

ANNA LUIZA FARIAS DOS SANTOS

**CARACTERES FISIOLÓGICOS, BIOQUÍMICOS E PRODUTIVOS DA SOJA SOB
APLICAÇÃO DE BIOFERTILIZANTES EM DIFERENTES ESTÁDIOS DE
DESENVOLVIMENTO**

Botucatu

2020

ANNA LUIZA FARIAS DOS SANTOS

**CARACTERES FISIOLÓGICOS, BIOQUÍMICOS E PRODUTIVOS DA SOJA SOB
APLICAÇÃO DE BIOFERTILIZANTES EM DIFERENTES ESTÁDIOS DE
DESENVOLVIMENTO**

Tese apresentada à Faculdade de
Ciências Agronômicas da Unesp Câmpus
de Botucatu, para obtenção do título de
Doutor em Agronomia (Agricultura).

Orientador: Prof. Dr. Marcelo de Almeida
Silva

Botucatu

2020

S237c

Santos, Anna Luiza Farias dos

Caracteres fisiológicos, bioquímicos e produtivos da soja sob aplicação de biofertilizantes em diferentes estádios de desenvolvimento / Anna Luiza Farias dos Santos. -- Botucatu, 2020

110 p. : il., tabs.

Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista (Unesp), Faculdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu

Orientador: Marcelo de Almeida Silva

1. Soja. 2. Biofertilizante. 3. Manejo nutricional. 4. Fenologia. 5. Fisiologia vegetal. I. Título.

Sistema de geração automática de fichas catalográficas da Unesp. Biblioteca da Faculdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu. Dados fornecidos pelo autor(a).

Essa ficha não pode ser modificada.

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO DA TESE: CARACTERES FISIOLÓGICOS, BIOQUÍMICOS E PRODUTIVOS DA SOJA SOB APLICAÇÃO DE BIOFERTILIZANTES EM DIFERENTES ESTÁDIOS DE DESENVOLVIMENTO

AUTORA: ANNA LUIZA FARIAS DOS SANTOS

ORIENTADOR: MARCELO DE ALMEIDA SILVA

Aprovada como parte das exigências para obtenção do Título de Doutora em AGRONOMIA (AGRICULTURA), pela Comissão Examinadora:

Prof. Dr. MARCELO DE ALMEIDA SILVA
Produção Vegetal / Faculdade de Ciências Agronômicas de Botucatu - UNESP

Prof. Dr. JULIANO CARLOS CALONEGO
Produção Vegetal / Faculdade de Ciências Agronômicas de Botucatu - UNESP

Prof. Dr. HÉLIO GRASSI FILHO
Ciência Florestal, Solos e Ambiente / Faculdade de Ciências Agronômicas de Botucatu - UNESP

Pesquisador Dr. RODRIGO ALBERTO REPKE
Pesquisa e Desenvolvimento / Tradecorp do Brasil

Prof. Dr. GIL MIGUEL DE SOUSA CÂMARA
Produção Vegetal / Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz

Botucatu, 03 de julho de 2020

Aos meus pais, José Luiz e Elvira

À Ivan, Matheus, Joceneide, Gilson e Rita

AGRADECIMENTOS

A Deus, pelo dom da vida, por tantas bênçãos e por me permitir realizar esse trabalho.

Aos meus pais, José Luiz e Elvira, pelo amor e apoio incondicional.

À minha família, sempre presente e torcendo pelo meu sucesso, em especial meus padrinhos, Gilson e Joceneide, e minha sogra, Rita.

Ao meu companheiro Ivan Arcanjo Mechi, pelo amor, dedicação, paciência e incentivo, além das contribuições durante desenvolvimento dessa pesquisa.

À Vanessa do Rosário Rosa, por ter tornado essa jornada mais leve e feliz, e ser minha companheira de curso, de experimento, de moradia e de vida.

À Mayara Trombini, Bruna Pires, Estefany Gomes, Lúcia Trombini e Jorge Augusto, por serem minha família em Botucatu, além de garantirem boas risadas e os melhores finais de semana.

Aos companheiros de curso que, além das contribuições para a pesquisa, se tornaram grandes e queridos amigos, Mariana Sab, Gabriel Germino, Jania Cláudia, Dayane Ribeiro e Vicente Silva.

A todos da equipe LECA, pelo auxílio durante o desenvolvimento desse e de outros trabalhos, vocês foram fundamentais.

Ao meu orientador Prof. Dr. Marcelo de Almeida Silva, pela orientação, dedicação, apoio e confiança.

À Faculdade de Ciências Agronômicas, Departamento de Produção Vegetal, pela oportunidade de ingressar no Doutorado e fornecer toda a infraestrutura para condução da pesquisa.

À CAPES - Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior, pela bolsa de estudos concedida.

Meus sinceros agradecimentos!

RESUMO

A cultura da soja está direta e indiretamente ligada a alimentação humana e geração de energia renovável, tornando importante adoção de práticas agrícolas para maximizar a produção das plantas. Dentre essas práticas, o emprego de biofertilizantes a base de algas marinhas, aminoácidos, substâncias húmicas e nutrientes tem se tornado cada vez mais comum. Objetivou-se com esse trabalho estudar caracteres fisiológicos, bioquímicos e produtivos de plantas de soja submetidas ao tratamento de sementes e aplicações foliares com associações de diferentes biofertilizantes em diferentes estádios de desenvolvimento da cultura. O ensaio foi conduzido na Fazenda Experimental Lageado, pertencente à FCA - UNESP, em Botucatu – SP. O delineamento experimental foi DBC com 4 repetições e 6 tratamentos: T1 (inoculante *Bradyrhizobium* em TS + Co, Mo e Mn em V3 + Ca e B em R1); T2 (inoculante *Bradyrhizobium* e Nitrostarter® em TS + Aton Mo® e Pumma® em V3 + Phylgreen electra® e Pumma® em R1 e R3); T3 (Nitrostarter® e Phylgreen gemma® em TS + Aton Mo® e Mn em V4); T4 (T3 + Trafos Green Plus® e Delfan Plus® em R1); T5 (T4 + Phylgreen electra® e Pumma® em R2) e T6 (T5 + Pumma® e Pumma calidad® em R5). As avaliações ocorreram anteriormente às aplicações foliares nos estádios V3, V4, R1, R2, R3 e R5. Foram avaliados parâmetros de trocas gasosas e fluorescência, pigmentos cloroplastídicos, enzimas antioxidantes, peroxidação lipídica (MDA), aminoácidos totais, componentes produtivos e porcentagem de proteína e óleo nos grãos. Nos estádios V3 e V4, as plantas sob T2, T3, T4, T5 e T6 foram superiores em taxa fotossintética e eficiência do PSII. Em R1, plantas sob T1 foram inferiores aos demais tratamentos em todas as variáveis, exceto E. No estádio R2 as plantas sob T1, T4, T5 e T6 superaram as demais em eficiência fotossintética, atividade de enzimas antioxidantes e aminoácidos totais. Em R3 as maiores médias foram observadas em plantas sob T3, T4, T5 e T6 e em R5 nas plantas sob T4. Os valores de MDA foram superiores nas plantas sob T1 em todas as avaliações. Em relação aos componentes produtivos e % de óleo e proteína, as plantas sob T4 apresentaram maiores valores. A combinação dos produtos Nitrostarter® e Phylgreen Gemma® em TS e aplicações foliares de Aton Mo® e Mn em V4, além de Trafos Green Plus® e Delfan Plus® em R1 foi a mais eficiente em incrementos na taxa fotossintética e no metabolismo antioxidante das plantas, garantindo maior produtividade e qualidade dos grãos.

Palavras-chave: *Glycine max* (L.) Merrill. Manejo nutricional. Fenologia. Extrato de algas. Micronutrientes. Substâncias húmicas.

ABSTRACT

The soybean is directly and indirectly linked to human food and the generation of renewable energy, making it important to adopt agricultural practices to maximize plant production. Among these practices, the use of biofertilizers based on seaweed extract, amino acids, humic substances and nutrients has become increasingly common. The trial aimed to study physiological, biochemical and yield characteristics of soybean plants submitted to seed treatment (ST) and to the management of different biofertilizers with foliar applications in different phenological phases of the crop. The trial was conducted at the FCA, UNESP, in Botucatu, SP. The experimental design was RCB with four replications and 6 treatments: : T1 (inoculant *Bradyrhizobium* in ST + Co, Mo and Mn in V3 + Ca and B in R1); T2 (inoculant *Bradyrhizobium* + biofertilizer 1 in ST + biofertilizer 2 and biofertilizer 3 in V3 + biofertilizer 4 and biofertilizer 3 in R1 and R3); T3 (biofertilizer 1 + biofertilizer 5 in ST + biofertilizer 2 and Mn in V4); T4 (T3 + biofertilizer 6 and biofertilizer 7 in R1); T5 (T4 + biofertilizer 4 and biofertilizer 3 in R2) and T6 (T5 + biofertilizer 3 and biofertilizer 8 in R5). The evaluations occurred before the foliar applications in the stages V3, V4, R1, R2, R3 and R5. Gas exchange and fluorescence parameters, chloroplast pigments, antioxidant enzymes, lipid peroxidation (MDA), total amino acids, productive components and percentage of oil and protein in the grains. At the V3 and V4 stages, plants under T2, T3, T4, T5 and T6 were superior in photosynthetic rate and efficiency of PSII. In R1, plants under T1 were inferior to the other treatments in all variables, except *E*. At stage R2, plants under T1, T4, T5 and T6 overcame the others in photosynthetic efficiency, activity of antioxidant enzymes and total amino acids. In R3 the highest averages were observed in plants under T3, T4, T5 and T6 and in R5 in plants under T4. MDA values were higher in plants under T1 in all evaluations. Regarding the productive components and % of oil and protein, the plants under T4 showed higher values. The combination of Nitrostarter® and Phylgreen Gemma® in TS and foliar applications of Aton Mo® and Mn in V4, in addition to Green Plus® and Delfan Plus® in R1 was the most efficient in increasing the photosynthetic rate and antioxidant metabolism of plants, ensuring greater yield and quality of grains.

Keywords: *Glycine max* (L.) Merrill. Nutritional management. seaweed extract. Phenology. Micronutrients. Humic substances.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Precipitação pluvial semanal e temperaturas máximas e mínimas médias no período de dezembro de 2017 a abril de 2018, Botucatu, SP	36
Figura 2 - Taxa de assimilação do CO ₂ (A) (A), condutância estomática (g_s) (B), concentração interna de CO ₂ (C_i) (C), taxa transpiratória (E) (D) e eficiência do uso da água (EUA) (E) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento V3, submetidas à aplicação de biofertilizantes	47
Figura 3 - Taxa de assimilação do CO ₂ (A) (A), condutância estomática (g_s) (B), taxa transpiratória (E) (C), eficiência do uso da água (EUA) (D) e eficiência de carboxilação (EC) (E) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento V4, submetidas à aplicação de biofertilizantes	49
Figura 4 - Rendimento quântico da conversão de energia fotoquímica no PSII (ϕ_{II}) (A), transporte aparente de elétrons (ETR) (B) e rendimento da dissipação de energia não regulada (ϕ_{NO}) (C) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento V4, submetidas à aplicação de biofertilizantes.....	52
Figura 5 - Atividade das enzimas catalase peroxidase (POX) (A), dismutase do superóxido (SOD) (B) e peroxidação lipídica (MDA) (C) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento V4, submetidas à aplicação de biofertilizantes.....	55
Figura 6 - Taxa de assimilação do CO ₂ (A) (A), taxa transpiratória (E) (B), eficiência do uso da água (EUA) (C) e eficiência de carboxilação (EC) (D) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R1, submetidas à aplicação de biofertilizantes.....	56
Figura 7 - Taxa de assimilação do CO ₂ (A) (A), concentração interna de CO ₂ (C_i) (B), eficiência do uso da água (EUA) (C) e eficiência de carboxilação (EC) (D) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R2, submetidas à aplicação de biofertilizantes.....	58
Figura 8 - Taxa de assimilação do CO ₂ (A) (A), condutância estomática (g_s) (B), concentração interna de CO ₂ (C_i) (C) e eficiência de carboxilação (EC) (D) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R3, submetidas à aplicação de biofertilizantes.....	59
Figura 9 - Taxa de assimilação do CO ₂ (A) (A), condutância estomática (g_s) (B), concentração interna de CO ₂ (C_i) (C), eficiência do uso da água (EUA) (D) e eficiência da carboxilação (EC) (E) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R5, submetidas à aplicação de biofertilizantes.....	61
Figura 10 - Rendimento quântico da conversão de energia fotoquímica no PSII (ϕ_{II}) (A) e transporte aparente de elétrons (ETR) (B) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R1, submetidas à aplicação de biofertilizantes.....	62
Figura 11 - Coeficiente do quenching fotoquímico (q_L) (A), rendimento quântico da conversão de energia fotoquímica no PSII (ϕ_{II}) (B), transporte aparente de elétrons (ETR) (C) e rendimento da dissipação de energia não regulada (ϕ_{NO}) (D) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R2, submetidas à aplicação de biofertilizantes.....	64

Figura 12 - Rendimento quântico da conversão de energia fotoquímica no PSII (ϕ_{II}) (A) e coeficiente de extinção não fotoquímico (NPQ) (B) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R3, submetidas à aplicação de biofertilizantes	65
Figura 13 - Rendimento quântico da conversão de energia fotoquímica no PSII (ϕ_{II}) (A) e transporte de elétrons (ETR) (B) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R5, submetidas à aplicação de biofertilizantes	66
Figura 14 - Atividade da enzima catalase (CAT) (A), peroxidação lipídica (MDA) (B) e aminoácidos totais (AA) (C) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R1, submetidas à aplicação de biofertilizantes	68
Figura 15 - Atividade das enzimas catalase (CAT) (A) e peroxidase (POX) (B), peroxidação lipídica (MDA) (C) e aminoácidos totais (AA) (D) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R2, submetidas à aplicação de biofertilizantes	70
Figura 16 - Atividade das enzimas catalase (CAT) (A) e peroxidase (POX) (B), peroxidação lipídica (MDA) (C) e aminoácidos totais (AA) (D) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R3, submetidas à aplicação de biofertilizantes	72
Figura 17 - Atividade das enzimas catalase (CAT) (A) e peroxidase (POX) (B), peroxidação de lipídios (MDA) (C) e aminoácidos totais (AA) (D) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R5, submetidas à aplicação de biofertilizantes	74
Figura 18 - Número de vagens por planta (NV) (A), número de grãos por vagem (NG vagem ⁻¹) (B), peso de 100 grãos (P100) (C), produtividade (D) e porcentagem de proteína e óleo no grão (E) em plantas de soja submetidas à aplicação de biofertilizantes	75

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Análise química do solo de 0 a 20 cm de profundidade.	37
Tabela 2 - Descrição dos tratamentos, doses utilizadas, estádios de desenvolvimento da soja e datas em que foram realizadas as aplicações.	39
Tabela 3 - Descrição, formulação e densidade dos produtos utilizados, conforme informado pelo fabricante.	40
Tabela 4 - Valores de P , média e erro padrão da média do teste F para eficiência de carboxilação (EC) em plantas de soja no estádio de desenvolvimento V3 e concentração interna de CO_2 (C_i) em plantas no estádio V4, submetidas à aplicação de biofertilizantes. ...	46
Tabela 5 - Valores de P , média e erro padrão da média do teste F para as variáveis rendimento quântico efetivo do PSII (F_v/F_m), coeficiente do quenching fotoquímico (q_L), rendimento quântico da conversão de energia fotoquímica no PSII (ϕ_{II}), transporte aparente de elétrons (ETR), coeficiente de extinção não fotoquímico (NPQ) e rendimento da dissipação de energia não regulada (ϕ_{NO}) em plantas de soja, estádio de desenvolvimento V3, submetidas à aplicação de biofertilizantes.	50
Tabela 6 - Valores de P , média e erro padrão da média do teste F para as variáveis rendimento quântico efetivo do PSII (F_v/F_m), coeficiente do quenching fotoquímico (q_L) e coeficiente de extinção não fotoquímico (NPQ) em plantas de soja, estádio de desenvolvimento V4, submetidas à aplicação de biofertilizantes.	50
Tabela 7 - Valores de P , média geral e erro padrão da média do teste F para as variáveis teor de clorofila a (Cla) e clorofila b (Clb), razão clorofila a/b (Cla/b) e carotenoides (Car) em plantas de soja, estádio de desenvolvimento V3, submetidas à aplicação de biofertilizantes.	53
Tabela 8 - Valores de P , média geral e erro padrão da média do teste F para as variáveis atividade das enzimas catalase (CAT), peroxidase (POX), peroxidase do ascorbato (APX), dismutase do superóxido (SOD), peroxidação de lipídios (MDA) e aminoácidos totais (AA) em plantas de soja, estádio de desenvolvimento V3, submetidas à aplicação de biofertilizantes.	53
Tabela 9 - Valores de P , média geral e erro padrão da média do teste F para as variáveis teor de clorofila a (Cla), clorofila b (Clb), razão clorofila a/b (Cla/b), carotenoide e aminoácidos totais em plantas de soja, estádio de desenvolvimento V4, submetidas à aplicação de biofertilizantes.	54
Tabela 10 - Valores de P , média geral e erro padrão da média do teste F para as variáveis condutância estomática (g_s), concentração interna de CO_2 (C_i) em plantas de soja no estádio de desenvolvimento R1 e condutância estomática (g_s), taxa transpiratória (E) em plantas no estádio R2, submetidas à aplicação de biofertilizantes.	57
Tabela 11 - Valores de P , média geral e erro padrão da média do teste F para as variáveis taxa transpiratória (E), eficiência da carboxilação (EC) em plantas de soja no estádio de	

desenvolvimento R3 e taxa transpiratória (E) em plantas no estágio R5, submetidas à aplicação de biofertilizantes.	60
---	----

Tabela 12 - Valores de P , média geral e erro padrão da média do teste F para as variáveis rendimento quântico efetivo do PSII (F_v/F_m), coeficiente do quenching fotoquímico (q_L), coeficiente de extinção não fotoquímico (NPQ) e rendimento da dissipação de energia não regulada (ϕ_{NO}) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R1, submetidas à aplicação de biofertilizantes.	62
--	----

Tabela 13 - Valores de P , média geral e erro padrão da média do teste F para as variáveis rendimento quântico efetivo do PSII (F_v/F_m) e coeficiente de extinção não fotoquímico (NPQ) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R2, submetidas à aplicação de biofertilizantes.	63
--	----

Tabela 14 - Valores de P , média geral e erro padrão da média do teste F para as variáveis rendimento quântico efetivo do PSII (F_v/F_m), coeficiente do quenching fotoquímico (q_L), transporte de elétrons (ETR) e rendimento da dissipação de energia não regulada (ϕ_{NO}) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R3, submetidas à aplicação de biofertilizantes.	65
---	----

Tabela 15 - Valores de P , média geral e erro padrão da média do teste F para as variáveis rendimento quântico efetivo do PSII (F_v/F_m), coeficiente do quenching fotoquímico (q_L), coeficiente de extinção não fotoquímico (NPQ) e Rendimento da dissipação de energia não regulada (ϕ_{NO}) em plantas, estágio de desenvolvimento R5, submetidas à aplicação de biofertilizantes.	66
--	----

Tabela 16 - Valores de P , média geral e erro padrão da média do teste F para as variáveis teor de clorofila a (Cla) e clorofila b (Clb), razão clorofila a/b (Cla/b) carotenoides (Car), peroxidase (POX), peroxidase do ascorbato (APX) e dismutase do superóxido (SOD) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R1, submetidas à aplicação de biofertilizantes.	67
---	----

Tabela 17 - Valores de P , média geral e erro padrão da média do teste F para as variáveis teor de clorofila a (Cla), clorofila b (Clb) e carotenoides (Car), razão clorofila a/b (Cla/b), peroxidase do ascorbato (APX) e dismutase do superóxido (SOD) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R2, submetidas à aplicação de biofertilizantes.	69
--	----

Tabela 18 - Valores de P , média geral e erro padrão da média do teste F para as variáveis teor de carotenoides (Car), razão clorofila a/b (Cla/b), peroxidase do ascorbato (APX) e dismutase do superóxido (SOD) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R3, submetidas à aplicação de biofertilizantes.	71
---	----

Tabela 19 - Valores de P , média geral e erro padrão da média do teste F para as variáveis teor de clorofila a (Cla), clorofila b (Clb) e carotenoides (Car), razão clorofila a/b (Cla/b), peroxidase do ascorbato (APX) e dismutase do superóxido (SOD) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R5, submetidas à aplicação de biofertilizantes.	73
--	----

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	19
2	REVISÃO DE LITERATURA	22
2.1	A CULTURA DA SOJA	22
2.1.1	Aspectos gerais	22
2.1.2	Fenologia	22
2.1.3	Desenvolvimento da cultura	23
2.2	USO DE BIOFERTILIZANTES NA AGRICULTURA	25
2.2.1	Tratamento de sementes com substâncias húmicas	28
2.2.2	O uso de extrato de algas marinhas e aminoácidos na agricultura	30
2.3	APLICAÇÕES FOLIARES DE FERTILIZANTES MINERAIS NA SOJA	34
3	MATERIAL E MÉTODOS	36
3.1	INSTALAÇÃO, DELINEAMENTO EXPERIMENTAL E TRATAMENTOS	36
3.2	AVALIAÇÕES FISIOLÓGICAS	41
3.2.1	Trocas gasosas	41
3.2.2	Parâmetros de fluorescência	41
3.3	AVALIAÇÕES BIOQUÍMICAS	42
3.3.1	Pigmentos cloroplastídicos	42
3.3.2	Enzimas do metabolismo antioxidativo	42
3.3.3	Peroxidação de lipídeos (MDA)	44
3.3.4	Aminoácidos totais (AA)	45
3.4	AVALIAÇÕES DOS COMPONENTES PRODUTIVOS	45
3.5	ANÁLISE ESTATÍSTICA	45
4	RESULTADOS	46
4.1	ESTÁDIOS VEGETATIVOS (V3 E V4)	46
4.1.1	Trocas gasosas	46
4.1.2	Parâmetros de fluorescência	50
4.1.3	Avaliações bioquímicas	53
4.2	ESTÁDIOS REPRODUTIVOS (R1, R2, R3 E R5)	55
4.2.1	Trocas gasosas	55
4.2.2	Parâmetros de fluorescência	61
4.2.3	Avaliações bioquímicas	66
4.3	COMPONENTES PRODUTIVOS	74
5	DISCUSSÃO	76
5.1	TROCAS GASOSAS	76
5.2	PARÂMETROS DE FLUORESCÊNCIA	79
5.3	AVALIAÇÕES BIOQUÍMICAS	81
5.4	COMPONENTES PRODUTIVOS	85
6	CONSIDERAÇÕES FINAIS	87
7	CONCLUSÃO	88
	REFERÊNCIAS	89

1 INTRODUÇÃO

O cultivo da soja (*Glycine max* (L.) Merrill) é a principal atividade agrícola no Brasil, sendo o país um dos maiores produtores do mundo. A cultura destaca-se por ser a *commoditie* com maior lucro agregado no mercado de grãos, com expressiva participação nas exportações (CONAB, 2019), além do complexo soja ser responsável pelas principais fontes de receitas e geração de empregos direta e indiretamente do país (ARAÚJO; FERNANDES, 2017). Seu uso é variado, desde alimentação humana e animal ou como fonte de bioenergia, é considerada a fonte mais barata de proteína, sendo acessada através de carnes e ovos pelas populações menos favorecidas (TRIGUEIRINHO; PIRES, 2009).

