



**UNIVERSIDADE ESTADUAL DE FEIRA DE SANTANA  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM RECURSOS  
GENÉTICOS VEGETAIS – PPGRGV**

**FLÁVIO SOARES DOS SANTOS**

**CULTIVO DE *Physalis peruviana* L. EM SISTEMA HIDROPÔNICO  
COM DOSES DE FÓSFORO**

**Feira de Santana - BA  
2022**

**FLÁVIO SOARES DOS SANTOS**

**CULTIVO DE *Physalis peruviana* L. EM SISTEMA HIDROPÔNICO  
COM DOSES DE FÓSFORO**

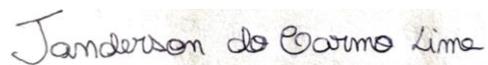
Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Recursos genéticos Vegetais da Universidade Estadual de Feira de Santana como requisito para obtenção do título de Mestre em Recursos Genéticos Vegetais.

Orientadora: Dra. Claudinéia Regina Pelacani Cruz  
Coorientadora: Dra. Marilza Neves do Nascimento Ribeiro

**Feira de Santana - BA**

**2022**

**BANCA EXAMINADORA**



**Prof. Dr. Janderson do Carmo Lira**

(IFRO)



**Prof. Dr. Anacleto Ranulfo dos Santos**

(UFRB)



**Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Marilza Neves do Nascimento Ribeiro**

(UEFS)

Orientadora e presidente da banca examinadora

**Feira de Santana – BA**

**2022**

Ficha Catalográfica - Biblioteca Central Julieta Carteado - UEFS

S235c Santos, Flávio Soares dos  
Cultivo de *Physalis peruviana* L. em sistema hidropônico com doses de fósforo / Flávio Soares dos Santos. – 2022.  
36 f.: il.

Orientadora: Claudinéia Regina Pelacani Cruz.

Coorientadora: Marilza Neves do Nascimento Ribeiro.

Dissertação (mestrado) – Universidade Estadual de Feira de Santana, Programa de Pós-Graduação em Recursos genéticos Vegetais, 2022.

1. Fisális. 2. Solanaceae. 3. Nutrição mineral. 4. Hidroponia.

I. Título. II. Cruz, Claudinéia Regina Pelacani, orient. III. Ribeiro, Marilza Neves do Nascimento, coorient. IV. Universidade Estadual de Feira de Santana.

CDU 581.13:582.951.4

Renata Aline Souza Silva - Bibliotecária - CRB-5/1702

## **AGRADECIMENTOS**

A Deus por me conceder a oportunidade do dom da vida.

A mim, por persistir em meio às adversidades que ocorreram no período da pandemia do Covid-19.

Aos meus pais Ana Neri Santos e Juraci Santos, minha irmã Camila Santos e familiares por sempre torcerem por mim.

A Robson de Jesus que nessa caminhada teve um papel muito importante em todas as fases, desde o início da dissertação, um amigo que esteve disposto a ajudar praticamente em todas as horas.

A Uasley Caldas que sempre esteve disposto a ensinar e ajudar.

Ao Programa de Pós-Graduação em Recursos Genéticos Vegetais, aos professores que contribuem com seus conhecimentos e saberes para que o ensino e a pesquisa sejam perpassados e propagados.

Às orientadoras Prof<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Claudineia Cruz e Marilza Ribeiro, grato pela confiança, solicitude e por se dispuserem a dedicar tempo e conhecimento nessa jornada.

Aos amigos Willis, Felipe, Sthefanie, Paloma, Ranner, Vanessa, Iêda, Geane, Alex, Jéssica, ao pessoal do LAGER, à Laís, Geovanna e todos que contribuíam nesse processo.

Ao Psicólogo Manoel Neto por ter contribuído fortemente em cada fase desse processo.

Aos funcionários e amigos do Horto Florestal.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001.

***Tudo que eu vi não é tudo que eu preciso aprender.***

Marcos Almeida

## RESUMO

Pertencente à família Solanaceae, a *Physalis peruviana* L. é originária dos Andes e áreas adjacentes, a qual é reconhecida principalmente pelos seus frutos, pela utilização medicinal, farmacêutica, e teor nutritivo. Seu cultivo normalmente ocorre em áreas de maior altitude e temperaturas amenas, o que favorece o seu crescimento e desenvolvimento. Porém, em questão de adubação carecem de mais informações legítimas sobre as necessidades nutricionais, principalmente se tratando de macronutrientes essenciais, em específico o fósforo, que é nutriente o mais utilizado nas recomendações de adubação, visto que, grande parte dos solos brasileiros não disponibiliza fósforo de forma natural, pois, o mesmo se encontra complexado no solo, reduzindo a disponibilidade para absorção das plantas. Logo, o objetivo desse trabalho consistiu em avaliar diferentes doses de fósforo no cultivo hidropônico de *P. Peruviana*. O experimento foi conduzido nas dependências do Horto Florestal da Universidade Estadual de Feira de Santana, em casa de vegetação, utilizando DIC em cultivo hidropônico, sendo avaliada cinco doses de fósforo (0.0; 15.5; 31.0; 46.5 e 62.0 em mg L<sup>-1</sup> de P). Após cinquenta e quatro dias de cultivo, foram analisados os aspectos morfológicos: altura da planta e diâmetro do caule, números de ramos e de folhas, área foliar, matéria da massa seca das folhas, parte aérea e total; e bioquímicos: clorofila (a), (b) e carotenoides, determinação de fósforo nas folhas, caules e raízes. As doses de fósforo proporcionaram efeito significativo para as características morfoagronômicas, sendo verificado que o P influencia diretamente no crescimento e desenvolvimento de plantas de *P. peruviana* L.

**Palavras chaves:** Nutrição mineral, Fisális, Solanaceae, Hidroponia.

## ABSTRACT

Belonging to the Solanaceae family, *Physalis peruviana* L. is native to the Andes and adjacent areas, and is primarily recognized for its fruits, medicinal and pharmaceutical uses, and nutritional content. Its cultivation typically occurs in higher altitude areas with mild temperatures, which favor its growth and development. However, in terms of fertilization, more legitimate information is needed regarding its nutritional requirements, especially concerning essential macronutrients, specifically phosphorus, which is the most used nutrient in fertilization recommendations. This is because a large part of Brazilian soils does not naturally provide phosphorus, as it is complexed in the soil, reducing its availability for plant absorption. Therefore, the objective of this study was to evaluate different doses of phosphorus in the hydroponic cultivation of *P. peruviana*. The experiment was conducted at the Forest Garden of the State University of Feira de Santana, in a greenhouse, using a completely randomized design in hydroponic cultivation, with five phosphorus doses (0.0; 15.5; 31.0; 46.5 and 62.0 mg L<sup>-1</sup> of P) being evaluated. After fifty-four days of cultivation, morphological aspects were analyzed: plant height and stem diameter, number of branches and leaves, leaf area, dry mass of leaves, shoot, and total dry mass; and biochemical aspects: chlorophyll (a), (b), and carotenoids, determination of phosphorus in leaves, stems, and roots. The phosphorus doses had a significant effect on the morphoagronomic characteristics, showing that P directly influences the growth and development of *P. peruviana* L. plants.

