



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE
CENTRO DE CIÊNCIAS E TECNOLOGIA AGROALIMENTAR
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM HORTICULTURA
TROPICAL**

FERNANDO ANTONIO LIMA GOMES

**MORFOFISIOLOGIA DA *Punica granatum* L.
CULTIVADA SOB ESTÍMULO DE NANOPARTÍCULAS
DE MICROALGAS**

**POMBAL-PB
2019**

MORFOFISIOLOGIA DA *Punica granatum* L. CULTIVADA SOB ESTÍMULO DE NANOPARTÍCULAS DE MICROALGAS

Dissertação apresentada à
Universidade Federal de Campina
Grande, como parte das exigências do
programa de Pós-Graduação em
Horticultura Tropical, para obtenção do
título de Mestre.

Orientadora: DSc. Railene Hérica Carlos Rocha Araújo
Coorientadora: DSc. Lauriane Almeida dos Anjos Soares

**POMBAL-PB
2019**

G633m Gomes, Fernando Antonio Lima.
Morfofisiologia da *Punica granatum* L. cultivada sob estímulo de nanopartículas de microalgas / Fernando Antonio Lima Gomes. – Pombal, 2019.
41 f. : il. color.

Dissertação (Mestrado em Horticultura Tropical) – Universidade Federal de Campina Grande, Centro de Ciências e Tecnologia Agroalimentar, 2019.

"Orientação: Profa. Dra. Railene Hérica Carlos Rocha Araújo".
"Co-orientação: Profa. Dra. Lauriane Almeida dos Anjos Soares".
Referências.

1. Romã - Morfofisiologia. 2. Crescimento de mudas. 3. Ambiente protegido. 4. Bioestimulante vegetal 5. *Spirulina platensis*. 6. *Scenedesmus sp.* I. Araújo, Railene Hérica Carlos Rocha. II. Soares, Lauriane Almeida dos Anjos Soares. III. Título.

CDU 634.64(043)

FERNANDO ANTONIO LIMA GOMES

**MORFOFISIOLOGIA DA *Punica granatum* L.
CULTIVADA SOB ESTÍMULO DE NANOPARTÍCULAS
DE MICROALGAS**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Campina Grande, como parte das exigências do programa de Pós-Graduação em Horticultura Tropical, para obtenção do título de Mestre.

Aprovado em: 27 / 02 / 2019



Prof^a. Dra. Railene Hérica Carlos Rocha Araújo
UFCG/CCTA/UAGRA
Orientadora



Prof^a. Dra. Lauriane Almeida dos Anjos Soares
UFCG/CCTA/UAGRA
Coorientadora



Dr. Wellington Souto Ribeiro
UFCG/CCTA/ PPGHT
Examinador Interno



Dra. Emanoela Pereira de Paiva
UFERSA/PPGFITO
Examinador Externo

*A Deus, Nossa senhora e a Santo Antônio!
Minha família, em especial ao meu pai, João
Oliveira Gomes e minha mãe Zélia Batista Lima
Gomes.*

DEDICO!

AGRADECIMENTOS

Em primeiro lugar, a Deus e à Nossa Senhora, que me permitem viver e ter ótimas oportunidades nesta vida.

De forma igualmente especial, agradeço os meus pais (João Oliveira Gomes e Zélia Batista Lima Gomes), por serem meu contínuo apoio em todos estes anos, ensinando-me, principalmente, a importância da formação e a coerência de meus próprios valores.

A toda minha família, em especial minha tia Fatima Lima e minha Avó Benedita do Carmo e meu irmão Yuri Batista Agradeço por todo o carinho, preocupação, incentivo e por serem meu porto seguro.

A minha Tia Maria Oliveira e meus Avôs Januncio Batista, Uriel Oliveira e Amariles Oliveira (*In memoriam*) que estão em um bom lugar, sempre cuidando de mim.

À minha namorada Gerlânia Mélo, por todo o amor e preocupação comigo.

À Professora Dra. Railene Hérica Carlos Rocha Araújo, pela orientação na pesquisa e pelos ensinamentos adquiridos.

À Universidade Federal de Campina Grande (UFCG) e ao programa de Pós-graduação em Horticultura Tropical e a todos aqueles que compõem o corpo docente, pelos ensinamentos transmitidos durante o mestrado.

Aos colegas que ajudaram nesta pesquisa, Máximo Antônio Correia Neto, Jackson Nôbrega e Márcio Santos da Silva que tanto se esforçaram para me auxiliar na implantação, andamento e avaliação do experimento. A todos em especial o meu muito obrigado.

A professora Lauriane Almeida dos Anjos Soares e aos PNPD Wellington Souto Ribeiro e Emanoela Pereira Paiva, agradeço de coração pela grande contribuição nas sugestões para a melhoria dessa dissertação.

Aos colegas de Pós-Graduação em Horticultura Tropical, pela amizade e convivência durante o curso de mestrado em especial a Marcio Santos da silva, Albert Einstein Mathias, Adriana Santos, Juliana Formiga e aos demais colegas da turma 2017.1.

A toda a equipe da secretaria de Pós-graduação, que sempre estiveram dispostos a auxiliar no dia-a-dia dos alunos.

A todos os meus amigos que construí nessa caminhada, que estarão guardados na minha memória e coração.

Com isso reconheço que esse trabalho não é somente uma conquista minha, mas de todos aqueles que trilharam o meu caminho durante essa Jornada.

MUITO OBRIGADO A TODOS!

LISTA DE FIGURAS

Pág.

- Figura 1.** Detalhe da planta (A), tronco (B), folhas de romãzeira (*Punica granatum* L.) (C). UFCG/CCTA, Pombal-PB, 2018. 13
- Figura 2.** Detalhe da flor (A), fruto (B) e sementes com de romãzeira (*Punica granatum* L.). UFCG/CCTA, Pombal-PB, 2018. 13
- Figura 3.** Coleta de estacas semilenhosa de romãzeira cv. Molar. UFCG/CCTA, Pombal-PB, 2018. 19
- Figura 4.** Mudanças de romãzeira em vasos de 8L. UFCG/CCTA, Pombal-PB. 2018.: 20
- Figura 5.** Número de ramos (A), comprimento da parte aérea (B), Número de folhas submetidas a doses de extrato de microalgas e número de folhas (C) de mudas de romãzeira submetidas à aplicação foliar doses dos extratos de *Spirulina platensis* e *Scenedesmus* sp. UFCG/CCTA, Pombal-PB, 2018. 23
- Figura 6.** Condutância estomática - gs (A) e concentração interna de CO₂ – Ci (B) de mudas de romãzeira submetidas a diferentes doses dos extratos de *Spirulina platensis* e *Scenedesmus* sp. UFCG/CCTA, Pombal-PB, 2018. 26
- Figura 7.** Fluorescência estacionária na luz – FS (A) em função do desdobramento da interação entre os tipos de microalgas e fluorescência máxima após adaptação a luz saturante – FMS (B) da romãzeira submetida a diferentes doses de extratos de microalga. UFCG/CCTA, Pombal-PB, 2018. 29
- Figura 8.** Eficiência quântica do FSII – Y de mudas de romãzeira submetidas a diferentes doses dos extratos de *Spirulina platensis* e *Scenedesmus* sp. UFCG/CCTA, Pombal-PB, 2018. 30
- Figura 9.** Taxa de transporte de elétrons de mudas de romãzeira submetidas a diferentes extratos de microalgas (A) e doses de extratos de microalgas (B). UFCG/CCTA, Pombal-PB, 2018. 30

LISTA DE TABELAS

Pág.

- Tabela 1.** Valores do potencial hidrogeniônico (pH) e condutividade elétrica (CEes) das diferentes soluções das microalgas *Spirulina platensis* e *Scenedesmus* sp., respectivamente, UFCG/CCTA, Pombal-PB, 2018. 19
- Tabela 2.** Análise química do substrato utilizado para produção das mudas de Romã, antes do uso da *Spirulina platensis* e do *Scenedesmus* sp. UFCG/CCTA, Pombal-PB, 2018.....20
- Tabela 3.** Resumo da análise de variância para o número de ramos (NR), comprimento da planta (CP), número de folha (NF) em mudas de romãzeira em função de diferentes doses dos extratos de *Spirulina platensis* e *Scenedesmus* sp. UFCG/CCTA, Pombal-PB, 2018..... 22
- Tabela 4.** Resumo da análise de variância para condutância estomática (gs), taxa de assimilação de CO₂ (A), transpiração (E), concentração interna de CO₂ (Ci), eficiência instantânea no uso da água (EUA) e a eficiência instantânea da carboxilação (EiC) em mudas de romãzeira em função de diferentes doses dos extratos de *Spirulina platensis* e *Scenedesmus* sp. UFCG/CCTA, Pombal-PB, 2018.....25
- Tabela 5.** Resumo da análise de variância das variáveis de fluorescência mínima da folha (F0), Fluorescência variável (Fv), fluorescência máxima (Fm), eficiência fotoquímica do Fotossistema II (Fv/Fm) em mudas de romãzeira em função de diferentes doses dos extratos de *Spirulina platensis* e *Scenedesmus* sp. UFCG/CCTA, Pombal-PB, 2018. 27
- Tabela 6.** Resumo da análise de variância para a fluorescência estacionária na luz (FS), fluorescência máxima após adaptação a luz saturante (FMS), fluorescência mínima em estado adaptado à luz (FO'), eficiência fotoquímica efetiva (Y) e a taxa de transporte de elétrons (ETR) em mudas de romãzeira em função de diferentes doses dos extratos de *Spirulina platensis* e *Scenedesmus* sp. UFCG/CCTA, Pombal-PB, 2018.....28

SUMÁRIO

SUMÁRIO	VIII
RESUMO	IX
ABSTRACT	X
1. INTRODUÇÃO	11
2. REFERENCIAL TEÓRICO	12
2.1 Características Morfológica e Econômica da <i>Punica granatum</i> L.....	12
2.2. Produção das Mudas de Romãzeira.....	14
2.3. Microalgas e sua Aplicação na Agricultura	15
2.3.1. Microalga - <i>Spirulina Plantesis</i>	16
2.3.2. Microalga - <i>Scenedesmus</i> sp.....	17
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	18
3.1. Localização e Delineamento Experimental	18
3.2. Procedimento Experimental	18
3.3. Preparo das Soluções com Microalgas.....	20
3.4 Variáveis Analisadas	20
3.4.1 Avaliações de crescimento	20
3.4.2 Variáveis fisiológicas	21
3.4.3 Análise estatística.....	22
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	22
5. CONCLUSÕES	31
6. REFÊRENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	33

RESUMO

GOMES, F.A.L. **Morfofisiologia da *Punica granatum* L. Cultivada Sob Estímulo de Nanopartículas de Microalgas.** 2019. 42 p. Dissertação (Mestrado em Horticultura Tropical) – Universidade Federal de Campina Grande, Pombal-PB¹.

As utilizações de microalgas vêm ganhando destaque no cenário agrícola, por ser um produto alternativo de forma bastante produtiva, que contém elementos essenciais para as plantas e se define como um bioestimulante. O objetivo deste trabalho foi avaliar a morfofisiologia de mudas de *Punica granatum* L. tratadas com nanopartículas de *Spirulina platensis* e *Scenedesmus* sp. em ambiente protegido. A pesquisa foi realizada no Centro de Ciências e Tecnologia Agroalimentar da Universidade Federal de Campina Grande, Pombal-PB, utilizando-se o delineamento inteiramente casualizado (DIC), com cinco repetições, em 40 parcelas experimentais. Foi adotado o esquema fatorial (2 x 4), tipos de microalgas x doses de aplicações (*Sp. Platensis*; *Scenedesmus* sp. x 0; 0,05; 0,10; 0,15%). Foram utilizadas 130 estacas semilenhosas, no qual houve um pegamento de 40 mudas vigorosas, usadas nos tratamentos da utilização das nanopartículas de microalgas. As mudas de romãzeira foram pulverizadas com nanopartículas de microalgas, após os 120 dias do plantio (DAP). Com 135 (DAP) foram realizadas as avaliações de comprimento da parte aérea e número de folhas no qual foi constatado aumento nas mudas acima das doses de 0,10% e o número de ramos novos com doses de 0,15%. As variáveis de trocas gasosas a condutância estomática e a concentração interna de CO₂, houve aumento nas mudas pulverizadas com *Sp. platensis*. As variáveis de fluorescência a taxa de transporte de elétrons, fluorescência estacionária na luz, fluorescência máxima após adaptação a luz saturante foi maior nas mudas pulverizadas com 0,10% de *Spirulina Platensis* e a eficiência quântica do FSII com *Scenedesmus* sp. As mudas de romã pulverizadas com as doses de 0,05 e 0,10% de *S Plantesis*. Com isso as doses das espécies de microalga aplicada promoveram uma maior absorção de luz pelos pigmentos fotossintetizantes. A não ocorrência de efeitos significativos sobre aspectos fisiológicos da planta pode estar associada a fatores do ambiente.

Palavras-chave: Ambiente Protegido, Fisiologia, Crescimento de Muda, *Spirulina platensis*, *Scenedesmus* sp.

¹ Orientadores: Prof.^a Railene Hérica Carlos Rocha Araújo; Lauriane Almeida dos Anjos Soares, CCTA/UFPG.

ABSTRACT

GOMES, F.A.L. **Morphophysiology Of The *Punica granatum* L. Cultivated Under The Stimulus of Nanoparticles of Microalgae.** 2019. 42 p. Dissertation (Masters in Tropical Horticulture) - Federal University of Campina Grande, Pombal-PB¹.