Com a crescente demanda por alimentos, considerando o fato da soja participar direta e indiretamente da alimentação humana, através do óleo, derivados e como ração no setor produtivo de carnes, aliada a necessidade de produzir energia renovável e ter a soja como matéria prima para produção de biodiesel, são necessárias medidas para aumentar a produção do grão no país. O principal desafio consiste em elevar a produtividade, sem abrir novas áreas.

Avanços estão ocorrendo a todo momento no setor, como cultivares mais produtivas, resistentes a pragas e doenças, além de maior tolerância a estresses ambientais, entretanto o manejo da cultura é um grande diferencial. Semeadura na época adequada de acordo com a região, tratos culturais que otimizam o operacional da lavoura, adubação em taxa variável, levando em consideração a real necessidade da planta, uso correto dos defensivos e aplicações foliares de biofertilizantes formam uma gama de operações com objetivo de atingir o máximo rendimento da cultura.

Atualmente são necessárias práticas agrícolas que maximizam a produção de grãos, sem elevar excessivamente os custos, associado ao melhor aproveitamento dos recursos naturais disponíveis. Dentre essas práticas, o emprego de biofertilizantes a base de algas marinhas, aminoácidos, substâncias húmicas e nutrientes tem se tornado cada vez mais comum. Esses produtos são caracterizados por conter minerais e moléculas orgânicas em sua formulação, com ação direta ou indireta no crescimento e produção das plantas, isentos de reguladores vegetais. Por serem fontes de minerais, hormônios vegetais, antioxidantes e metabólitos secundários possuem efeito sobre processos fisiológicos e bioquímicos das plantas.

O investimento para garantir bons resultados na cultura da soja inicia-se na aquisição de sementes de qualidade e alto vigor, seguido de efetivo tratamento de sementes (TS) e inoculação. A adição de biofertilizantes em TS é uma fonte de nutrientes para as plântulas e bactérias fixadoras de N, estimulam a produção hormonal, além de favorecer bactérias benéficas do solo. Durante o desenvolvimento da soja o suprimento ideal de água, CO₂, radiação solar e nutrientes garante o crescimento e acúmulo de biomassa das plantas.

Com o florescimento e enchimento de grãos a demanda por nutrientes e fotoassimilados aumenta consideravelmente, o uso de biofertilizantes via aplicação foliar em estádios vegetativos e reprodutivos da soja é uma alternativa para fornecer ou aumentar a absorção de macro e micronutrientes, estimular a produção de aminoácidos, hormônios, enzimas e proteínas. Esses produtos também são capazes de incrementar a taxa fotossintética das plantas, com efeito sobre a condutância estomática, transpiração, assimilação do CO₂ e rendimento do fotossistema II (PSII), contribuindo para o crescimento e enchimento de grãos.

Durante o desenvolvimento, as plantas estão sujeitas a interferências bióticas e abióticas, podendo ou não gerar algum tipo de estresse nas mesmas. Alterações capazes de prejudicar a fixação do CO₂ desencadeiam estresse oxidativo nas plantas, fazendo-as gerarem respostas adaptativas, como expressões gênicas, alterações morfológicas e fisiológicas e produção de antioxidantes enzimáticos ou não, com o intuito de evitar danos oxidativos.

Os resultados quanto ao uso de biofertilizantes em plantas ainda são inconsistentes, apresentando variações na eficiência em aumentar o crescimento e a produção vegetal, com melhores repostas quando as mesmas estão sob algum tipo de estresse. Diferenças em formulação e concentração dos produtos, doses utilizadas, espécies, cultivares e estádios fenológicos em que são aplicados, além de condições climáticas, são responsáveis por essas variações. Dessa forma se faz importante conhecer as melhores formulações, concentrações e doses para determinada cultura, além do melhor estágio para aplicação dos produtos.

A combinação de diferentes biofertilizantes no tratamento de sementes e em aplicações foliares em estádios vegetativos e reprodutivos na cultura da soja é capaz de alterar as trocas gasosas das plantas, apresentando efeito positivo sobre a fixação do CO₂ e o rendimento do PSII, contribuindo assim para maiores taxas fotossintéticas e eficiência no uso da água. Além de impulsionar a atividade de

enzimas antioxidantes, reduzindo níveis de peroxidação lipídica e estimular a produção de aminoácidos totais, resultando em aumento da produtividade e da qualidade de grãos de soja.

Objetivou-se com esse trabalho estudar caracteres fisiológicos, bioquímicos e produtivos de plantas de soja submetidas ao tratamento de sementes e aplicações foliares com associações de diferentes biofertilizantes em diferentes estádios de desenvolvimento da cultura.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 A cultura da soja

2.1.1 Aspectos gerais

A soja (*Glycine max* (L.) Merrill) é uma planta originária do continente asiático, com provável centro de origem nas regiões centrais e ocidentais da China. Foi introduzida no Brasil, inicialmente pela Bahia, através de sementes provenientes dos Estados Unidos (BLACK, 2000), se tornou uma das principais culturas na agricultura brasileira, com importante papel na cadeia produtora de alimentos, através do consumo direto dos grãos, confecção de óleo e ração, além de ser matéria prima para produção de biodiesel (KIM et al., 2016).

Seguindo uma tendência mundial, a cultura da soja ganha cada vez mais espaço na produção agrícola brasileira. O crescimento populacional somado a melhoria da renda nos países emergentes eleva o consumo de alimentos, principalmente de carnes, fazendo com que haja maiores investimentos nesse setor, e a soja surge como fonte direta na alimentação humana e indireta na produção de ração animal. Segundo o levantamento da safra brasileira de grãos 2019/20, divulgado em julho pela Companhia Nacional de Abastecimento (Conab), a estimativa de produção é de 121 milhões de toneladas em 37 milhões de hectares, sendo o recorde de produção de soja na série histórica da Conab (CONAB, 2020). Esse avanço está relacionando não somente ao aumento da área cultivada, mas também, à aplicação de técnicas de manejo avançadas que permitem o incremento na produtividade.

2.1.2 Fenologia

Conhecer os estádios fenológicos da soja é importante para execução correta do manejo na cultura, sendo fundamental para realizar atividades agrícolas como adubação, controle de pragas e doenças, irrigação e dessecação (ZENG et al., 2016). A metodologia de descrição dos estádios fenológicos da cultura da soja proposta por Fehr e Caviness (1977) é a mais utilizada até hoje, permite a identificação dos estádios de forma precisa e pode ser aplicada em qualquer variedade. Os autores dividiram o desenvolvimento das plantas de soja em dois grupos: estádios vegetativos e reprodutivos, sendo representados por V e R,

respectivamente, seguidos de índice numérico como referencial de determinada fase, exceto os estádios VE e VC correspondentes aos estádios vegetativos de emergência e de cotilédones, respectivamente.

Os estádios vegetativos iniciam em VE, emergência da plântula, seguido de VC, cotilédones completamente expandidos e se estende de V1 a Vn, onde n é o número de nós com folhas completamente expandidas, acima do nó cotiledonar. Os estádios reprodutivos iniciam em R1, quando abre a primeira flor em qualquer nó da haste da planta, seguido de R2, onde ocorre o florescimento pleno, R3 marca o início da formação de vagens e R4 vagens bem desenvolvidas no terço superior da planta, em R5 inicia o enchimento de grãos e R6 corresponde aos grãos cheios por completo, R7 é o começo da maturação fisiológica e R8 maturação plena. O estágio R5 ainda foi subdividido em cinco etapas por Ritchie et al. (1977), especificando detalhadamente a porcentagem de granação, tendo assim R5.1 (10% da granação), R5.2 (11 a 25% da granação), R5.3 (26 a 50% da granação), R5.4 (51 a 75% da granação), R5.5 (76 a 100% da granação) (FARIAS et al., 2007).

2.1.3 Desenvolvimento da cultura

Nos estádios iniciais é importante garantir o estabelecimento das plantas. A realização do tratamento de sementes (TS) na soja garante plântulas saudáveis e a inoculação, o fornecimento do nitrogênio (N) necessário durante todo o ciclo da cultura (RURANGWA et al., 2018; STAJKOVIĆ-SRBINOVIĆ et al., 2020). A adição de nutrientes, substâncias húmicas e outros compostos orgânicos no TS é uma alternativa para complementar a adubação de semeadura, fornecer micronutrientes às bactérias fixadoras de N e melhorar as condições do solo (BERGERSEN; TURNER, 1967; CORTESE et al., 2019; EL-LATTIEF, 2016).

O crescimento das plantas está diretamente ligado à taxa fotossintética das mesmas, pois 90% da biomassa vegetal é derivada da assimilação do CO₂ (KOUR et al., 2020; LONG et al., 2006). Segundo Jalakas et al. (2018), a assimilação do CO₂ e a perda de água por transpiração são processos fisiológicos essenciais com efeito direto na produção de biomassa das plantas, sendo o rendimento de grãos uma medida integrada de fotoassimilados e tempo. A condutância estomática é a razão entre transpiração e déficit de pressão de vapor da folha, sendo uma variável relacionada indiretamente com o rendimento de grãos e papel importante no

resfriamento das folhas em situações de altas temperaturas (FISCHER et al., 1998; JALAKAS et al., 2018; KOLLIST et al., 2014; MERILO et al., 2014).

Durante o ciclo da cultura, as plantas estão sujeitas a lidar com condições do ambiente não ótimas ao seu pleno desenvolvimento, conhecidamente denominados estresses bióticos e abióticos.

Estresses abióticos afetam negativamente o desenvolvimento das plantas, sendo a restrição hídrica o principal fator limitante à produção da soja atualmente (ANDA et al., 2020; DONG et al., 2019). Quando as plantas são submetidas a condições estressantes ocorre limitação na fixação do CO₂, gerando excesso de energia e desencadeando a produção de espécies reativas de oxigênio (ERO). O acúmulo de ERO resulta em danos oxidativos nas moléculas de proteínas, RNA, DNA, membranas, pigmentos fotossintéticos e lipídios, sendo a produção de malondialdeído (MDA) resultado da peroxidação lipídica (CHOUDHURY et al., 2016; DAHAL et al., 2015; DONG et al., 2019; MOLES et al., 2016; PANDY et al., 2016; ZHANG et al., 2016b). Como proteção a esses danos oxidativos, as plantas possuem mecanismos antioxidantes, enzimáticos ou não, com atuação em conjunto ou isolada (CHOUDHURY et al., 2016; SHUKLA et al., 2017).

Entre as enzimas antioxidantes estão superóxido dismutase (SOD, EC 1.15.1.1), catalase (CAT, EC 1.11.1.6), glutational peroxidase (GPX, EC 1.11.1.9), peroxidase (POX, EC 1.11.1.7), ascorbato peroxidase (APX, EC 1.1.11.1), desidroascorbato redutase (DHAR, EC 1.8.5.1), glutational redutase (GR, EC 1.8.1.7) e outras (SILVA et al., 2012; YOU; CHAN, 2015). Os antioxidantes não enzimáticos são caracterizados por moléculas de baixo peso molecular e, quando em sua forma reduzida, doadores de elétrons. São compostos por ascorbato (Asc), monodesidroascorbato (MDHA), glutational reduzida (GSH), carotenos, α -tocoferol e poliaminas (GRATÃO et al., 2005; MITTLER et al., 2004).

Dessa forma, práticas agrícolas capazes de impulsionar as trocas gasosas, a fixação do CO₂ e a atividade de mecanismos antioxidantes em plantas de soja, contribuem para melhores resultados em crescimento e produção. A aplicação de biofertilizantes em plantas pode resultar em aumento da área foliar e dos níveis de hormônios endógenos, como citocinina e auxina, interferindo positivamente na fotossíntese, transpiração e no sistema de defesa das plantas (REHMAN et al., 2018; TRÄNKNER et al., 2016; ZHANG et al., 2003). Biofertilizantes aplicados via foliar durante os estádios vegetativos e reprodutivos minimizam danos causados

devido aos estresses, além de fornecer nutrientes e outras moléculas às plantas, favorecendo o crescimento das mesmas (GOÑI et al., 2018; KOCIRA et al., 2017; SUPRAJA et al., 2020). Com o início do florescimento, aumenta exigência nutricional da soja (THOMAZ, 2018). Nessas fases uso de biofertilizantes a base de micronutrientes e substâncias orgânicas funcionam como diferencial, contribuindo para melhor pegamento das flores, formação de vagens no topo da planta e aumento em número e massa de grãos (PRIETO et al., 2017; VIANA et al., 2019).

2.2 Uso de biofertilizantes na agricultura

Alguns compostos são capazes de promover alterações no crescimento, desenvolvimento e produção das plantas, sendo classificados como biorreguladores, bioativadores, bioestimulantes ou biofertilizantes. Os biorreguladores são caracterizados como compostos orgânicos, ausente de nutrientes, com ação similar aos hormônios vegetais, alterando processos fisiológicos e/ou morfológicos das plantas em baixas concentrações. Os bioativadores são substâncias orgânicas e atuam como precursores de hormônios vegetais, elevando a síntese hormonal e alterando o crescimento e fisiologia das plantas. Os inseticidas tiametoxam e aldicarb podem ser citados como bioativadores. Os bioestimulantes são misturas de biorreguladores ou a combinação de um ou mais biorreguladores com outros compostos como aminoácidos, vitaminas, nutrientes e extrato de algas. Possuem ação no crescimento das plantas devido a alterações em processos metabólicos, divisão celular e absorção de água e nutrientes (MÓGOR, 2017; MORZELLE et al., 2017). Os biofertilizantes por sua vez, são combinações de compostos minerais e orgânicos, isentos de biorreguladores, com ação direta ou indireta no crescimento e produção vegetal (MAÇIK et al., 2020; MÓGOR, 2017; MORZELLE et al., 2017; SANTOS et al., 2017).

Os biofertilizantes são corriqueiramente mencionados na literatura como bioestimulantes devido a capacidade de ambos em alterar as trocas gasosas, absorção de água e nutrientes e regulação hormonal das plantas, sejam aplicados via foliar ou em tratamento de sementes (TS) (EVANS, 2013). Segundo Maçik et al. (2020), biofertilizantes são compostos por minerais, substâncias orgânicas e bioestimulantes a base algas e microorganismos. Além disso, no Brasil diversos produtos rotulados como bioestimulantes são registrados como fertilizantes foliares

ou para aplicação via tratamento de sementes, devido a características semelhantes entre essas substâncias e aditivos ou agentes quelantes e complexantes presentes em fertilizantes minerais autorizados pela legislação. A legislação brasileira não contempla a classe específica de bioestimulantes, dessa forma, as empresas os enquadram na classe de fertilizantes para conseguir comercializá-los (MÓGOR, 2017).

Biofertilizantes devem ser substâncias compostas por moléculas ou complexo de moléculas orgânicas com efeito estimulante, isentos de substâncias agrotóxicas e reguladores vegetais, além da capacidade de agir direta ou indiretamente sobre o desenvolvimento das plantas, estimulando processos metabólicos, trocas gasosas e produção (COELHO et al., 2019; MÓGOR, 2017). Estes produtos podem ser de origem natural, com aminoácidos livres, extratos de algas e frutos, microorganismos, substâncias húmicas e quitosana em sua formulação ou sintéticos (CALVO et al., 2014; MAČIK et al., 2020; PRZYBYSZ et al., 2014). São característicos por influenciarem vários processos metabólicos das plantas, tais como, respiração, fotossíntese, síntese de ácidos nucleicos e absorção de íons, resultando em incremento na produção em função de processos ligados ao enraizamento, desenvolvimento vegetativo, floração e frutificação (CRAIGIE, 2011; DU JARDIN, 2015; SILVA et al., 2008). Segundo Ertani et al. (2013), as respostas fisiológicas das plantas à aplicação de biofertilizantes estão relacionadas principalmente a presença de ativadores nesses produtos, sendo eles, hormônios, proteínas, aminoácidos e fenóis.

Coelho et al. (2019), ao realizarem duas aplicações foliares de biofertilizantes em soja, observaram incremento no crescimento radicular e na massa de nódulos, entretanto esse efeito não foi efetivo em todas as cultivares testadas. Alguns autores relacionam diferenças nas respostas das plantas a variados modos de ação dos biofertilizantes, tendo sua ação influenciada pela espécie ou cultivar, estágio fenológico da cultura, condições climáticas, além de modo e doses de aplicação (BATISTA FILHO et al., 2013; BINSFELD et al., 2014; DOURADO NETO et al., 2014; SANTINI et al., 2015). Entretanto, de modo geral, o uso de biofertilizantes na agricultura proporciona bons resultados, com melhor germinação das plântulas, incremento em massa seca de parte aérea e raízes, aumento do teor de pigmentos cloroplastídicos e na atividade de enzimas antioxidantes, protegendo a planta contra estresses abióticos, além de potencializar a produção em várias culturas

(DOURADO NETO et al., 2014; JUNQUEIRA et al., 2017; KHAJEEYAN et al., 2019; KOCIRA et al., 2018b; MAÇIK et al., 2020; SCHNEIDER, 2019).

A utilização de biofertilizantes pode ser associada ao tratamento de sementes ou aplicações foliares durante o desenvolvimento da cultura. Quando utilizado em TS, além do benefício relacionado à germinação das sementes, existe também efeito sobre as qualidades físico-químicas do solo, com aumento da atividade dos microrganismos benéficos do solo, favorecendo a ciclagem e disponibilização de nutrientes e melhorando a agregação do solo (EL-LATTIEF, 2016; MAÇIK et al., 2020; RAJA, 2013). Schutz et al. (2018), ao revisarem resultados do uso de biofertilizantes em várias culturas, relataram incremento de 16% em produtividade quando as sementes foram tratadas com biofertilizantes.