**Keywords:** Mineral nutrition, *Physalis*, Solanaceae, Hydroponics.

## LISTA DE FIGURAS

- Figura 1.** *Physalis peruviana* L. (A), flor de *P. peruviana* (B).....14
- Figura 2.** Diagrama mostrando as relações entre as frações de fósforo não-lábil e o fósforo na solução do solo (adaptada de International Superphosphat e Association).....19
- Figura 3.** Deficiência de P em *P. peruviana* (A). Foto: Flávio Santos.....20
- Figura 4.** Cultivo de *Physalis peruviana* em sistema hidropônico. Foto: Flávio Santos.....21
- Figura 5.** Aspectos morfológicos de *Physalis peruviana* cultivadas com doses de fósforo. Número de folhas (A), diâmetro do caule (B), altura da planta (C), área foliar (D). Valores médios apresentados.....26
- Figura 6.** Massa da matéria seca de *Physalis peruviana* cultivada com doses de fósforo.....27
- Figura 7.** Pigmentos fotossintéticos e carotenoides de *P. peruviana* cultivada com doses de fósforo. Chl a (▼), Chl b ( ) e carotenoides ( ).....28
- Figura 8.** Teor de fósforo em folha (A), caule (B) e raiz (C), em plantas de *P. peruviana* cultivadas com doses de P.....29

## LISTA DE QUADROS

<b>Quadro 1.</b> Quadro de soluções Hoagland & Arnon (1950) modificada para a variação da concentração de P.....	23
--	----

## SUMÁRIO

<b>1 INTRODUÇÃO .....</b>	<b>10</b>
<b>2 REFERENCIAL TEÓRICO.....</b>	<b>12</b>
2.1 <i>Physalis peruviana</i> .....	13
2.2 Nutrição mineral .....	16
2.3 Fósforo .....	17
2.4 Sistema Hidropônico .....	19
<b>3 METODOLOGIA .....</b>	<b>22</b>
3.1 Determinação de clorofilas a, b e carotenoides .....	23
3.2 Avaliação das medidas de crescimento .....	23
3.3 Determinação de fósforo .....	24
<b>4 RESULTADOS E DISCUSSÃO .....</b>	<b>22</b>
<b>5 CONSIDERAÇÕES FINAIS E CONCLUSÃO.....</b>	<b>30</b>
<b>6</b>	
<b>CONCLUSÃO.....</b>	<b>30</b>
<b>REFERÊNCIAS.....</b>	<b>31</b>

## 1 INTRODUÇÃO

Pertencente à família Solanaceae, o gênero *Physalis* conta com cerca de 90 espécies, originária principalmente do México e região Andina. Nas regiões tropicais e subtropicais da América do Sul existem cerca de 14 espécies. A maioria das espécies encontradas no Brasil são naturalizadas, e muitas são introduções antigas, que datam do início do século XIX. (STEHMANN et al., 2020). Ainda que boa parte destas espécies seja comestível, muitas são pouco conhecidas e, por conta disso, não são cultivadas em determinadas regiões. No Brasil, podem ser encontradas até nove espécies do gênero *Physalis* (STEHMANN et al., 2022).

A *Physalis peruviana* L. é uma hortaliça-fruto, pouco difundida no Brasil, porém, com grande potencial econômico, sendo classificada como fruta fina, a exemplo o mirtilo, framboesa, cereja, amora-preta e pitaya, sendo comercializada no mercado internacional devido ao seu sabor e suas propriedades medicinais, podendo ser consumida tanto in natura quanto em forma de doces, geleias e sucos (MUNIZ et al., 2014).

Os frutos são ricos em provitamina A, ácido ascórbico e em algumas vitaminas do complexo B (tiamina, niacina e vitamina B12). Além disso, é abundante em proteína bruta, fósforo e ferro, porém o conteúdo de cálcio é baixo. Alguns dos benefícios para a saúde ao se consumir a fruta da *P. Physalis* incluem: purificação sanguínea, redução da albumina nos rins, reconstrução e fortalecimento do nervo óptico, alívio de infecções de garganta, eliminação de parasitas intestinais e tratamento de problemas de próstata (FISCHER; MIRANDA 2012).

Embora haja alguns trabalhos (DE SOUZA et al 2021.,; BRAGA NETO 2020; SANTOS et al., 2019) e estudos de adubação a respeito de espécies de *Physalis* já cultivadas, as informações são limitantes para saber se o cultivo da *P. peruviana* em local diferente de sua origem, cultivada em sistema hidropônico resultará em respostas satisfatórias em questão de suas características de crescimento e desenvolvimento.

Em relação aos macronutrientes essenciais no cultivo de plantas, o fósforo depois do nitrogênio, é o elemento que mais limita a produção (TAIZ et al., 2017), principalmente em culturas anuais em que mais de 90% das análises de solo no Brasil apresentaram teores menores de P disponível (FAQUIN 2005). Segundo esse mesmo autor, é o elemento mais utilizado em adubação no Brasil, essencialmente nas regiões tropicais e subtropicais.

Como já é sabido, grande parte dos solos brasileiros são fixadores de P, devido ao processo intensivo de lixiviação, por se encontrar em zona de clima tropical (PEREIRA., 2009). Grandes aportes de fertilizantes fosfatados são regularmente aplicados para superar a rápida imobilização do P inorgânico que ocorre em solos altamente intemperizados, ricos em ferro (Fe) e alumínio (Al) (RODRIGUES et al., 2016; ROY, 2016). No solo o P apresenta-se na forma orgânica e mineral. O P orgânico advém em teores adequados à matéria orgânica (MO). Diversos compostos de P são identificados na MO do solo, prevalecendo os fosfatos de inositol, fosfolipídios. Na forma mineral, a proporção relativa dos compostos inorgânicos de fósforo, com ferro, alumínio e cálcio é condicionada pelo pH e pelo tipo e quantidade de minerais existentes na fração argila (FAQUIN, 2005).

Em plantas, a deficiência do fósforo leva ao declínio da condutância estomática, redução da taxa de fotossíntese, anormalidades no metabolismo do carbono e nitrogênio, o acúmulo de carboidratos e a inibição da síntese de proteínas, que desempenham papéis importantes no crescimento, desenvolvimento da planta (MESQUITA et al., 2018). Todas essas respostas estão atreladas ao fato de que o fosfato ( $\text{PO}_4^{3-}$ ) é um componente de compostos importantes presentes nas células vegetais, incluindo os açúcares fosfato, intermediários da respiração e da fotossíntese, tal como os fosfolipídios que compõem as membranas vegetais. O fósforo também é um componente de nucleotídeos utilizados no metabolismo energético das plantas (como ATP) e no DNA e RNA (TAIZ et al., 2017). Sendo este um nutriente essencial direto, visto que, participa de algum composto ou de alguma reação, sem o qual a planta completa o seu ciclo (MALAVOLTA, 1989).

A baixa disponibilidade de nutrientes é uma ação recorrente e, tem sido um dos principais fatores a limitar o crescimento das plantas nas regiões

tropicais. Entre os nutrientes, o fósforo (P) é um dos que tem merecido maior preocupação, em razão da sua baixa disponibilidade natural na grande maioria dos solos brasileiros (MENDES, 2012). Sendo assim, necessário é ter estudos para uma maior compreensão de como a cultura responde quando submetida a diferentes doses de fosfatada. Diante do exposto, objetivou-se avaliar a influência de diferentes doses de fósforo no crescimento e desenvolvimento de *Physalis peruviana* L.

## REFERENCAIL TEÓRICO

### 2.1 *Physalis peruviana*

Pertencente à família Solanaceae, o gênero *Physalis* conta com cerca de 90 espécies, originária principalmente do México e áreas adjacentes. Nas regiões tropicais e subtropicais da América do Sul existem cerca de 14 espécies. A maioria das espécies encontradas no Brasil são naturalizadas, e muitas são introduções antigas, que datam do início do século XIX. (STEHMANN et al., 2020). Ainda que boa parte destas espécies seja comestível, muitas são pouco conhecidas e, por conta disso, não são cultivadas em determinadas regiões. No Brasil, podem ser encontradas até nove espécies do gênero *Physalis* (STEHMANN et al., 2022).

Conhecida por *Physalis*, camapum, golden berry, a *Physalis peruviana* é nativa do altiplano andino, entre o Chile e o Peru (BRIGUENTI; MADEIRA, 2007). Existem mais de 80 variedades de *P. peruviana*, (**Figura 1A**) que apresentam características como crescimento herbáceo, com folhas aveludadas e triangulares, enquanto o talo principal é herbáceo e piloso (LIMA, 2009), semiarbastiva, ereta e perene em zonas subtropicais, podendo atingir 0,6 a 0,9 m de altura ou 1,8 m em alguns casos. A flor (**Figura 1B**), pode ser facilmente polinizada por insetos, vento e por autopolinização (PUENTE ET AL., 2021). O fruto é uma baga suculenta de formato ovoide e diâmetro entre 1,25 a 2,50 cm e massa entre 4 e 10 g (ZIMMER ET AL., 2021).



**Figura 1.** *Physalis peruviana* (A), flor de *P. peruviana* (B). Foto: Flávio Santos

A *P. peruviana* tem reconhecimento comercial tanto no Brasil quanto na Colômbia, todavia, com os avanços nos estudos científicos sobre os compostos medicinais da espécie, seu consumo e comercialização estão ganhando espaço, principalmente para a elaboração de fármacos (RUFATO et al., 2008). Posto isto, é necessária a produção de conhecimento que explore o potencial agrícola e nutricional, pois o *P. peruviana* possui perfil para o mercado, visto que é uma fruta açucarada, contém altos teores de vitaminas A e C, fósforo, flavonoides, alcaloides, fito esteroides, carotenoides e compostos bioativos considerados funcionais (OLIVEIRA ET AL. 2011; DALL'AGNOL 2007).

