



Caracterização de atributos de qualidade pós-colheita de microverdes de cultivo indoor

Palavras-Chave: atributo físico-químico, composto bioativo, pigmento

Autores:

Vitor José Duarte, FEAGRI – UNICAMP

Vitor Gonçalves da Silva, FEAGRI - UNICAMP

Profª Drª Thais Queiroz Zorzeto Cesar, FEAGRI – UNICAMP

INTRODUÇÃO:

Estima-se que população mundial atingirá cerca de 10 bilhões de pessoas em 2050, o que implica aumento do consumo de energia, água e alimento, gerando, assim, um desgaste nos setores ligados a esses afins, dificultando a gestão de recursos (FAO 2019; Dawe et al., 2015). São então necessárias medidas inovadoras que possam mitigar os danos gerados por esse grande aumento das necessidades de recursos, de forma a manter a sustentabilidade e, ao mesmo tempo, alimentar toda a população. Nesse contexto, as chamadas *Urban Farms* ou *Plants Factories* (Kozai et al., 2020) surgem como uma fonte de produção de alimentos localizada no espaço urbano, utilizando tecnologias de controle de ambiente e iluminação artificial, permitindo produções mais simples ou em grandes escalas com tecnologias mais avançadas (Teng et al., 2022).

As microverdes, plantas cultivadas em um período curto de tempo e colhidas na sua forma de jovem, têm ganhado cada vez mais popularidade e espaço na dieta dos consumidores (Xiao et al., 2012). São alimentos com grande capacidade nutricional e vitaminas essenciais à saúde humana, além de possuírem textura e sabores atrativos ao consumidor, gerando interesse no consumo desses alimentos de alta qualidade (Bhatt; Sharma, 2018; Teng et al., 2022). Porém, a capacidade de produção de microverdes está inteiramente ligada ao controle do ambiente, visando maximizar sua qualidade e produtividade. Uma exposição intensa à energia luminosa em fotoperíodos maiores implica mudanças fisiológicas e metabólicas, o que afeta a produtividade e a qualidade dos produtos (Stanghellini et al., 2019).

Nestes alimentos, além de ótima qualidade nutricional há o destaque para seus efeitos nutraceuticos. Nas microverdes, grande parte da atividade bioativa é caracterizada pela presença de antocianinas e os carotenoides, com capacidades antioxidantes contra radicais livres, anti-inflamatórias e antimicrobianas, agindo também como moléculas ativas responsáveis por características do alimento, como sabor, aroma e cor (Kovinich et al., 2014; Klee, 2006). Além disso, algumas espécies de microverdes podem possuir capacidades antiproliferativas, que inibi células cancerígenas de se multiplicarem. Isso ocorre devido aos compostos antioxidantes presentes que ajudam na manutenção da célula, provendo maior saúde para as mesmas (Truzzi et al., 2021). Porém, os estudos relacionados

à qualidade pós colheita, principalmente em relação as propriedades físico-químicas e os compostos bioativos, são insatisfatórios. Com isso, o trabalho teve como objetivo caracterizar espécies de microverdes, produzidas sob diferentes condições no cultivo *indoor*, quanto à sua qualidade pós-colheita e de compostos bioativos.

METODOLOGIA:

A produção das microverdes foi realizada no Laboratório Indoor do Centro de Horticultura do Instituto Agronômico, em Campinas (SP), em estantes para cultivo em bandeja em um ambiente controlado, com iluminação artificial (Figura 1). Para cada nível da estante, foram dispostas luminárias LED (6 W, 300mm, 10,6 mol⁻¹, Aeropónica) fixadas nas partes superiores de cada nível. Foram utilizadas combinações diferentes para gerar distintas densidades de fluxo de fótons fotossinteticamente ativos (DFFF) (50, 100, 150 e 200 μmol m⁻² s⁻¹) e fotoperíodo de 16h.

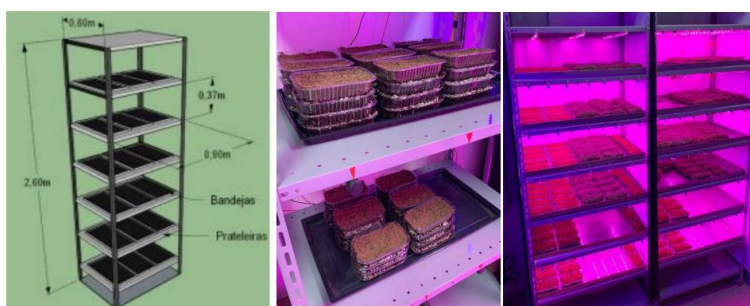


Figura 1: Estante para cultivo em bandeja, substrato disposto em bandejas plásticas na fase escura para germinação e bandejas dispostas sob iluminação artificial na fase clara.