Os biofertilizantes podem atuar como osmorreguladores, moléculas de sinalização e, moduladores da abertura estomática, além de influenciar o transporte de íons, produção de proteínas e aminoácidos, desencadeando respostas positivas na taxa fotossintética das plantas (PARADIKOVIC et al., 2011; YAKHIN et al., 2017). Schneider (2019) observou aumento na taxa de assimilação do CO₂, na condutância estomática e no rendimento quântico do PSII em plantas de soja ao aplicar bioestimulante composto por nutrientes e substâncias húmicas. Esse efeito dos biofertilizantes em intensificar as trocas gasosas e garantir o bom funcionamento do aparato fotossintético também foi relatado por autores em variadas culturas (GURURANI et al., 2013; JALAKAS et al., 2018; KOUR et al., 2020; MOLOTO et al., 2018).

Outra ação dos biofertilizantes é a ativação dos sistemas de defesa das plantas. Estes produtos alteram processos metabólicos e fisiológicos nas plantas, reduzindo a produção de ERO, estimulando a atividade de antioxidantes, enzimáticos ou não, e incrementos na produção de compostos fenólicos (DU JARDIM, 2015; DURANGO et al., 2013; ERTANI et al., 2013; YAKHIN et al., 2017). Kocira et al. (2018b) observaram maior atividade de enzimas antioxidantes em plantas de soja tratadas com biofertilizantes a base de algas marinhas, enquanto Schneider (2019) relatou aumento na atividade da enzima APX e queda de 45% e 25% na produção de O₂•- e H₂O₂, respectivamente. Rehman et al. (2018) utilizaram bioestimulante a base de extrato de plantas com adição de nutrientes em TS e via foliar, e observaram aumento na atividade das enzimas CAT e SOD, na

concentração de hormônios, nos teores de pigmentos cloroplastídicos, no número e teor de óleo de sementes em plantas de girassol.

2.2.1 Tratamento de sementes com substâncias húmicas

As sementes representam não só uma forma de propagação da cultura, mas se tornaram um dos principais insumos da agricultura moderna, responsáveis por todo o potencial genético e produtivo da lavoura (FERREIRA et al., 2007; MEDEIROS et al., 2004). O tratamento de sementes com fungicida, inseticida e biofertilizantes composto por minerais e substâncias húmicas proporciona melhor germinação e estabelecimento de plantas no campo. A adição de nutrientes no TS em soja é uma forma de fornecê-los às bactérias presentes na rizosfera das plantas, contribuindo para o sucesso do sinergismo entre planta e microbiota. Como exemplo pode-se citar o cobalto (Co) e o molibdênio (Mo), elementos importantes para as bactérias do gênero *Bradyrhizobium* durante a fixação do N₂. O Co faz parte da vitamina B12, necessária para a biossíntese da leghemoglobina no gênero *Rhizobium* (MALAVOLTA et al., 1997). Alves et al. (2018) observaram incremento nos componentes produtivos quando se fez uso de produtos à base de substâncias húmicas e micronutrientes no tratamento de sementes de soja.

As substâncias húmicas são constituintes naturais da matéria orgânica do solo, resultado da decomposição de resíduos vegetais, animais e microbianos, além dos exsudatos liberados pelas raízes das plantas (SCHNITZER, 1992). Segundo du Jardin (2015), a inconsistência dos resultados quando se usa produtos à base de substâncias húmicas se deve a dificuldade em otimizar a interação entre a matéria orgânica, micróbios e raízes das plantas, entretanto, de maneira geral, os resultados são satisfatórios. Rose et al. (2014), ao revisarem a resposta de crescimento das plantas à aplicação de substâncias húmicas, observaram aumento geral de 22% do peso seco da parte aérea e 21% do peso das raízes. Os mesmos autores verificaram variabilidade nas respostas das plantas devido a diferentes fontes, condições ambientais, tipo de cultura, dose e maneira de aplicação.

O efeito estimulante das substâncias húmicas é atribuído à melhor nutrição das raízes, podendo ocorrer de diversas maneiras. Seja pela maior absorção de macro e micronutrientes ao elevar a capacidade de troca de cátions (CTC) do solo ou pelo bombeamento de prótons através da enzima ATPase da membrana

plasmática, contribuindo para o afrouxamento da parede celular e crescimento dos órgãos, além disso, essas substâncias podem apresentar efeito hormonal (DU JARDIN, 2015; JINDO et al., 2012). Canellas et al. (2015) e Hernandez et al. (2015), atribuem o efeito de substâncias húmicas no crescimento vegetal à indução do metabolismo de carbono e nitrogênio, através do estímulo de diferentes concentrações de ácido húmico sobre enzimas ligadas às vias de assimilação do N, como nitrato redutase, glutamato desidrogenase e glutamina sintetase. Dehsheikh et al. (2020) observaram maior concentração de N e fósforo (P) em folhas de manjerição, além de incremento no teor de óleo e em número de folhas de plantas tratadas com biofertilizante a base de substâncias húmicas.

Canellas et al. (2013) relataram redução de 50% no teor total de carboidratos das folhas de milho tratadas com substâncias húmicas em comparação ao controle, entretanto esses autores observaram altas taxas fotossintéticas nas plantas tratadas. Pizzeghello et al. (2001) atribuem essa queda no teor de carboidratos ao fato desses metabólitos estarem sendo utilizados no crescimento das plantas. Jannin et al. (2012), ao analisarem mais de 31 mil genes de *Brassica napus*, observaram efeito positivo de substâncias húmicas sobre 50% dos genes relacionados a fotossíntese das plantas. Bezuglova et al. (2017) trataram sementes de trigo com substâncias húmicas e relataram aumento na fotossíntese, na eficiência do uso da água, no teor de clorofila e na concentração de ácido ascórbico.

O uso de ácidos húmicos melhora o desempenho das plântulas, acelera a velocidade de emergência e realça o potencial genético das sementes de várias espécies, com isso esses compostos podem cessar ou diminuir o efeito de fatores adversos na fase de germinação das sementes (ARAGÃO et al., 2003; BENTO et al., 2020; MACHIANI et al., 2019). Os ácidos húmicos e fúlvicos influenciam na dinâmica e disponibilidade dos nutrientes no solo, pois favorecem o enraizamento das plântulas e aumentam o número de sítios mitóticos, facilitando a absorção de nutrientes, através do aumento na atividade de várias enzimas e do número de pontos de colonização para as bactérias (DEHSHEIKH et al., 2020; CONCEIÇÃO et al., 2008; GHOLAMI et al., 2018; HAMZA; SUGGARS, 2001), além de modificar positivamente a atividade bacteriana da rizosfera, especificamente de espécies benéficas (MATTAROZZI et al., 2020).

Outro efeito positivo do uso de ácidos húmicos na agricultura é o potencial dessas substâncias sobre o alívio de estresses abióticos. Azevedo e Lea (2011)

mostraram a capacidade de plantas submetidas a estresse hídrico em ajuste osmótico, mantendo o turgor das células. Schiavon et al. (2010) relatam indução de sistemas antioxidantes enzimáticos e não enzimáticos em plantas de milho tratadas com substâncias húmicas.

2.2.2 O uso de extrato de algas marinhas e aminoácidos na agricultura

Segundo Craigie (2011), a extração anual de algas marinhas é de aproximadamente 30 mil toneladas, em grande maioria da espécie *Ascophyllum nodosum*, sendo menos de 1% do total arrecadado pela indústria de algas oriunda de produtos destinados ao mercado agrícola. Os extratos são de cor intensa devido ao alto conteúdo de polifenóis, podendo ser seco ou líquido, geralmente na faixa de pH 7 a 10 (CRAIGIE, 2011; STIRK et al., 2006). A atual preocupação em utilizar fontes renováveis e sustentáveis, associado ao efeito benéfico no crescimento e desenvolvimento das plantas, faz do extrato de algas marinhas uma importante ferramenta na agricultura.

Inicialmente o extrato de *A. nodosum* foi usado como condicionador de solo, promovendo satisfatório crescimento e desenvolvimento das plantas, além de ter efeito positivo sobre o rendimento das culturas (CRAIGIE, 2011; DU JARDIN, 2015). Os benefícios alcançados foram atribuídos ao fornecimento de nutrientes essenciais e melhorias na textura e na capacidade de retenção de água do solo. Posteriormente, desenvolveu-se extratos líquidos e as baixas doses de aplicação, sendo inferiores a 15 L ha⁻¹, despertaram interesse, além de estimular a investigação sobre outros possíveis componentes dos extratos de algas marinhas.

Atualmente sabe-se que o uso do extrato de algas marinhas tem como efeito melhorias na germinação, no sistema radicular, na mobilização, absorção e particionamento de nutrientes, no florescimento, no conteúdo de clorofila, no vigor e na produção das plantas, além de conferir tolerância a estresses bióticos e abióticos (EL-SAMAD et al., 2019; EL-KATONY et al., 2020; CHITTORA et al., 2020; KAHN et al., 2009; MAHMOUD et al., 2019; RAIGIE, 2011; SHARMA et al., 2014; THIRUMARAN et al., 2009). Entretanto, os mecanismos pelos quais os extratos de algas agem no crescimento e desenvolvimento das plantas ainda não foram totalmente elucidados.

Sabe-se que a maioria dos efeitos causados é atribuída a vários compostos, como micro e macronutrientes, análogos de hormônios vegetais, betaínas e compostos fenólicos (ARAUJO, 2016; KHAN et al., 2009; WALLY et al., 2013). Outro fator importante a considerar é a variabilidade dos bioestimulantes contendo extrato de algas marinhas, não sendo uma categoria homogênea, pois existe variações na espécie da alga, podendo ser marrom, verde ou vermelha, na fonte e forma de extração da matéria prima (GOÑI et al., 2018; KHAN et al., 2009; SHARMA et al., 2013), além da adição de outros compostos conforme o fabricante. Dessa forma, as respostas das plantas tratadas com produtos a base de extrato de algas marinhas variam de acordo com doses e frequência de aplicação, espécie e condições ambientais, além de inconstância na concentração de fitohormônios presentes no extrato (CRAIGIE, 2011).

Uma das propriedades do extrato de algas em incrementar o crescimento vegetal está relacionando a presença de auxinas, citocininas, giberelinas e outros hormônios vegetais (GEHLING et al., 2017; MACKINNON et al., 2010). Segundo Silva et al. (2008), as citocininas são capazes de promover divisão celular, principalmente em interação com as auxinas, contribuindo para o crescimento das plantas. Rathore et al. (2009) relataram eficácia do extrato em elevar alguns parâmetros de crescimento e produtivos da soja, como altura, massa seca e ramificação das plantas, número de vagens por planta e de grãos por vagem, produtividade e absorção de nutrientes. Além disso, existe o efeito sobre as trocas gasosas das plantas, sendo retratadas melhores taxas fotossintéticas, condutância estomática, eficiência no uso da água e no rendimento do PSII (ANLI et al., 2020; JALAKAS et al., 2018; JOSHI-PANERI et al., 2020; KULKARNI et al., 2019).

Outra ação do extrato de algas marinhas é a capacidade de estimular mecanismos antioxidantes e reguladores de genes responsivos ao estresse (CALVO et al., 2014; DU JARDIN, 2015). Plantas tratadas com bioestimulante a base de algas aumentaram a atividade de enzimas antioxidantes, reduziram níveis de peroxidação lipídica além de incremento significativo do conteúdo total de proteínas, fenóis, flavonóides e outros compostos antioxidantes (FAN et al., 2013; MANSORI et al., 2019; VASANTHARAJA et al., 2019).

Os aminoácidos são moléculas orgânicas, formados por um grupo amina (NH_2) e um grupo funcional carboxílico (COOH) (BUCHANAN et al., 2000). Do ponto de vista bioquímico, aminoácido é uma estrutura orgânica, com função de produzir

proteínas e coadjuvante na síntese de hormônios. Existem cerca de 20 aminoácidos usados em diversas combinações durante a formação de milhares de proteínas e alguns outros possuem função de suprimento de energia e fornecimento de parte da estrutura de hormônios e enzimas (ZOBIOLE et al., 2010). Além disso, os aminoácidos são capazes de formar complexos com os cátions cobre (Cu), zinco (Zn) e manganês (Mn) protegendo-os e aumentando a disponibilidade para as plantas (VIEIRA; CASTRO, 2000). Os principais aminoácidos sintetizados pelas plantas são glutamato, glutamina e aspartato, sendo formados outros aminoácidos a partir desses (TAIZ; ZEIGER, 2013; TEIXEIRA et al., 2017).

As plantas são capazes de absorver os aminoácidos pelas folhas ou pelas raízes, possibilitando aplicações foliares ou via rega. O fornecimento de aminoácidos através de aplicações exógenas proporciona desenvolvimento rápido, com menor consumo energético em relação ao necessário para o processo de síntese. Em situações de campo, aplicações foliares são preferíveis, pois proporcionam resposta rápida, com incorporação e translocação na planta de até 25% de produto nas primeiras 24 horas, além do fato da absorção via solo ser possível apenas com a presença de transportadores nas raízes (ALVES et al., 2018; CAMARGO; SILVA, 1995; JAMTGARD et al., 2010).

Os aminoácidos desempenham diferentes papéis nas plantas, atuando como agentes redutores de estresse, fonte de N e precursores de hormônio, aumentando o vigor das plantas e conferindo tolerância a doenças, patógenos e estresses abióticos (DELILLE et al., 2011; LUCINI et al., 2015; MAEDA; DUDAREVA, 2012; ZHAO, 2010;). De acordo com o estágio de desenvolvimento da cultura, as plantas podem usar os aminoácidos em diferentes vias de sinalização (TEIXEIRA et al., 2017), motivo pelo qual os resultados dos trabalhos com aplicação foliar de aminoácidos são inconsistentes.

Leguminosas com suprimento ideal de aminoácidos apresentam melhor nodulação, devido ao sistema radicular mais desenvolvido e vigoroso, maiores taxas fotossintéticas, aumento da translocação e absorção de nutrientes aplicados via foliar, redução da fitotoxicidade de alguns defensivos agrícolas e maior tolerância a pragas e doenças (BORSARI, 2013). Aplicação foliar de aminoácidos livres estimula o crescimento, acúmulo de massa seca e produção em plantas de soja (KOCIRA et al., 2018b; SOARES et al., 2016). Nagao et al. (2005), ao estudarem a aplicação de

prolina e inosina em plantas de *Lolium multiflorum* nas doses de 80 e 40 mg L⁻¹, observaram aumento na massa fresca total das plantas.

As plantas respondem melhor à aplicação de aminoácidos quando encontradas em situações de estresse, sendo comum nesses casos o acúmulo de prolina e outros aminoácidos (COELHO et al., 2011), com função variando na regulação osmótica, regulação de transporte de íons, modulação na abertura estomática e desintoxicação de metais pesados, além de influenciarem na síntese e atividade de algumas enzimas (RAI, 2002).

Os aminoácidos são componentes antioxidantes, com importante ação na redução de radicais livres e osmoproteção, além de desempenharem papel fundamental na sinalização da resposta ao estresse e metabolismo secundário das plantas (DEMIRAL; TURKAN, 2006; GILL; TUTEJA, 2010; HILDEBRANDT et al., 2015; RENNENBERG; HERSCHBACH, 2014). Como exemplos de aminoácidos com função direta ou indireta na atenuação do estresse oxidativo em plantas temos glutamato, cisteína, fenilalanina e glicina (GILL; TUTEJA, 2010), essas moléculas estão envolvidas na produção de vários compostos com importante papel na eliminação de H₂O₂ e metais pesados, produção de enzimas antioxidantes e osmorreguladores (ALHASAWI et al., 2015; HU et al., 2012). Teixeira et al. (2017) relataram maior atividade das enzimas SOD e POX em plantas de soja após aplicação foliar de aminoácidos.

A associação de extrato de algas marinhas e aminoácidos livres em um mesmo bioestimulante tem efeito benéfico sobre o crescimento e produção das plantas (BOGHADY et al., 2016; KOCIRA et al., 2018; RATHORE et al., 2009), além de elevar o teor de proteína em grãos de soja e feijão (KOCIRA et al., 2018a; JAKIENE, 2013; ZEWAİL, 2014). Kocira (2019), ao realizar aplicação foliar de bioestimulante em soja, relatou aumento do número de internódios na haste principal, de vagens e grãos, além dos teores de proteína e óleo. Essa alteração no crescimento, produção e qualidade dos grãos de soja está relacionando a síntese e atividade de fitohormônios, ativação de enzimas antioxidantes, aumento na atividade de íons férricos nas células e melhor absorção e translocação de macro e micronutrientes por estimular o crescimento e desenvolvimento das raízes (CALVO et al., 2014; COLLA et al., 2014; HALPERN et al., 2015 KOCIRA et al., 2018b).

2.3 Aplicações foliares de fertilizantes minerais na soja

A nutrição mineral, juntamente com radiação solar e água, compreende fatores cruciais para o crescimento e desenvolvimento das plantas (PATTERSON, 2018). A aplicação foliar de fertilizantes está relacionada ao aumento da capacidade produtiva da soja, tendo como objetivo complementar a adubação via solo, fornecer nutrientes de absorção rápida às plantas e suprir imediatamente a deficiência nutricional, contribuindo para o crescimento das plantas, além de evitar perdas de rendimento na cultura (DÍAZ-GUTIÉRREZ et al., 2020; MOREIRA et al., 2017; MUSSKOPF; BIER, 2010; SOUZA et al., 2008). Como fonte pode-se usar fertilizantes minerais, orgânicos ou a mistura de ambos, biofertilizantes. Segundo Souza (2007) e Bevilaqua et al. (2002), a eficiência da aplicação de biofertilizantes foliares em soja varia de acordo com o estágio fenológico da cultura, com as condições edafoclimáticas no momento da aplicação e com a cultivar utilizada.

Rezende et al. (2005) seguem o princípio da fertilização foliar suprir a necessidade nutricional das plantas no início do estágio reprodutivo até a maturação. Pois nessa fase, da floração em diante, a atividade radicular diminui, conseqüentemente decresce a absorção de nutrientes, ao mesmo tempo existe grande translocação de nutrientes das folhas para os grãos em formação. A reposição de nutrientes através da adubação foliar é uma estratégia para manter a taxa fotossintética por mais tempo, possivelmente refletir em maior rendimento de grãos. Silva et al. (2017a) avaliaram o uso de fertilizantes organominerais via foliar na fase reprodutiva da cultura da soja e observaram redução do número de vagens com 2 grãos, aumento do número de vagens de 3 e 4 grãos na parte inferior e superior da planta, além de redução do abortamento de flores e vagens e incremento na produtividade.

O uso de fertilizantes foliares com cálcio (Ca) e boro (B) na sua composição durante a fase reprodutiva da soja é uma estratégia para incremento na produção das plantas. Ca é um elemento estrutural, importante na síntese da parede celular, na germinação do grão de pólen e crescimento do tubo polínico, sendo essencial na fecundação das flores, fixação dos botões florais e formação de vagens, além de existir correlação negativa com o número de flores e vagens abortadas (FAQUIN, 2005; HOSEIN-BEIGI et al., 2019; LIMA et al., 2003). Enquanto o B participa de processos como transporte de açúcares, lignificação, estrutura da parede celular,

metabolismo de carboidratos e de RNA, respiração, participa da síntese da parede celular e integridade da membrana plasmática (BROADLEY et al., 2012; CAMACHO-CRISTÓBAL et al., 2018; GOMES; BENETT, 2017), além de ser importante na germinação do grão de pólen e no crescimento do tubo polínico, aumentar o pegamento das flores e granação dos grãos e interferir na retenção de vagens recém-formadas (GUPTA; SOLANKI, 2013; LIMA et al., 2003, PRADO, 2008). Souza et al. (2008) observaram maiores médias de produtividade da soja quando solução a base de Ca e B foi aplicada no estágio R3. Fujiyama et al. (2019) atribuíram melhorias nas trocas gasosas, na taxa fotossintética e na fase fotoquímica da fotossíntese à aplicação foliar de B.