O cultivo de *physalis* é uma excelente opção para pequenos e médios produtores no Brasil, pois é uma planta rústica e adaptável. O rendimento é variável dependendo do ambiente e da metodologia aplicada no cultivo. A planta atinge rendimento máximo no primeiro ano e têm vida útil de dois a três anos, dependendo da região de cultivo, sendo considerada anual na região do Sul devido às baixas temperaturas (MUNIZ et al., 2010).

Por ser considerada uma cultura nova, a maioria dos aspectos do sistema de produção desta cultura ainda carece de pesquisa e desenvolvimento, em especial os relacionados à adubação (RUFATO et al., 2008). A cultura da *P. peruviana* ainda não possui recomendações de adubação com base em suas

necessidades nutricionais quando cultivadas em Feira de Santana, Bahia e região.

## **2.2 Nutrição mineral**

O solo é a principal fonte de nutrientes para as plantas, sendo um complexo autorrenovável de matéria viva, partículas minerais combinadas com matéria orgânica, microrganismos, ar e umidade. O mesmo, fornece suporte físico para a planta, nutrientes inorgânicos adequados, água e aeração ideal para o desenvolvimento do sistema radicular. O estudo de como as plantas obtêm e usam nutrientes minerais é conhecido como nutrição mineral. Essa área do conhecimento é fundamental tanto para a agricultura moderna quanto para a proteção do meio ambiente. A alta produtividade agrícola depende diretamente dos fertilizantes minerais, no entanto, as culturas consomem menos da metade do fertilizante aplicado, pois boa parte é lixiviado (MENDES et al., 2015).

O solo é reservatório de minerais, no qual as plantas obtêm os nutrientes necessários para o crescimento e desenvolvimento. Quando na fase sólida, os minerais não conseguem transferir quantidades suficientes de nenhum nutriente para a solução do solo, exigindo a aplicação de fertilizantes. Isso significa que a prática da adubação envolve cobrir a diferença entre a quantidade de nutrientes que a planta necessita e a que o solo oferece (FAQUIM., 2015).

Estudar como as plantas adquirem e utilizam nutrientes minerais é fundamental para melhorar as práticas agrícolas modernas e a proteção ambiental, bem como entender as interações ecológicas das plantas em ecossistemas naturais. Altos rendimentos agrícolas dependem da fertilização de nutrientes minerais. De fato, a produtividade da maioria das plantas cultivadas aumenta linearmente com a quantidade de fertilizante que elas absorvem. Os elementos minerais essenciais são geralmente classificados como macro ou micronutrientes com base em suas concentrações relativas nos tecidos vegetais (TAIZ et al., 2017).

Somente a análise química da planta não é suficiente para o estabelecimento da essencialidade de um elemento. As plantas absorvem do solo, sem muita discriminação, os elementos essenciais, os benéficos e os

tóxicos, podendo estes últimos, inclusive, levá-las à morte. “Todos os elementos essenciais devem estar presentes nos tecidos das plantas, mas nem todos os elementos presentes são essenciais” (FAQUIM, 2015). Segundo Arnon & Stout (1939), um elemento é considerado essencial quando satisfaz dois critérios de essencialidade: Direto - o elemento participa de algum composto ou de alguma reação, sem o qual ou sem a qual a planta não vive e o Indireto, onde o elemento é considerado essencial quando atende aos três critérios seguintes:

- Na ausência do elemento a planta não completa seu ciclo de vida;
- O elemento não pode ser substituído por nenhum outro;
- O elemento deve estar diretamente envolvido no metabolismo da planta, como constituinte de um composto essencial, ou ser necessário para a ação de um sistema enzimático.

Para estudar os requisitos nutricionais das plantas, são usados métodos de cultivo em que são utilizadas soluções nutritivas ou substratos pobres em nutrientes, como areia lavada e vermiculita (PAULILO et al., 2015). Apenas utilizando-se substratos pobres é possível manipular o fornecimento dos diferentes elementos em concentrações que podem induzir tanto a carência, no caso de estudos em que é o objetivo conhecer o que a ausência de um determinado elemento provoca na planta, até concentrações altas, no caso de estudos sobre o efeito tóxico que o elemento pode desencadear nos vegetais. (PAULILO et al., 2015).

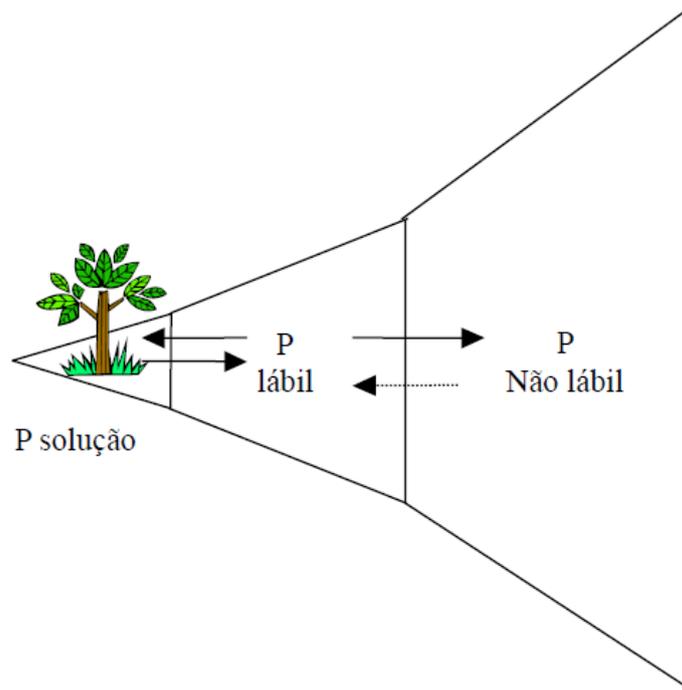
### **2.3 Fósforo**

O nutriente fósforo faz parte de um grupo que é importante em reações de armazenagem de energia ou na manutenção da integridade estrutural. Os elementos desse grupo estão comumente presentes em tecidos vegetais na forma de fosfato, borato e ésteres silicato, em que o grupo elementar está covalentemente ligado a uma molécula orgânica, participando como componente de açúcares-fosfato, ácidos nucleicos, nucleotídeos, coenzimas, fosfolipídios,

ácido fítico, tendo papel central em reações que envolvem ATP (TAIZ et al., 2017).

O P que se encontra presente no solo tem sua origem na decomposição e mineralização das rochas que liberam íons fosfato ( $\text{PO}_4^{3-}$ ) em sua solução (CARDOSO e ANDREOTE, 2016). O P é pouco móvel no solo e pode ser encontrado na forma orgânica ou na forma inorgânica, sendo absorvido pelas plantas na forma inorgânica, preferencialmente como fosfato ( $\text{H}_2\text{PO}_4^-$ ) (CARDOSO e ANDREOTE, 2016; RAIJ, 2011). Visto que, o intemperismo das rochas constitui a fonte de maior quantidade de P na solução do solo e, em geral, é perdido por lixiviação e erosão (MENDES et al., 2015).

A disponibilidade do nutriente no solo não é suficiente para que as plantas possam absorver em sua forma de absorção ( $\text{H}_2\text{PO}_4^-$  e  $\text{HPO}_4^{2-}$ ), devido a forma que se encontra, complexados na forma de óxidos de ferro e alumínio e argilas, dificultado que o processo de absorção pelas plantas (LOPES et al., 2004). Isso acontece pela retenção de P no solo (**Figura 2**) que é uma situação bastante conhecido por ser formador do fator capacidade de P (Q), porém, quando essa fração de P lábil, passa a formar P não-lábil (NQ), tem-se um problema, porque Q de forma passiva supre o P não-lábil (NQ). Em consequência que o P se encontra em compostos não-lábeis, seu desprendimento requer energia. “Algumas práticas, como a diminuição do potencial redox e a adição, ou acúmulo de matéria orgânica ao solo, suprem a demanda de energia para que esse sistema se torna reversível, pelo menos parcialmente” (NOVAIS, et al., 2007).



**Figura 2.** Diagrama mostrando as relações entre as frações de fósforo não-lábil e o fósforo na solução do solo (adaptada de International Superphosphat e Manufacturers Association).