The use of microalgae has been gaining prominence in the agricultural scenario, since it is an alternative product in a very productive way, containing essential elements for plants and is defined as a biostimulant. The objective of this work was to evaluate the morphophysiology of seedlings of *Punica granatum* L. treated with *Spirulina platensis* and *Scenedesmus* sp. Nanoparticles protected environment. The research was carried out in the Center of Sciences and Technology Agrifood of the Federal University of Campina Grande, Pombal-PB, using the completely randomized design (DIC), with five repetitions, in 40 experimental plots. The factorial scheme (2 x 4), types of microalgae x doses of applications (Sp. *Platensis*, *Scenedesmus* sp. X 0, 0.05, 0.10, 0.15%) were adopted. A total of 130 seedlings were used, in which there was a glue of 40 vigorous seedlings used in the treatments of the use of microalgae nanoparticles. The pomegranate seedlings were sprayed with microalgae nanoparticles, after 120 days of planting (DAP). With 135 (DAP), the evaluations of shoot length and number of leaves were carried out in an increase of 0.10% in the seedlings and in the number of new branches with doses of 0.15%. The gas exchange variables were the stomatal conductance and the internal concentration of CO₂ that increased in Sp. *Platensis*. The fluorescence variables were the electron transport rate, stationary fluorescence in light; maximum fluorescence after adaptation to saturating light was higher in the seedlings sprayed with 0.10% of *Spirulina Platensis* and the quantum efficiency of FSII with *Scenedesmus* sp. The pomegranate saplings were sprayed at doses of 0.05 and 0.10% of S *Plantesis*. Thus, the doses of the applied microalgae species promoted a greater absorption of light by the photosynthetic pigments. The non-occurrence of significant effects on physiological aspects of the plant may be associated with environmental factors.

Keywords: Protected Environment, Physiology, Seedling Growth, *Spirulina platensis*, *Scenedesmus* sp.

¹ Mentors: Prof.^a Railene Hérica Carlos Rocha Araújo; Lauriane Almeida dos Anjos Soares, CCTA/UFCEG.

1. INTRODUÇÃO

As práticas agrícolas de produções sustentáveis reduzem ou substituem o uso de insumos químicos, por substâncias naturais ou biológicas, chamadas de bioestimulantes (DINIZ, 20011). Os bioestimulantes vegetais têm o poder de estimular e aumentar a absorção de nutrientes, tolerância a estresses abióticos e a qualidade dos produtos colhidos (EBIC, 2014). O uso de bioestimulantes é uma técnica alternativa com resultados favoráveis ao crescimento e desenvolvimento de cultivos (MÓGOR, et al., 2008). O aumento de produtividade, com produtos de alta qualidade motivou e continua motivando muitas empresas de pesquisas, tanto públicas quanto privadas a investir dinheiro em desenvolvimento de novas tecnologias que sanem esta necessidade do produtor e da sociedade (MÓRGAN, 2010).

Os bioestimulantes são misturas entre um ou mais biorreguladores com aminoácidos, enzimas, vitaminas ou sais minerais (CASTRO, 2006). Os bioestimulantes, aplicados via solo ou pulverização foliar, suplementam as plantas durante o plantio. O uso de formulações bioestimulante é justificado pelo baixo custo, é composto por obter vários nutrientes, considerados elementos essencial para as plantas. (SOUZA, 2003). Na recente realidade da atividade agrícola a utilização de microalgas vem ganhando destaque, por ser um produto de forma alternativo no qual é bastante produtiva, no qual se define como um bioestimulante, no qual é utilizado com o objetivo de aumentar a produção agrícola no campo (CHOJNACKA et al., 2012).

A *Spirulina platensis* é uma das principais espécies de algas usadas na agricultura e farmacéutica (GUEDES, et al., 2018). Na sua forma comercial, *S. platensis* tem um grande número de nutrientes essenciais que são absorvidos pela planta, sendo considerado como biofertilizante ou bioestimulante (ALY & ESSAWY, 2008; DIAS et al., 2016). As microalgas do gênero *Scenedesmus* também são utilizadas (LEE et al., 2008) tendo como principais constituintes as clorofilas *a* e *b*, xantofilas (luteína e prasinoxantina) e carotenóides α , β e γ (FONTANA, 2000). As microalgas podem estimular a rizogênese a aumentar o percentual de pega de estacas pelo conteúdo nutricional associado aos brassinosteróides. A morfofisiologia de mudas de mamoeiro sob adubação foliar com *Sp. platensis* (0,1%) aumenta a eficiência do uso da água (A/E) (ROCHA et al., 2017). A produtividade de tomateiro com biofertilizante a base de *S. subspicatus* (0,5 g L⁻¹) aumentou (GEMIM, 2016).

Nos sistemas de produção de frutíferas, durante a fase de implantação, o uso de microalgas pode ser aplicado com a finalidade de obter mudas com homogeneidade e boas

qualidades, assim, obtendo um rápido crescimento e produção no pomar. (FRANCO et al., 2006). A romãzeira (*Punica granatum* L.) é uma frutífera adaptada a regiões áridas e semiáridas e a frutificação ocorre durante todo o ano (ALMEIDA, 2017). O cultivo de romãzeira vem ganhando destaque no mercado, no qual os produtores, buscam mudas de boas qualidades, para obter um pomar com homegeneidade (FERREIRA, 2017).

A propagação de *P. granatum* ocorre principalmente via semente sendo um método demorado e que resulta em variabilidade genética que não é economicamente viável (TAKATA et al., 2014). A romãzeira também pode ser propagada por estaquia, mas com baixo percentual de pegamento (PAIVA et al., 2015a). A utilização de reguladores exógenos como os polissacarídeos ativos e oligossacarídeos derivados de algas, podem ser aplicados nas plantas com a finalidade de estimular o crescimento, desenvolvimento e agir na defesa das plantas. (GONZALEZ et al., 2013).

Neste sentido, objetivou-se com o presente trabalho avaliar a morfofisiologia de mudas de *Punica granatum* L. tratadas com nanopartículas de *Spirulina platensis* e *Scenedesmus* sp. em ambiente protegido.

2. REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 Características Morfológicas e Econômicas da *Punica granatum* L.

A romãzeira *P. granatum* L. é um arbusto com estatura variando de 2,00 a 10,0 m (Figura 1A), com caule curto e casca fina, ramificado ou não ramificado (Figura 1B). Os ramos são acinzentados ou marrom-avermelhados quando jovem (LEVIN, 2006; ASHTON et al., 2006). Esta espécie é semidecídua, com copa arredondada, folhas pequenas (3-7 cm), simples, glabras, coriáceas, opostas, oblogolanceoladas, com pecíolo pequeno e coloração verde-clara (Figura 1C) (HOLLAND et al., 2009; OLIVEIRA et al., 2010). Esta espécie é asiática e amplamente cultivada em todos continentes, como nos países de climas tropicais e subtropicais (KAHRAMANOĞLU & USANAMAZ, 2016).

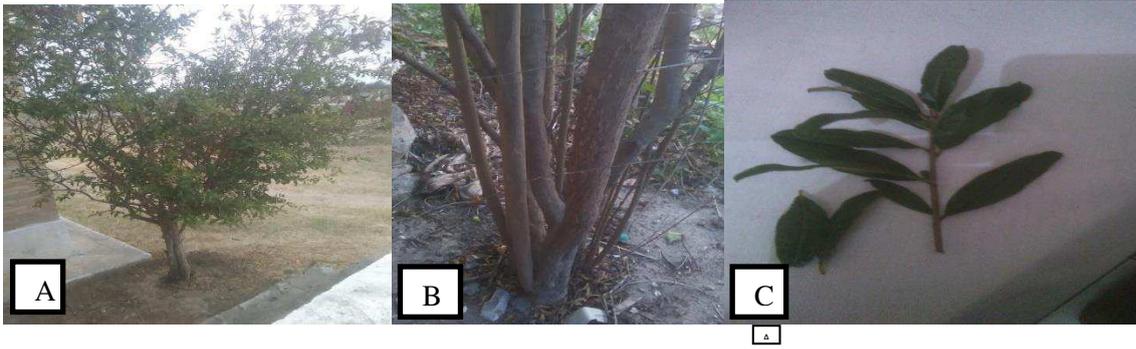


Figura 1. Detalhe da planta (A), tronco (B), folhas de romãzeira (*Punica granatum* L.) (C). UFCG/CCTA, Pombal/PB, 2018. **Fonte:** Gomes, 2018.

Suas flores surgem cerca de um mês após a brotação de ramos novos desenvolvidos no mesmo ano. As flores geralmente ocorrem em esporas, podem aparecer de forma solitária, em pares ou em clusters podendo ser vermelhas, laranjas ou rosas. O cálice da flor é tubular e ovário inferior com vários lóculos, com pétalas de cor vermelha-brilhantes e lanceoladas, seus estames são numerosos, livres, carregados em tubo de cálice e filamentos livres (Figura 2A) (HOLLAND et al., 2009; HUMMER et al., 2012). As flores são perfeitas podendo ser hermafrodita, macho e formas intermediárias. As flores são autopolinizadas, entretanto algumas espécies de romãzeira não realizam a autofertilização, com isso o processo de fertilização se dá através dos polinizadores naturais, como abelhas (KAHRAMANOĞLU & USANAMAZ, 2016).



Figura 2. Detalhe da flor (A), fruto (B) e sementes com de romãzeira (*Punica granatum* L.). UFCG/CCTA, Pombal/PB, 2018. **Fonte:** Gomes, 2018.

Os frutos são compostos, baga globosa, com casca coriácea, amarela ou avermelhada multilocular (Figura 2B), tendo várias sementes angulosas, cobertas por tegumento espesso e polposo (Figura 2C), com pladibilidade doce ligeiramente ácido (GOMES, 2007). Seu consumo se dá de forma *in natura*, grão em grão, geleias, saladas, guarnição de pratos, molhos, sucos e de um vinho conhecido como “grenadine” (SUZUKI, 2016).

A *P. granatum* cresce em diferentes condições agroclimáticas que variam de clima tropical a temperado (LEVIN, 2006; JALIKOP, 2007). Seus frutos foram valorizados por antigas culturas como um símbolo de beleza e fertilidade (STILL, 2006). O centro de origem

se localiza na Ásia central (HOLANDA et al., 2009) sendo Nativa da região que abrange o Irã até o Himalaia e com isso houve a sua expansão levada para a China por volta de 100 A.C. (STOVER & MERCURE, 2007).

Mortan (1987), afirma que o cultivo das romãs foi levado para a Europa no ano 800 pelo Império Romano, chegando à Espanha, de onde foi distribuída para América Central, México e América do Sul. A romãzeira é considerada uma das cinco primeiras espécies cultivadas por ter começado por volta de 3000-4000 A.C, no norte do Irã e os Himalaias no norte da Índia (LYE, 2008). A diversidade genética da romãzeira compreende cerca de 500 variedades, sendo distribuídas cerca de 50 variedades de forma comerciais em todos os continentes da terra (IPGRI, 2001).

Sendo produzida em países tropicais e subtropicais, nos países do Mediterrâneo, a Índia, o Irã e a China são os maiores produtores mundiais. Alguns países das Américas estão crescendo consideravelmente, especialmente os Estados Unidos. Dessa forma outros países como a Argentina, Brasil, Peru, Chile, Israel e Africa do Sul também são produtores (SUZUKI, 2016). O Irã e a Índia são os maiores exportadores de romã em 2014 três milhões de toneladas de frutos foram exportados (KAHRAMANOĞLU & USANAMAZ, 2016).

A produção de romã no Brasil é relatada por Suzuki (2016), que descreve que o crescimento e a busca por esse fruto teve incremento a partir dos anos 2000. Barros (2011), afirma que a cultura esta sendo explorada com a intenção de inseri-la no mercado brasileiro de frutas e pode aproveitar suas partes não comestíveis, por conta de suas características nutricionais e funcionais.

Segundo dados da Central de Abastecimento de São Paulo em 2010, 165 toneladas da fruta em 2001, 232 t em 2002, 219 t em 2003 e 187 t no ano de 2004 (CEAGESP, 2010).

A romã (*Punica granatum L.*) é o 115º produto mais comercializado na CEAGESP. No ano de 2017 foram comercializadas 618,52 toneladas de romã. Os principais Países que enviam Romã para o Entrepósito Terminal de São Paulo são: Espanha (25%), Estados Unidos (16%), Uruguai (5,6%). Os principais municípios brasileiros que enviam romã são: Valinhos -SP (6,35%), Petrolina – PE (5,6%) e Taquaritinga – SP (3,75%) (CEAGESP, 2017).

2.2. Produção das Mudanças de Romãzeira

Na produção de mudas de qualidade, fatores como cultivares, estágio de desenvolvimento, substrato, reguladores de crescimento, além das diferentes condições ambientais, inerentes a cada época do ano, podem interferir no processo de enraizamento das

estacas (BIAZATTI, 2013).

As mudas de romãzeira podem ser produzidas de forma assexuada, pelos métodos da estaquia (PAIVA et al., 2015b), alporquia e enxertia (MAITY et al., 2012) e de forma sexuada via semente, entretanto, a propagação seminífera se trata de uma forma limitada por apresenta uma sacrotesta que envolve as sementes de romãzeira comprometendo a sua germinação, sendo assim lenta e desuniforme (ASHTON et al., 2006).

Para Pimenta et al., 2007, o crescimento dos órgãos vegetais, de forma especial as raízes, é considerado entre as funções biológicas das auxinas, no qual auxilia o estabelecimento de plântulas, principalmente, em tempos menos favoráveis para o desenvolvimento das plantas no campo.

A aplicação de biofertilizantes também pode ser considerado um fator importante para a produção de mudas de romãzeira de boa qualidade, sendo bastante empregados na agricultura orgânica, como um fertilizante ecológico com baixo custo de aquisição, com ação direta no fornecimento de nutrientes essenciais no processo de produção de mudas (GUEDES et al., 2018).