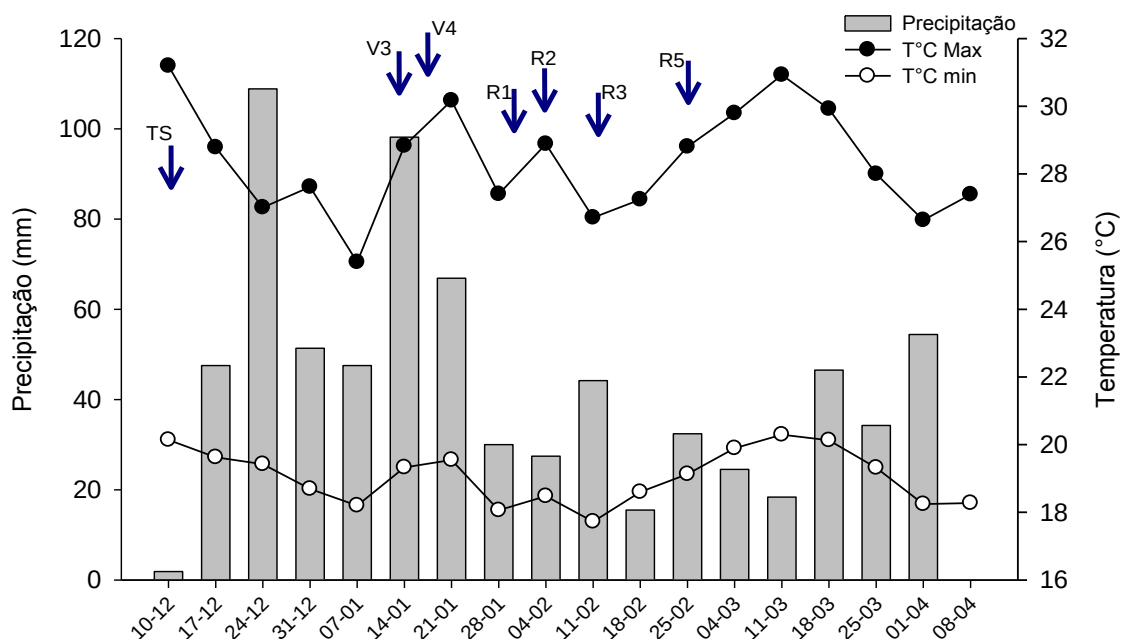
Batista et al. (2017), ao avaliarem a eficiência de dois fertilizantes foliares em três cultivares de soja, não encontraram respostas significativas para os principais componentes produtivos em relação à aplicação dos fertilizantes, nas condições em que estudo foi realizado, entretanto houve influência na altura de plantas e número de entrenós. Ao contrário disso, Silva et al. (2017b) perceberam aumento na matéria seca e no acúmulo de matéria seca de grãos quando utilizado fertilizante mineral via foliar nos estádios R4 e R5.1, além disso, houve aceleração no processo de enchimento de grãos, sendo maior nos estádios R5.1, R5.2 e R5.3. Ao garantir o enchimento de grãos nas fases iniciais de R5, evitam-se possíveis perdas de produtividade em função de estresses que podem ocorrer na fase final da cultura. Jarecki et al. (2016) relataram aumento na área foliar, número de vagens e massa de grãos de soja quando utilizada aplicação foliar de fertilizantes minerais.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Instalação, delineamento experimental e tratamentos

O ensaio foi conduzido na Fazenda Experimental Lageado, pertencente à Faculdade de Ciências Agrônômicas da Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (FCA/UNESP), em Botucatu - SP, localizado nas coordenadas 22° 51' S e 48° 26' W, e altitude de 840 m acima do nível do mar. O clima é do tipo Cwa, segundo a classificação de Köppen, e o solo da área é classificado como Latossolo Vermelho distroférrico (EMBRAPA, 2013), com 23% de areia, 52% de argila e 25% de silte. Os dados pluviométricos e as médias de temperaturas máximas e mínimas durante a condução do experimento (Figura 1) foram obtidos na Estação Meteorológica Lageado da Faculdade de Ciências Agrônômicas (UNESP) de Botucatu – SP.

Figura 1 - Precipitação pluvial semanal e temperaturas máximas e mínimas médias no período de dezembro de 2017 a abril de 2018 – Botucatu, SP - 2020



As setas correspondem ao momento dos estádios fenológicos da soja em que foram aplicados os tratamentos. **Fonte:** Estação Meteorológica Lageado da Faculdade de Ciências Agrônômicas (UNESP) de Botucatu – SP, 2019.

A área utilizada para instalação do ensaio possui histórico de sucessivos cultivos de milho e soja inoculada com *Bradyrhizobium*. Com base na análise química do solo (Tabela 1), procedeu-se a correção da acidez do solo para elevar a saturação por bases a 70%. Após dessecação de pré-plantio, foi realizada a

semeadura da soja em sistema de plantio direto, em 14 de dezembro de 2017, com população de 300 mil plantas ha^{-1} e espaçamento de 0,45 m entre linhas. A cultivar utilizada foi Monsoy M 5917 Ipro, com hábito de crescimento indeterminado, resistente ao acamamento e ciclo precoce. Na adubação de semeadura foram utilizados 300 kg ha^{-1} da fórmula 00-23-30 NPK. Houveram aplicações, no início do ciclo da cultura, de herbicidas para supressão de plantas daninhas, fungicidas para controle de ferrugem asiática (*Phakopsora pachyrhizie*) e mofo branco (*Sclerotinia sclerotiorum*) e inseticidas para percevejos (*Dichelops furcatus*, *Euschistus heros*, *Piezodorus guildinii*).

Tabela 1 - Análise química do solo de 0 a 20 cm de profundidade – Botucatu, SP - 2020

pH	MO	P ¹	K	Ca	Mg	H+Al	Al	SB	CTC	V	S	B	Cu	Fe	Mn	Zn
CaCl ₂	g dm^{-3}	mg dm^{-3}	----- mmol _c dm^{-3} -----			-----			%		----- mg dm^{-3} -----					
5,1	34	15	3,5	35	14	38	0	52	90	58	7	0,40	12,3	24	16,3	2,8

¹P resina. **Fonte:** Departamento de Solos e Recursos Ambientais da Faculdade de Ciências Agronômicas (UNESP) de Botucatu – SP, 2019.

O delineamento experimental foi em blocos casualizados com seis tratamentos e quatro repetições. As parcelas eram compostas por sete linhas de 7 m, totalizando 22 m^2 , sendo área útil as 5 linhas centrais e bordadura as linhas das extremidades. Os tratamentos foram constituídos por tratamento 1 (T1), como o manejo padrão (controle) e os demais (T2 ao T6) formados por combinações de biofertilizantes aplicados em diferentes fases fenológicas da cultura da soja (Tabela 2).

As sementes de soja foram tratadas primeiramente com fungicida carboxina + tiram e inseticida fipronil nas doses de 3 e 2 mL kg^{-1} semente, respectivamente, em todos os tratamentos. Posteriormente, as sementes do T1 foram inoculadas com bactérias do gênero *Bradyrhizobium*, na dose de 60 mL kg^{-1} de semente. As sementes sob T2 foram tratadas com Nitrostarter® e depois inoculadas com a dose anterior. Os demais tratamentos (T3 ao T6) receberam Nitrostarter® e Phylgreen Gemma®. O TS foi realizado em sacos plásticos resistentes de 60L, horas antes da semeadura.

As aplicações foliares eram realizadas com equipamento pressurizado por cilindro de CO_2 comprimido, conectado a uma garrafa de PVC, contendo a calda preparada, conectada a uma barra de aplicação com cinco bicos e vazão de 200 L ha^{-1} . A concentração da calda era calculada de acordo com a vazão verificada

anteriormente, para obtenção da dose de interesse. Os produtos utilizados, suas formulações e densidades estão descritos na Tabela 3.

As avaliações fisiológicas e bioquímicas foram realizadas durante o desenvolvimento da soja, nos estádios V3, V4, R1, R2, R3 e R5. Os dados eram coletados em todas as parcelas, independente se o tratamento iria receber a calda e anteriormente às aplicações foliares, entretanto no mesmo dia. As datas de avaliações e aplicações em cada estágio de desenvolvimento estão descritas na segunda linha da tabela 2.

Tabela 2 - Descrição dos tratamentos, doses utilizadas, estádios de desenvolvimento da soja e datas em que foram realizadas as aplicações – Botucatu, SP - 2020

Estádios de desenvolvimento do soja							
Trat ¹	TS ² 14/12	V3 15/01	V4 19/01	R1 02/02	R2 05/02	R3 13/02	R5 28/02
T1	<i>Bradyrhizobium</i>	CoMo (120 g ha ⁻¹) (3 e 30 g ha ⁻¹ , respectivamente) Mn (130 mL ha ⁻¹)		CaB (1,0 L ha ⁻¹) (300 e 140 g ha ⁻¹ , respectivamente)			
T2	<i>Bradyrhizobium</i> Nitrostarter® (2 mL kg ⁻¹)	Aton Mo® (300 mL ha ⁻¹) Pumma® (1 kg ha ⁻¹)		Phylgreen Electra® (1 L ha ⁻¹) Pumma® (1 kg ha ⁻¹)		Phylgreen Electra® (1 L ha ⁻¹) Pumma® (1 kg ha ⁻¹)	
T3	Nitrostarter® (2 mL kg ⁻¹) Phylgreen Gemma® (2 mL kg ⁻¹)		Aton Mo® (500 mL ha ⁻¹) Mn (130 mL ha ⁻¹)				
T4	Nitrostarter® (2 mL kg ⁻¹) Phylgreen Gemma® (2 mL kg ⁻¹)		Aton Mo® (500 mL ha ⁻¹) Mn (130 mL ha ⁻¹)	Trafos Green Plus® (1 kg ha ⁻¹) Delfan Plus® (500 mL ha ⁻¹)			
T5	Nitrostarter® (2 mL kg ⁻¹) Phylgreen Gemma® (2 mL kg ⁻¹)		Aton Mo® (500 mL ha ⁻¹) Mn (130 mL ha ⁻¹)	Trafos Green Plus® (1 kg ha ⁻¹) Delfan Plus® (500 mL ha ⁻¹)	Phylgreen Electra® (1 L ha ⁻¹) Pumma® (500 g ha ⁻¹)		
T6	Nitrostarter® (2 mL kg ⁻¹) Phylgreen Gemma® (2 mL kg ⁻¹)		Aton Mo® (500 mL ha ⁻¹) Mn (130 mL ha ⁻¹)	Trafos Green Plus® (1 kg ha ⁻¹) Delfan Plus® (500 mL ha ⁻¹)	Phylgreen Electra® (1 L ha ⁻¹) Pumma® (500 g ha ⁻¹)		Pumma® (500 g ha ⁻¹) Pumma Kalidad® (1 kg ha ⁻¹)

¹Tratamentos. ²Tratamento de sementes.

Tabela 3 - Descrição, formulação e densidade dos produtos utilizados, conforme informado pelo fabricante – Botucatu, SP - 2020

Produtos	Aton Mo®	Delfan Plus®	Nitrostarter®	Phylgreen Electra®	Phylgreen Gemma®	Pumma®	Pumma Kalidad®	Trafos Green Plus®
Componentes								
N	-	9%	-	5%	4,2%	6%	1%	-
P	11%	-	3,4%	-	5,6%	27%	10%	45%
K	-	-	2,8%	-	5,1%	-	47%	-
	Mo (6%)	Aminoácidos	Co (0,7%)	Ca (5,5%)	Mn (0,07%)	Mg (1,8%)	SH	Ca (12,5%)
	Aminoácidos	C Orgânico	Mo (2,8%)	B (0,2%)	Zn (0,1%)	S (8,5%)		B (2,5%)
			SH	<i>A. nodosum</i>	Mo (0,1%)	B (0,5%)		Mn (1%)
					<i>A. nodosum</i>	Mn (3%)		Mo (0,04%)
					Aminoácidos	Zn (5%)		Zn (0,8%)
						SH		
Densidade	1,3 g cm ⁻³	1,2 g cm ⁻³	1,1 g cm ⁻³	1,2 g cm ⁻³	1,1 g cm ⁻³	Sólido	Sólido	Sólido

Legenda: Mo = molibdênio; Co = cobalto; Ca = cálcio; B = boro; Mn = manganês; Zn = zinco; Mg = magnésio; S = enxofre; C = carbono; SH = substâncias húmicas.

3.2 Avaliações fisiológicas

3.2.1 Trocas gasosas

As variáveis taxa de assimilação líquida do CO₂ (A), condutância estomática (g_s), concentração interna carbono (C_i) e taxa transpiratória (E) foram realizadas em folhas completamente expandidas do terço superior das plantas, com analisador de gases a infravermelho (IRGA; modelo portátil LI-6400xt, LI-COR Biosciences Inc., Lincon, NE, EUA). As medições eram realizadas entre 09:00 e 11:30 h, utilizando radiação fotossinteticamente ativa (RFA) constante ($1000 \mu\text{mol f\u00f3tons m}^{-2} \text{s}^{-1}$), concentração atmosf\u00e9rica de CO₂, temperatura e umidade ambiente. A partir das vari\u00e1veis citadas, obteve-se a efici\u00eancia do uso da \u00e1gua (EUA) atrav\u00e9s da f\u00f3rmula A/E e efici\u00eancia de carboxila\u00e7\u00e3o (EC), raz\u00e3o A/C_i .

3.2.2 Par\u00e2metros de fluoresc\u00eancia

A avalia\u00e7\u00e3o dos par\u00e2metros de fluoresc\u00eancia da clorofila *a* foi realizada com o aux\u00edlio de um fluor\u00f4metro acoplado ao IRGA, na mesma folha e hor\u00e1rio onde avaliou-se as trocas gasosas. Foram avaliadas fluoresc\u00eancia inicial (F_0), fluoresc\u00eancia m\u00e1xima (F_m) e rendimento qu\u00e2ntico potencial do fotossistema II (F_v/F_m') (GENTY et al., 1989). Sequencialmente aplicou-se um pulso de luz act\u00ednia saturante ($>3000 \mu\text{mol f\u00f3tons m}^{-2} \text{s}^{-1}$) e obteve-se os valores de fluoresc\u00eancia em amostra adaptada a luz antes do pulso de satura\u00e7\u00e3o (F), fluoresc\u00eancia est\u00e1tica (F_s) e fluoresc\u00eancia m\u00e1xima em amostra adaptada a luz (F_m'). A partir desses foram calculados os seguintes par\u00e2metros: fluoresc\u00eancia m\u00ednima do tecido vegetal iluminado (F_0') (OXBOROUGH; BAKER, 1997), coeficiente do quenching fotoqu\u00edmico [$q_L = ((F_m' - F_s)/(F_m' - F_0')) \times F_0'/F_s$] (KRAMER et al., 2004), rendimento qu\u00e2ntico da convers\u00e3o de energia fotoqu\u00edmica no fotossistema II [$\phi_{PSII} = (F_m' - F_s)/F_m'$] e rendimento da dissipa\u00e7\u00e3o de energia n\u00e3o regulada [$\phi_{NO} = F_s/F_m$] (GENTY et al., 1989), al\u00e9m disso foi avaliada a taxa aparente de transporte de el\u00e9trons (ETR) e o coeficiente de extin\u00e7\u00e3o n\u00e3o fotoqu\u00edmico [$NPQ = (F_m - F_m')/F_m'$].

3.3 Avaliações bioquímicas

As análises bioquímicas foram realizadas no Laboratório de Ecofisiologia Aplicada à Agricultura (LECA) do Departamento de Produção Vegetal (FCA/UNESP).

3.3.1 Pigmentos cloroplastídicos

Os teores de pigmentos, clorofilas *a*, *b*, razão clorofila *a/b* e carotenoides, foram determinados em dois discos foliares de 6 mm de diâmetro retirados de folhas completamente expandidas do oitavo trifólio a partir do ápice, imersos em solução de dimetilformamida (DMF) saturado com carbonato de cálcio (CaCO_3) por 24 horas. Em seguida, a absorbância das amostras foi determinada no espectrofotômetro (Shimadzu, UV-2700, Kyoto, Japão) nos comprimentos de onda de 665; 649 e 480 nm (WELLBURN, 1994). O cálculo das concentrações das clorofilas *a*, *b* e carotenoides foi baseado na metodologia descrita por Wellburn (1994), e os resultados foram expressos em g kg^{-1} matéria fresca (MF).

3.3.2 Enzimas do metabolismo antioxidativo

As atividades das enzimas dismutase do superóxido (SOD, EC 1.15.1.1), catalase (CAT, EC 1.11.1.6), peroxidase (POX, EC 1.11.1.7) e peroxidase do ascorbato (APX, EC 1.1.11.1) foram determinadas com o intuito de avaliar os mecanismos de defesa das plantas de soja. Amostras de 300 mg de folhas expandidas foram maceradas em nitrogênio líquido e adicionadas a um meio de homogeneização, constituído de tampão fosfato de potássio 0,1 M, pH 6,8, ácido etilenodiamino tetra-cético (EDTA) 0,1 mM, fluoreto de fenilmetilsulfônico (PMSF) 1 mM e polivinilpirrolidona (PVPP) 1% (p/v). Em seguida, os homogeneizados foram centrifugados em centrífuga refrigerada (Hettich, Universal 320R, Tuttlingen, Alemanha) a 12.000 g a 4°C por 15 minutos e os sobrenadantes utilizados como extrato bruto de enzima.

3.3.2.1 Atividade CAT

A alíquota de 50 µL de extrato bruto foi adicionado a 950 µL de meio de reação contendo tampão fosfato de potássio 50 mM (pH 7,0) e H₂O₂ 12,5 mM (HAVIR; McHALE, 1987). A absorbância foi obtida em espectrofotômetro (Shimadzu, UV-2700, Kyoto, Japão) no comprimento de onda de 240 nm após 1 minuto. A atividade enzimática foi determinada pela utilização da absorbância e do coeficiente de absorvidade de 36 M⁻¹ cm⁻¹ e o resultado expresso em µmol de H₂O₂ min⁻¹ mg⁻¹ proteína.

3.3.2.2 Atividade da POX

A alíquota de 100 µL de extrato bruto foi adicionado a 4900 µL do meio de reação, constituído de tampão fosfato de potássio 25 mM (pH 6,8), pirogalol 20 mM e H₂O₂ 20 mM (KAR; MISHRA, 1976). A produção de purpurogalina foi determinada pela medida da absorbância em espectrofotômetro (Shimadzu, UV-2700, Kyoto, Japão) no comprimento de onda de 420 nm, a 25°C. A atividade enzimática foi calculada utilizando-se a absorbância e o coeficiente de extinção molar de 2,47 mM⁻¹ cm⁻¹ (CHANCE; MAEHLEY, 1955) e expressa em µmol de purpurogalina min⁻¹ mg⁻¹ proteína.

3.3.2.3 Atividade da APX

A alíquota de 100 µL de extrato bruto foi adicionado a 900 µL do meio de reação contendo tampão fosfato de potássio 0,05M (pH 7,0), ácido ascórbico 0,8 Mm e H₂O₂ 1,0 Mm (NAKANO; ASADA, 1981). A atividade enzimática foi determinada pela medida da absorbância em espectrofotômetro (Shimadzu, UV-2700, Kyoto, Japão) no comprimento de onda de 290 nm a 25° C, considerando o coeficiente de extinção molar de 2,8 Mm⁻¹ cm⁻¹. O resultado foi expresso em µmol de ácido ascórbico min⁻¹ mg⁻¹ proteína.

3.3.2.4 Atividade SOD

A alíquota de 50 µL de extrato bruto foi adicionado a 2950 µL de meio de reação, constituído de tampão fosfato de sódio 50 mM (pH 7,8) com metionina 13 mM, azul de p-nitro tetrazólio (NBT) 75 µM, EDTA 0,1 mM e riboflavina 2 µM. A reação foi realizada em câmara com luz fluorescente de 15 W a 25°C por 10 minutos. Em seguida, a iluminação foi interrompida e a absorbância da formazana

azul resultante da fotorredução do NBT foi determinada em espectrofotômetro (Shimadzu, UV-2700, Kyoto, Japão) a 560 nm (GIANNOPOLITIS; RIES, 1977). O branco da reação era constituído da mistura entre amostra vegetal e meio de reação, mantido no escuro nas mesmas condições de temperatura e tempo. Uma unidade de SOD é definida como a quantidade de enzima necessária para inibir em 50% a fotorredução do NBT. O resultado é expresso em $\text{U min}^{-1} \text{mg}^{-1}$ proteína.

3.3.2.5 Concentração de proteínas

As determinações das proteínas totais das folhas foram realizadas pelo método de Bradford (1976). Em tubo de ensaio foram adicionados 125 μL de cada tipo de extrato enzimático e 375 μL de água. Desta diluição foram retirados 50 μL e adicionados a 950 μL do reagente de Bradford. A leitura foi realizada em espectrofotômetro (Shimadzu, UV-2700, Kyoto, Japão) no comprimento de onda 595 nm. A concentração de proteína total foi calculada a partir da curva padrão obtida com leituras de solução contendo 5, 10, 20, 40 e 60 μg de albumina sérica bovina (BSA). O espectrofotômetro foi zerado com o branco contendo água no lugar da amostra. Os valores de proteína foram utilizados para calcular as concentrações das enzimas antioxidantes.

3.3.3 Peroxidação de lipídeos (MDA)

Amostras vegetais de 250 mg de folhas expandidas foram maceradas em nitrogênio líquido, homogeneizadas em 3 mL de ácido tricloroacético (TCA) 1% e 20% de polivinilpirrolidona (PVPP) 1% (p/v), em seguida foram centrifugadas a 12000 g, a 4°C, por 20 minutos (GOMES-JUNIOR et al., 2006). Alíquotas de 500 μL dos sobrenadantes foram adicionadas a 1500 μL de solução de ácido tio-barbitúrico (TBA) 0,5% em TCA 20% e incubadas em banho seco a 90°C. Após 20 min, a reação foi paralisada em banho de gelo por 10 minutos, os tubos foram centrifugados a 3000 g por 10 min e as absorbâncias determinadas a 532 e 600 nm em espectrofotômetro (Shimadzu, UV-2700, Kyoto, Japão). A concentração do complexo aldeído malônico-TBA foi estimada utilizando absorbância e coeficiente de absorvidade de $155 \text{ mM}^{-1} \text{ cm}^{-1}$ (HEATH; PACKER, 1968).