Nove espécies de microverdes foram cultivadas: alface (*Lactuca sativa*), amaranto (*Amaranthus caudatus*), beterraba (*Beta vulgaris esculenta*), girassol (*Helianthus annuus*), manjericão (*Ocimum basilicum* L.), rabanete (*Raphanus sativus*), repolho roxo (*Brassica oleracea* L. var. *capitata* f. *rubra*), repolho verde (*Brassica oleracea* L. var. *capitata*) e rúcula (*Eruca sativa*). Todas as espécies foram cultivadas em bandejas de 580 x 280 x 30 mm, com perfurações na parte inferior da bandeja, para drenagem e irrigação. O substrato utilizado foi a fibra de coco (Golden Mix tipo 11, Amafibra), descompactada e irrigada até o ponto de capacidade de vaso de retenção de água. Após, o substrato foi distribuído igualmente nas bandejas, em camadas de 25 mm. A semeadura foi feita a lanço, e depois aplicada uma solução de 1:3 de água e água sanitária, para desinfecção e prevenção do ataque de fungos. A fertirrigação foi realizada por capilaridade, uma vez ao dia, aplicando 500 ml por bandeja, com solução nutritiva descrita por Furlani et al. (1998).

Os ciclos duraram 10 dias de cultivo para cada espécie e, após esse período, as bandejas de microverdes foram encaminhadas para o Laboratório de Tecnologia Pós-colheita, da Faculdade de Engenharia Agrícola (FEAGRI-UNICAMP), para a caracterização das propriedades físico-químicas (pH, sólidos solúveis e acidez titulável) e de pigmentos (clorofila a, clorofila b, antocianinas e carotenoides) das espécies de microverdes.

A coleta da parte aérea das amostras contemplou as hastes dos cotilédones e as folhas cotiledonares. O material colhido foi prensado, obtendo o extrato líquido após a filtragem (Figura 2). Esse extrato foi utilizado para determinar as propriedades físico-químicas e o teor de pigmentos.



Figura 2: Coleta da parte superior das amostras e o uso da prensa para obter o extrato líquido.

Todas as determinações foram feitas seguindo a metodologia estabelecida pela AOAC (2006). O pH foi determinado por leitura direta em um pHmetro (modelo pH 300M, ANALYSER®, Brasil), calibrado com soluções tampões com pH entre 7 e 4. A determinação de sólidos solúveis (SS) presentes nas amostras foi feita por leitura direta de °Brix em refratômetro portátil (modelo ITREF 82, INSTRUTEMP, Brasil). A acidez titulável foi determinada pela titulação de NaOH 0,1N, monitorando o pH até atingir 8,1 com um pHmetro de bancada.

Os teores de pigmentos (clorofila a, clorofila b, antocianinas e carotenoides) foram determinados pela metodologia descrita por Sims e Gamon (2002), com adaptações. A partir da extração de pigmentos de 1g de extrato em 3 ml de acetona tamponada-TRIS-HCl 0,2M, o material foi homogeneizado em agitador de tubos e submetidos à centrifugação, por 5 minutos, a 2000 rpm. Assim, os sobrenadantes foram recolhidos e suas absorvâncias lidas em espectrofotômetro UV – visível (modelo Q798U2M, QUIMIS, Diadema, Brasil) em comprimentos de onda de 470 nm (carotenoides), 537 nm (antocianinas), 647 nm (clorofila b) e 663 nm (clorofila a).

Os resultados foram analisados com o software SISVAR (Furtado et al., 2006), sendo utilizado o teste de Shapiro-Wilk para normalidade. Após, os dados foram submetidos à análise de variância com delineamento inteiramente casualizado (DIC) e teste de Tukey para comparação das médias ($p < 0.05$).

RESULTADOS E DISCUSSÃO:

Dentre as nove espécies de microverdes caracterizadas, foram destacadas neste trabalho três espécies: amaranto, rúcula e girassol, caracterizadas quanto às propriedades físico-químicas (pH, sólidos solúveis e acidez titulável) e aos teores de pigmentos. Os resultados de pH, SS e AT, em geral, não apontaram diferenças estatísticas significativas entre tratamentos de intensidades de luz para nenhuma das propriedades analisadas (Tabela 1).