2.3. Microalgas e sua Aplicação na Agricultura

A conservação ambiental é tratada na agricultura de forma desafiadora querendo encontrar meios para que a humanidade equilibre o desenvolvimento tecnológico para obter a sustentabilidade. Com o crescimento populacional mundial nos últimos anos houve uma maior crescente demanda por alimentos deixando a agricultura com um alto custo ambiental de insumos agroquímicos sintéticos no qual acontece degradação ambiental (GOMES, 2004). Com isso, produtos alternativos, foram desenvolvidos com o objetivo de inserir produtos naturais com a intuição de haver efeito no vegetal para o crescimento e desenvolvimento da plantas, visando assim aumento da produtividade nos sistemas agrícolas sustentáveis. A produção de produtos sustentáveis se direciona a preocupação ambiental. Dessa forma, as microalgas surgem como fonte de compostos naturais de promoção de plantas (ARIOLI et al., 2015).

Através das informações contidas na literatura e resultados de pesquisas sobre as microalgas resulta-se, nos últimos anos a diversos trabalhos sugerem que o uso de microalgas como bioestimulantes na produção de mudas vem ganhando destaque na agricultura alternativa com o objetivo da obtenção do melhor desenvolvimento e crescimento vegetal.

O potencial biotecnológico das microalgas se caracterizar com a identificação de

várias substâncias sintetizadas por esses organismos (SINGH et al., 2016), incluindo poliaminas (HOSOYA et al. 2005; INCHAROENSAKDI et al., 2010). Nesta vertente, Wally et al., 2013, afirmam que o efeito das microalgas estão diretamente ligados com seu poder hormonal vegetal (giberilina, ácido abscico, citocininas e auxina). Além dos compostos bioativos, como os polissacarídeos (STADNIK & FREITAS 2014), poliaminas (PAPENFUS et al. 2012) e os extratos de sinalização vegetal, estando presente nas células dos vegetais com transições de desenvolvimento (VERA-SIRERA et al., 2010).

A utilização da biomassa de microalgas como biofertilizantes ou bioestimulantes é tratada como objeto de estudos recentes. Em algumas pesquisas se relata que o extrato celular de *Acutodesmus dimorphus* e a biomassa seca foram capazes de desencadear uma germinação mais rápida e melhorar crescimento e emissão floral em tomate (GARCIA-GONZALEZ & SOMMERFELD, 2016). A adição de biomassa de *Chlorella vulgaris* ao solo melhorou o crescimento de mudas de alface (FAHEED & ABD-EL FATTAH 2008). Espécies de cianobactérias promoveram efeitos positivos na germinação de sementes e no crescimento vegetal em trigo e ervilha, respectivamente (HUSSAIN & HASNAIN, 2011; OSMAN et al., 2010).

Yee et al., 2012, avaliando a utilização da *Spirulina Plantesis* como agente de biofortificação para aumentar os níveis de zinco em cultivares de *Amaranthus gangeticus*, *Phaseolus aureus* e tomate, verificaram que os resultados obtidos enfatizaram a aplicação de *Spirulina platensis* aumenta o nutriente mineral em plantas como recurso renovável não poluente, barato, utilizável para manter a fertilidade do solo.

A cianobactéria *Arthrospira platensis* (*Spirulina platensis*) como biomassa é rica em proteína com 60%. Esta biomassa é utilizada em hidrolisados de proteínas com biocompostos valiosos, incluindo os ácidos lamino (ZHANG & ZHANG, 2013; LISBOA et al., 2016), L-arginina e L-ornitina. A descarboxilação destes aminoácidos faz parte da biossíntese de poliaminas (LIMA et al., 2008). A presença de PAs em cianobactérias, aliada à melhoria potencial na liberação de compostos bioativos por hidrólise (ZHANG & ZHANG, 2013; KIM et al., 2007, afirmam que o hidrolisado de *Spirulina p.* tem o poder de promover crescimento de planta.

2.3.1. Microalga - *Spirulina Plantesis*

Entre tantas espécies de microalgas existente a *Spirulina platensis* se define como uma cianobactéria de forma filamentosa com cor verde-azulada, podendo ser encontrada em solos,

pântanos, lagos alcalinos e águas salobras, marinhas e doces (RICHMOND, 1990). Através da fotossíntese convertem os nutrientes em matéria celular e libera oxigênio (AMBROSI et al., 2008).

A *Spirulina platensis* é definida como um organismo de forma primitiva e que se teve sua origem por volta de 3,5 bilhões de anos. Sua comercialização se dá em vários países para fins terapêuticos e nutricionais por conter proteínas e vitaminas (BENNEMAN Jr., 1988; GARCIA, 2016).

Em meios a exploração da *S. plantesis*, pesquisadores afirmam que os benefícios à saúde humana são bastante relevantes, sendo utilizado como um complemento alimentar, por conter alto níveis de proteínas (64 a 74%), vitaminas do complexo A, B, B2, B6, B12, E e D, minerais, carboidratos, carotenóides, betacaroteno, xantófilo e ácido γ -linolênico, além de atividade antioxidante (SHABANA et al., 2017). Os ácidos graxos essenciais, ácido linolênico também estão presentes (DINESHKUMAR, 2015).

Na agricultura o extrato de *S. plantesis*. trata-se de uma substância biologicamente ativa (LIAUA et al., 2010), com conteúdos nutricionais como o polissacarídeos sulfatados, pigmentos carotenóides, fitocossóis, peptídeos bioativos, polinsaturados ácidos graxos, taurina, polifenóis, minerais e vitaminas (ANTONISAMY, 2011; GRUPTA et al., 2011).

De acordo com Guedes, et al., (2018), utilizando concentrações diferentes de biofertilizante a base de *Spirulina platensis* na produção de mudas de mamoeiro ‘Formosa’ e ‘Papaya’, verificou melhorias no desempenho agrônômico com as doses de 1,6% e 2,0% de *Spirulina platensis* resultando em maior acúmulo de nitrogênio e fósforo, respectivamente, na massa seca das folhas de mamoeiro ‘Formosa’..

Diferentemente, Silva et al. (2017) estudando a aplicação do fertilizante orgânico a base de *Spirulina platensis* aplicado via foliar na alface ‘Elba’, não observaram efeito significativo do fertilizante no crescimento, produção e teores de N, P, Na e K vegetal e parâmetros fisiológicos.

2.3.2. Microalga - *Scenedesmus* sp.

A Microalga *Scenedesmus* sp. é definida como uma espécie de microalga de forma aquática, que habita ambientes como lagos de água doce e rios (KIM et al., 2007). É pertencente ao grupo das algas verdes do domínio Eukarya, Chlorophyta da classe Euhlorophyceae, ordem Chlorococcales da família Scenedesmaceae (RAMOS et al., 2007). Trata-se de seres clorofilados unicelulares e uninucleadas, com forma elipsoidal e suas

colônias são planas formadas por 5 - 6 células cujos eixos mais longos são paralelos entre si (DZUMAN, 2013). Sua contituição é feita por células elipsoidais, fusiformes ou ovoides. As células apresentam ou não dois espinhos. São algas de superfície, que produzem odor e sabor de capim nas águas e vivem bem em meios com alto teor mineral e efluentes contaminados (D'AQUINO & SCHROEDER, 2009).

O tamanho das microalgas *Scenedesmus* sp. pode variar entre 3 a 31 μm segundo a espécie (GODINHO et al., 2010). Devido ao tamanho pequeno não se locomovem, suas colônias são constituídas por células alinhadas em uma placa plana (CHAICHALERM et al., 2012).

A utilização dessa microalga é importante para a produção de biomassa que é usada na agricultura, em tratamento de águas nas lagoas que foram oxidadas e nos tratamentos de efluentes de lagares e de águas residuais urbanas (MIRANDA, 2011).

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Localização e Delineamento Experimental

O experimento foi desenvolvido em ambiente protegido (casa de vegetação) do Centro de Ciências e Tecnologia Agroalimentar - CCTA da Universidade Federal de Campina Grande - UFCG, localizado no município de Pombal, Paraíba, PB, nas coordenadas geográficas 6°47'20" de latitude e 37°48'01" de longitude, a uma altitude de 194 m. O delineamento utilizado foi o inteiramente casualizado (DIC) com esquema fatorial (2 x 4), sendo dois tipos de microalgas e quatro doses das soluções com microalgas (0; 0,05; 0,10; e 0,15%) com cinco repetições, totalizando 40 parcelas experimentais.

3.2. Procedimento Experimental

Foram utilizadas 130 estacas semilenhosas de 15 cm de comprimento, com diâmetro de 4 a 5 mm sendo retiradas da porção mediana do ramo de matrizes vigorosas e sadias de romãzeiras da variedade 'Molar', as folhas foram retiradas das estacas sem danificar as gemas. A coleta das estacas foi realizada pela manhã com tesoura de poda (Figura 3A), sendo colocadas em caixa de isopor entre camadas de papel toalha umedecidas, e posteriormente foram lavadas em água corrente e desinfestadas com solução de hipoclorito de sódio a 2% por 5 minutos. Duas incisões em bisel foram feitas na base com 1 cm de comprimento no qual foram plantadas sob uma profundidade de 2 a 3 mm (Figura 3B).



Figura 3. Coleta de estacas semilenhosa de romãzeira cv. Molar. UFCG/CCTA, Pombal-PB, 2018.
Fonte: Gomes, 2018.

As estacas foram plantadas enterrando 2/3 da base em sacos de polietileno (20 x 25 cm) contendo substrato constituído por Solo, substrato Basaplant[®] e esterco bovino curtido com a seguinte proporção 1:1:1. O substrato foi previamente esterilizado em autoclave a 127 °C e 1,5 atmosfera de pressão. A análise química do substrato foi realizada no laboratório de solos do CCA/UFPB. (Tabela 2).

Tabela 1. Análise química do substrato utilizado para produção das mudas de Romã, antes do uso da *Spirulina platensis* e do *Scenedesmus* sp. UFCG/CCTA, Pombal-PB. 2018.

pH	Características Químicas										
	S-SO ₄ ²⁻	P	K ⁺	Na ⁺	Ca ⁺²	Mg ⁺²	Al ³⁺	H+Al	SB	CTC	MO
H ₂ O 1:2,5	mg/dm ³	mg/d m	cmol _c /dm ³						cmol _c /dm ³		g kg ⁻¹
6,1	-	337,21	416,22	0,36	10,95	1,91	0,00	6,86	14,29	21,17	41,36

pH= Potencial Hidrogeniônico; S-SO₄²⁻ = Sulfato; K⁺ = Potássio; Na⁺= Sódio; Ca²⁺= Cálcio; Mg⁺²= Magnésio; Al⁻³= Alúminio; H+Al= Hidroxido de Alúminio; SB=soma de bases; CTC = capacidade de troca de cátions total; M.O= matéria orgânica.

As estacas plantadas foram cultivadas em casa de vegetação coberta por sombrite com 50% de luminosidade. A temperatura e umidade relativa média foram de 36,5 °C e 42%, respectivamente. As irrigações foram feitas diariamente no início da manhã e fim de tarde, de forma manual, com base na necessidade hídrica das plantas, sob o método de lisimetria de drenagem. Após 90 dias do plantio (DAP) das estacas, foi obtido o índice de pegamento de 30%, correspondendo a cerca de 40 mudas, com características vigorosas (Figura 4), com várias brotações de ramos formados, desta forma as mudas foram transplantadas, para vasos de 8 litros contendo o mesmo substrato constituído por Solo, substrato Basaplant[®] e esterco bovino curtido com a proporção de 3:1:1. O ataque por pulgões foi controlado com detergente neutro e óleo de soja na proporção de 1:2. A poda de formação foi realizada 15 dias após o

transplântio (105 DAT), deixando-se duas brotações laterais jovens. Todas as mudas foram padronizadas por um determinado tamanho sob as brotações jovens.



Figura 4. Mudas de romãzeira em vasos de 8 L. UFCG/CCTA, Pombal-PB. 2018. **Fonte:** GOMES, 2018.

3.3. Preparo das Soluções com Microalgas

Para a obtenção das soluções com as doses propostas foram pesadas em balança analítica as seguintes quantidades: 0% - 0 g, 0,05% - 0,125 g, 0,10% - 0,250 g e 0,15% - 0,375 g, diluídas em 250 mL de água destilada, sob agitação constante até completa dissolução. De cada volume utilizou-se 50mL por planta, sob parcela única. Após o preparo de cada solução, as mesmas foram avaliadas quanto ao pH e condutividade elétrica (25 °C) (Tabela 1). As soluções de microalgas das espécies foram pulverizadas atingindo todas as folhas da muda, após os 120 dias após o plantio (DAP) levando em consideração cada tratamento.

Tabela 2. Valores do potencial hidrogeniônico (pH) e condutividade elétrica (CEes) das diferentes soluções das microalgas *Spirulina platensis* e *Scenedesmus sp.*, respectivamente, UFCG/CCTA, Pombal-PB, 2018.

Microalgas	Concentrações das soluções (%)	Potencial hidrogeniônico	Condutividade elétrica (dS m ⁻¹)
<i>Spirulina platensis</i>	0,05	6,6	14,20
<i>Spirulina platensis</i>	0,10	6,8	26,46
<i>Spirulina platensis</i>	0,15	6,4	105,7
<i>Scenedesmus sp.</i>	0,05	6,7	48,91
<i>Scenedesmus sp.</i>	0,10	6,8	56,07
<i>Scenedesmus sp.</i>	0,15	6,8	95,82

3.4 Variáveis Analisadas

3.4.1 Avaliações de crescimento

As seguintes variáveis foram avaliadas com 135 (DAP). o número de ramos novos na

planta (NRN) no qual foi feita a contagem das brotações novas verificadas após a aplicação dos tratamentos; comprimento da planta (CP) no qual foi feita com o auxílio de uma régua e o número de folhas (NF) no qual eram contabilizadas as folhas verdes claras provenientes de brotações novas.