3.3.4 Aminoácidos totais (AA)

A determinação dos aminoácidos totais foi feita através de uma amostra de 20 mg de tecido foliar, homogeneizada em tampão citrato de sódio 0,2 M (pH 5,0), ninhidrina 5%, cianeto de potássio 0,002 M e etanol 60% (v/v) para extração dos aminoácidos totais. A absorbância foi analisada em espectrofotômetro (Shimadzu, UV-2700, Kyoto, Japão) no comprimento de onda de 570 nm e os resultados comparados com curva padrão de glicina (0,1-1,0 $\mu\text{moles mL}^{-1}$) (YEMM; COCKING, 1955). Os resultados foram expressos em $\mu\text{mol g}^{-1}$ MF.

3.4 Avaliações dos componentes produtivos

Ao atingir maturação fisiológica dos grãos, 118 dias após semeadura, foi realizada a coleta de cinco plantas aleatórias na parcela para contagem de número de vagens por planta (NV) e número de grãos por vagem (NG Vagem⁻¹). Além disso, realizou-se a colheita da soja manualmente em três linhas de dois metros, equivalente a 2,7 m², dentro de cada parcela para estimativa da produção por hectare. A debulha foi realizada com auxílio de uma trilhadeira, posteriormente foi feita a pesagem dos grãos e contagem de cem grãos para confecção de uma subamostra (P100), a qual foi aferida a massa e acondicionada em estufa à temperatura constante de 60°C até secagem completa. Ajustou-se a massa de grãos e P100 para a umidade de 13% em base úmida e então calculou-se a produtividade por hectare em toneladas, convertendo posteriormente em número de sacas de 60 kg por hectare. A porcentagem de proteína e óleo nos grãos foi determinada através da espectroscopia no infravermelho próximo.

3.5 Análise estatística

As médias dos tratamentos foram submetidas à análise de variância a 5%. Quando detectado diferença significativa entre as médias, as mesmas foram comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade de erro.

4 RESULTADOS

4.1 Estádios vegetativos (V3 e V4)

4.1.1 Trocas gasosas

Estádio V3

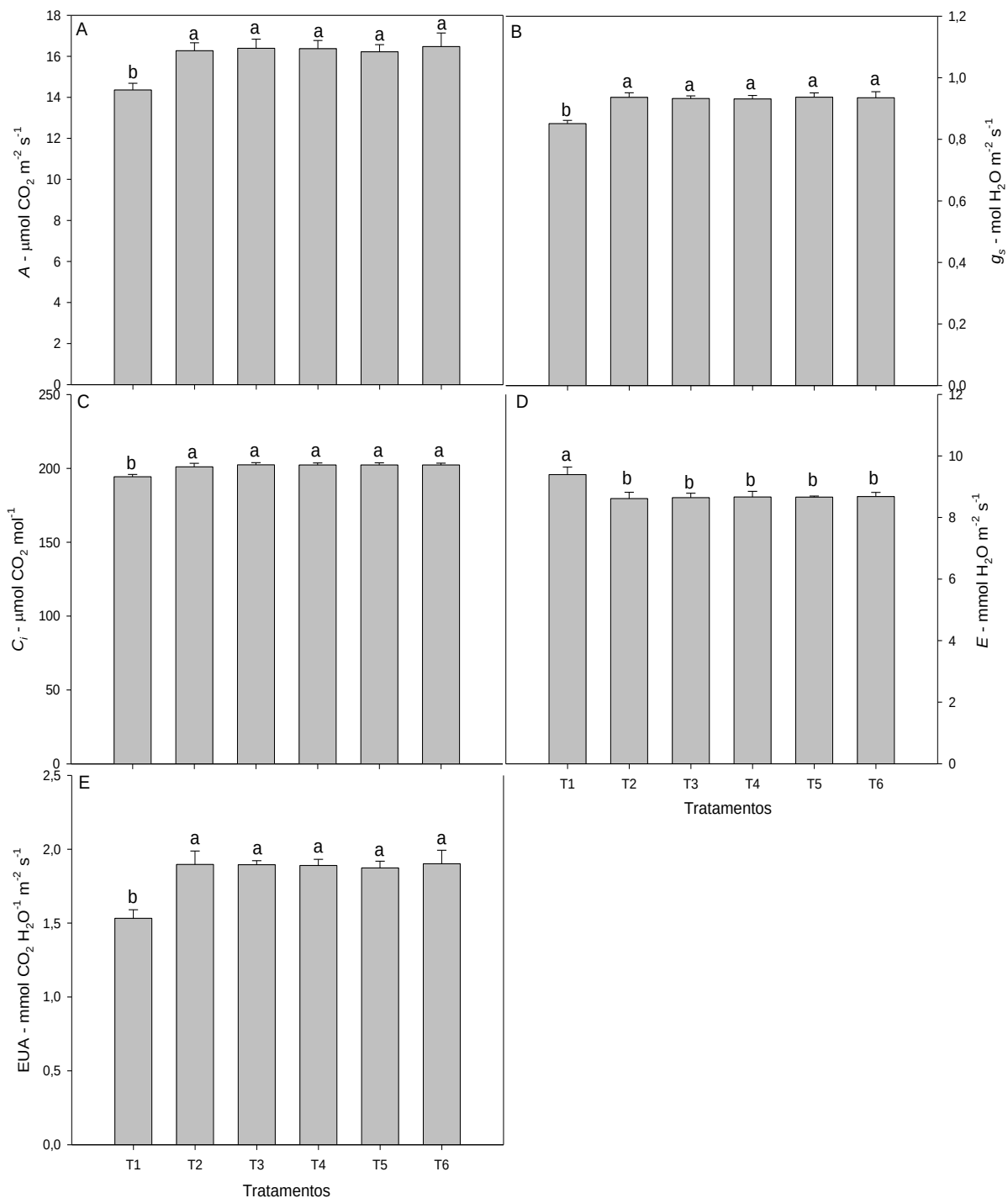
A variável eficiência de carboxilação (EC) foi a única a não diferir significativamente entre os tratamentos, com média de $0,079 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1} \text{CO}_2$ (Tabela 4). As demais variáveis, taxa de assimilação do CO_2 (A), condutância estomática (g_s), concentração interna de CO_2 (C_i), taxa transpiratória (E) e eficiência do uso da água (EUA), diferiram significativamente entre as médias dos tratamentos (Figuras 2A, 2B, 2C, 2D e 2E).

Tabela 4 - Valores de *P*, média e erro padrão da média do teste *F* para eficiência de carboxilação (EC) em plantas de soja no estágio de desenvolvimento V3 e concentração interna de CO_2 (C_i) em plantas no estágio V4, submetidas à aplicação de biofertilizantes – Botucatu, SP - 2020.

Estádios	V3	V4
Variáveis	EC ($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1} \text{CO}_2$)	C_i ($\mu\text{mol CO}_2 \text{mol}^{-1}$)
<i>P</i> Tratamentos	0,1443	0,0582
Média	0,079	283
Erro	0,002	2,241

As plantas sob T2, T3, T4, T5 e T6 apresentaram as maiores médias para A, g_s e C_i , além de menores para E, resultando em maior eficiência no uso da água, com médias gerais de $16,4 \mu\text{mol CO}_2 \text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$, $0,93 \text{mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}$, $202 \mu\text{mol CO}_2 \text{mol}^{-1}$, $8,65 \text{mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}$ e $1,9 \text{mmol CO}_2 \text{H}_2\text{O}^{-1} \text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$, respectivamente. T1 foi o único a diferir dos demais tratamentos, com as menores médias para A ($14,3 \mu\text{mol CO}_2 \text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$), g_s ($0,851 \text{mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}$), C_i ($194 \mu\text{mol CO}_2 \text{mol}^{-1}$) e EUA ($1,53 \text{mmol CO}_2 \text{H}_2\text{O}^{-1} \text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$), e maior E ($9,39 \text{mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}$).

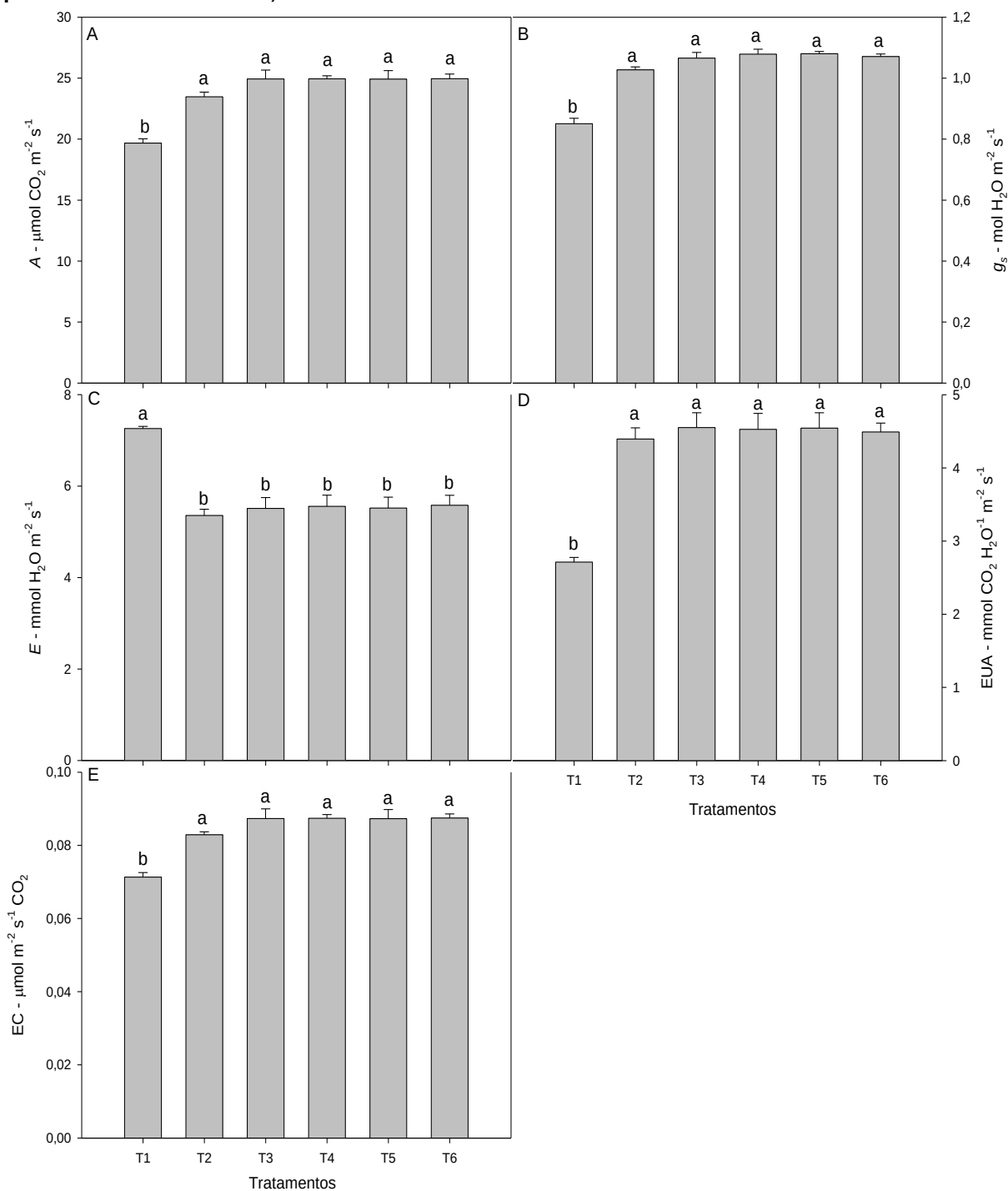
Figura 2 - Taxa de assimilação do CO₂ (A) (A), condutância estomática (g_s) (B), concentração interna de CO₂ (C) (C), taxa transpiratória (E) (D) e eficiência do uso da água (EUA) (E) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento V3, submetidas à aplicação de biofertilizantes. Médias seguidas das mesmas letras não diferem entre si segundo teste de Tukey, a 5% de probabilidade – Botucatu, SP - 2020



Estádio V4

Houve diferença significativa entre os tratamentos para as variáveis taxa de assimilação do CO_2 (A), condutância estomática (g_s), taxa transpiratória (E), eficiência do uso da água (EUA) e eficiência de carboxilação (EC) (Figuras 3A, 3B, 3C, 3D e 3E). A concentração interna de CO_2 (C_i) não diferiu entre os tratamentos, apresentando média de $283 \mu\text{mol CO}_2 \text{ mol}^{-1}$ (Tabela 4). Seguindo padrão semelhante ao estágio V3, as menores médias de A ($19,6 \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), g_s ($0,850 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), EUA ($2,71 \text{ mmol CO}_2 \text{ H}_2\text{O}^{-1} \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), EC ($0,071 \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1} \text{ CO}_2$) e maior valor de E ($7,25 \text{ mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$) foram observados em T1, além disso, não houve diferença significativa entre os demais tratamentos.

Figura 3 - Taxa de assimilação do CO₂ (A) (A), condutância estomática (g_s) (B), taxa transpiratória (E) (C), eficiência do uso da água (EUA) (D) e eficiência de carboxilação (EC) (E) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento V4, submetidas à aplicação de biofertilizantes. Médias seguidas das mesmas letras não diferem entre si segundo teste de Tukey, a 5% de probabilidade – Botucatu, SP - 2020



4.1.2 Parâmetros de fluorescência

Estádio V3

Não houve diferença significativa entre os tratamentos para as variáveis de fluorescência no estágio V3, as quais apresentaram as seguintes médias: 0,578 para rendimento quântico efetivo do PSII (F_v/F_m'); 0,334 para coeficiente do quenching fotoquímico (q_L); 0,304 para rendimento quântico da conversão de energia fotoquímica no PSII (ϕ_{II}); 129 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ para transporte aparente de elétrons (ETR); 0,504 para coeficiente de extinção não fotoquímico (NPQ) e 0,298 para rendimento da dissipação de energia não regulada (ϕ_{NO}) (Tabela 5).

Tabela 5 - Valores de P , média e erro padrão da média do teste F para as variáveis rendimento quântico efetivo do PSII (F_v/F_m'), coeficiente do quenching fotoquímico (q_L), rendimento quântico da conversão de energia fotoquímica no PSII (ϕ_{II}), transporte aparente de elétrons (ETR), coeficiente de extinção não fotoquímico (NPQ) e rendimento da dissipação de energia não regulada (ϕ_{NO}) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento V3, submetidas à aplicação de biofertilizantes – Botucatu, SP - 2020

Variáveis	F_v/F_m'	q_L	ϕ_{II}	ETR ($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$)	NPQ	ϕ_{NO}
P Tratamentos	0,9870	0,9323	0,7546	0,4327	0,1983	0,0567
Média	0,578	0,334	0,304	129	0,504	0,298
Erro	0,012	0,015	0,009	3,73	0,022	0,012

Estádio V4

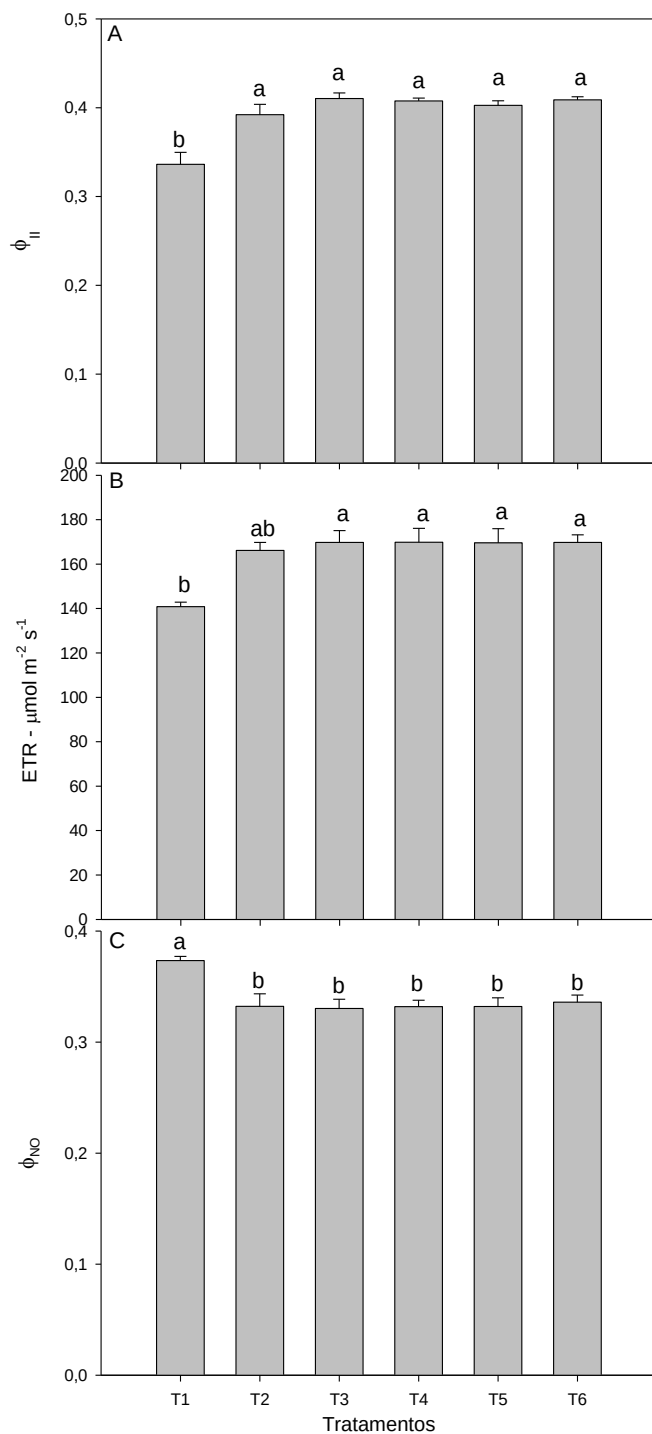
Não houve diferença significativa entre as médias dos tratamentos para rendimento quântico efetivo do PSII (F_v/F_m'), coeficiente do quenching fotoquímico (q_L) e coeficiente de extinção não fotoquímico (NPQ) no estágio V4, apresentando os seguintes valores 0,625; 0,356; 0,472, respectivamente (Tabela 6).

Tabela 6 - Valores de P , média e erro padrão da média do teste F para as variáveis rendimento quântico efetivo do PSII (F_v/F_m'), coeficiente do quenching fotoquímico (q_L) e coeficiente de extinção não fotoquímico (NPQ) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento V4, submetidas à aplicação de biofertilizantes – Botucatu, SP - 2020

Variáveis	F_v/F_m'	q_L	NPQ
P Tratamentos	0,996	0,0742	0,0736
Média	0,625	0,356	0,472
Erro	0,015	0,014	0,016

Entretanto, houve diferenças entre os tratamentos para rendimento quântico da conversão de energia fotoquímica no PSII (ϕ_{II}), transporte aparente de elétrons (ETR) e rendimento da dissipação de energia não regulada (ϕ_{NO}) (Figuras 4A, 4B e 4C). As maiores médias para ϕ_{II} foram observadas em plantas sob T2, T3, T4, T5 e T6 (0,39; 0,41; 0,41; 0,40 e 0,41, respectivamente) e para ETR em T3, T4, T5 e T6 ($169 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$). As plantas sob T2, T3, T4, T5 e T6 apresentaram menores valores de rendimento da dissipação de energia não regulada (ϕ_{NO}), com médias de 0,33.

Figura 4 - Rendimento quântico da conversão de energia fotoquímica no PSII (ϕ_{II}) (A), transporte aparente de elétrons (ETR) (B) e rendimento da dissipação de energia não regulada (ϕ_{NO}) (C) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento V4, submetidas à aplicação de biofertilizantes. Médias seguidas das mesmas letras não diferem entre si segundo teste de Tukey, a 5% de probabilidade – Botucatu, SP - 2020



4.1.3 Avaliações bioquímicas

Estádio V3

Nesse estágio de desenvolvimento não houve diferença significativa entre os tratamentos para teores de clorofila *a* (Cla), clorofila *b* (Clb), razão clorofila *a/b* (Cla/*b*) e carotenoides (Car), apresentando as seguintes médias 31 g kg⁻¹ MF, 8,79 g kg⁻¹ MF, 3,54 e 7,81 g kg⁻¹ MF, respectivamente (Tabela 7). Em relação à atividade das enzimas antioxidantes, catalase (CAT), peroxidase (POX), peroxidase do ascorbato (APX) e dismutase do superóxido (SOD) não houve diferença estatística entre os tratamentos, com médias de 20,3 µmol H₂O₂ min⁻¹ mg⁻¹ prot; 3,33 µmol purpurogalina min⁻¹ mg⁻¹ prot, 0,515 µmol de ác. ascórbico min⁻¹ mg⁻¹ prot e 2,62 U min⁻¹ mg⁻¹ prot, respectivamente (Tabela 8). Peroxidação de lipídeos (MDA) e aminoácidos totais (AA) também não diferiram entre os tratamentos, apresentando 0,812 TBA nmol g⁻¹ MF e 41,9 µmol g⁻¹ MF como média (Tabela 8).