Tabela 1: Propriedades físico-químicas – pH, sólidos solúveis (SS) acidez titulável (AT), para as espécies de microverdes amaranto, rúcula e girassol, cultivadas sob diferentes densidades de fluxo de fótons fotossinteticamente ativos (DFFF).

| Espécie | DFFF($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) | pH | SS (°Brix) | AT (g/100 g) |
|----------|--|---------|------------|--------------|
| Amaranto | 50 | 6,44 ab | 1,44 b | 0,04 b |
| | 100 | 6,44 ab | 1,64 b | 0,05 ab |
| | 150 | 6,33 b | 1,72 ab | 0,06 a |
| | 200 | 6,50 a | 2,00 a | 0,03 b |
| Rúcula | 50 | 5,92 a | 2,12 a | 0,10 a |
| | 100 | 6,12 a | 1,93 a | 0,08 a |
| | 150 | 5,95 a | 1,89 a | 0,09 a |
| | 200 | 5,96 a | 2,00 a | 0,09 a |
| Girassol | 50 | 6,26 a | 3,13 a | 0,10 a |
| | 100 | 6,27 a | 3,20 a | 0,10 a |
| | 150 | 6,28 a | 3,36 a | 0,10 a |
| | 200 | 6,30 a | 3,18 a | 0,09 a |

Letras minúsculas comparam intensidades dentro de espécie; mesmas letras atestam resultados iguais entre si pelo Teste de Tukey ($p < 0.05$).

O amaranto possui níveis de antocianina superior às outras espécies, indicando uma maior proteção contra a oxidação e danos causados pela luz (Rioci, 2009; Li; Ahammed, 2023). Observou-se uma relação diretamente proporcional quanto à intensidade luminosa aplicada, apresentado maiores valores nas faixas de 100 a 200 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Elevados teores de antocianina contribuem para uma coloração lilás e evidenciam sua ótima qualidade como fonte de alimento (Rioci, 2009; Li; Ahammed, 2023), por suas propriedades antioxidantes e anti-inflamatórias (Kovinich et al., 2014). Os níveis de clorofila a e clorofila b foram maiores com o aumento da intensidade de luz, com diferenças estatísticas a partir de 150 e de 200 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, respectivamente.

A rúcula possui maiores níveis de clorofila a e b, em comparação com antocianinas e carotenoides, o que indicam uma melhor absorção de energia luminosa (Sonntag et al., 2023). No entanto, não foram encontradas diferenças estatísticas da quantidade desses compostos com relação às intensidades de luz estudadas, com exceção dos carotenoides, que apresentaram maiores teores com 200 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

O girassol possui menores valores de clorofila a e b, em comparação com o amaranto e a rúcula. No entanto, da mesma forma como para o amaranto, observou-se aumento no teor desses pigmentos com o aumento na intensidade da luz, principalmente, nas faixas de 100 a 200 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Os resultados de antocianina não apresentaram diferenças com relação à intensidade de luz aplicada, e os carotenoides mostraram maiores valores a 200 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

Tabela 2: Teores de pigmentos – clorofilas a e b, antocianinas e carotenoides, observados nas espécies de microverdes amaranto, rúcula e girassol, cultivadas sob diferentes densidades de fluxo de fótons fotossinteticamente ativos (DFFF).

| Espécie | DFFF($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) | Clorofila a ($\mu\text{g/ml}$) | Clorofila b ($\mu\text{g/ml}$) | Antocianina (mg/L) | Carotenoide (mg/L) |
|----------|--|----------------------------------|----------------------------------|--------------------|--------------------|
| Amaranto | 50 | 3,58 b | 2,06 b | 20,84 b | 0,00 |
| | 100 | 4,82 ab | 2,50 ab | 30,94 a | 0,00 |
| | 150 | 5,32 a | 2,79 ab | 31,38 a | 0,00 |
| | 200 | 5,76 a | 3,54 a | 31,57 a | 0,00 |
| Rúcula | 50 | 4,36 a | 4,83 a | 1,01 a | 0,83 b |
| | 100 | 4,72 a | 5,19 a | 1,06 a | 0,82 b |
| | 150 | 5,14 a | 5,83 a | 1,11 a | 0,92 ab |
| | 200 | 5,40 a | 6,16 a | 1,13 a | 1,13 a |
| Girassol | 50 | 0,87 b | 1,08 b | 0,47 a | 0,63 c |
| | 100 | 1,27 a | 1,54 a | 1,09 a | 0,79 bc |
| | 150 | 1,32 a | 1,57 a | 0,56 a | 0,92 ab |
| | 200 | 1,38 a | 1,68 a | 0,55 a | 0,98 a |

Letras minúsculas comparam intensidades dentro de espécie; mesmas letras atestam resultados iguais entre si pelo Teste de Tukey ($p < 0.05$).