Uma característica importante da deficiência em P, é a coloração verde intenso das folhas que podem se tornar malformadas e apresentar manchas necróticas. Em certos casos, pode ocorrer acúmulo de antocianinas, e as folhas ficam com aspecto verde-avermelhado. Como o P é de alta mobilidade dentro da planta, se desloca das partes mais velhas para as mais jovens, induzindo a senescência rápida das folhas mais velhas. Os caules tem o crescimento reduzido, e a produção de frutos e sementes é diminuída. Já o excesso do nutriente, estimula o crescimento mais das raízes do que da parte aérea, e em muitos casos a aplicação de fertilizantes fosfatados é aplicada durante o transplante de plantas para estimular o estabelecimento de um sistema radicular forte (PAULILO et al., 2015).



**Figura 3.** Deficiência de P em *P. peruviana* (A). Foto: Flávio Santos

## 2.4 Sistema Hidropônico

Uma das alternativas para os estudos com elementos que podem se tornar não disponíveis no solo é o sistema hidropônico, que tem métodos que envolvem a utilização de soluções nutritivas no cultivo das culturas (PORTAL EMBRAPA., 2021). Técnica bastante utilizada e difundida em todo o mundo, que vem crescendo em muitos países. Sua importância não se deve apenas ao fato de ser um método de análise agrícola e produção de hortaliças, ela também está sendo usada como uma ferramenta para resolver uma série de problemas, que incluem tratamentos que reduzem a contaminação do solo e das águas subterrâneas e manipulação dos níveis de nutrientes na solução (SILVA et al., 2003).

Para que se possa ter um cultivo hidropônico é necessário se ter um grande volume de solução nutritiva e/ou o ajuste frequente d mesma, para que se possa evitar a absorção de nutrientes pelas raízes cause mudanças radicais nas concentrações dos nutrientes e no pH da solução. Sendo necessário também, utilizar um suprimento para fornecimento de oxigênio para o sistema de raízes que é crucial e, pode ser alcançado pelo borbulho ativo de ar através da solução (TAIZ et al., 2017).

Através dessa técnica a planta pode ser cultivada com suas raízes imersas em solução nutritiva em vasos desde que a referida solução seja aerada, por exemplo, com o auxílio de uma bomba de aquário. A aeração é necessária para que as células das raízes possam respirar e ter energia para absorver os nutrientes, a anoxia inibe a respiração e os processos de absorção ativa de íons. O vaso contendo a planta deve ser envolto em material opaco ou papel-alumínio para bloquear a entrada de luz e reduzir a multiplicação de algas que pode competir com as plantas pelos nutrientes PAULILO et al., 2015).

Método esse que está sendo aplicado por muitos pesquisadores e produtores, sobretudo os de hortaliças, como a alface, (*Lactuca Sativa* L.) a mais cultivada por sistema hidropônico (COMETTI et al., 2019; OHSE et al., 2001; SOARES et al., 2020). Contudo, como não há restrições nesse sistema, o cultivo de diversas culturas pode ser implementado para além das hortaliças folhosas, como também tubérculos, hortaliças de fruto e até forragem animal, recorrente nas regiões de caatinga (SANTOS; BEZERRA NETO, 2017).



**Figura 4.** Cultivo de *Physalis peruviana* em sistema hidropônico. Foto: Flávio Santos

O cultivo e a produção de alimentos em sistemas hidropônicos e semi-hidropônicos está, cada vez mais, crescendo no mercado do agronegócio brasileiro graças à sua alta produtividade em relação aos sistemas convencionais, ou seja, devido a múltiplos fatores como a proteção redobrada

das culturas contra fitopatógenos e pragas, quando combinado com o emprego de cultivo protegido, conseqüente diminuição do uso de defensivos químicos, uso racional da água que é setenta vezes mais econômica do que outros sistemas, potência do uso de fertilizantes, chance de plantio fora de época, maior produção, qualidade, precocidade e adicionalmente mais proteção ao empregado (COMETTI et al., 2019; CUBA et al., 2015; SALA; COSTA, 2012; COMETTI et al., 2008).

Entretanto, como empecilho tem o valor inicial para a instalação da cultura, pois, necessita de constante manejo do sistema de irrigação, medição de parâmetros químicos da resposta, reposição dos nutrientes, dentre outras diversas atividades que demandam a presença física do produtor com o sistema (BEZERRA NETO; BARRETO, 2012).

### 3 METODOLOGIA

O experimento foi conduzido na Unidade Experimental Horto Florestal da Universidade Estadual de Feira de Santana, localizada nas coordenadas geográficas de 12° 16'01" W e 38° 58' 01", apresentando 257m de altitude. O experimento foi conduzido em sistema hidropônico em casa de vegetação na primeira semana de abril a última semana do mês de maio de 2022.

O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado com cinco doses de fósforo (0.0, 15.5, 31.0, 46.5 e 60.0 mg L<sup>-1</sup>) e 10 repetições. A semeadura ocorreu em solo da área do horto da UEFS, em copos de 200 mL. Quando as mudas apresentaram quatro folhas definitivas foram transplantadas para vasos definitivos com capacidade de 5,0 dm<sup>3</sup>, mantidas em solução a meia força na primeira semana para adaptação, em seguida, foram mantidas em solução nutritiva com as devidas doses por tratamento (**Quadro 1**). Para manter a solução nutritiva ajustada, era realizada o ajuste do pH, deixando a solução com em 5,6 ± 0,2, e verificação da condutividade elétrica semanalmente. A verificação da condutividade possibilitou avaliar a necessidade da quantidade de reposição de cada nutriente presente na solução e assim realizar a reposição de água e nutrientes. As trocas das soluções ocorreram cada trinta dias para evitar precipitação dos sais ou causar efeito tóxico as plantas.

Soluções	0.0 mg L <sup>-1</sup>	15.5 mg L <sup>-1</sup>	31.0 mg L <sup>-1</sup>	46.5 mg L <sup>-1</sup>	62.0 mg L <sup>-1</sup>
	V ml	V ml	V ml	V ml	V ml
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	-	2,5	5	7,5	10
Ca(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub>	25	25	25	25	25
KNO <sub>3</sub>	25	25	25	22	20
MgSO <sub>4</sub>	10	10	10	10	10
NH <sub>4</sub> NO <sub>3</sub>	-	-	-	1,25	2,5
KCl	5	2,5	-	-	1,25
Ferro	1	1	1	1	1
Micronutrientes	1	1	1	1	1

**Quadro 1.** Quadro de soluções Hoagland & Arnon (1950) modificada para a variação da concentração de P.

### 3.1 Determinação de clorofilas a, b e carotenoides

A determinação do teor de clorofila (a), (b) e carotenoides foram realizadas no final do experimento, utilizados três discos foliares de 5mm retirados aleatoriamente de cinco plantas em cada tratamento. Os discos foram transferidos para tubos de ensaio vedados e envoltos em papel alumínio, contendo 5mL de álcool 95% (TANAN et al., 2017) e mantidos por um período de 24 horas em condições ambiente. A absorvância das amostras foi determinada a 665, 649 e 470nm em espectrofotômetro de poços. Após a coleta dos dados de absorvância, os valores para cada comprimento de onda foram utilizados nas equações propostas por (LICHTENTHALER, 1987) para extratos com etanol. Os dados foram submetidos à análise de variância ( $P < 0,05$ ), sendo realizado o teste de média e de regressão empregando o programa estatístico SISVAR.

### 3.2 Avaliação das medidas de crescimento

Para as avaliações de crescimento das plantas foram realizadas as seguintes medidas biométricas, utilizando 5 plantas de cada tratamento:

- Altura da planta (ramo principal) – utilização de régua milimetrada medindo-se desde a superfície do solo até o ápice da planta;
- Diâmetro do caule - medido na altura da superfície do suporte do vaso com o auxílio de paquímetro digital;
- Número de folhas – contagem do número total de folhas. Utilizou-se 5 plantas de cada tratamento (amostras ao acaso, para que se tenha garantido a aleatoriedade nas avaliações);
- A obtenção dos valores de área foliar total foi determinada a partir do medidor de área foliar (modelo LI-3100);
- Para a determinação da massa da matéria seca, foram coletadas cinco plantas de cada tratamento separadas em folha, caule e raiz, posteriormente, colocadas em sacos de papel identificados e levados à estufa de circulação de ar forçada à  $45^{\circ} \pm 5$  °C, até atingirem peso constante, após esse período os sacos de papel foram retirados da estufa e realizou-se a pesagem em balança digital para compor as matérias secas de folhas, de caule, de raiz.