Tabela 7 - Valores de *P*, média geral e erro padrão da média do teste *F* para as variáveis teor de clorofila *a* (Cla) e clorofila *b* (Clb), razão clorofila *a/b* (Cla/*b*) e carotenoides (Car) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento V3, submetidas à aplicação de biofertilizantes – Botucatu, SP - 2020

Variáveis	Cla	Clb	Cla/ <i>b</i>	Car
	g kg ⁻¹ MF			
<i>P</i> Tratamentos	0,64	0,72	0,82	0,36
Média	31	8,79	3,54	7,81
Erro	1,014	0,414	0,169	0,479

Tabela 8 - Valores de *P*, média geral e erro padrão da média do teste *F* para as variáveis atividade das enzimas catalase (CAT), peroxidase (POX), peroxidase do ascorbato (APX), dismutase do superóxido (SOD), peroxidação de lipídios (MDA) e aminoácidos totais (AA) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento V3, submetidas à aplicação de biofertilizantes – Botucatu, SP - 2020

Variáveis	CAT	POX	APX	SOD	MDA	AA
	µmol H ₂ O ₂ min ⁻¹ mg ⁻¹ prot	µmol purpurogalina min ⁻¹ mg ⁻¹ prot	µmol de ác. ascórbico min ⁻¹ mg ⁻¹ prot	U min ⁻¹ mg ⁻¹ prot	TBA nmol g ⁻¹ MF	µmol g ⁻¹ MF
<i>P</i> Tratamentos	0,92	0,26	0,97	0,26	0,36	0,99
Média	20,3	3,33	0,515	2,617	0,812	41,9
Erro	1,45	0,134	0,042	0,122	0,080	5,31

Estádio V4

Não houve diferença significativa entre os tratamentos para teores de clorofila *a* (Cla), clorofila *b* (Clb), razão clorofila *a/b* (Cla/*b*) e carotenoides (Car) em V4, com médias de 45 g kg⁻¹ MF, 11,2 g kg⁻¹ MF, 4,02 e 8,62 g kg⁻¹ MF, respectivamente (Tabela 9).

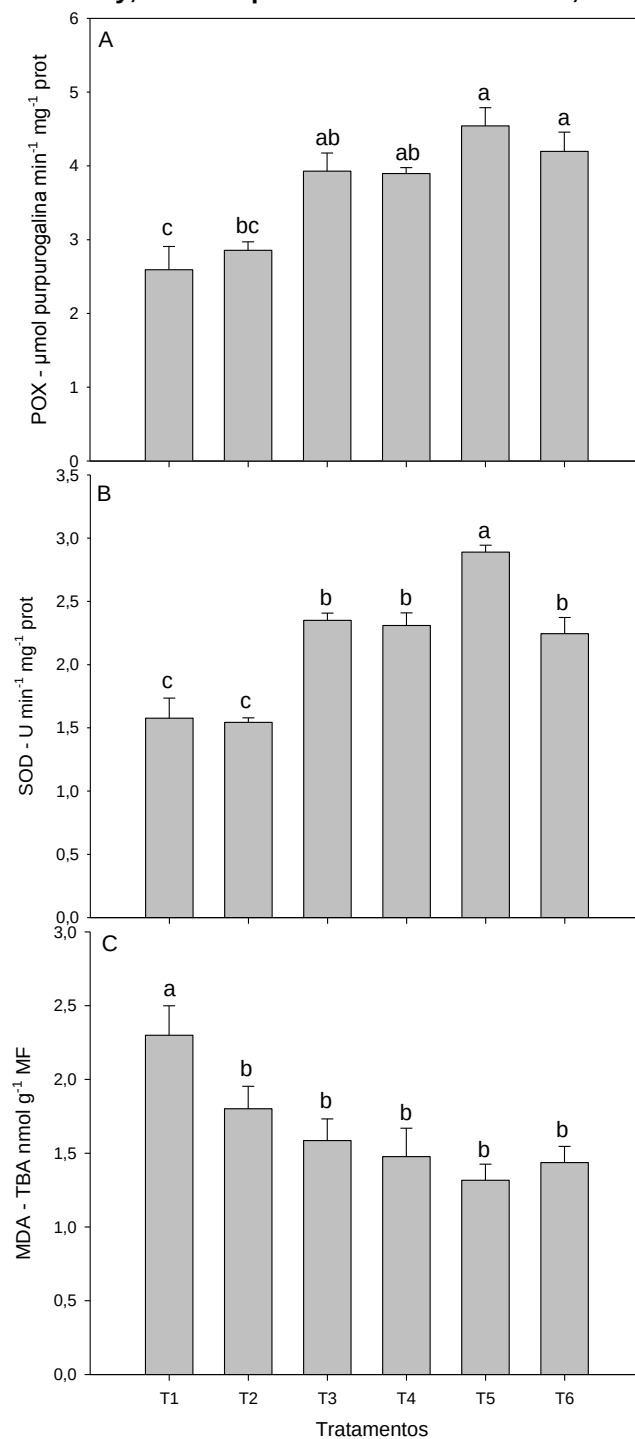
Tabela 9 - Valores de *P*, média geral e erro padrão da média do teste *F* para as variáveis teor de clorofila *a* (Cla), clorofila *b* (Clb), razão clorofila *a/b* (Cla/*b*), carotenoide e aminoácidos totais em plantas de soja, estágio de desenvolvimento V4, submetidas à aplicação de biofertilizantes – Botucatu, SP - 2020

Variáveis	Cla	Clb	Cla/ <i>b</i>	Car	CAT	APX	AA
	g kg ⁻¹ MF				μmol H ₂ O ₂ min ⁻¹ mg ⁻¹ prot	μmol de ác. ascórbico min ⁻¹ mg ⁻¹ prot	μmol g ⁻¹ MF
<i>P</i>							
Tratamentos	0,2116	0,3099	0,9980	0,2997	0,9968	0,7269	0,9992
Média	45	11,29	4,02	8,62	19,38	0,390	41,9
Erro	1,904	0,540	0,218	2,350	1,147	0,036	5,31

Em relação à atividade das enzimas antioxidantes, catalase (CAT) e peroxidase do ascorbato (APX) não diferiram entre os tratamentos, com médias de 19,38 μmol H₂O₂ min⁻¹ mg⁻¹ prot e 0,390 μmol de ác. ascórbico min⁻¹ mg⁻¹ prot (Tabela 9).

Peroxidase (POX) e dismutase do superóxido (SOD) apresentaram comportamento semelhante em relação aos tratamentos, com menores valores em T1 (2,59 μmol purpurogalina min⁻¹ mg⁻¹ prot e 1,57 U min⁻¹ mg⁻¹ prot, respectivamente) e maiores médias em T5 (4,54 μmol purpurogalina min⁻¹ mg⁻¹ prot e 2,89 U min⁻¹ mg⁻¹ prot, respectivamente) (Figuras 5A e 5B). Concomitante a esses dados, a maior média de peroxidação lipídica (MDA) foi observada em T1 (2,29 TBA nmol g⁻¹ MF) e a menor em T5 (1,31 TBA nmol g⁻¹ MF), os demais tratamentos não diferiram de T5 (Figura 5C). Os teores de aminoácidos totais não diferiram significativamente entre os tratamentos, apresentando média geral de 41,9 μmol g⁻¹ MF (Tabela 9).

Figura 5 - Atividade das enzimas catalase peroxidase (POX) (A), dismutase do superóxido (SOD) (B) e peroxidação lipídica (MDA) (C) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento V4, submetidas à aplicação de biofertilizantes. Médias seguidas das mesmas letras não diferem entre si segundo teste de Tukey, a 5% de probabilidade – Botucatu, SP - 2020



4.2 Estádios reprodutivos (R1, R2, R3 e R5)

4.2.1 Trocas gasosas

Estádio R1

No estágio de desenvolvimento R1, as variáveis taxa de assimilação de CO₂ (A), taxa transpiratória (E), eficiência do uso da água (EUA) e eficiência de carboxilação (EC) diferiram significativamente entre os tratamentos (Figuras 6A, 6B, 6C e 6D). Oposto de condutância estomática (g_s) e concentração interna de CO₂ (C_i) que não diferiram, com médias de 1,08 mol H₂O m⁻² s⁻¹ e 331 µmol CO₂ mol⁻¹, respectivamente (Tabela 10).

Figura 6 - Taxa de assimilação do CO₂ (A), taxa transpiratória (E), eficiência do uso da água (EUA) (C) e eficiência de carboxilação (EC) (D) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R1, submetidas à aplicação de biofertilizantes. Médias seguidas das mesmas letras não diferem entre si segundo teste de Tukey, a 5% de probabilidade – Botucatu, SP - 2020.

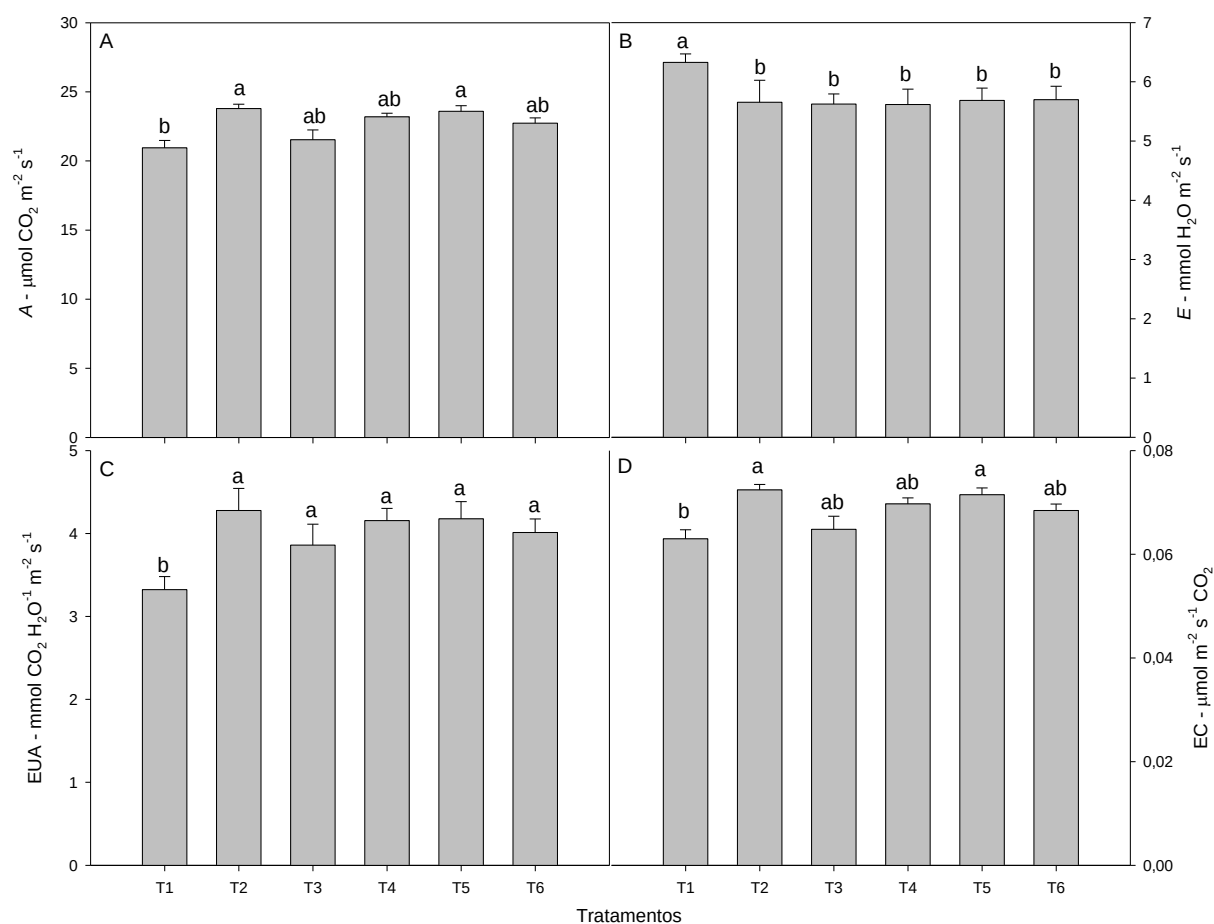


Tabela 10 - Valores de P , média geral e erro padrão da média do teste F para as variáveis condutância estomática (g_s), concentração interna de CO_2 (C_i) em plantas de soja no estágio de desenvolvimento R1 e condutância estomática (g_s), taxa transpiratória (E) em plantas no estágio R2, submetidas à aplicação de biofertilizantes – Botucatu, SP - 2020

Estádios	R1		R2	
Variáveis	g_s ($\text{H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}$)	C_i ($\mu\text{mol CO}_2 \text{mol}^{-1}$)	g_s ($\text{H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}$)	E ($\text{mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}$)
P Tratamentos	0,1823	0,7073	0,5668	0,1337
Média	1,08	331	0,715	5,63
Erro	0,027	2,351	0,018	0,175

Os maiores valores de A foram observados nos tratamentos T2 e T5 (23,8 e 23,6 $\mu\text{mol CO}_2 \text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$, respectivamente) e o menor em T1 (20,9 $\mu\text{mol CO}_2 \text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$), sendo que T3, T4 e T6 foram semelhantes aos mesmos (Figura 6A). A maior taxa transpiratória ocorreu em plantas do tratamento 1 (6,32 $\text{mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}$), sendo os demais semelhantes entre si (Figura 6B). A menor eficiência do uso da água foi observada em plantas de T1 (3,32 $\text{mmol CO}_2 \text{H}_2\text{O}^{-1} \text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$), sendo o único tratamento a diferir dos demais (Figura 6C). As maiores médias de EC ocorreram em plantas de T2 e T5 (0,072 e 0,071 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1} \text{CO}_2$, respectivamente) e a menor em T1, com queda de 13% na eficiência dessas plantas (Figura 6D).

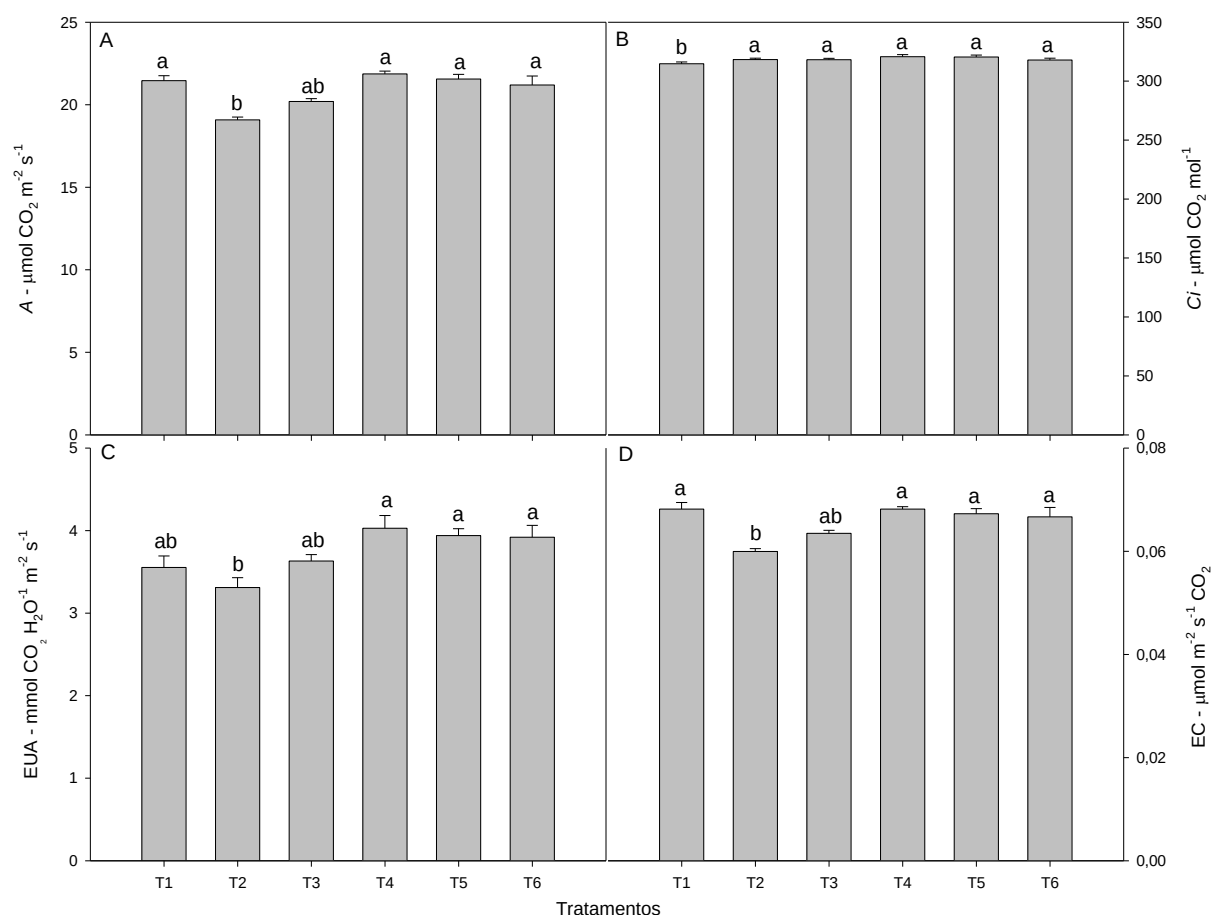
Estádio R2

Houve diferença significativa entre as médias dos tratamentos para taxa de assimilação de CO_2 (A), concentração interna de CO_2 (C_i), eficiência no uso da água (EUA) e eficiência de carboxilação (EC) (Figuras 7A, 7B, 7C e 7D). Entretanto, não existiu diferença para condutância estomática (g_s) e taxa transpiratória (E), com médias de 0,715 $\text{mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}$ e 5,63 $\text{mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}$, respectivamente (Tabela 10).

Os tratamentos T1, T4, T5 e T6 apresentaram as maiores médias de assimilação de CO_2 (21,4; 21,9; 21,5 e 21,2 $\mu\text{mol CO}_2 \text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$, respectivamente). Nesse estágio, T2 obteve a menor média (19,1 $\mu\text{mol CO}_2 \text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$) (Figura 7A). Isso influenciou os valores de EUA, em que as plantas do T2 apresentaram menor eficiência (3,31 $\text{mmol CO}_2 \text{H}_2\text{O}^{-1} \text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$) e as plantas do T4, T5 e T6 as maiores (4,03, 3,94 e 3,92 $\text{mmol CO}_2 \text{H}_2\text{O}^{-1} \text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$, respectivamente) (Figura 7C). O mesmo ocorreu com a EC, menor média em T2 (0,059 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1} \text{CO}_2$), não existindo

diferença entre os demais tratamentos (Figura 7D). O tratamento 1 exibiu a menor concentração interna de CO_2 ($314 \mu\text{mol CO}_2 \text{ mol}^{-1}$), sendo o único a diferir dos demais (Figura 7B).

Figura 7 - Taxa de assimilação do CO_2 (A) (A), concentração interna de CO_2 (C_i) (B), eficiência do uso da água (EUA) (C) e eficiência de carboxilação (EC) (D) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R2, submetidas à aplicação de biofertilizantes. Médias seguidas das mesmas letras não diferem entre si segundo teste de Tukey, a 5% de probabilidade – Botucatu, SP - 2020



Estádio R3

Houve diferença significativa para as variáveis taxa de assimilação de CO_2 (A), condutância estomática (g_s), concentração interna de CO_2 (C_i) e eficiência de carboxilação (EC) (Figuras 8A, 8B, 8C e 8D). Contrariamente, taxa transpiratória (E) e eficiência do uso da água (EUA) não diferiram entre os tratamentos, apresentando médias de $3,46 \text{ mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ e $7,65 \text{ mmol CO}_2 \text{ H}_2\text{O}^{-1} \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, respectivamente (Tabela 11).