3.4.2 Variáveis fisiológicas

Os parâmetros fisiológicos foram avaliadas 45 dias após o transplântio (135 DAP). As trocas gasosas mensuradas com o analisador de gás carbônico a infravermelho portátil (IRGA), modelo LCpro+ portable photosynthesis system (ADC BioScientific Limited, UK), operando com fluxo de fótons fotossintéticos de $1.200 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ em condições ambientais de temperatura do ar e concentração interna de CO_2 entre 7 e 9 horas da manhã (MAGALHÃES-FILHO et al., 2008). Foram avaliadas as seguintes variáveis: condutância estomática (gs) ($\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$), taxa de assimilação de CO_2 (A) ($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$), transpiração (E) ($\text{mmol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) e concentração interna de CO_2 (Ci), ($\mu\text{mol mol}^{-1}$), com o uso desses dados foram calculadas a eficiência instantânea no uso da água (EUA) (A/E) [$(\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}) (\text{mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1})^{-1}$] e a eficiência instantânea da carboxilação (EiC) (A/Ci) [$(\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}) (\mu\text{mol mol}^{-1})^{-1}$] (KONRAD et al., 2005).

As determinações da fluorescência da clorofila *a* foram feitas nas mesmas folhas utilizadas nas análises das trocas gasosas, no qual foram determinadas as folhas jovens de cor mais intensa, assim foi, utilizando um fluorômetro portátil Plant Efficiency Analyser –PEA II[®] (Hansatech Instruments Co., UK). As folhas selecionadas para a análise foram pré-adaptadas ao escuro, com clips apropriados, e após um período de 30 minutos foram feitas as leituras, realizadas aos 45 DAT, realizadas após as avaliações de trocas gasosas e sendo avaliadas em folhas jovens. As variáveis avaliadas foram: fluorescência inicial (F0), fluorescência variável (Fv), fluorescência máxima (Fm) e eficiência fotoquímica do Fotossistema II (FSII), calculada pela razão entre Fv e Fm.

Determinados os parâmetros da fluorescência da clorofila do estado adaptado ao escuro, à mesma folha foi submetida à luz actínica associada à luz vermelha distante, permitindo a obtenção de FS (fluorescência quando os processos de transporte de elétrons e as reações bioquímicas de redução do carbono acopladas estão equilibrados), FMS (fluorescência máxima em estado adaptado à luz) e FO' (fluorescência mínima em estado adaptado à luz). A partir desses parâmetros foram calculadas a eficiência fotoquímica efetiva (Y) e a taxa de transporte de elétrons (ETR).

3.4.3 Análise estatística

Os dados obtidos foram avaliados mediante análise de variância pelo teste ‘F’. Nos casos de significância, foi realizado teste de Tukey ($p < 0,05$) para os tipos de microalgas e análise de regressão para as doses das soluções com microalgas, utilizando-se o software SISVAR versão 5.6 (FERREIRA, 2011).

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

De acordo com os resultados da análise de variância (Tabela 3), analisa-se o número de ramos novos, o comprimento da parte aérea e o número de folhas em função das diferentes doses dos extratos de microalgas, onde se observou diferença significativa ($p < 0,05$), aos 45 DAT. Por meio de desdobramento dos fatores (Tabela 3), foi constatado efeito significativo dos tipos de microalgas e doses dos extratos apenas o número de folhas da romãzeira.

Tabela 3. Resumo da análise de variância para o número de ramos (NR), comprimento da planta (CP), número de folha (NF) em mudas de romãzeira em função de diferentes doses dos extratos de *Spirulina platensis* e *Scenedesmus* sp. UFCG/CCTA, Pombal-PB, 2018.

Fontes de variação	GL	Quadrados médios		
		NR	CP	NF
Microalgas	1	0,62 ^{ns}	21,75 ^{ns}	2,50 ^{ns}
Doses	3	30,15*	104,9*	13,66*
M x D	3	9,42 ^{ns}	16,62 ^{ns}	18,56*
Resíduo	32	10,23	35,98	4,71
CV(%)		25,05	24,25	25,5
Média		12,77	24,73	8,50

^{ns} não significativo; * significativo a 5% de probabilidade.

Para o número de ramos novos constatou-se efeito significativo para as doses de extrato de microalgas, independente do tipo de microalga utilizado, onde os dados se ajustaram ao modelo quadrático crescente, com o máximo incremento na maior dose (0,15%) nesta dose as plantas de romãzeira emitiram em média 15 ramos novos por planta (Figura 5A), com acréscimo de 4,05% quando comparada a não aplicação de extratos de microalgas (0%).

O aumento no número de ramos novos nas mudas pulverizadas com *Sp. platensis* e

Scenedesmus sp. Constata-se que essas microalgas apresentam em sua constituição substâncias estimuladoras como hormônios vegetais sendo uns deles os brassinosteróides (BRs), no qual têm a função de promover a estimulação nas brotações novas e se associando com substâncias hormonais como as auxinas e as giberilinas que também agem na função de crescimento e desenvolvimento das mudas (TANAKA et al., 2003; FREITAS, 2010).

Conforme Hartmann et al. (2011), o desenvolvimento e crescimento inicial de ramos em estacas se deve a substâncias endógenas, no qual são originadas nos próprios vegetais, no qual estimulam o desenvolvimento de novos brotos, dessa forma a aplicação de extratos oriundos da biomassa de microalgas são absorvidos nos tecidos vegetais assim promovendo estímulos hormonais, que por meio da expressão e sinalização de genes (YAKHIN et al., 2017).

O desenvolvimento e crescimento inicial de brotações ocorrem, principalmente, devido a reservas orgânicas que são absorvidas através das aplicações das microalgas e assim, demonstrando que essa condição influencia mais nessas variáveis do que o tipo de substrato utilizado para a estaquia, com isso relaciona que, Ferreira, 2017, aplicou ácido indolbutírico na propagação vegetativa de romãzeira e foi constatado que a eficiência do produto foi inferior a aplicação de microalgas testada nesse presente trabalho.

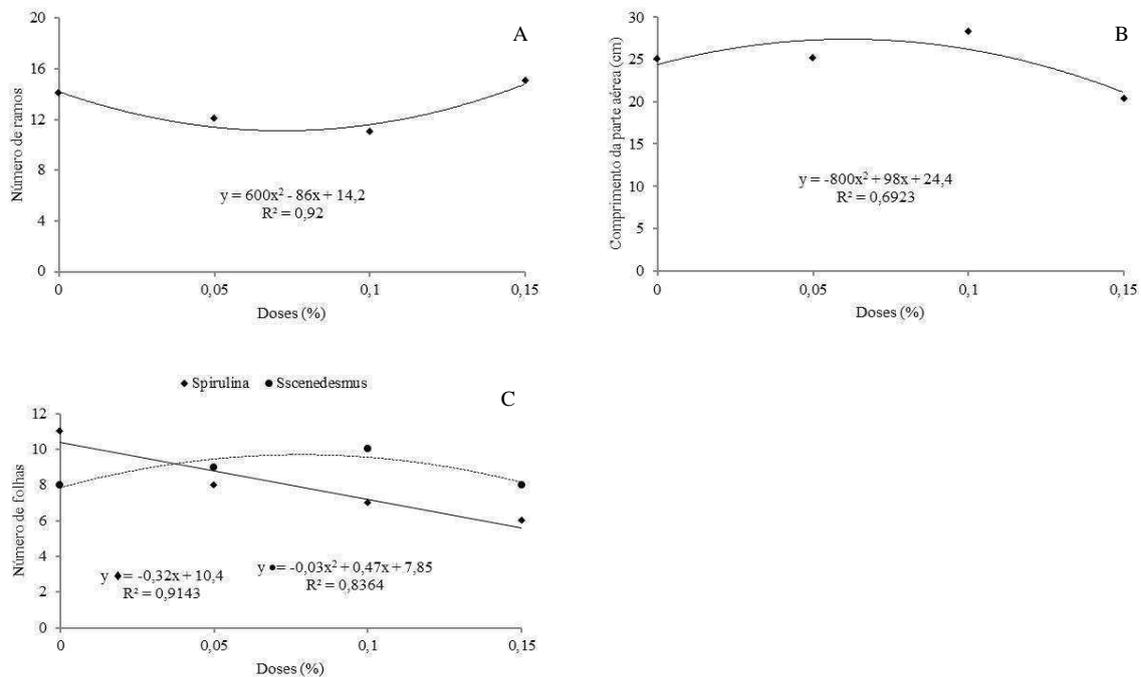


Figura 5. Número de ramos (A), comprimento da parte aérea (B), Número de folhas submetidas a doses de extrato de microalgas e número de folhas (C) de mudas de romãzeira submetidas à aplicação foliar doses dos extratos de *Spirulina platensis* e *Scenedesmus* sp. UF CG/CCTA, Pombal-PB, 2018.

Em relação ao fator dose de extratos de microalgas o modelo ao qual os dados se

ajustaram em termos de comprimento da parte aérea aos 45 DAT, foi o quadrático (Figura 5B), onde nota-se resposta positiva no fornecimento do extrato de microalgas na dose de 0,05%, obtendo com esta o máximo comprimento da parte aérea estimada em 27,30 cm, com incremento de 22,71% quando comparada a maior dose de extrato (0,15%). Constatou-se ainda na Figura 2B, que a dose de 0,10% proporcionou comprimento da parte aérea de 26,2 cm, ou seja, valor esse, próximo ao maior comprimento da parte aérea encontrado.

Este incremento promovido pelo uso de extratos de microalgas se deve ao conteúdo de substâncias contidas em sua constituição, destaca-se a presença de hormônios de crescimento como auxinas, citocininas, giberelinas, ácido abscísico, etileno e outros compostos como betaínas, brassinosteróis, jasmonatos, poliaminas que promovem efeitos biológicos, estimulando o crescimento e desenvolvimento vegetal (KHAN et al., 2009; SAA et al., 2015; MICHALAK et al., 2016).

A redução do comprimento da parte aérea da romãzeira pulverizadas com doses acima de 0,10% de *S. Plantensis*. e *Scenesdesmus* sp. Pode está associada a algum desbalanceamento hormonal, podendo ser explicado, pois, quando a planta está em fase de muda e está se desenvolvendo demais, é porque há excesso da substância, como os brassinoteróides, que atuando na planta, na função de crescimento, com isso inibe, também, a produção de outros hormônios importantes para o vegetal, assim, proporcionado pelo excesso de fitohormônios provenientes das microalgas, pois extratos aquosos de *S. Plantensis* e *Ascophyllum nodosum* pode conter altos índices de citocininas que em quantidades desbalanceadas podem desenvolver interações sinérgicas ou antagônicas, comprometendo os processos fisiológicos afetando outras características da planta, como produção de biomassa e sementes (WALTERS & HEIL, 2007; KEMPEL et al., 2011; KUMAR et al., 2014). Portanto, o efeito do extrato de algas no crescimento da planta depende da dose, método, tempo de aplicação e cultivar selecionada (ANISIMOV & CHAIKINA, 2014; CARVALHO et al., 2014).

Verificou-se aos 45 DAT (Tabela 3), efeito significativo para interação entre os tipos de microalgas e as doses dos extratos sobre o número de folhas. De acordo com as equações de regressão (Figura 5 C), houve efeito linear decrescente no número de folhas das plantas submetidas à microalga *S. platensis* com decréscimos na ordem de 46,15% quando se compara a maior dose com a ausência dos extratos de microalgas; porém quando foi adotada a aplicação com extratos de *Scenesdesmus* sp., verifica-se melhor ajuste dos dados ao modelo quadrático, com maiores número de folhas obtidos nas doses de 0,05% e 0,10% com 9,45 e 9,55 folhas por planta, respectivamente (Figura 5 C). O efeito promovido pela aplicação dos extratos pode estar associado a sua constituição química e concentração testada, uma vez que

contém uma diversidade de componentes, como macro e micronutrientes e reguladores de crescimento que dependendo da concentração aplicada podem promover efeitos diretos e indiretos sobre o crescimento vegetal (CASTELLANOS-BARRIGA, et al., 2017).

O uso de microalgas associado ao crescimento das plantas foi constatado em diversos trabalhos como em Guedes et al., (2018), estudando produção de mudas de mamão produzidas sob doses de *S. platensis* verificaram acréscimos no comprimento da planta com o aumento das aplicações e doses desta microalga. Silva et al. (2016), trabalhando com o extrato de *Ascophyllum nodosum* constataram que a dose de 2 ml L⁻¹ favoreceu o crescimento de *Annona glabra* L. Já Garcia et al. (2014) e Rocha et al. (2017), avaliando o efeito do extrato das microalgas *A. nodosum* e *S. platensis* em mudas de cajueiro e mamoeiro, respectivamente, constataram que as concentrações do extrato não influenciaram na variável altura das mudas nas concentrações estudadas.

Em relação à análise de variância referente aos parâmetros fisiológicos, houve efeito dos tipos de microalgas apenas para a condutância estomática (gs) e concentração interna de CO₂ (Ci). Com as diferentes doses dos extratos de microalgas aconteceu o contrário, sem diferenças entre elas aos 45 DAT. De forma semelhante, com relação à interação entre os fatores (Microalgas x Doses dos extratos) não se constata significância nas variáveis fisiológicas estudadas (Tabela 4).

Tabela 4. Resumo da análise de variância para condutância estomática (gs), taxa de assimilação de CO₂ (A), transpiração (E), concentração interna de CO₂ (Ci), eficiência instantânea no uso da água (EUA) e a eficiência instantânea da carboxilação (EiC) em mudas de romãzeira em função de diferentes doses dos extratos de *Spirulina platensis* e *Scenedesmus* sp. UFCG/CCTA, Pombal-PB, 2018.