### **3.3 Determinação de fósforo**

A análise do acúmulo do mineral P nas plantas de *P. peruviana* se deu após a coleta do experimento, onde houve a partição em folha, caule e raiz, logo depois posta para secar em estufa com circulação de ar forçado até peso constante, para posteriormente serem trituradas, peneiradas e encaminhadas para o laboratório de análises físico-química de alimentos (LAFIQUI), localizado no campus da UEFS. Para a realização da análise foi pesado aproximadamente 0,1 g de massa seca da folha, caule e raiz, as quais foram submetidas à digestão ácida em uma mistura de 3,0 mL de ácido sulfúrico concentrado (H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>) e 3 mL de peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) a 30% para determinação de P.

Em seguida, o digerido foi retirado da estufa até atingir temperatura ambiente para posteriormente ser diluído para 100 mL de água destilada. Para a realização das leituras foram adicionados 1 mL de metavanadato de amônio (NH<sub>4</sub>VO<sub>3</sub>), como indicador. As leituras foram feitas no ICP OES (Espectrômetro

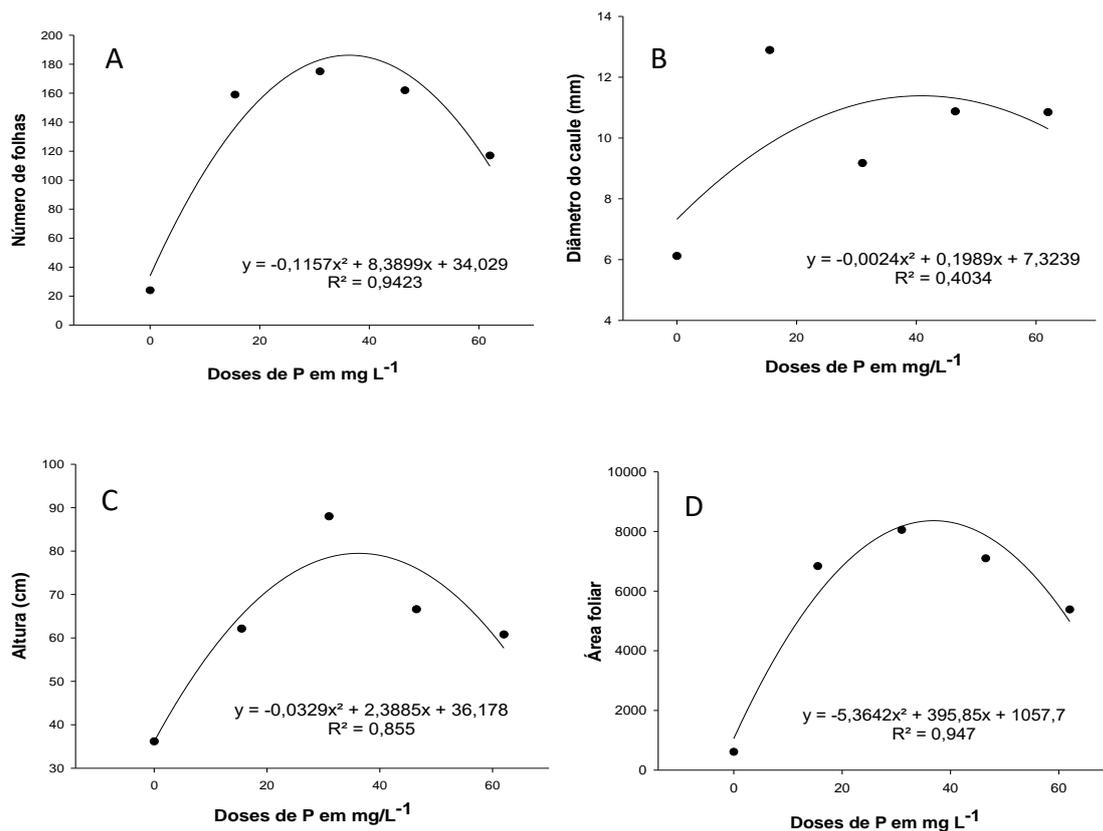
de Emissão Óptica com Plasma Indutivamente Acoplado a 420 nm), com cinco amostras de folha, caule e raiz realizadas em triplicatas, expressos em mg kg<sup>-1</sup>.

## RESULTADOS E DISCUSSÃO

Mediante o experimento realizado, foi possível verificar a diferença significativa nos aspectos morfológicos de *Physalis peruviana* cultivada em sistema hidropônico com diferentes doses de fósforo, cujo desempenho foi avaliado pela análise de regressão. Assim, foi possível observar que houve influência positiva para a variável número de folhas, diâmetro do caule, altura da planta e área foliar, massa da matéria seca da folha, parte aérea e total, clorofila a, b, carotenoides e alocação do fósforo na planta.

A partir dos dados de crescimento, as atividades fisiológicas podem ser inferidas, fornecendo estimativas muito precisas das causas das variações de crescimento entre plantas geneticamente diferentes ou entre plantas cultivadas em sistemas de cultivos diferentes. Essencialmente, uma média de 90,0% da massa de matéria seca que as plantas acumulam durante o crescimento vem da fotossíntese. O restante é produzido pela absorção de nutrientes minerais do solo (CAIRO et al., 2008).

Diante disso, com o levantamento e coleta dos dados do experimento, foi possível verificar que houve diferença significativa para número de folhas, diâmetro do caule, altura da planta e área foliar, os quais apresentaram desempenho quadrático. As plantas de *P. peruviana* cultivadas com 31.0 mg L<sup>-1</sup> de P, apresentaram maiores valores para número de folhas (**Figura 5 A**), que corresponderam à 175.20, com dose estimada de (36.25 mg L<sup>-1</sup>), valor esse calculado através da equação quadrática obtida através regressão. Para a variável diâmetro do caule (**Figura 5 B**) 15.5 mg L<sup>-1</sup> de P apresentou 12.89 mm e, dose estimada de (41.43 mg L<sup>-1</sup>). A altura da planta (**Figura 5 C**) expressou maiores valores (88.0 cm), quando cultivadas com 31.0 mg L<sup>-1</sup> de P, tendo sua dose estimada em (36.29 mg L<sup>-1</sup>), do mesmo modo, a área foliar (**Figura 5 D**) evidenciou maiores resultados (8.050,94 cm<sup>2</sup>), quanto cultivadas com 31.0 mg L<sup>-1</sup> de P, tendo como dose estimada (36.89 mg L<sup>-1</sup>).



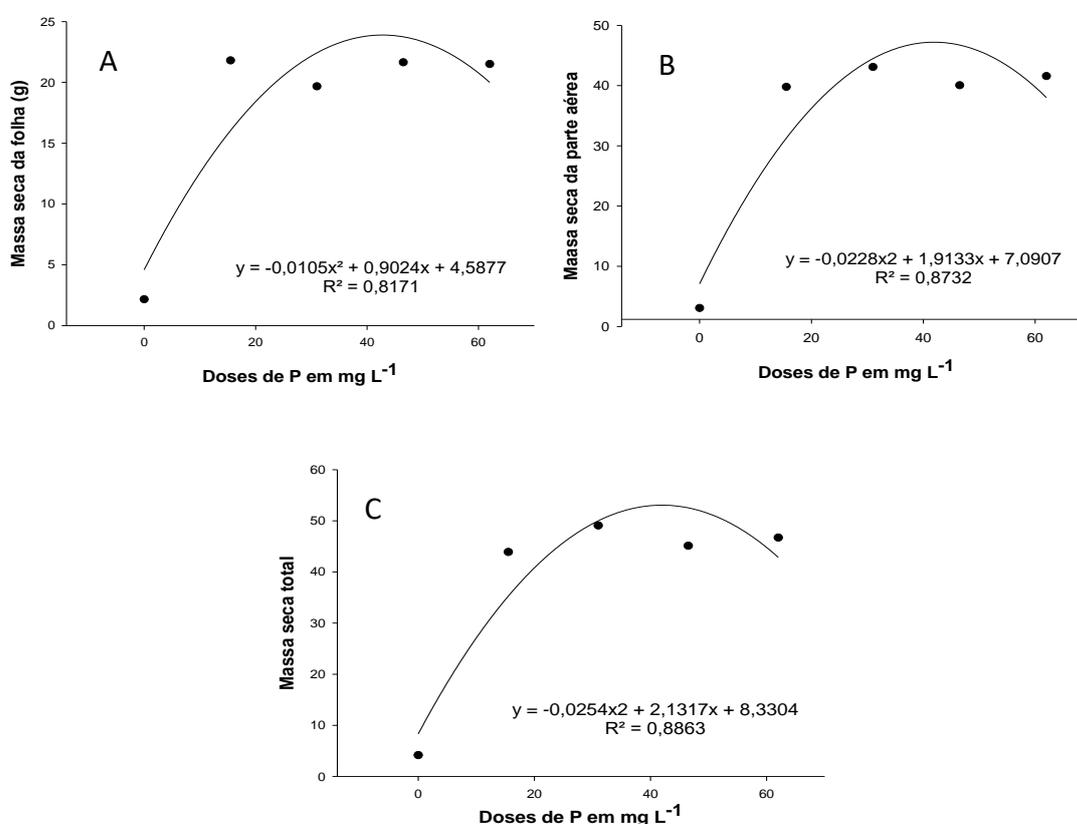
**Figura 5.** Aspectos morfológicos de *Physalis peruviana* cultivadas com doses de fósforo. Número de folhas (A), diâmetro do caule (B), altura da planta (C), área foliar (D). Valores médios apresentados.

