANNIATTI; BRAZACA, S. G. Quantificação de vitamina C e capacidade antioxidante de variedades cítricas. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**. v. 30, n. 1, p. 15-19, 2010.

DENG, M.; QIAN, H.; CHEN, L.; SUN, B.; CHANG, J.; MIAO, H.; CAI, C.; WANG, Q. 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.

GIOIA, F. Di; RENNA. M; SANTAMARIA.,P. Brotos, microgreens e vegetais “folhas de bebê”. In: Frutas e hortaliças minimamente processadas refrigeradas . **Springer**, Boston, MA. p. 403-432.2017.

GONÇALVES, E. R. Fotossíntese, **osmorregulação e crescimento inicial de quatro variedades de cana-de-açúcar submetida à deficiência hídrica**. 2008. 66p. Dissertação de Mestrado- UFAL, Brasil, 2008.

HASANUZZAMAN, M.; NAHAR, K.; FUJITA, M. **Extreme temperature responses, oxidative stress and antioxidant defense in plants**. v. 13, p. 169-205, 2013.

JOHKAN, M.; ODA, M.; MARUO, T.; SHINOHARA, Y. **Global warming impacts: Case studies on the economy, human health, and on urban and national environments**. p. 139-152, 2011.

KOPSELL, D. A; PANTANIZOPOULOS, N. I; SAMS, C.E, and KOPSELL, D.E. Shoot tissue pigment levels increase in ‘Florida Broadleaf’ mustard (*Brassica juncea* L.) microgreens following high light treatment. **Sci. Hort.** 140: P. 96–99, 2012.

KYRIACOU, M. C. et al. Microgreens as a Component of Space Life Support Systems: A Cornucopia of Functional Food. **Front Plant Sci**, Switzerland, v. 8, n.1 2017.

LEFSRUD.M. G; KOPSELL. D. A; KOPSELL.D. E; CELENTANO. J. C. Irradiance levels affect growth parameters and carotenoid pigments in kale and spinach grown in a controlled environment. **Physiologia Plantarum**. p.127, 2006.

LICHTENTHALER, H. K. Chlorophylls and carotenoids: pigment photosynthetic biomembranes. **Methods Enzymology**. v.148, n. 11, p. 350-382, 1984.

LIMA, F.M. **Densidades de fluxo de fótons fotossintéticos e de sementeira para produção indoor de microverdes**. 2022. 59p. Dissertação de Mestrado- IAC, Campinas, SP, 2022.

MARTINS, R. C.; SILVA, C. L. M. Modelling colour and chlorophyll losses of frozen green beans (*Phaseolus vulgaris* L.). **International Journal of Refrigeration**, v. 25, p. 966-974, 2002.

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

MIR, S. A.; SHAH, M. A.; MIR, M. M. Microgreens: Production, shelf life, and bioactive components, **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 57, n. 12, p. 2730- 2736, 2017.

NORNBERG, M. L; PINHEIRO, P. N; NASCIMENTO, T. C; FERNANDES, A. S; NORNBERG, M. F. B. L; LOPES, E. J. Bioactive compounds in butters: carotenoids and fatty acids. **Brazilian Journal of Development**, Curitiba, v.8, n.2, p. 10270-10288, 2022.

PURQUERIO, L. F.; MORAES, C. C. FACTOR, T. L. CALORIA. H. Bioeconomics: Promoting urban horticulture in the 21st century (Bioeconomia: Promoção da horticultura urbana do século XXI). Instituto Agrônomo. **Série Técnica APTA**, 2018. 6-19p. (Boletim Técnico Informativo).

RISTOW, N.C.; ANTUNES, L.E.C.; CARPENEDO, S. Substratos para o enraizamento de microestacas de mirtilheiro cultivar Georgiagem. **Revista Brasileira de Fruticultura, Jaboticabal**, v. 34, n. 1, p. 262-268, 2012.

ROY, M. K.; JUNEJA, L. R.; ISOBE, S.; TSUSHIDA, T. Steam processed broccoli (*Brassica oleracea*) has higher antioxidant activity in chemical and cellular assay systems. **Food Chemistry**, v. 114, p. 263-269, 2009.

SAMPAIO, R. A.; RAMOS, S. J.; GUILHERME, D. O; COSTA, C. A.; FERNANDES, L. A. Produção de mudas de tomateiro em substratos contendo fibra de coco e pó de rocha. **Horticultura Brasileira**, v. 26, p. 499-503. 2008.

SILVA, A. G. da.; COSTA, E. PEREIRA, T. C. C. BINOTTI, F. F. DA S. SCALOPPI JUNIOR, E. J.; ZOZ, T. Quality of rubber tree rootstock seedlings grown in protected environments and alternative substrates. **Acta Scientiarum. Agronomy**. v. 1 n. 42, 2020.

YANG, D.; SEATON, D. D; KRAHMER, J; and HALLIDAY, K. J. Photoreceptor effects on plant biomass, resource allocation, and metabolic state. **Proc. Natl. Acad. Sci. U S A**. 113, 7667–7672, 2016.

ZEB, A; KHAN, S; ERCISLIL, S. Characterization of carotenoids, chlorophylls, total phenolic compounds, and antioxidant activity of *Brassica oleracea* L var. botrytis leaves from Pakistan. Plant Science and Biodiversity Centre, Slovak Academy of Sciences. **Springer Nature**. n. 77, p. 315–324, 2022.