Fonte de Variação	G.L	Quadrados médios					
		gs	A	E	Ci	EUA	EiC
Microalgas	1	0,01122*	0,00001 ^{ns}	0,059 ^{ns}	6812,10**	1,51 ^{ns}	0,000087 ^{ns}
Doses	3	0,00348 ^{ns}	3,0129 ^{ns}	0,297 ^{ns}	1041,33 ^{ns}	1,17 ^{ns}	0,000075 ^{ns}
M x D	3	0,00211 ^{ns}	12,614 ^{ns}	0,208 ^{ns}	485,96 ^{ns}	4,17 ^{ns}	0,000219 ^{ns}
Resíduo	32	0,002008	4,6976	0,403	405,82	1,76	0,000085
CV(%)		30,5	26,9	22,6	7,47	44,4	30,3
Média		0,14	8,04	2,80	269,7	2,98	0,03

^{ns} não significativo; * significativo a 5% ** significativo a 1% de probabilidade.

Dentre as microalgas analisadas, independente da dose de extrato, a aplicação de *S. Platensis*. promoveu maior condutância estomática da romãzeira (0,164 mol H₂O m⁻² s⁻¹),

superando a microalga *Scenedesmus* sp. em 26,2%, com valores médios de $0,130 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$. (Figura 6A). Esse feito pode ser atribuído à quantidade de aminoácidos contidos na biomassa do extrato, uma vez que estes atuam como moduladores da abertura estomática, e assim, controlam a condutância estomática e a taxa fotossintética da planta (CRISTIANO et al., 2018). A alta CE nas doses acima de 0,10% de microalgas pode induzir um estresse salino com reflexo na redução da gs para a economia de água e melhoria na eficiência do uso da água (WARREN et al., 2004; CHAVES et al., 2009). De acordo com tabela 1, afirma que as microalgas com valores acima de 0,10% apresentam uma CE maior, em relação aos valores iniciais aplicados. De forma semelhante, Li et al. (2014) constataram que a aplicação exógena de *Chlorella vulgaris* em plantas de *Vicia faba* induziu o fechamento estomático desencadeado pela produção de espécies reativas de oxigênio (ROS) via NADPH oxidase.

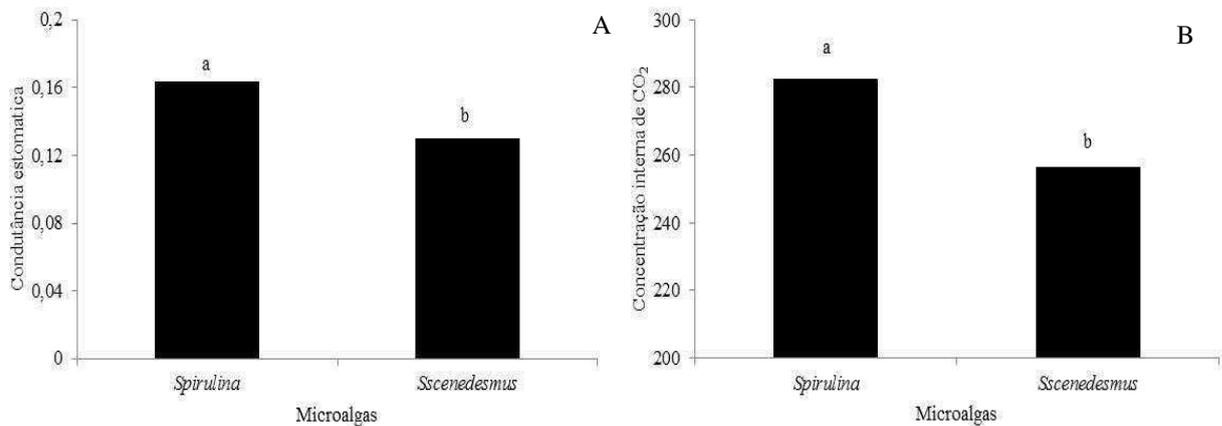


Figura 6. Condutância estomática - gs (A) e concentração interna de CO₂ - Ci (B) de mudas de romãzeira submetidas a diferentes doses dos extratos de *Spirulina platensis* e *Scenedesmus* sp. UFCG/CCTA, Pombal-PB, 2018.

De modo semelhante se comportou a concentração interna de CO₂ (Ci), onde as plantas submetidas à aplicação de *S. Plantensis* apresentou maior concentração de CO₂ com $282,75 \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, este comportamento indica que a aplicação de *S. Plantensis*. promove melhorias na fisiologia das mudas de romã, uma vez que o influxo de CO₂ no mesofilo foliar está diretamente associado à abertura estomática, possibilitando uma maior assimilação de CO₂ (TAIZ et al., 2017). Já plantas de romã submetidas à *Scenedesmus* sp., apresentaram concentração interna de CO₂ média de $256,65 \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, correspondendo a uma redução de 10,2% ao comparar-se o uso da *S. Plantensis* (Figura 6B), estando o fechamento estomático diretamente relacionado com decréscimos na concentração interna de CO₂ (SOUZA et al., 2004; MIYASHITA et al., 2005; HARB, et al., 2010).

O efeito do uso da aplicação de extratos de microalgas sobre a fisiologia das plantas

ainda são contraditórios, Xu e Leskovar (2015), trabalhando com fornecimento do extrato de *Ascophyllum nodosum* com 0,1 mL do extrato aplicada em plantas de espinafre sobre estresse hídrico, constataram efeito positivo sobre a condutância estomática e fotossíntese. Já Spann e Little (2011), trabalhando com extrato da mesma alga sob proporção de doses de 0 a 8 ml L, não observaram efeito significativo sobre a fisiologia de plantas de laranja.

Em relação aos estudos de fluorescência (Tabela 5), não foram constatadas diferenças significativas entre os tipos de microalgas e doses dos respectivos extratos. Por meio de desdobramento dos fatores (Microalgas x doses dos extratos) não se verifica efeito significativo sobre a fluorescência da clorofila *a*, aos 45 DAT. Quando as microalgas foram aplicadas na fase de crescimento inicial da romãzeira, não se registraram diferenças significativas na fluorescência da clorofila *a*, este fato é um indicativo de que a exposição da planta aos extratos de microalgas não afetou a integridade do complexo receptor de luz do fotossistema II (FS II) da romãzeira, como foi relatado em outros estudos (SILVA et al., 2017).

Tabela 5. Resumo da análise de variância das variáveis de fluorescência mínima da folha (F0), Fluorescência variável (Fv), fluorescência máxima (Fm), eficiência fotoquímica do Fotossistema II (Fv/Fm) em mudas de romãzeira em função de diferentes doses dos extratos de *Spirulina platensis* e *Scenedesmus* sp. UFCG/CCTA, Pombal-PB, 2018.

Fonte de Variação	G.L	Quadrados médios			
		F0	Fv	Fm	Fv/Fm
Microalgas	1	1380,62 ^{ns}	64400,62 ^{ns}	84640,0 ^{ns}	0,00017 ^{ns}
Doses	3	2299,69 ^{ns}	41138,62 ^{ns}	48751,0 ^{ns}	0,00029 ^{ns}
M x D	3	188,49 ^{ns}	28128,67 ^{ns}	29946,9 ^{ns}	0,00017 ^{ns}
Resíduo	32	1108,83	44321,47	54194,2	0,00019
CV(%)		4,56	9,06	7,62	1,86
Média		730,27	2323,8	3054,1	0,75

^{ns} não significativo.

No resumo da análise de variância (Tabela 6), é possível observar que a interação entre os fatores estudados promoveu efeito significativo sobre a fluorescência estacionária na luz (FS) e eficiência quântica do FSII (Y) e a 0,10% e 0,5% de probabilidade, respectivamente. Já a taxa de transporte de elétrons (ETR) apresentou efeito significativo para os tipos de microalgas e doses de extratos, e das doses de extratos sobre a fluorescência máxima após adaptação a luz saturante (FMS). Enquanto, apenas para fluorescência mínima em estado adaptado à luz (FO') não verifica-se efeito significativo dos fatores estudados.

Tabela 6. Resumo da análise de variância para a fluorescência estacionária na luz (FS), fluorescência máxima após adaptação a luz saturante (FMS), fluorescência mínima em estado adaptado à luz (FO'), eficiência fotoquímica efetiva (Y) e a taxa de transporte de elétrons (ETR) em mudas de romãzeira em função de diferentes doses dos extratos de *Spirulina platensis* e *Scenesdesmus* sp. UFCG/CCCTA, Pombal-PB, 2018.

Fonte de Variação	G.L	Quadrados médios				
		FS	FMS	FO'	Y	ETR
Microalgas	1	2656,9 ^{ns}	483,02 ^{ns}	315062,50 ^{ns}	0,0090 ^{ns}	4763,74*
Doses	3	3027,8 ^{ns}	7014,8**	133389,61 ^{ns}	0,0177 ^{ns}	3269,92*
M x D	3	5185,3*	605,15 ^{ns}	247107,67 ^{ns}	0,0206**	1443,17 ^{ns}
Resíduo	32	1198,6	1989,62	122925,14	0,0070	500,46
CV(%)		20,4	10,6	159,1	14,2	55,8
Média		169,9	419,02	220,25	0,59	33,96

^{ns} não significativo; * significativo a 5% ** significativo a 1% de probabilidade.

A fluorescência estacionária na luz também foi influenciada pela interação entre os fatores, com os valores para aplicação de *S. platensis* se ajustaram ao modelo linear crescente com o máximo incremento na dose de 0,15% com 188,06 fótons, apresentando uma superioridade de 39,5% ao comparar-se com os valores obtidos no tratamento controle. Já a aplicação de *Scenesdesmus* sp., apresentou valores que melhor se ajustam ao modelo quadrático com o máximo incremento obtido nas plantas submetidas à dose de 0,05% com 191,9 fótons (Figura 7A). A maior eficiência com a aplicação de *Scenesdesmus* sp., pode ocorrer em função de vários fatores promovem influência sobre a fluorescência estacionária no qual a dose afetada diretamente na estimulação por elevados valores lipídicos iniciais que esta microalga contribuir assim favorecendo a uma maior captação de luz na planta emitida de forma constante pelos os fótons, esta variável representa-se como uma lâmpada emitindo um fluxo de fótons constante que na prática ocorre a maior captação de luz agindo na assimilação do CO₂ por parte do processo fotossíntese na planta. A *Scenesdesmus* sp., é uma espécie de microalga rica em lipídeos, o qual atua na organização e estrutura celular, desempenhando funções vitais como no controle e sinalização celular e fonte de energia (BERMUDEZ-SIERRA, 2018).

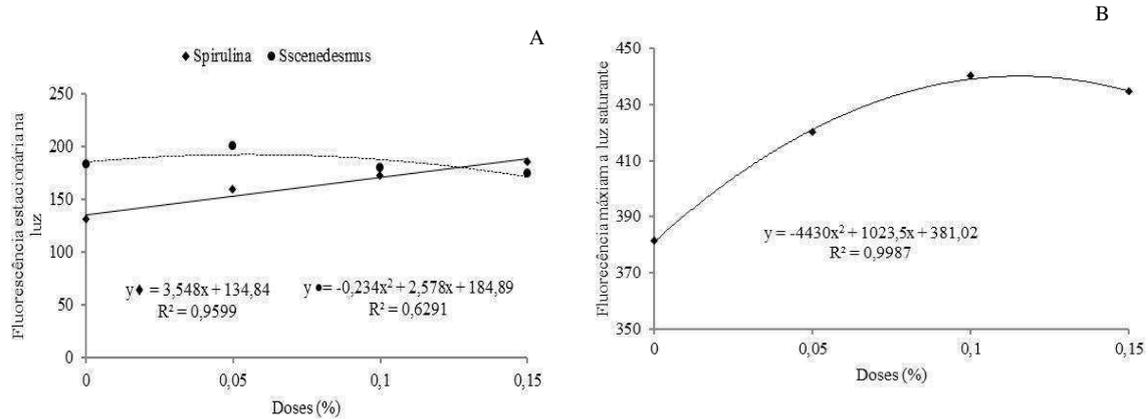


Figura 7. Fluorescência estacionária na luz – FS (A) em função do desdobramento da interação entre os tipos de microalgas e fluorescência máxima após adaptação a luz saturante – FMS (B) da romãzeira submetida a diferentes doses de extratos de microalga. UFCG/CCT A, Pombal-PB, 2018.

A fluorescência máxima após adaptação a luz saturante foi influenciada pelas doses com os valores se ajustando ao modelo quadrático, ocorrendo o máximo incremento nas plantas submetidas a dose de 0,11% com 440,14 fótons, seguido de decréscimos a medida que eleva-se as doses (Figura 7B). A aplicação dos extratos estimula a as taxas de fluorescência máxima, uma vez que apresentou uma superioridade de 15,5% ao comparar-se com o tratamento controle. Silva (2017), trabalhando com a limeira ácida ‘Tahiti’ sob diferentes lâminas de irrigação, não observaram efeito significativo para esta variável. Porém, apresentou valores superiores com variação de 550 a 800 ftons em relação aos obtidos neste estudo.

Para a eficiência quântica do FSII verifica-se que houve efeito da interação dos fatores, onde a aplicação de *S. platensis*. e *Scenedesmus* sp., apresentaram valores que se ajustaram ao modelo quadrático com 0,622 e 0,639 nas doses de 0,04 e 0,10%, respectivamente (Figura 8). A eficiência quântica do FSII pode ser utilizada como indicativo do efeito de condições de estresses biótico e abióticos em plantas. Assim constata-se que até as doses de 0,04 e 0,10% do extrato de *S. platensis* e *Scenedesmus* sp., promovem maior absorção de luz pelos pigmentos fotossintetizantes, acima destes valores promove estresse à planta. Segundo Taiz et al. (2017), descrevem que o processo fotossintético é relativo à fluorescência e absorção de luz pelos pigmentos cloroplastídeos, que transformam energia luminosa em calor e ATP, por meio dos centros de reações dos fotossistemas I e II. Entretanto, cada planta tem capacidade de transporte de elétrons e armazenamento da energia absorvida, o excedente eliminado na forma de fluorescência, dissipação de energia meio da luz e calor (MEDINA et al., 2005).