Em respostas obtidas por Hoffiman et al., (2017), trabalhando com substrato comercial enriquecido com superfosfato simples na produção de mudas de tomate verificou resposta significativa para número de folhas e diâmetro do caule em plantas que receberem a adição do adubo fosfatado. Em trabalho realizado por Cruz et al., (2015) houve tendência semelhante em relação ao número de folhas, quando adubadas com a dose 64 mg kg<sup>-1</sup>, em cultivo de *Physalis angulata* com adubação fosfatada.

Quando não há presença de P na solução do solo na forma absorvível (H<sub>2</sub>PO<sub>4</sub><sup>-</sup> e H<sub>2</sub>PO<sub>4</sub><sup>2-</sup>), para que a planta possa absorver, indiretamente ocorre a deficiência desse nutriente, que, por conseguinte acaba reduzindo a produção de fotoassimilados, afetando negativamente o crescimento do vegetal, interferindo diretamente no número e tamanho das folhas, reduzindo dessa

forma a área foliar necessária para uma maior captação da radiação ativa (RIPLEY et al. 2004).

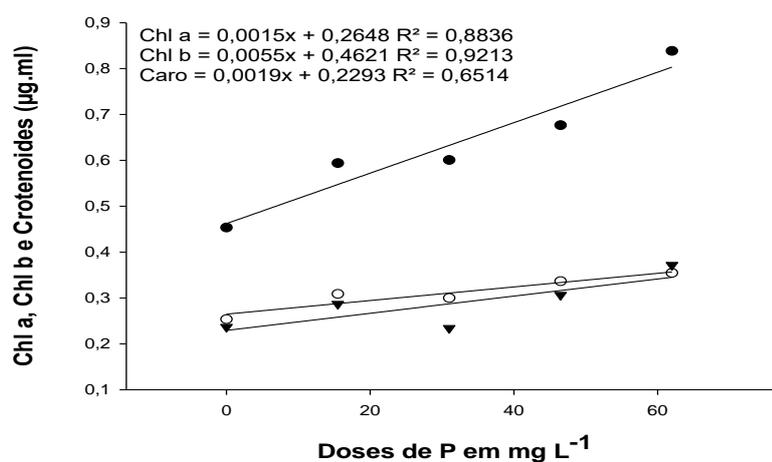
Sendo assim, com resultados obtidos neste trabalho, foi possível constatar a eficiência da planta na utilização do nutriente fósforo em seu metabolismo, visto que, através dos dados obtidos com auxílio das medidas de crescimento foi observado o potencial do mineral P em favorecer o aumento de geração de energia na forma de NADP<sup>+</sup>, NADPH e ATP, advindos do processo fotossintético, que estão intrinsecamente ligados na dinâmica do crescimento e desenvolvimento vegetal (TAIZ et al., 2017).



**Figura 6.** Massa da matéria seca de *Physalis peruviana* cultivada com doses de fósforo.

Considerando o ganho de carbono, verificou-se diferença significativa e desempenho quadrático para massa da matéria seca das folhas, parte área e massa seca total (**Figura 6**). A biomassa seca das folhas apresentou melhores resultados quando cultivadas com 15.5 mg L<sup>-1</sup> de P (**Figura 6 A**), apresentando peso da massa seca das folhas secas de 21,80 g, com dose estimada em 42.97

mg L<sup>-1</sup>. Já para biomassa seca da parte aérea (**Figura 6 B**) e total (**Figura 6 C**) evidenciaram maiores valores quando cultivadas 31.0 mg L<sup>-1</sup> de P, tendo como PM os valores de 41.95 e 41.96 mg L<sup>-1</sup> de P. Em trabalho realizado por Lima et al., (2020) no cultivo de manjerição com doses de fósforo, observou-se incremento significativo no ganho de matéria da massa seca das folhas quando cultivadas com 30 mg dm<sup>3</sup> de P, autenticando a importância do nutriente no crescimento do vegetal.



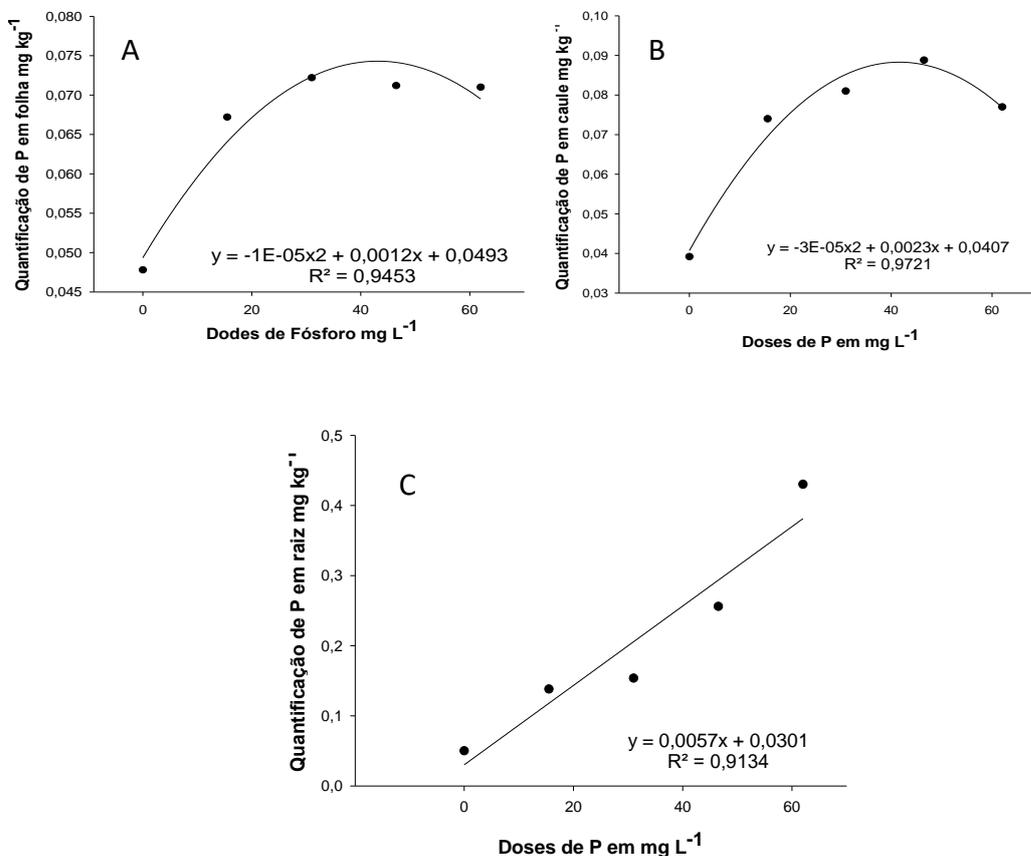
**Figura 7.** Pigmentos fotossintéticos e carotenoides de *P. peruviana* cultivada com doses de fósforo. Chl a (●), Chl b (○) e carotenoides (▼).

Os teores de clorofila a (**Figura 7 A**), b (**Figura 7 B**), e carotenoides (**Figura 7 C**) apresentaram diferença significativa, verificando desempenho linear positivo, esses pigmentos apresentaram incremento a medida em que se aumentava as doses de fósforo. Segundo Taiz et al., 2017, as clorofilas e os carotenoides estão presentes em todos os organismos fotossintéticos que ocorrem naturalmente. Eles são componentes das membranas dos tilacoides e, muitas vezes, estão intimamente relacionados às proteínas que compõem o aparelho fotossintético.