As plantas de soja sob T3 e T4 apresentaram as maiores médias de A , ($27,2 \text{ CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$) e sob T2, T3 e T4 as maiores g_s ($0,392$, $0,397$ e $0,404 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, respectivamente). As plantas sob T1 foram inferiores em ambas as variáveis ($24,7 \text{ } \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ e $0,288 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, respectivamente). As plantas sob T3 e T5 apresentaram maiores valores de C_i , com médias de $235 \text{ } \mu\text{mol CO}_2 \text{ mol}^{-1}$, enquanto as plantas sob T4 o menor valor, $229 \text{ } \mu\text{mol CO}_2 \text{ mol}^{-1}$. A maior EC ocorreu em plantas sob T2, T3 e T4 ($0,116$; $0,116$ e $0,119 \text{ } \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1} \text{ CO}_2$, respectivamente) e a menor em T1 ($0,106 \text{ } \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1} \text{ CO}_2$).

Figura 8 - Taxa de assimilação do CO_2 (A) (A), condutância estomática (g_s) (B), concentração interna de CO_2 (C_i) (C) e eficiência de carboxilação (EC) (D) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R3, submetidas à aplicação de biofertilizantes. Médias seguidas das mesmas letras não diferem entre si segundo teste de Tukey, a 5% de probabilidade – Botucatu, SP - 2020.

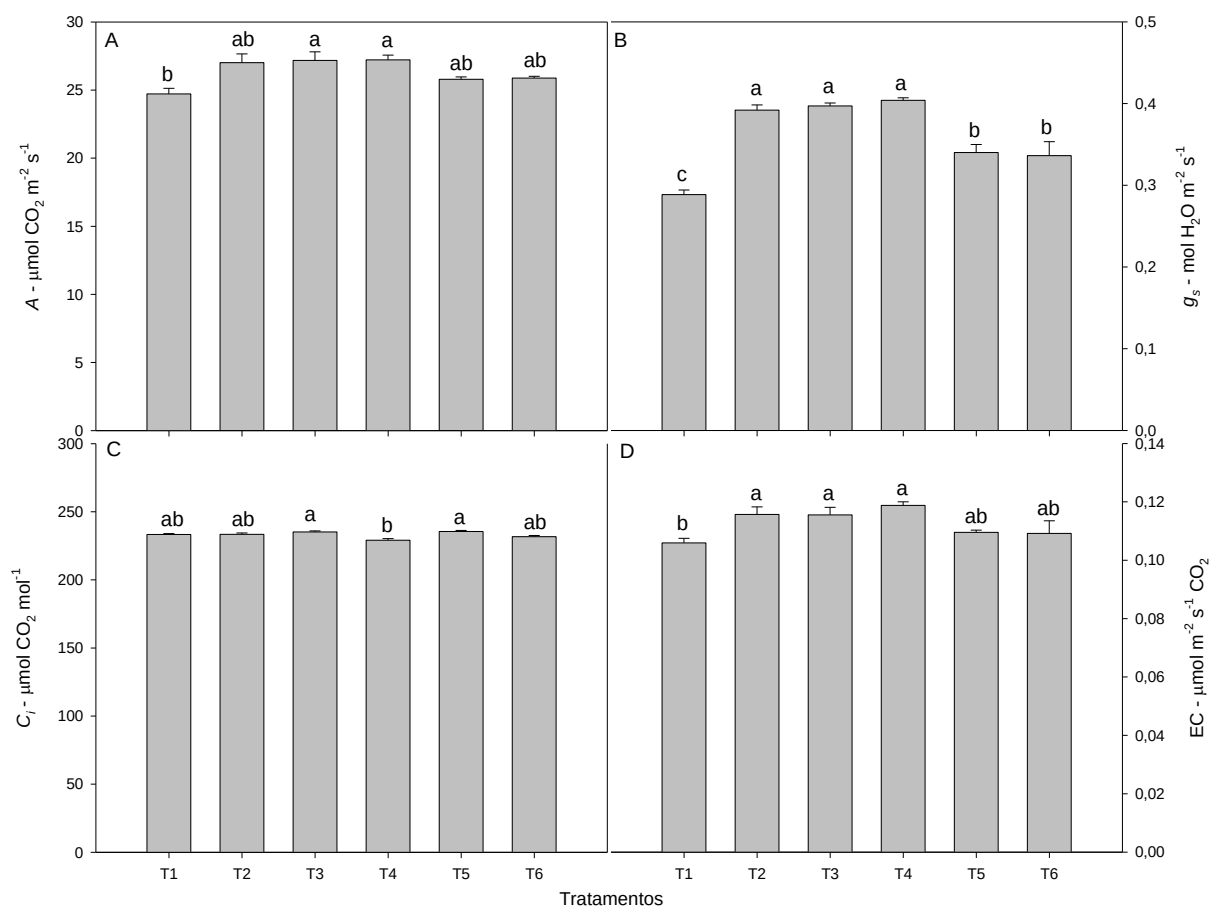


Tabela 11 - Valores de P , média geral e erro padrão da média do teste F para as variáveis taxa transpiratória (E), eficiência da carboxilação (EC) em plantas de soja no estágio de desenvolvimento R3 e taxa transpiratória (E) em plantas no estágio R5, submetidas à aplicação de biofertilizantes – Botucatu, SP - 2020

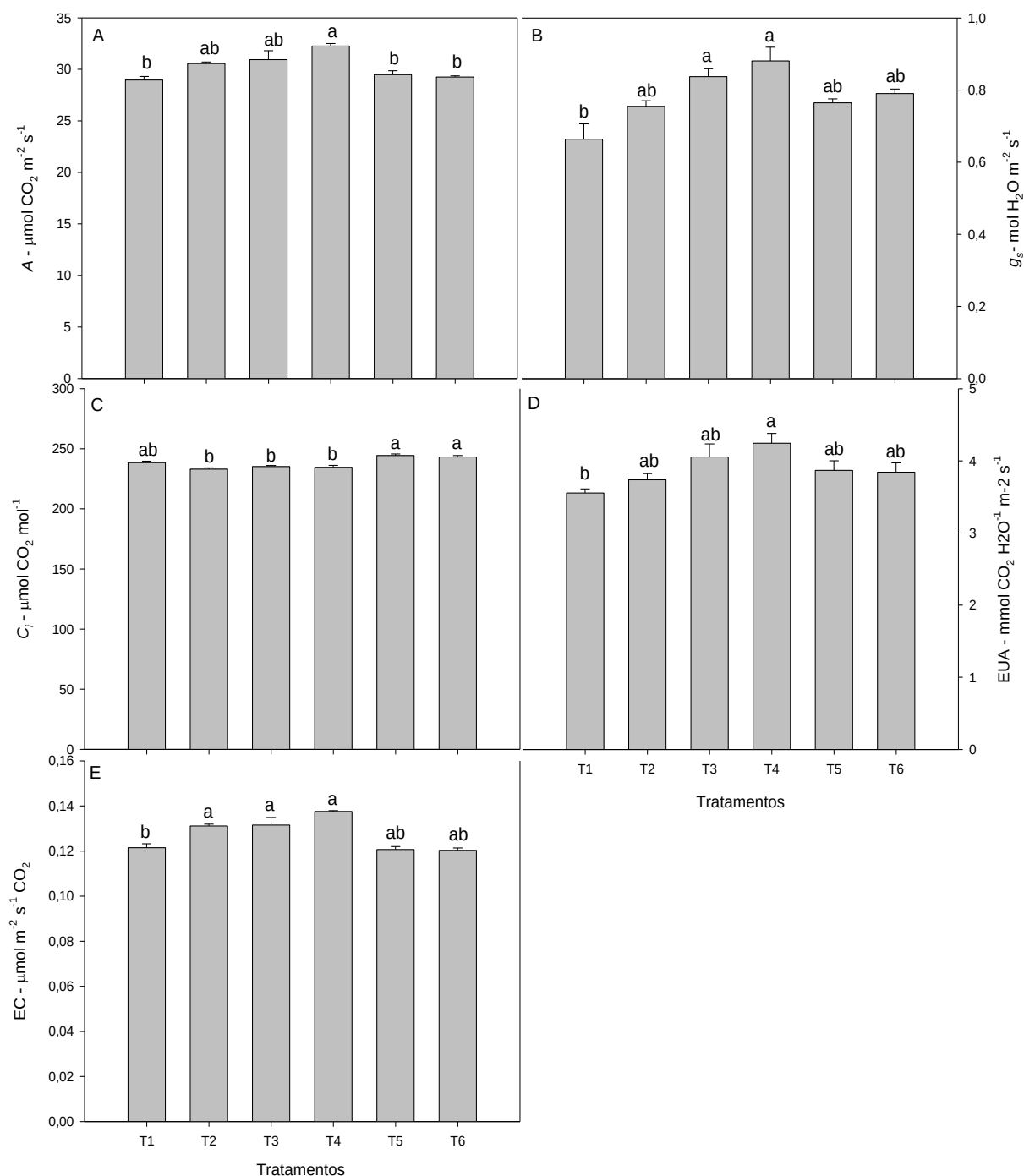
Estádios	R3		R5
Variáveis	E (mmol H ₂ O m ⁻² s ⁻¹)	EUA (mmol CO ₂ H ₂ O ⁻¹ m ⁻² s ⁻¹)	E (mmol H ₂ O m ⁻² s ⁻¹)
P Tratamentos	0,5078	0,2659	0,1166
Média	3,46	7,65	7,79
Erro	0,158	0,325	0,210

Estádio R5

No estágio de desenvolvimento R5 houve diferença estatística entre as médias dos tratamentos para taxa de assimilação do CO₂ (A), condutância estomática (g_s), concentração interna do CO₂ (C_i), eficiência do uso da água (EUA) e eficiência da carboxilação (EC) (Figuras 9A, 9B, 9C, 9D e 9E). A única variável a não diferir estatisticamente entre os tratamentos foi taxa transpiratória, com média de 7,79 mmol H₂O m⁻² s⁻¹ (Tabela 11).

As plantas manejadas em T1, T5 e T6 apresentaram as menores médias de A (28,9; 29,5 e 29,2 μ mol CO₂ m⁻² s⁻¹, respectivamente), enquanto as plantas sob T4 foram superiores na assimilação do CO₂, com aumento de 10% (Figura 9A). Para g_s , as plantas sob T1 também tiveram valores inferiores, com média de 0,663 mol H₂O m⁻² s⁻¹, enquanto as maiores médias foram observadas nas plantas sob os tratamentos T3 e T4 (0,837 e 0,881 mol H₂O m⁻² s⁻¹, respectivamente) (Figura 9B). Em relação à C_i , as plantas sob T2, T3 e T4 apresentaram a menor concentração (233, 235 e 234 μ mol CO₂ mol⁻¹, respectivamente), enquanto sob T5 e T6 foram superiores (244 e 243 μ mol CO₂ mol⁻¹, respectivamente) (Figura 9C). As plantas submetidas a T1 foram pouco eficientes em EUA, com média de 3,55 mmol CO₂ H₂O⁻¹ m⁻² s⁻¹ e aquelas em T4 foram as mais eficientes, 16% de incremento na média. T1 também proporcionou plantas com menor EC (0,121 μ mol m⁻² s⁻¹ CO₂), enquanto T2, T3 e T4, as mais eficientes (0,131; 0,131 e 0,137 μ mol m⁻² s⁻¹ CO₂, respectivamente) (Figuras 9D e 9E).

Figura 9 - Taxa de assimilação do CO₂ (A) (A), condutância estomática (g_s) (B), concentração interna de CO₂ (C_i) (C), eficiência do uso da água (EUA) (D) e eficiência da carboxilação (EC) (E) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R5, submetidas à aplicação de biofertilizantes. Médias seguidas das mesmas letras não diferem entre si segundo teste de Tukey, a 5% de probabilidade – Botucatu, SP - 2020



4.2.2 Parâmetros de fluorescência

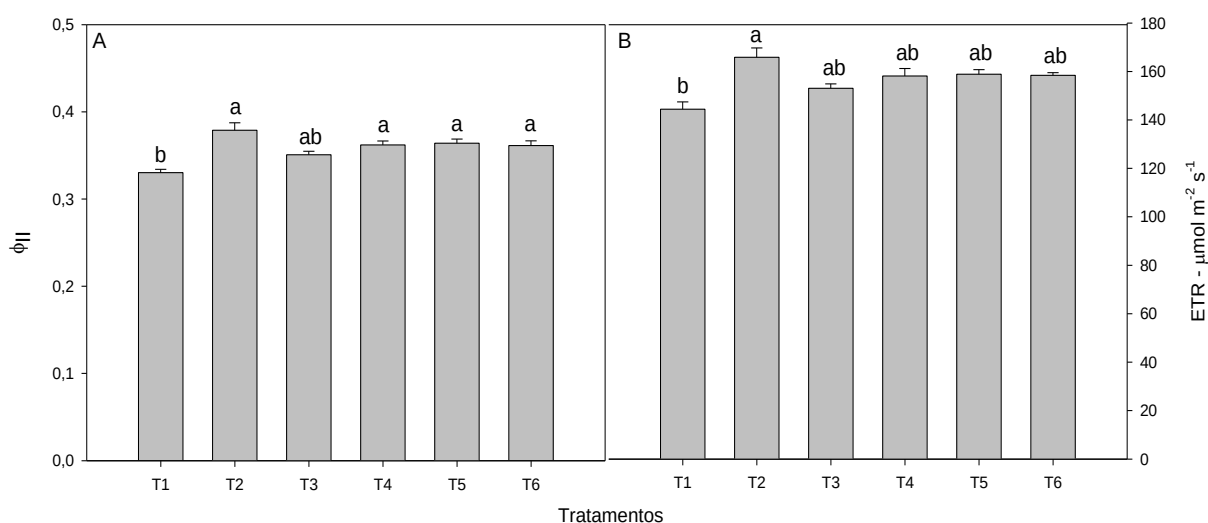
Estádio R1

Em R1 não houve diferença estatística entre os tratamentos para as variáveis rendimento quântico efetivo do PSII (F_v/F_m'), coeficiente do quenching fotoquímico (q_L), coeficiente de extinção não fotoquímico (NPQ) e rendimento da dissipação de energia não regulada (ϕ_{NO}), com médias geral de 0,557; 0,442; 0,563; 0,277, respectivamente (Tabela 12). Ao contrário da conversão de energia fotoquímica no PSII (ϕ_{II}), em que a menor média foi observada em plantas sob T1 (0,330), não existindo diferença entre os demais tratamentos, e da taxa de transporte aparente de elétrons (ETR) com maior média em plantas de T2 ($165 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) e a menor em T1 ($144 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$), os demais tratamentos não diferiram de ambos (Figuras 10A e 10B).

Tabela 12 - Valores de P , média geral e erro padrão da média do teste F para as variáveis rendimento quântico efetivo do PSII (F_v/F_m'), coeficiente do quenching fotoquímico (q_L), coeficiente de extinção não fotoquímico (NPQ) e rendimento da dissipação de energia não regulada (ϕ_{NO}) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R1, submetidas à aplicação de biofertilizantes – Botucatu, SP - 2020

Variáveis	F_v/F_m'	q_L	NPQ	ϕ_{NO}
P Tratamentos	0,8931	0,1740	0,9389	0,9792
Média	0,557	0,442	0,563	0,277
Erro	0,008	0,017	0,014	0,008

Figura 10 - Rendimento quântico da conversão de energia fotoquímica no PSII (ϕ_{II}) (A) e transporte aparente de elétrons (ETR) (B) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R1, submetidas à aplicação de biofertilizantes. Médias seguidas das mesmas letras não diferem entre si segundo teste de Tukey, a 5% de probabilidade – Botucatu, SP - 2020



Estádio R2

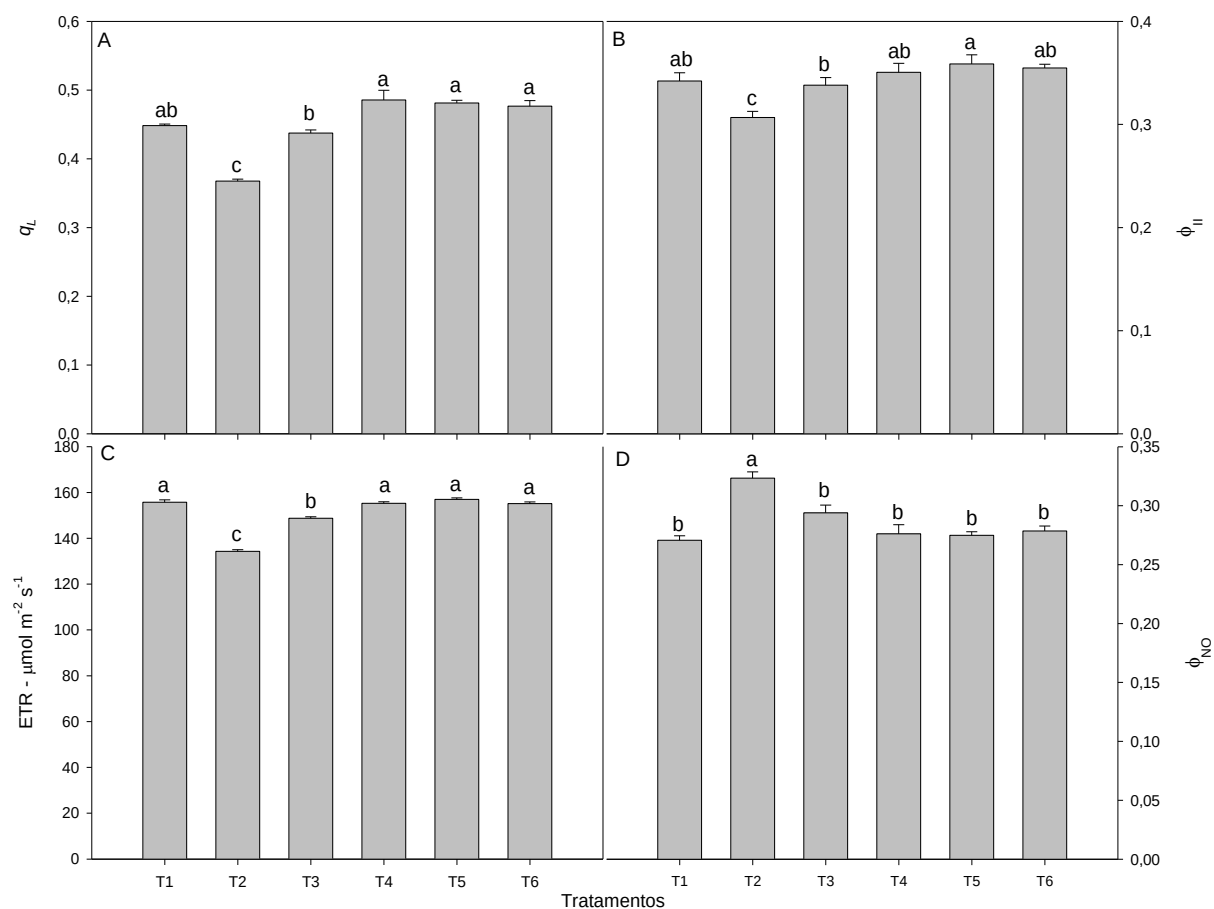
Em R2 não houve diferença significativa entre as médias dos tratamentos para rendimento quântico efetivo do PSII (F_v/F_m') e coeficiente de extinção não fotoquímico (NPQ), tendo como média 0,544 e 0,555, respectivamente (Tabela 13). Diferente das variáveis coeficiente do quenching fotoquímico (q_L), rendimento quântico da conversão de energia fotoquímica no PSII (ϕ_{II}), transporte aparente de elétrons (ETR) e rendimento da dissipação de energia não regulada (ϕ_{NO}), em que houve diferenças significativas entre os tratamentos (Figuras 11A, 11B, 11C e 11D).

Tabela 13 - Valores de P , média geral e erro padrão da média do teste F para as variáveis rendimento quântico efetivo do PSII (F_v/F_m') e coeficiente de extinção não fotoquímico (NPQ) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R2, submetidas à aplicação de biofertilizantes – Botucatu, SP - 2020

Variáveis	F_v/F_m'	NPQ
P Tratamentos	0,9442	0,6976
Média	0,544	0,555
Erro	0,011	0,017

As plantas sob T2 apresentaram as menores médias de q_L e ϕ_{II} (0,368 e 0,307), enquanto sob T1, T4, T5 e T6 foram superiores, com média de 0,448; 0,485; 0,481 e 0,477 para q_L e 0,342; 0,350; 0,359 e 0,355 para ϕ_{II} , respectivamente. Os maiores valores de ETR ocorreram em plantas sob T1, T4, T5 e T6 (156, 155, 157, 155 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, respectivamente). As plantas sob T2 apresentaram o maior valor de rendimento da dissipação de energia não regulada (ϕ_{NO}), com média de 0,323.