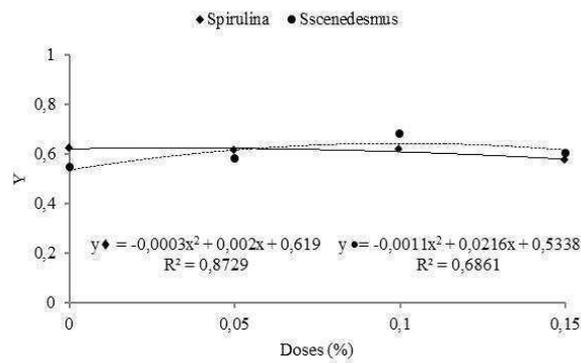


Figura 8. Eficiência quântica do FSII – (Y) de mudas de romãzeira submetidas a diferentes doses dos extratos de *Spirulina platensis* e *Scenedesmus* sp. UFCG/CCTA, Pombal-PB, 2018.

Para a taxa de transporte de elétrons (ETR) constata-se a ocorrência de efeito isolado para os tratamentos, sendo que para a aplicação do extrato de microalgas foi constatado que a *S. platensis* promoveu um maior incremento com $44,87 \mu\text{mol de elétrons m}^{-2} \text{s}^{-1}$, com uma superioridade de 94,6% ao ser comparada com *Scenedesmus* sp., que apresentou valores de $23,05 \mu\text{mol de elétrons m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (Figura 9 A).

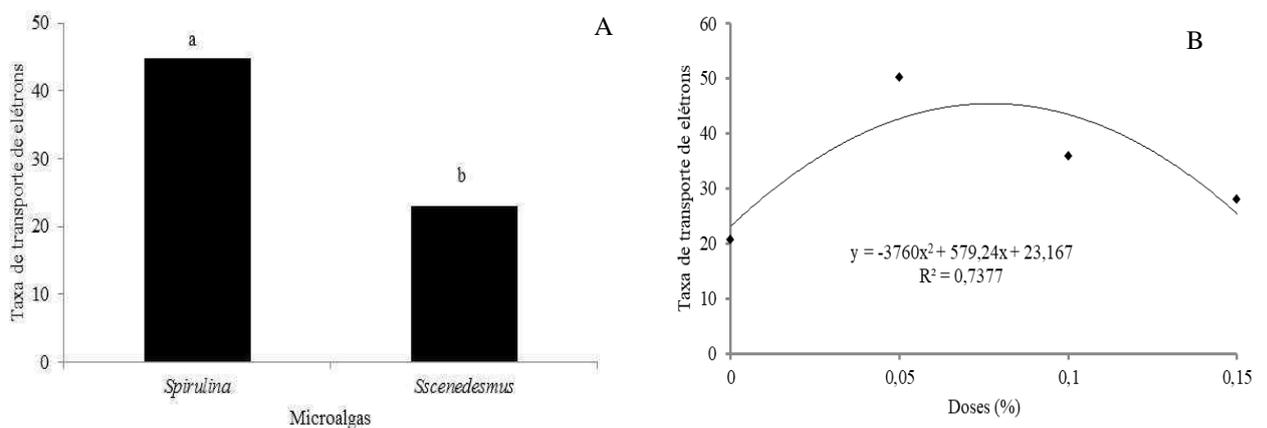


Figura 9. Taxa de transporte de elétrons de mudas de romãzeira submetidas a diferentes extratos de microalgas (A) e doses de extratos de microalgas (B). UFCG/CCTA, Pombal-PB, 2018.

O efeito das doses sobre a ETR apresentou valores que se ajustaram ao modelo quadrático, apresentando valores que variaram de $23,16 \mu\text{mol de elétrons m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (controle) a $45,47 \mu\text{mol de elétrons m}^{-2} \text{s}^{-1}$ nas plantas submetidas à dose de 0,08%, decrescendo à medida que se eleva as doses (Figura 9B). Essa variação entre as doses aplicadas pode ser atribuída a condições do ambiente, uma vez que esta variável é susceptível a variações ambientais (PIMENTEL et al., 2011). Assim, estas oscilações na ETR podem estar associadas ao curto período avaliado e as condições do ambiente durante a avaliação, visto que a capacidade

fotossintética das plantas pode ser alterada por estresses bióticos ou abióticos pelos quais as plantas podem passar, como temperatura, radiação, deficiência hídrica, salinidade, presença de insetos ou fungos, entre outros (BOWN et al., 2002; OLIVEIRA et al., 2002).

O aumento na ETR nas mudas pulverizadas com *S. plantensis*. e da Eficiência quântica do FSII naquelas pulverizadas com *Scenedesmus* sp. até a dose de 0,10% se deve, possivelmente, ao aumento da oxidação do aceptor primário quinona na cadeia transportadora de elétrons do cloroplasto relacionado à alta condutividade elétrica (CEs) das soluções de *S. plantensis* e *Scenedesmus* sp. O aumento na condutividade elétrica é causado pelo o aumento na concentração de íons, principalmente Cl e K (MANRICH, 2014). Que podem reduzir o fluxo de elétrons. A redução destes parâmetros com doses superiores a 0,10% pode ser explicada pela toxicidade causada pelo acúmulo de sais que impedem o fluxo de elétrons para centro de reação do PS2 (SCHUBERT & HAGEMANN, 1990; SCHUBERT et al., 1993; LU et al. 1999; LU & VONSHAK, 2002), inibindo-o. A inibição do PS2 por aumento da CEs se deve à dissociação de 23 kDa de polipeptídeo ligado extrinsecamente à PS2 (KUWABARA & MURATA, 1982; MIYAO & MURATA, 1983; MURATA et al., 1992; MISRA et al., 1999). O aumento no ETR nas mudas pulverizadas com *S. Plantensis* até a dose de 0,05% e posterior decréscimo indica que o acúmulo de sais causado pelas doses maiores de microalgas inibiu o transporte de elétrons para o PSII. O ETR é uma medida da separação de cargas do centro de reação do PSII e a sua eficiência quântica pode ser utilizada para indicar estresse em vegetais (DUARTE, 2003). Concentrações salinas entre 0,085-0,684 mol L⁻¹ reduziram o transporte e o rendimento quântico de elétrons em *S. javanicum* (HU, et al., 2014).

5. CONCLUSÕES

O bioestimulante a base de *Spirulina platensis* e *Scenedesmus* sp. promoveu efeito de crescimento, proporcionando um maior número de brotações laterais nas mudas de romãzeira e número de fohas,

Para as trocas gasosas houve influência no qual o extrato de *Spirulina platensis* promoveu maior eficiência na condutância estomática, concentração interna de CO₂ e na taxa transportadora de elétrons.

A interação entre os fatores influenciou a fluorescência estacionária na luz e a eficiência quântica do FSII.

As fluorescências da clorofila não foram influenciadas pela a aplicação dos extratos de microalgas.

As doses 0,05 e 0,10% e o extrato de microalga *Spirulina platensis* apresentaram-se como os melhores resultados. Sob as variáveis de fluorescência estacionária na luz, taxa de transporte de elétrons e nas de comprimento da parte aérea, número de folhas, fluorescência máxima após adaptação a luz saturante, eficiência quântica do FSII, respectivamente.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALY, M. S.; ESAWY, M.A. Evaluation of *Spirulina platensis* as bio stimulator for organic farming systems. **Journal of Genetic Engineering and Biotechnology**, v.6, n.2, p.1-7, 2008.

AMBROSI, M. A.; REINEHR, C. O.; BERTOLIN, T. E.; COSTA J. A. V.; COLLA L. M. Propriedades de saúde da microalga *Spirulina*. **Revista de Ciências Farmacêutica Básica e Aplicada**. v.29, n.2, p.115- 123, 2008.

ANTONISAMY, M.J.; RAJ, E.D.S. UV–VIS and HPLC studies on *Amphiroa anceps* (Lamarck) Decaisne. **Arabian Journal of Chemistry**. v.9, 2011.

ARIOUT, T.; MATTNER, S.W.; WINBERG, P.C. Applications of seaweed extract im Australian agriculture: post present future. **Journal of Applied Phycology**. v.27, p.207, 2015.

ASHTON, R.W.; BAER, B.L.; SILVERSTEIN, D.E. **The incredible Pomegranate: Plant & Fruit**. 1 ed. Tempe: Third Millennium Publishing, 2006. 162 p.

BARROS, C. M. B. **Substratos e adubação foliar com biofertilizante na produção de mudas de maracujazeiro e mamoeiro**. 2011. 71p. Dissertação (Mestrado em Agronomia)-Programa de pós graduação em Agronomia. UNICENTRO, Paraná, 2011 a.

BARROS, Z. M. P. **Cascas de frutas tropicais como fonte de antioxidantes para enriquecimento de suco pronto**. 2011. 84 f. Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia de Alimentos) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2011b.

BENEMANN JR. Microalgae aquaculture feeds. **Journal of Applied Phycology**, v.4, n.3, p. 233–245. 1992.

BERMUDEZ-SIERRA, J. J. Extração de lipídios da microalga *Scenedesmus* sp. Com diferentes mistura de solventes orgânicos. **Bioteología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial**, v. 16, n.2, p. 88-98, 2018.

BIASI, L.A.; COSTA, G. Propagação vegetativa de *Lippia alba*. **Ciência Rural**, v.33, n. 3, p.455-459, 2003.

BIAZATTI, M. A. **Potencial de enraizamento, vigor, enxertia interespecífica e resistência a *meloidogyne enterolobii* em genótipos de araçazeiros**. 2013. 78p. Dissertação (Mestrado em em Produção Vegetal) - Programa de pós graduação em Produção Vegetal. Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Campos de Goytacazes, 2013.

BOWN, A.W.; HALL, D.E.; MACGREGOR, K.B. Insect footsteps on leaves stimulate the accumulation of 4-aminobutyrate and can be visualized through increased chlorophyll fluorescence and superoxide production. **Plant Physiology**, v.129, n.4, p.1430-1434, 2002.

CARVALHO, M.E.A.; CASTRO, P.R.C.; NOVENBRE, A.D.L.C.; CHAMMA, H.M.C.P. Seaweed extract improves the vigor and provides the rapid emergence of dry bean seeds. **American-Eurasian Journal of Agricultural and Environmental Science**, Dubai, v.13, p.1104-1107, 2014.

CASTELLANOS-BARRIGA, L.G.; SANTACRUZ-RUVALCABA, F.; HERNÁNDEZ-CARMONA, G.; RAMÍREZ-BRIONES, E.; HERNÁNDEZ-HERRERA, R. M. Effect of seaweed liquid extracts from *Ulva lactuca* on seedling growth of mung bean (*Vigna radiata*). **Journal of Applied Phycology**, v. 29, n.5, p.2479–2488, 2017.

CASTRO, P.R.C. **Agroquímicos de controle hormonal na agricultura tropical**. Piracicaba: Esalq, 2006.

CHAICHALERM,S.; POKETHITITOOK, P.; YUAN, W.; MEETAM, M.; STRITONG, M.; STRITONG, M.; PUGKAEW, W.; KUNGVANSAICH, K.; KRUATRACHUE, M.; DAMRONPHOL, P. Culture of microalgal strains isolated from natural habitats in Thailand in various enriched media. **Applied Energy**, v.89, n.1, p.296-302, 2012.

CHOJNACKA, K.; SAEID, A.; MICHALAK, L. The possibilities of the application of algal biomass in the agriculture. **Chemik**, v.66, p.1235-1248, 2012.

COMPANHIA DE ENTREPÓSITOS E ARMAZÉNS GERAIS DE SÃO PAULO (CEAGESP). **Dados de cotação: Romã**. Disponível em: <http://www.ceagesp.gov.br/entrepotos/servicos/cotacoes/>. Acesso: 28 de dezembro de 2018.

CRISTIANO, G.; PALLOZZI, C.; CONVERSA, G.; TUFARELLI, V.; DE LUCIA, B. Effects of an animal derived biostimulant on the growth and physiological parameters of potted snapdragon (*Antirrhinum majus* L.). **Frontiers in Plant Science**, v.9, p.1-12, 2018.

D'AQUINO, C. A.; SCHROEDER, L. **Proposta de sistema de baixo custo para cultivo de microalgas**. 2009. Departamento acadêmico de Química e Biologia, Universidade Tecnológica Federal do Paraná, Curitiba. 2009.

DENANCÉ N.; RANOCHA P.; ORIA N.; BARLET X.; RIVIÈRE M.-P.; YADETA K., et al. *Arabidopsis wat1(walls are thin1)*-mediated resistance to vascular pathogens is accompanied by cross-regulation of salicylic acid and tryptophan metabolism. **Plant Journal**. V.73, p.225–239, 2013.

DERNER, R.B. OHSE, S. VILLELA, M.; CARVALHO, S. M.; FETT, R. Microalgas, produtos e aplicações. **Ciência Rural**, vol.36, n.6, p.1959-1967. 2006.

DINESHKUMAR, R.; ARENDRAN, R.; SAMPATHKUMAR, N. P. Cultivation of *Spirulina platensis* in different selective media. **Indian Journal of Geo Marine Sciences**, v.45, n.12, p.1749-1754, 2015.

DINIZ, B.L.M.T. **Agroecologia e Agricultura Orgânica**. João Pessoa: CCHSA-UFPB, 2011. 40p.

DUARTE, C.H. **Detecção óptica da eficiência quântica da fotossíntese**. 2003. 115f. Dissertação (Mestre em Engenharia Elétrica), Programa de Pós-Graduação em Engenharia Elétrica, Universidade Federal de Pernambuco, 2003.

EBIC, 2014. Disponível online at: <http://www.biostimulants.eu/> (Acessado em 29 de Dezembro, 2018).