Esses pigmentos estão presentes no processo de captação de luz pela planta, sendo localizados nas membranas dos tilacoides, estando sempre associados a proteínas específicas, formando os complexos pigmentos-proteicos (MENDES ET AL., 2015), as quais compõem dois complexos proteicos inseridos nas membranas dos tilacoides como também dos cloroplastos: o

fotossistema I e o fotossistema II, o qual é formado por uma antena coletora de luz ao redor dos dois fotossistemas, onde, as clorofilas absorvem luz principalmente na faixa do azul e do vermelho, enquanto os carotenoides absorvem luz na faixa do azul (PAULILO et al 2015).

Avaliando o teor de clorofila em rabanete cultivada com doses crescente de fósforo, De Melo et al., (2021), foram verificadas que com duas vezes mais da dose recomendada maiores valores dos pigmentos fotossintéticos. Segundo Malavolta et al., (1989), tal efeito se deve principalmente ao papel que fósforo realiza em relação a nutrição das plantas, através da participação do ATP, favorecendo o processo ativo de absorção do nitrogênio, refletindo no índice de clorofila. Necessário é estreitar a relação entre a quantificação de clorofilas com a disponibilidade de outros nutrientes além do N, visto que, a deficiência de  $P_2O_5$  irá afetar o crescimento dos vegetais, induzindo uma quantidade reduzida no quantitativo de folhas, resultando em menor produção de fotoassimilados (BONFIM e SILVA et al., 2012).



**Figura 8.** Teor de fósforo em folha (A), caule (B) e raiz (C), em plantas de *P. peruviana* cultivadas em diferentes doses de P.

Os teores de fósforo quantificados em folhas (**Figura 8 A**) e caules demonstraram desempenho quadrático, quando cultivadas com 31,0 mg L<sup>-1</sup> de P, proporcionando maior acúmulo de nutrientes (0,072 mg kg<sup>-1</sup>). Nos caules (**Figura 8 B**), a dose 46,5 mg L<sup>-1</sup> de P, apresentou maior conteúdo (0,088 mg kg<sup>-1</sup>). Os resultados observados no acúmulo de fósforo presente nas raízes (**Figura 8 C**) apontaram incremento linear positivo, sendo que 62 mg L<sup>-1</sup> de P, apresentou maior conteúdo de fósforo. Respostas semelhantes foram encontradas por Bianco et al., (2012), em plantas de *Solanum americanum*, onde foi realizado a determinação do acúmulo máximo do nutriente P.

Diferente dos resultados obtidos por Da Silva (2017), onde o acúmulo de P nas folhas de (*Solanum lycopersicum*, L.) esteve praticamente constante para todos os tratamentos aplicados durante a execução do experimento, no presente trabalho, 31,0 mg L<sup>-1</sup> de P, proporcionou maior acúmulo do nutriente, atestando que não há necessidade de aplicação a mais que a utilizada na solução evitando assim o desperdício e custos, pois, não houve absorção crescente além de 31,0 mg L<sup>-1</sup> do nutriente.

## 5 CONSIDERAÇÕES FINAIS

A dose 15,5 mg L<sup>-1</sup> de P, oferece condições para que as plantas de *Physalis peruviana* L. apresentem respostas significativas em relação ao seu crescimento e desenvolvimento. Utilizar dosagens de P acima do recomendado no cultivo da cultura pode acarretar custos desnecessários, podendo não ter diferença significativa em ganho, no crescimento e desenvolvimento das plantas.

## 6 CONCLUSÕES

As variações das doses de P influenciam diretamente no crescimento e desenvolvimento de plantas de *Physalis peruviana* L.

Com a aplicação da dose 31,0 mg L<sup>-1</sup> as plantas responderam de maneira positiva diante das variáveis de crescimento analisadas.

## REFERÊNCIAS

- AGNOL, I. D. **Perfil fitoquímico e atividade antimicrobiana de *Physalis pubescens* L.** Erechim, 2007. 36 p. Trabalho de conclusão de curso (Curso de Farmácia Bioquímica Clínica). Departamento de Ciências da Saúde da Universidade Regional Integrada do Alto Uruguai e das Missões, 2007.
- AGROTÉCNICO. **Fósforo para plantas: o elemento-chave.** Agrotécnico. Disponível em: <<https://www.agrotecnico.com.br/fosforo-para-plantas-o-elemento-chave/>>. Acesso em: 27 jul. 2022.
- ALMANZA-MERCHÁN, P. J.; ÁLVAREZ, J. G.; ARANDA, Y. **Manual para el cultivo de frutales en el trópico.** 2012.
- BENINCASA, M. M. P. (2004). **Análise de Crescimento de Plantas (noções básicas).** Jaboticabal. FUNEP. p. 42.
- BIANCO, S. et al. Acúmulo de massa seca e de macronutrientes por plantas de *Glycine max* e *Solanum americanum*. **Planta Daninha**, v. 30, p. 87-95, 2012.
- BONFIM & SILVA, E. M. et al. Desenvolvimento e produção da crotalária adubada com fosfato natural reativo em latossolo do Cerrado. **Enciclopédia Biosfera**, v. 8, n. 14, p.347-357. 2012.
- BRAGA NETO, ARI MEDEIROS. Adubação NPK para cultivo de *Physalis*. 2020.
- BRIGUENTI, A. F.; MADEIRA, F. C. *Physalis*, uma alternativa para o fruticultor. **Jornal da Fruta**, ano 15, n. 187, p. 12-13, 2007.
- CAIRO, P. A. R., OLIVEIRA, L. E. M., E MESQUITA, A. C. (2008). **Análise de crescimento de plantas.** Vitória da Conquista: edições UESB. p. 72.
- CARDOSO, E. J. B. N.; ANDREOTE, F. D. **Microbiologia do solo.** [s.l.] 41 Universidade de São Paulo. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, 2016.

- COMETTI, N. N.; GALON, K.; BREMENKAMP, D. M. Comportamento de quatro cultivares de alface em cultivo hidropônico em ambiente tropical. **Revista Eixo**.v.8, n.1, p.113-122, 2019.
- COMETTI, N. N. et al. Efeito da concentração da solução nutritiva no crescimento da alface em cultivo hidropônico – **sistema NFT**. **Horticultura Brasileira**.v.26, p.252-257. 2008.
- CRUZ, J. L.; SOUZA FILHO, L. F. S.; PELACANI, C. R. Influência da adubação fosfatada sobre o crescimento do camapu (*Physalis angulata* L.). **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 17, p. 360-366, 2015.
- CUBA. R. S. et al. Potencial de efluente de esgoto doméstico tratado como fonte de água e nutrientes no cultivo hidropônico de alface. **Revista Ambiente & Água**.v.10, n.3, p.574-586, 2015.
- DA SILVA, L. V. Avaliação do glicosímetro para determinação do estado nutricional na cultura do tomate (*Solanum lycopersicum*, L.). 2017.
- DE MELO, R. E.; PIMENTA, R. M. B.; DA SILVA, A. E. B. Produção de rabanete submetido a doses crescentes de fósforo. **AGROPECUÁRIA CIENTÍFICA NO SEMIÁRIDO**, v. 17, n. 3, p. 156-160, 2021.
- DE SOUZA, H. B. F. et al. *Physalis peruviana* L. cultivated in dystrocohesive yellow latosol is responsive to organic fertilization. **Revista de Ciências Agrárias Amazonian Journal of Agricultural and Environmental Sciences**, v. 64, 2021.
- EMATER**. Emater-DF testa cultivo de fruta usada em doces finos e que custa até R\$ 70 o quilo. AGÊNCIA BRASÍLIA, 2019. Disponível em: <https://www.agenciabrasilia.df.gov.br/2019/07/12/emater-df-testa-cultivo-de-fruta-usada-em-doces-finos-e-que-custa-ate-r-70-o-quilo/>>. Acessado em: 08 jul 2022.
- FAQUIN, VALDEMAR. **Nutrição mineral de plantas**. 2005.
- FISCHER, G.; ALMANZA-MERCHÁN, P. J.; MIRANDA, D. Importancia y cultivo de la uchuva (*Physalis peruviana* L.). **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 36, p. 01-15, 2014.