CONCLUSÕES:

A caracterização das espécies de microverdes, cultivadas em ambiente controlado com iluminação artificial, quanto aos teores de pigmentos e às propriedades físico-químicas, permite a formação de um banco de dados sobre as características das plantas, resultados necessários para embasar projetos nessa linha de pesquisa.

BIBLIOGRAFIA

AOAC - ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTS. Official methods of analysis of AOAC International. 18th. ed. Gaithersburgs: AOAC, 2006. FURLANI, P. R. Instruções para o cultivo de hortaliças de folhas pela técnica de hidroponia NFT. 1998.

BIOCI, R. REVISÃO. v. 4, p. 463–472A [s.d.]. Disponível on-line: <http://www.ufrgs.br/seerbio/ojs/index.php/rbb/article/view/1009>

BHATT, P.; SHARMA, S. Microgreens: A Nutrient Rich Crop that can Diversify Food System. International Journal of Pure & Applied Bioscience, v. 6, n. 2, p. 182–186, 2018. Doi: 10.18782/2320-7051.6251.

FAO. Moving forward on food loss and waste reduction. The State of Food and Agriculture 2019, [S. l.], p. 1–182, 2019. Disponível em: www.fao.org/publications.

FERREIRA, D. F. Sisvar: A Computer Analysis System To Fixed Effects Split Plot Type Designs. Revista Brasileira de Biometria, [S.l.], v. 37, n. 4, p. 529-535, dec. 2019. Doi: 10.28951/rbb.v37i4.450.

GOFF, S. A.; KLEE, H. J. Plant volatile compounds: Sensory cues for health and nutritional value? Science, [S. l.], v. 311, n. 5762, p. 815–819, 2006. Doi: 10.1126/science.1112614.

KOVINICH, N.; KAYANJA, G.; CHANOCA, A.; RIEDL, K.; OTEGUI, M. S.; GROTEWOLD, E. Not all anthocyanins are born equal: distinct patterns induced by stress in Arabidopsis. Planta, [S. l.], v. 240, n. 5, p. 931–940, 2014. Doi: 10.1007/s00425-014-2079-1.

KOZAI, T.; NIU, G. Role of the Plant Factory With Artificial Lighting (PFAL) in Urban Areas. Plant Factory: An Indoor Vertical Farming System for Efficient Quality Food Production, p. 7–33, 2015. Doi: 10.1016/B978-0-12-801775-3.00002-0.

SIMS, D. A.; GAMON, J. A. Relationships between leaf pigment content and spectral reflectance across a wide range of species, leaf structures and developmental stages. Remote Sensing of Environment, [S. l.], v. 81, n. 2–3, p. 337–354, 2002. Doi: 10.1016/S0034-4257(02)00010-X.

LI, Z.; AHAMMED, G. J. Hormonal regulation of anthocyanin biosynthesis for improved stress tolerance in plants. Plant Physiology and Biochemistry, v. 201, p. 107835, 1 ago. 2023. Doi: 10.1016/j.plaphy.2023.107835

STANGHELLINI, C.; OOSTER, A. V.; HEUVELINK, E. Greenhouse horticulture: technology for optimal crop production. Wageningen: Wageningen Academic Publisher, 2019. 300p.

SONNTAG, F.; LIU, H.; NEUGART, S. Nutritional and Physiological Effects of Postharvest UV Radiation on Vegetables: A Review. 21 jun. 2023. Doi: 10.1021/acs.jafc.3c00481

TENG, Z.; LUO, Y.; PEARLSTEIN, D.; WHEELER, R.; JOHNSON, C.; WANG, Q.; FONSECA, J. Microgreens for Home, Commercial, and Space Farming: A Comprehensive Update of the Most Recent Developments. Annual Review of Food Science and Technology, v. 14, n. 1, 16 dez. 2022. <https://doi.org/10.1146/annurev-food-060721-024636>

TRUZZI, F.; WHITTAKER, A.; RONCUZZI, C.; SALTARI, A.; LEVESQUE, M.P.; DINELLI, G. 2021. Microgreens: functional food with antiproliferative cancer properties influenced by light. Foods 10(8):1690 DOI: [10.3390/foods10081690](https://doi.org/10.3390/foods10081690)

XIAO, Z.; LESTER, G. E.; LUO, Y.; WANG, Q. Assessment of vitamin and carotenoid concentrations of emerging food products: Edible microgreens. Journal of Agricultural and Food Chemistry, [S. l.], v. 60, n. 31, p. 7644–7651, 2012. Doi: 10.1021/jf300459b.