FACHINELLO, J.C.; HOFFMANN, A.; NACHTIGAL, J.C. **Propagação de plantas frutíferas**. Brasília: Embrapa, 2005. 221p.

FAHEED, F.A.; ABD-EL.; FATTAH, Z. Effect of *Chlorella vulgaris* as biofertilizer on growth parameters and metabolic aspects of lettuce plant. **Journal of Agriculture and Social Sciences**, V4, P. 1813–2235. 2008.

FERREIRA, A.F.A. **Propagação vegetativa de romãzeira (*Púnica granatum* L.)**. 2017. 80f. Tese (Doutor em Fitotecnia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2017.

FERREIRA, D.F. SISVAR: a computer statistical analysis system. **Ciência e Agrotecnologia**, v.35, n.6, p. 1039- 1042, 2011.

FLEXAS, J.; RIBAS, C. M. J.; BOTA, J. G. M.; HENKLE, S.; MARTÍNEZ, C.; MEDRANO, H. . Decreased Rubisco activity during water stress is not induced by decreased relative water content but related to conditions of low stomatal conductance and chloroplast CO₂ concentration. **New Phytologist**. v.172, p.73–82, 2006.

FONTANA, J.D.; MENDES, S. V.; PERSIKE, D.S.; PERACETTA, L.; PASSOS, M.. Carotenóides Cores Atraentes e Ação Biológica. **Biociência**, V.13, p.40-45, 2000.

FRANCO, C.F.; PRADO, R. de M. Uso de soluções nutritivas no desenvolvimento e no estado nutricional de mudas de goiabeira: macronutrientes. **Revista Acta Scientiarum Agronomy**, v. 28, n. 2, p. 199-205, 2006.

FREITAS, S. J.; SANTOS, P. C. ; CARVALHO, A. J. C.; BERILLI, S. S; GOMES, M. M. ASSIS. Brassinosteroide e adubação nitrogenada no crescimento e estado nutricional de mudas de abacaxizeiro provenientes do seccionamento de caule. **Revista Brasileira de Fruticultura**.v.34, n. 2, p. 612-618, 2012.

GARCIA, K.G.V.; SILVA, C.P.; CUNHA, C.S.M.; NASCIMENTO, C.D.V.; TOSTA, M.S. Extrato da alga *Ascophyllum nodosum* (L.) no desenvolvimento de porta-enxertos de cajueiro. **Enciclopédia Biosfera**, v.10, n.18, p.1706-1715, 2014.

GARCIA-GONZALEZ, J; SOMMERFELD, M. Biofertilizer and biostimulant properties of the microalga *Acutodesmus dimorphus*. **Journal of Applied Phycology**, v. 28, P.1051–1061, 2016.

GEMIN, L. G. **Aplicações foliares de suspensões da microalga *Scenedesmus subspicatus* como biofertilizante no cultivo orgânico do tomateiro**. 2016. 55f. Dissertação (Mestre em Agronomia) - Programa de Pós Graduação em Agronomia, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2016.

GODINHO, L. R.; GONZÁLEZ, A. A. C.; BICUDO, C. E. D. M. **Criptógamos do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, São Paulo, SP. Algas, 30: Chlorophyceae** (família *Scenedesmaceae*). Hoehnea: Instituto de Botânica. V.37, 2010.

GOMES, P. **Fruticultura Brasileira**. Ed. Nobel, São Paulo, p. 446. 2007.

GONZÁLEZ A.; CASADO, C.; ARINÑO, J.; CASAMAYOR, A. Ptc6 is required for proper rapamycin-induced down-regulation of the genes coding for ribosomal and rRNA processing proteins in *S. cerevisiae*. **Plos One**. v.8, n.5, p. 1-14, 2013.

GRAHAM, L. E.; WILCOX, L. W. **Algae**. Prentice Hall: Upper Saddle River, N.J. 640 p. 2000.

GUPTA, S.; ABU-GHANNAM, N. Recent developments in the application of seaweeds or seaweed extracts as a means for enhancing the safety and quality attributes of foods. **Innov. Food Science and Emerging Technologies.**, v.12, p. 600-609. 2011,

GUEDES, W.A.; ARAÚJO, R.H.C.R.; ROCHA, J.L.A.; LIMA, J.F.; DIAS, G.A.; OLIVEIRA, Á.M.F.; LIMA, R.F.; OLIVEIRA, L.M. Production of papaya seedlings using *Spirulina platensis* as a biostimulant applied on leaf and root. **Journal of Experimental Agriculture International**, v.28, n.1, p.1-9, 2018.

HARB, A.; KRISHNAN, A.; AMBAVARAM, M.M.R.; PEREIRA, A. Molecular and physiological analysis of drought stress in *Arabidopsis* reveals early responses leading to acclimation in plant growth. **Plant Physiology**, v.154, p.1254–1271, 2010.

HARTMANN, H. T.; KESTER, D. E.; DAVIES JUNIOR, F. T. **Plant propagation: principles and practices**. 7th ed. Upper Saddle River, New Jersey: Prentice Hall, 2002. 847 p.

HARTMANN, H. T.; KESTER, D. E.; JUNIOR, F. T. D.; GENEVE, R. L.; **Plant propagation: principles and practices**. 8. ed. New Jersey:Prentice Hall, 2011. 915 p.

HERNÁNDEZ-CARMONA, G.; RAMÍREZ-BRIONES, E.; HERNÁNDEZ-HERRERA, R. M. Effect of seaweed liquid extracts from *Ulva lactuca* on seedling growth of mung bean (*Vigna radiata*). **Journal of Applied Phycology**, v.29, n. 5, p.2479–2488, 2017.

HOLLAND, D.; HATIB, K.; BAR-YA“AKOV, I. Pomegranate: Botany, Horticulture, Breeding. **Horticultural Reviews**, v.35, p.127-191, 2009.

HOSOYA, R.; HAMANA, K.; ISOBE, M.; YOKOTA, A. Polyamine distribution profiles within cyanobacteria. **Microbiol Cult Coll**. v.21, p.3–8. 2005.

HU J, RHO, H. S.; NEWMAN, R.H.; HWANG, W.; NEISWINGER, J.; ZHU, H.; ZHANG, J.; QUIAN, J. Global analysis of phosphorylation networks in humans. **Biochim Biophys**

Acta. v. 1844, p.224-31, 2014.

HUMMER, K.; POMPER, K. W.; POSTMAN, J.; GRAHAM, C. J.; STOVER, E.D.; MERCURE, E. W.; ARADHYA, M.; CRISOSTO, C. H.; FERGUSON, L.; THOMPSON, M. M.; BYERS, P.; FRANCIS Z. Emerging Fruit Crops. In: BADENES, M. L.; BYRNE, D. H. **Fruit Breeding**. New York: Springer, v.8, p.97-147 , 2012.

HUSSAIN, A.; HASNAIN, S. Phytostimulation and biofertilization in wheat by cyanobacteria. **Journal of Microbiology and Biotechnology**. v.38, p.85–92, 2011.

INCHAROENSAKDI, A.; JANTARO, S.; RAKSAJIT, W.; MÄENPÄÄ, P. Polyamines in cyanobacteria: biosynthesis, transport and abiotic stress response. In: Méndez-Vilas A (ed) Current research, technology and education topics in applied microbiology and microbial biotechnology. **Formatex**, v.42, p. 23–32, 2010.

IPGRI (International Plant Genetic Resources Institute, Rome, Italy). Regional report CWANA 19992000. 2001. Disponível em: <http://www.ipgri.cgiar.org/publications/pdf/821.pdf>. Acesso em: 20 Dezembro de 2018.

JALIKOP, S.H. Pomegranate breeding. **Fruit, Vegetable and Cereal Science and Biotechnology**, v. 4, n. 2, p. 26-34, 2010.

KAHRAMANOĞLU, İ.; USANMAZ, SERHAT. **Pomegranate Production and Marketing**. Guzelyurt: CRC Press, 2016. 36 p.

KHAN, W. R.; AYIRATH, U.P.; SUBRAMANIAN, S.; JITHESH, M.N.; RAYORATH, P.; HODGES, D. M.; CRITCHLEY, A. T.; CRAIGIE, J. S.; NORRIE, J.; PRITHIVIRAJ, B. Seaweed extracts as biostimulants of plant growth and development. **Journal of Plant Growth Regulation**, v. 28, n.4, p. 386–399, 2009.

KIM, M. K.; PARK, J.W.; PARK, C. S.; KIM, S. J.; JEUNE, K. H.; CHANG, M.U.; ACREMAN, J. Enhanced production of *Scenedesmus* spp. (green microalgae) using a new medium containing fermented swine wastewater. **Bioresource Technology**, v. 98, n.11, p. 2220-2228, 2007.

KONRAD, M. L. F.; SILVA, J. A. B.; FURLANI, P. R.; MACHADO, E. C.. Trocas gasosas e fluorescência da clorofila em seis cultivares de cafeeiro sob estresse de alumínio. **Bragantia**, v. 64, n.3, p. 339-347, 2005.

KUMAR, A.; SINGH, P.K.; PARIHAR, R.; DWIVEDI, V.; LAKHOTIA, S.C.; GANESH, S. Decreased O-Linked GlcNAcylation Protects from Cytotoxicity Mediated by Huntingtin Exon1 Protein Fragment. **Journal of Biological Chemistry**. v.289, n.19, p. 13543-13553., 2014.

LEE H. Diphosphothreonine-specific interaction between an SQ/TQ cluster and an FHA domain in the Rad53-Dun1 kinase cascade. **MolCell**. vol.30, n.6, p. 767-78, 2008.

LEVIN, G.M. Pomegranate Roads: A Soviet Botanist'S Exile from Eden (1st Edn), **Florent Press**, v.1, p.15-173.2006.

LI, Y.; XU, S-S.; GAO, J.; PAN, S.; WANG, G-X. Chlorella induces stomatal closure via NADPH oxidase- dependent ROS production and its effects on instantaneous water use efficiency in *Vicia faba*. **PLoS One**, v.9, p.252-261, 2014.

LIAUA, B.C.; SHENA, C.T.; LIANGA, F.P. Supercritical fluids extraction and anti-solvent purification of carotenoids from microalgae and associated bioactivity. **Journal of Supercritical Fluids**, v.55, p.169-175. 2010.

LISBOA, C.R.; PEREIRA, A.M.; COSTA, J.A.V. Biopeptides with antioxidant activity extracted from the biomass of *Spirulina* sp. LEB 18. **African Journal of microbiology Research**. v.10, P. 79–86, 2016.

LYE, C.J.; CHEN, L.G.; LIANG W.L.; WANGA, C.C. Anti-inflammatory effects of *Punica granatum* Linne in vitro and in vivo. **Food Chemistry**. v.118, p.315-322. 2010.

LEVIN, G. M. **Pomegranate roads: a Soviet botanist's exile from Eden**. In: BAER, B. L. (ed.), Floreat Press: Forestville, CA. p. 15-183, 2006.

LORENZI, H.; BACHER, G.; LACERDA, M.; SARTORI, S. **Frutas Brasileiras e exóticas cultivadas: de consumo in natura**. São Paulo: Instituto Plantarum de Estudos da Flora, 2006. 672p.

LU, S.Y.; CHIANG, T.Y.; HONG, K.-H.; HU, T.-W.;. Re-examination of the taxonomic status of *Cunninghamia konishii* and *C. lanceolata* based on the RFLPs of a chloroplast trnD-trnT spacer. **Taiwan Journal of Forestry Science**. v.14, n.1, p.13-19. 1999.

LU, C.M.; VONASHAK, A. Effects of salinity stress on photosystem II function in cyanobacterial *spirulina platensis* cells. **Physiologia Plantarum**. v.114. p.405-413.

FILHO, J. R. M.; AMARAL, L. R.; MACHADO, D. F. S. P.; MEDINA, C. L.; MACHADO, E. C. Deficiência hídrica, trocas gasosas e crescimento de raízes em laranjeira 'Valência' sobre dois tipos de porta-enxertos. **Bragantia**, v.67, p.75-82,2008.

MAITY, A.; SHARMA, J.; JADHAV, V. T.; BABU, K.; CHANDRA, R. Effect of solarization on nutrient availability, enzyme activity and growth of pomegranate (*Punica granatum*) air-layered on various potting mixtures. **Indian Journal of Agricultural Sciences**, New Delhi, v. 82, n.9, p. 775-82, 2012.

MEDINA, C.L.; RENA, A.B.; SIQUEIRA, D.L.; MACHADO, E C. Fisiologia dos citros. In: MATTOS JUNIOR, D.; NEGRI, J.R.; PIO, R.M.; POMPEU JUNIOR, J. (Ed). **Citros**. Campinas: Instituto Agrônômico e Fundag, 2005. p.149-195.

MELGAREJO, P.; SALAZAR, D.M.; ARTES, F. Organic acids and sugars composition of harvested pomegranate fruits. **European Food Research and Technology**. v. 211, p.185-190, 2000.

MEROTTO JUNIOR, A.; WAGNER, J.; MENEGUZZI, C. Efeitos do herbicida glifosato e da aplicação foliar de micronutrientes em soja transgênica. **Bioscience Journal**, v.31, n.2, p.499-508, 2015.

MICHALAK, I.; GÓRKA, B.; WIECZOREK, P.P.; RÓJ, E.; LIPOK, J.; ŁĘSKA, B.; MESSYASZ, B.; WILK, R.; SCHROEDER, G.; DOBRZYŃSKA-INGER, A.; CHOJNACKA, K. Supercritical fluid extraction of algae enhances levels of biologically active compounds promoting plant growth. **European Journal of Psychology**, v.51, n.3, p.243-252, 2016.

MIKICIUK, M.; DOBROMILSKA, R. Assessment of yield and physiological indices of small-sized tomato cv. 'Bianka F₁' under the influence of biostimulators of marine algae origin. **Acta Scientiarum Polonorum**. v.13, p.1-13, 2014.