HOAGLAND, D.R.; ARNON, D.I. The water culture method for growing plants without soil. Berkeley: **California Agriculture Experimental Station Circular**, n.347, 32p. 1950.

HOFFMAN, Á. et al. **PRODUÇÃO DE MUDAS DE TOMATE EM SUBSTRATO COMERCIAL ENRIQUECIDO COM SUPERFOSFATO SIMPLES**. 2017.

Hortalças Hidropônicas - **Portal Embrapa**. Embrapa.br. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/hortalica-nao-e-so-salada/hortalicas-hidroponicas>>. Acesso em: 20 jul. 2022.

LICHTENTHALER, H. K. Clorofilas e carotenóides: pigmentos de biomembranas fotossintéticas. **Métodos Enzymol 148**: p. 350–386, 1987.

LIMA, C. S. M. et al. Custos de implantação e condução de pomar de *Physalis* na região sul do estado do Rio Grande do Sul. **Revista Ceres**, v. 56, n. 5, p. 551-561, 2009.

LIMA, J. C. et al. Macronutrient fertilizers on basil growth and yield. **Comunicata Scientiae**, [S. l.], v. 11, p. e3200, 2020.

LOPES, A. S.; WIETHÖLTER, S.; GUILHERME, L. R. G.; SILVA, C. A. Sistema Plantio Direto: bases para o manejo da fertilidade do solo. São Paulo: ANDA, 2004.

LUCHESE, C. L.; GURAK, P. D.; MARCZAK, L. D. F. Desidratação osmótica de physalis (*Physalis peruviana* L.): Avaliação da perda de água e incorporação de sacarose e quantificação de carotenóides. **LWT- Food Science and Technology**, v. 63, n. 2, pág. 1128-1136, 2015.

LUNT, G. G. Fisiologia vegetal. **Biochemical Education**, v. 4, n. 3, p. 59–60, 1976.

MALAVOLTA, E. Função dos nutrientes na planta e qualidade dos produtos agrícolas. In: **SIMPÓSIO SOBRE ADUBAÇÃO E QUALIDADE DOS PRODUTOS AGRÍCOLAS**, 1, Ilha Solteira, 1989. Anais, Ilha Solteira, FEIS/UNESP/ANDA/POTAFOS, p. 42, 1989.

MALAVOLTA, E.; VITTI, G. C.; OLIVEIRA, S. A. **Avaliação do estado nutricional de plantas**. 2. ed. Piracicaba: Potafos, 201p. 1989.

MALDANER, I. C. et al. Modelos de determinação não-destrutiva da área foliar em girassol. **Ciência Rural**, v.39, n.5, ago, 2009. Disponível em:<<http://www.scielo.br/pdf/cr/v39n5/a221cr1343.pdf>>. Acesso em: 14 jul 2022.

MENDES, F.F. **Controle genético da eficiência no uso de fósforo em milho tropical**. Lavras: UFLA, 134p. 2012.

MENDES, R. M. S.; LUCENA E. M. P.; MEDEIROS, J. B. L. P. M. **Princípios de fisiologia vegetal** /, Eliseu Marlônio Pereira de– 2. ed. – Fortaleza : EdUECE, 2015.

MESQUITA, C. D. B. et al. Phosphate fertilization changes the characteristics of ‘Maçã’ banana starch. **International Journal of Biological Macromolecules**, 112, 1138–1145. 2018.

MUNIZ, J. et al. Sistemas de condução para o cultivo de *Physalis* no planalto catarinense. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal – SP, v.33, n.3, p.830-838, set. 2011a.

MUNIZ, J.; KRETZSCHMAR, A.A.; RUFATO, L. Como produzir *Physalis peruviana* L. Toda Fruta Notícias. Disponível em: <<https://www.todafruta.com.br/physalis/>>. Acesso em: 11 jul 2022.

NETO, E. B.; BARRETO, Levy Paes. **As técnicas de hidroponia**. Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agrônômica.v.8, p.107-137, 2012.

NOVAIS, R. F. **Fertilidade do solo**. Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2007.

OHSE, S.; DOURADO-NETO, D.; MANFRON, P. A.; SANTOS, O. S. Qualidade de cultivares de alface produzidos em hidroponia. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 58, n. 1, p. 181-185, 2001.

OLIVEIRA L. E. M., Soluções Nutritivas | **Temas em Fisiologia Vegetal**. Ufla.br. 2015. Disponível em: <<http://www.ledson.ufla.br/nutricao-e-metabolismo-mineral/solucoes-nutritivas/>>. Acesso em: 04 jul 2022.

- OLIVEIRA, J.A.R. et al. Caracterização física, físico-química e potencial tecnológico de frutos de Camapu (*Physalis angulata* L.). **Revista Brasileira de Tecnologia Industrial**, 5(2):573-583. 2011.
- PARFITT, RL; LEE, R.; KARLOVSKY, J. A eficiência de utilização de P em superfosfato. *Revista da Nova Zelândia de Agricultura Experimental*, v. 7, n. 3, pág. 331-336, 1979.
- PAULILO M. T. S.; VIANA A. M.; RANDI A. M. *Fisiologia Vegetal*. Florianópolis: Universidade Federal de Santa Catarina, 2015. 182p. ilustrado.
- PEREIRA, Hamilton Seron. Fósforo e potássio exigem manejos diferenciados. **Visão agrícola**, n. 9, 2009.
- RAIJ, B. VAN. **Fertilidade do solo e manejo de Nutrientes**. Piracicaba: [s.n.] 2011.
- RODRIGUES, F. A. et al. 2014. Caracterização física, química e físico-química de *Physalis* cultivada em casa de vegetação. **Ciência Rural, Santa Maria**, 44(8):1411-1414. (<http://dx.doi.org/10.1590/0103-8478cr20130743>). Acessado em 22 jul 2020.
- RODRIGUES, F. A. et al. Caracterização fenológica e produtividade de *Physalis peruviana* cultivada em casa de vegetação. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 29, n. 6, p. 1771-1777, Nov./Dec. 2013.
- ROY, E. D. et al. The phosphorus cost of agricultural intensification in the tropics. **Natural Plants**. v. 2, p. 2–7, 2016.
- RUFATO, L.; ROSSI, R. A. de. Aspectos técnicos da cultura da *physalis*. Pelotas: CAV/UEDESC, 100 p. 2008.
- SALA, F. C.; COSTA, C. P. Retrospectiva e tendência da alfacultura brasileira. **Horticultura brasileira**, v. 30, p. 187-194, 2012.
- SANTOS, C. F. et al. NPK Fertilization at Planting for *Physalis* (*Physalis peruviana* L.). **Revista Agrogeoambiental**, v. 11, n. 2, 2019.

- SANTOS, O. S.; SCHMIDT, D.; NOGUEIRA FILHO, H.; LONDERO, F. A. **Cultivos sem solo** – Hidroponia. 2ª reimpressão. Santa Maria: UFSM/CCR, 2002. 107p.
- SILVA A. P. P.; MELO B. 2003. **HIDROPONIA**. Iciag.ufu.br. Disponível em: <<http://www.fruticultura.iciag.ufu.br/hidropo.htm>>. Acesso em: 24 jul. 2022.
- SOARES, C. S., SILVA, J. A., Silva, G. N., & BRITO NETO, J. F. Avaliação da alface em duas épocas de semeio em sistema hidropônico. **Journal of Biology & Pharmacy Agricultural Management**, v. 16, n. 1, p. 1-16, 2020.
- STEHMANN, J.R.; KNAPP, S. 2020. *Physalis* in **Flora do Brasil 2020**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<https://floradobrasil2020.jbrj.gov.br/reflora/floradobrasil/FB14696>>. Acesso em: 20 jul. 2022
- STEHMANN, J.R.; KNAPP, S. *Physalis* in **Flora e Funga do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<https://floradobrasil.jbrj.gov.br/FB14699>>. Acesso em: 20 jul. 2022
- TAIZ, L., ZEIGER, E et al. **Fisiologia e desenvolvimento vegetal**. Porto Alegre: Ardmed, 6 ed. 2017.
- TANAN, T. T. et al. Spectrophotometric Determinations of Chloroplastidic Pigments in *Physalis angulata* L. Leaves Using Different Methodologies. **Journal of Agricultural Science**, v. 9, n. 11, p. 117, 2017.
- ZIMMER, T. B. R., et al. Biological potential of hydroalcoholic extracts of *Physalis pubescens* L. **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, v. 31, p. 101895, 2021.