MIRANDA, J. R. P. D. C. **Produção de Bioetanol a Partir da Microalga *Scenedesmus obliquus***. 2011. (Mestrado em Energia e Bioenergia). Departamento de Ciências e Tecnologia da Biomassa, Universidade Nova de Lisboa, Portugal. 2011.

MÓGOR, A. F; ONO, E. O; RODRIGUES, J.D; MÓGOR, G. Aplicação foliar de extrato de alga, ácido L-glutâmico e cálcio em feijoeiro. **Scientia Agraria**, Curitiba, v.9, p. 431- 437, 2008.

MÓRGAN, Á. Bioestimulantes, a nova onda?. **Revista DBO Agrotecnologia**. P.34, 2010.

MORTON, J. F. **Fruits of warm climates**. Winterville: Creative Resources Systems, 1987, 505 p.

MUNNÉ-BOSCH S.; MÜLLER, M. Rapid and sensitive hormonal profiling of complex plant samples by liquid chromatography coupled to electrospray ionization tandem mass spectrometry. **Plant Methods**. v.18, p.7-37, 2013.

MIYASHITA, K.; TANAKAMARU, S.; MAITANI, T.; KIMURA, K. Recovery responses of photosynthesis, transpiration, and stomatal conductance in kidney bean following drought stress. **Environmental And Experimental Botany**. v.53, p.205-214, 2005.

MISHRA, S., M. JAIN, S. K. TANDON, et al. Prehistoric Cultures and Late Quaternary Environments in the Luni Basin around Balotra. **Man and Environment**. v.24, p.39-50, 1999.

MIYAO, M.; MURATA, N. Extrinsic membrane proteins in the photosynthetic oxygen-evolving complex. **Trends in Biochemical Sciences**. v.10, n.3, p.122-124, 1985.

OLIVEIRA, A. P. **Uso de ácido indolbutírico no enraizamento de estacas semilenhosas e lenhosas de pessegueiro**. 2002. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade de Passo Fundo, Passo Fundo, 2002. 96 f.

OLIVEIRA, J.G.; ALVES, P.L.C.A.; MAGALHÃES, A.C. The effect of chilling on the photosynthetic activith in coffe (*Coffea arabica* L.) seedlings. The protective action of chloroplastid pigments. **Brazilian Journal Plant Physiology**, v.14, n.2, p.95-104, 2002.

OLIVEIRA, L. P.; PINHEIRO, R. C.; VIEIRA, M. S.; PAULA, J. R.; BARA, M. T. F.; VALADARES, M. C.; Atividade citotóxica e antiangiogênica de *Punica granatum* L., Punicaceae. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, Brasília, v. 20, n.2, p. 201-207, 2010.

OMAIAA – Observatório dos Mercados Agrícolas e das Importações Agro-alimentares. **Acomercialização da romã em Portugal**. 2011.

OSMAN, MEH.; EL-SHEEKH, M.M.; EL-NAGGAR, A.H; GHEDA, S.F. Effect of two species of cyanobacteria as biofertilizers on some metabolic activities, growth, and yield of pea plant. **Biol Fertil Soils**. v.46, p.861– 875, 2010.

PAIVA, E. P.; ROCHA, R. H. C.; PRAXEDES, S. C.; GUEDES, W. A.; SÁ, F. V. DA S. Crescimento e fisiologia de mudas de romãzeira cv. Wonderful propagadas por enxertia. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, v.10, n.1, p.117-122, 2015a.

PAIVA, E. P.; ROCHA, R. H. C.; PRAXEDES, S. C.; GUEDES, W. A.; SÁ, F. V. DA S. Crescimento e qualidade de mudas de romãzeira Wonderful propagadas por estaquia. **Revista Caatinga**, v.28, n.2, p. 4-75, 2015b.

PIMENTA, M.; FERNANDES, L.S.; PEREIRA, U.J.; GARCIA, L.S.; LEAL, S.R.; LEITÃO, S.G.; SALIMENA, F.R.G.; VICCINI, L.F.; PEIXOTO, P.H.P. Floração, germinação e estaquia em espécies de *Lippia* (Verbenaceae). **Revista Brasileira de Botânica**. V. 30, p.211-220. 2007.

RAVEN, P.H.; EVERT, R.F.; CURTS, H. **Biologia Vegetal**. V.6 ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan. 2001. 906p.

RAMOS, L.M.P.; SILVA, I.M.; CAMARA, F.M. **Análise ecológica da comunidade fitoplanctônica da lagoa Nova Brasília**. II Congresso de Pesquisa e Inovação da Rede Norte Nordeste de Educação Tecnológica. João Pessoa, 2007.

RICHMOND, A. **Handbook of microalgal culture: biotechnology and applied phycology**. Oxford: Blackwell Publishing, 2004. 566p.

RICHMOND, A. **Handbook of microalgal mass culture**. Boston: CRC, 1990.

ROCHA, R.H.C.; LIMA, J.F.; FURTUNATO, T.C.S.; MEDEIROS JÚNIOR, F.J.; GUEDES, W.A.; ALMEIDA, R.S. Biomass and physiology of papaya seedlings produced under leaf fertilization with *Spirulina platensis*. **Cientifica**, v.45, n.4, p.398-405, 2017.

ROHÁČEK, K. Chlorophyll fluorescence parameters: the definitions, photosynthetic meaning, and mutual relationships. **Photosynthetica**, v.40, n.1, p.13-29, 2002.

ROMÃ. Ceagesp. Disponível em: <<http://www.ceagesp.gov.br/guia-ceagesp/roam/>>. Acesso em: 15 Mar de 2019.

SAA, S.; OLIVOS-DEL, R. A.; CASTRO, S.; BROWN, P.H. Foliar application of microbial and plant based biostimulants increases growth and potassium uptake in almond (*Prunus dulcis* [Mill.] D. A. Webb). **Frontiers in Plant Science**, v.6, p.1-9, 2015.

SCALOPPI JUNIOR, E.J. **Clonagem de quatro espécies de Annonaceae** (*Annona glabra* L.; *Annona Montana* Macfad, *Rollinia emarginata* e *Rollinia mucosa* Baill) potencias como porta-enxerto. 81f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) Jabotical, UNESP/FCAV,

2003.

SCHUBERT, H.; HAGEMANN, M. Salt effects on 77K fluorescence and photosynthesis in the cyanobacterium *Synechocystis* sp. PCC 6803. **FEMS Microbiology Letters**, v.71, n.1, p.169-172, 1990.

SCHUBERT, F.R.; NIESELT-STRUWE, K.; GRUSS, P. The Antennapedia-type homeobox genes have evolved from three precursors separated early in metazoan evolution. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**. v.90, p. 143-147, 1993.

SHABANA, E.F; ALI GABR, M.A.; MOUSSA, H.R.; EL-SHAER, E.A.; ISMAIEL, M.M.S.; Biochemical composition and antioxidant activities of *Arthrospira Spirulina platensis* in response to gamma irradiation. **Food Chemistry**, v.214, p.550–555, 2017.

SINGH, J.S; KUMAR, A.; RAI, A.N.; SINGH, D.P. Cyanobacteria: a precious bio-resource in agriculture, ecosystem, and environmental sustainability. **Frontiers in Microbiology**. v.7, p. 1-19, 2016.

SILVA, F. A. **Ecofisiologia da limeira ácida ‘Tahiti’ enxertada em híbridos de citros sob lâminas de irrigação**. 2017. 64f. Dissertação- (Mestre em Sistemas Agroindustriais), Programa de Pós Graduação em Sistemas Agroindustriais, Universidade Federal de Campina Grande, Pombal , 2017.

SILVA, D.S.O.; NÓBREGA, J.S.; ROCHA, R.H.C.; ARAÚJO, J.L.; GUEDES, A.G.; LIMA, J.F. Produção, aspecto nutricionais e fisiológicos de alface sob adubação foliar com *Spirulina platensis*. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v.12, n.1, p.41-47, 2017.

SILVA, C.C.; ARRAIS, Í.G.; ALMEIDA, J.P.N.; DANTAS, L.L.G.R.; FRANCISCO S.O.; MENDONÇA V. Extrato da alga *Ascophyllum nodosum* L. Le Jolis na produção de porta-enxertos de *Annona glabra* L. **Revista de Ciências Agrárias**, v.39, p.234-241, 2016.

SOUZA, C.R.; MAROCO, J. P.; SANTOS, T. P.; RODRIGUES, M. L.; LOPES, C.; PEREIRA, J. S.; CHAVES, M. M. Control of stomatal aperture and carbon uptake by deficit irrigation in two grapevine cultivars. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v.106, n.2, p.261-274, 2005.

SOUZA, E.F. O morango e sua padronização: classificação de produtos. **Gleba**, v.16, p.6-8, 2003.

STILL, D.W. **Pomegranates: A botanical perspective**. In: SEERA, N.P.; SCHULMAN, R.N.; HEBER, D. (eds.). *Pomegranates: Ancient roots to modern medicine*. CRC Press, Boca Raton, p. 199-209, 2006.

STOVER, E.; MERCURE, E.W. The Pomegranate: A New Look at the Fruit of Paradise. **HortScience**, v.42, n.5, p. 1088-1092, 2007.

SPANN, T.M.; LITTLE, H.A. Applications of a commercial extract of the brown seaweed *ascophyllum nodosum* increases drought tolerance in container-grown ‘hamlin’ sweet orange

nursery trees. **HortScience**, v.46, n. , p.577-582, 2011.

SUZUKI, E. T. **Avaliação fenológica, análise econômica e estudo da cadeia produtiva da romã (*Punica granatum*)**. 2016. 101 f. Tese (Doutorado em Agronomia – Horticultura) - Faculdade de Ciências Agronômicas, Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, Botucatu, 2016.

PAPENFUS, H.B.; STIRK, W.A.; FINNIE, J.F.; VAN, S. J. Seasonal variation in the polyamines of *Ecklonia maxima*. **Botanica Marina**, v.55, p.539–543, 2012.

TATAGIBA, S. D.; MORAES, G. A. B. K.; NASCIMENTO, K. J. T.; PELOSO, A. F. Limitações fotossintéticas em folhas de plantas de tomateiro submetidas a crescentes concentrações salinas. **Engenharia na Agricultura**, v.22, n. 2, p.138-149, 2014.

TAKATA, W.; SILVA, E.G.; CORSATO, J.M.; FERREIRA, G. Germinação de sementes de romãzeiras (*Punica granatum* l.) de acordo com a concentração de giberelina. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.36, n. 1, p.254-260, 2014.

TAIZ, L.; ZEIGER, E.; MØLLER, I. M.; MURPHY, A. **Fisiologia e Desenvolvimento Vegetal**. 6. ed. Porto Alegre: Artmed, 2017. 858 p.

TANAKA, K.; NAKAMURA, Y.; ASAMI, T.; YOSHIDA, S.; MATSUO, T.; OKAMOTO, S. Physiological roles of brassinosteroids in early growth of Arabidopsis: Brassinosteroids have a synergistic relationship with gibberellin as well as auxin in light-grown hypocotyl elongation. **Journal of Plant Growth Regulation**, v.22, n. 1, p.259-271, 2003

VAN D. H. C.; MANN, D.G.; JAHNS, H.M. **Algae: An introduction to phycology**. Cambridge: Cambridge University Press. 1995. 623p.

VERA-SIRERA, F. MINGUET, E.G; SINGH, S.K; LJUNG, K. TUOMINEN, H; BLÁZQUEZ, M.A; CARBONELL, J. Role of polyamines in plant vascular development. **Plant Physiology and Biochemistry** , v.48, n.1, p.534–539, 2010.

WALLY, O.S.D.; CRITCHLEY, A.T.; HILTZ, D.; CRAIGIE, J.S.; HAN, X. ZAHARIA, L.I.; ABRAMS, S.R.; PRITHIVIRAJ, B. Regulation of phytohormone biosynthesis and accumulation in Arabidopsis following treatment with commercial extract from the marine macroalga *Ascophyllum nodosum*. **Journal of Plant Growth Regulation**,v.32, n. 1, p.324–339, 2013.

WALTERS, D.; HEIL, M. Costs and trade-offs associated with induced resistance. **Physiological and Molecular Plant Pathology**, v.71, p.3-17, 2007.

WARREN, J.T.; PETRYK, A.; MARQUES, G.; PARVY, J.P.; SHINODA, T.; ITOYAMA, K.; KOBAYASHI, J.; JARCHO, M.; LI, Y.; O'CONNOR, M.B.; DAUPHIN-VILLEMANT, C.; GILBERT, L.I. Phantom encodes the 25-hydroxylase of *Drosophila melanogaster* and *Bombyx mori*: a P450 enzyme critical in ecdysone biosynthesis. **Insect Biochem. Mol. Biol.** v.34, n.9, p.991-1010. 2004..

XU, C.; LESKOVAR, D. I. Effects of *A. nodosum* seaweed extracts on spinach growth, physiology and nutrition value under drought stress. **Scientia Horticulturae**, v. 183, n.1, p.

39-47, 2015.

YAKHIN, O.I.; LUBYANOV, A.A.; BROWN, P.H. Biostimulants in plant science: A global perspective. **Frontiers in Plant Science**, v.7, n.1, p.1-31, 2017.

YEE, N. N.; AYE, S. M.; HTUN, T. T. Effect of spirulina on germination, growth, yield and nutritional value of wheat. **University of Mauritius Research Journal**, v. 5, p. 37–57, 2012.

ZHANG, B.; ZHANG, X. Separation and nanoencapsulation of antitumor polypeptide from *Arthrospira platensis*. **Biotechnology Progress**. v. 29, n. 2, p.1230– 1238, 2013.

ZLATEV, Z.; YORDANOV, I.. Effects of soil drought on photosynthesis and chlorophyll fluorescence in common bean plants. **Bulgarian Journal of Plant Physiology**. v.30, n.3, p.3-18, 2004.