Figura 11 - Coeficiente do quenching fotoquímico (q_L) (A), rendimento quântico da conversão de energia fotoquímica no PSII (ϕ_{II}) (B), transporte aparente de elétrons (ETR) (C) e rendimento da dissipação de energia não regulada (ϕ_{NO}) (D) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R2, submetidas à aplicação de biofertilizantes. Médias seguidas das mesmas letras não diferem entre si segundo teste de Tukey, a 5% de probabilidade – Botucatu, SP - 2020



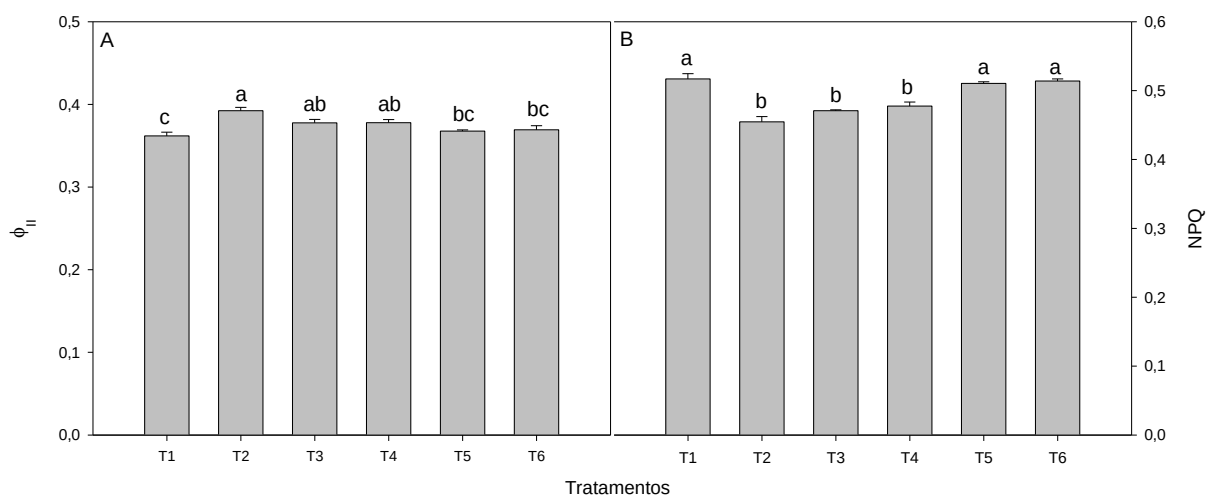
Estádio R3

No estágio de desenvolvimento R3 não houve diferença significativa entre as médias dos tratamentos para rendimento quântico efetivo do PSII (F_v/F_m), coeficiente do quenching fotoquímico (q_L), transporte de elétrons (ETR) e rendimento da dissipação de energia não regulada (ϕ_{NO}), com valores médios de 0,592; 0,459; 163 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ e 0,302, respectivamente (Tabela 14). Enquanto rendimento quântico da conversão de energia fotoquímica no PSII (ϕ_{II}), e coeficiente de extinção não fotoquímico (NPQ) diferiram entre as médias dos tratamentos (Figuras 12A e 12B).

Tabela 14 - Valores de P , média geral e erro padrão da média do teste F para as variáveis rendimento quântico efetivo do PSII (F_v/F_m'), coeficiente do quenching fotoquímico (q_L), transporte de elétrons (ETR) e rendimento da dissipação de energia não regulada (ϕ_{NO}) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R3, submetidas à aplicação de biofertilizantes – Botucatu, SP - 2020

Variáveis	F_v/F_m'	q_L	ETR	ϕ_{NO}
P Tratamentos	0,9292	0,0806	0,2318	0,5816
Média	0,592	0,459	163	0,302
Erro	0,012	0,017	3,973	0,008

Figura 12 - Rendimento quântico da conversão de energia fotoquímica no PSII (ϕ_{II}) (A) e coeficiente de extinção não fotoquímico (NPQ) (B) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R3, submetidas à aplicação de biofertilizantes. Médias seguidas das mesmas letras não diferem entre si segundo teste de Tukey, a 5% de probabilidade – Botucatu, SP - 2020



As plantas sob T1 apresentaram média inferior aos demais tratamentos para ϕ_{II} (0,362) enquanto as do T2 foram superiores (0,392). Em relação ao NPQ, as menores médias ocorreram nas plantas de T2, T3 e T4 (0,455; 0,471 e 0,477) e as maiores em T1, T5 e T6 (0,517; 0,510 e 0,514).

Estádio R5

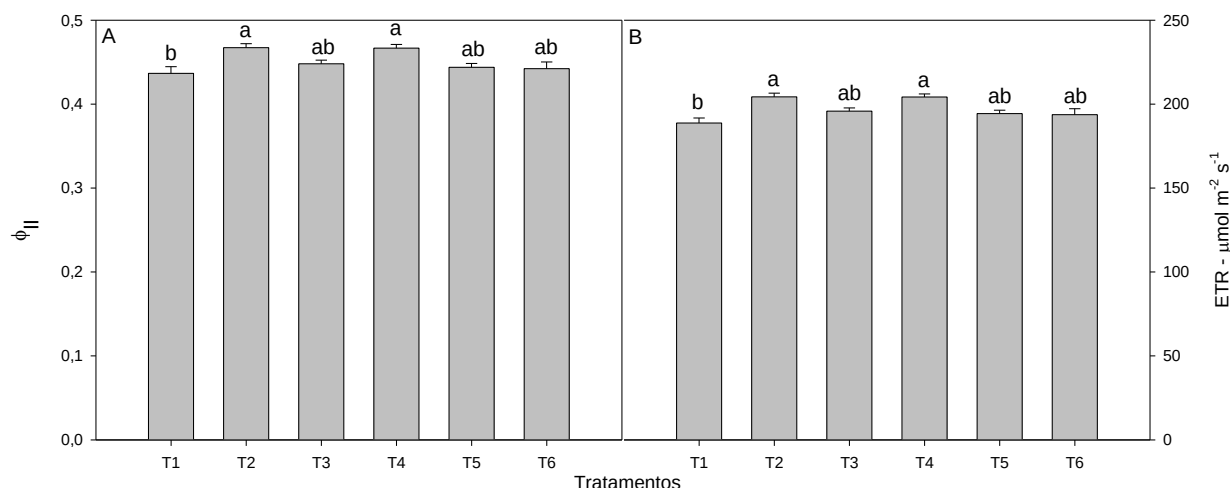
Não houve diferença significativa entre as médias dos tratamentos para rendimento quântico efetivo do PSII (F_v/F_m'), coeficiente do quenching fotoquímico (q_L), coeficiente de extinção não fotoquímico (NPQ) e rendimento da dissipação de energia não regulada (ϕ_{NO}), com médias de 0,603; 0,518; 0,522 e 0,266, respectivamente (Tabela 15). Rendimento quântico da conversão de energia fotoquímica no PSII (ϕ_{II}) e transporte de elétrons (ETR) diferiram entre os

tratamentos (Figuras 13A e 13B). As plantas sob T2 e T4 apresentaram as maiores médias de ϕ_{II} (0,467) e ETR ($204 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) e sob T1 as menores, com redução de 8 e 7%, respectivamente, em relação a T2 e T4.

Tabela 15 - Valores de P , média geral e erro padrão da média do teste F para as variáveis rendimento quântico efetivo do PSII (F_v/F_m), coeficiente do quenching fotoquímico (q_L), coeficiente de extinção não fotoquímico (NPQ) e Rendimento da dissipação de energia não regulada (ϕ_{NO}) em plantas, estágio de desenvolvimento R5, submetidas à aplicação de biofertilizantes – Botucatu, SP - 2020

Variáveis	F_v/F_m	q_L	NPQ	ϕ_{NO}
P Tratamentos	0,9804	0,2684	0,7892	0,3196
Média	0,603	0,518	0,522	0,266
Erro	0,010	0,012	0,015	0,006

Figura 13 - Rendimento quântico da conversão de energia fotoquímica no PSII (ϕ_{II}) (A) e transporte de elétrons (ETR) (B) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R5, submetidas à aplicação de biofertilizantes. Médias seguidas das mesmas letras não diferem entre si segundo teste de Tukey, a 5% de probabilidade – Botucatu, SP - 2020



4.2.3 Avaliações bioquímicas

Estádio R1

Não houve diferença significativa entre os tratamentos para clorofila *a* (Cla), clorofila *b* (Clb), razão clorofila *a/b* (Cla/b) e carotenoides (Car), com médias de 70 g kg^{-1} MF, 19,4 g kg^{-1} MF, 3,59 e 16,3 g kg^{-1} MF, respectivamente (Tabela 16).

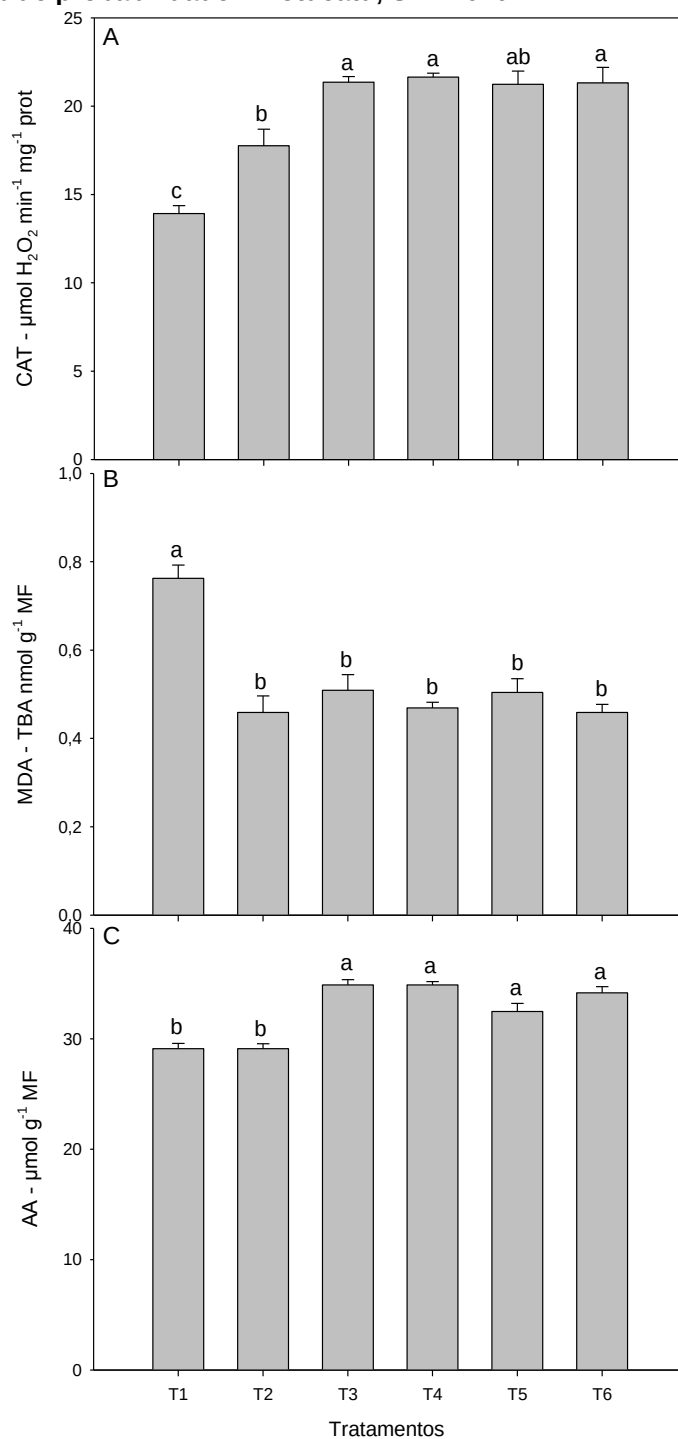
As enzimas peroxidase (POX), peroxidase do ascorbato (APX) e dismutase do superóxido (SOD) não diferiram entre os tratamentos, apresentando médias de 2,76 μmol purpurogalina $\text{min}^{-1} \text{mg}^{-1} \text{prot}$, 0,348 μmol de ácido ascórbico $\text{min}^{-1} \text{mg}^{-1} \text{prot}$ e 1,72 $\text{U min}^{-1} \text{mg}^{-1} \text{prot}$, respectivamente (Tabela 16). Houve diferença entre as médias dos tratamentos para a enzima catalase (CAT), peroxidação lipídica (MDA) e aminoácidos totais (AA) (Figuras 14A, 14B e 14C).

Tabela 16 - Valores de *P*, média geral e erro padrão da média do teste *F* para as variáveis teor de clorofila *a* (Cla) e clorofila *b* (Clb), razão clorofila *a/b* (Cla/b) carotenoides (Car), peroxidase (POX), peroxidase do ascorbato (APX) e dismutase do superóxido (SOD) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R1, submetidas à aplicação de biofertilizantes – Botucatu, SP - 2020

Variáveis	Cla	Clb	Cla/b	Car	POX	APX	SOD
	g kg^{-1} MF				μmol purpurogalina $\text{min}^{-1} \text{mg}^{-1} \text{prot}$	μmol de ác. ascórbico $\text{min}^{-1} \text{mg}^{-1}$ prot	$\text{U min}^{-1} \text{mg}^{-1}$ prot
<i>P</i>							
Tratamentos	0,9017	0,7104	0,9984	0,9220	0,9291	0,9432	0,0695
Média	70	19,4	3,59	16,3	2,76	0,348	1,72
Erro	2,827	0,998	0,067	0,632	0,195	0,035	0,116

Sob T1 as plantas apresentaram a menor atividade de CAT, 13,9 $\mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{mg}^{-1} \text{prot}$, e sob T3, T4 e T6 as maiores, 21,3, 21,6 e 21,3 $\mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{mg}^{-1} \text{prot}$, respectivamente. Em relação à MDA, T1 foi o único a diferir dos demais tratamentos, com a maior média, 0,762 TBA $\text{nmol g}^{-1} \text{MF}$. A concentração de AA foi superior em T3, T4, T5 e T6, com valores médios de 34,87, 34,87, 32,47 e 34,15 $\mu\text{mol g}^{-1} \text{MF}$, respectivamente.

Figura 14 - Atividade da enzima catalase (CAT) (A), peroxidação lipídica (MDA) (B) e aminoácidos totais (AA) (C) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R1, submetidas à aplicação de biofertilizantes. Médias seguidas das mesmas letras não diferem entre si segundo teste de Tukey, a 5% de probabilidade – Botucatu, SP - 2020



Estádio R2

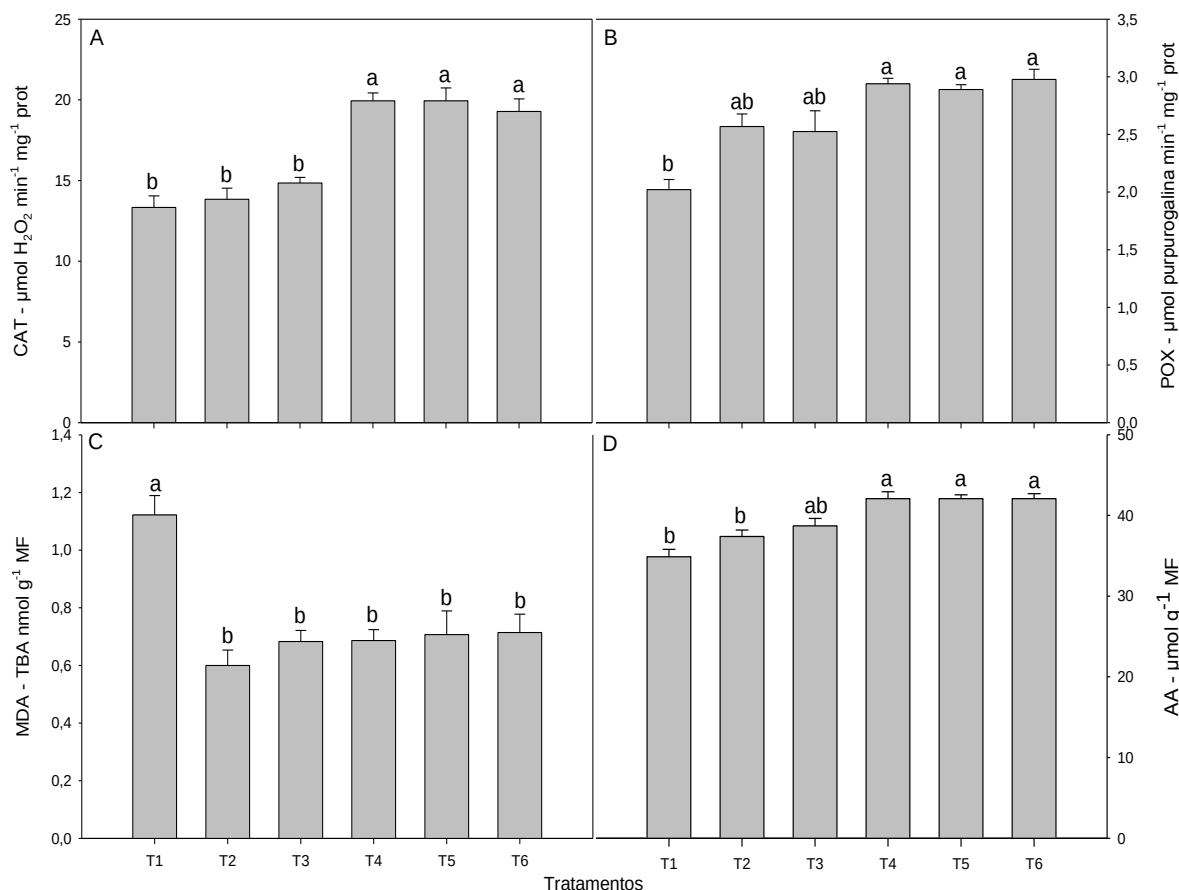
No estágio R2 as variáveis de pigmentos cloroplastídicos não diferiram significativamente entre os tratamentos, apresentando médias de $36,7 \text{ g kg}^{-1} \text{ MF}$

para teor de clorofila *a*, 9,63 g kg⁻¹ MF teor de clorofila *b*, 3,84 para razão clorofila *a/b* e 8,67 g kg⁻¹ MF teor de carotenoides (Tabela 17). Dentre as enzimas antioxidantes, apenas peroxidase do ascorbato (APX) e dismutase do superóxido (SOD) não diferiram entre tratamentos, com médias de 0,355 µmol de ác. ascórbico min⁻¹ mg⁻¹ prot e 0,929 U min⁻¹ mg⁻¹ prot (Tabela 17). As enzimas catalase (CAT) e peroxidase (POX), além de peroxidação lipídica (MDA) e aminoácidos totais (AA), apresentaram diferença entre médias (Figuras 15A, 15B, 15C e 15D).

Tabela 17 - Valores de *P*, média geral e erro padrão da média do teste *F* para as variáveis teor de clorofila *a* (Cla), clorofila *b* (Clb) e carotenoides (Car), razão clorofila *a/b* (Cla/*b*), peroxidase do ascorbato (APX) e dismutase do superóxido (SOD) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R2, submetidas à aplicação de biofertilizantes – Botucatu, SP - 2020

Variáveis	Cla	Clb	Cla/ <i>b</i>	Car	APX	SOD
	g kg ⁻¹ MF				µmol de ác. ascórbico min ⁻¹ mg ⁻¹ prot	U min ⁻¹ mg ⁻¹ prot
<i>P</i> Tratamentos	0,6970	0,7467	0,1842	0,8155	0,7381	0,2021
Média	36,7	9,63	3,84	8,67	0,355	0,929
Erro	1,247	0,491	0,227	0,552	0,025	0,222

Figura 15 - Atividade das enzimas catalase (CAT) (A) e peroxidase (POX) (B), peroxidação lipídica (MDA) (C) e aminoácidos totais (AA) (D) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R2, submetidas à aplicação de biofertilizantes. Médias seguidas das mesmas letras não diferem entre si segundo teste de Tukey, a 5% de probabilidade – Botucatu, SP - 2020



Na atividade da CAT, os tratamentos se dividiram em dois grupos, o primeiro com as menores médias, composto por T1, T2 e T3 ($13,3$, $13,8$ e $14,8 \mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ prot}$, respectivamente) e o segundo com os maiores valores, T4, T5 e T6 ($19,9$, $19,9$ e $19,3 \mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ prot}$, respectivamente) (Figura 15A). Sob T1 foi observada a menor média para atividade da POX, com $2,02 \mu\text{mol purpurogalina min}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ prot}$, enquanto T4, T5 e T6 foram superiores ($2,94$, $2,89$ e $2,98 \mu\text{mol purpurogalina min}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ prot}$, respectivamente) (Figura 15B). Além disso, T1 se destacou com o maior valor de MDA, $1,12 \text{ TBA nmol g}^{-1} \text{ MF}$, sendo o único a diferir dos demais tratamentos (Figura 15C). Em relação ao teor de AA, T4, T5 e T6 superaram os demais, com médias de $42,07 \mu\text{mol g}^{-1} \text{ MF}$ (Figura 15D).

Estádio R3

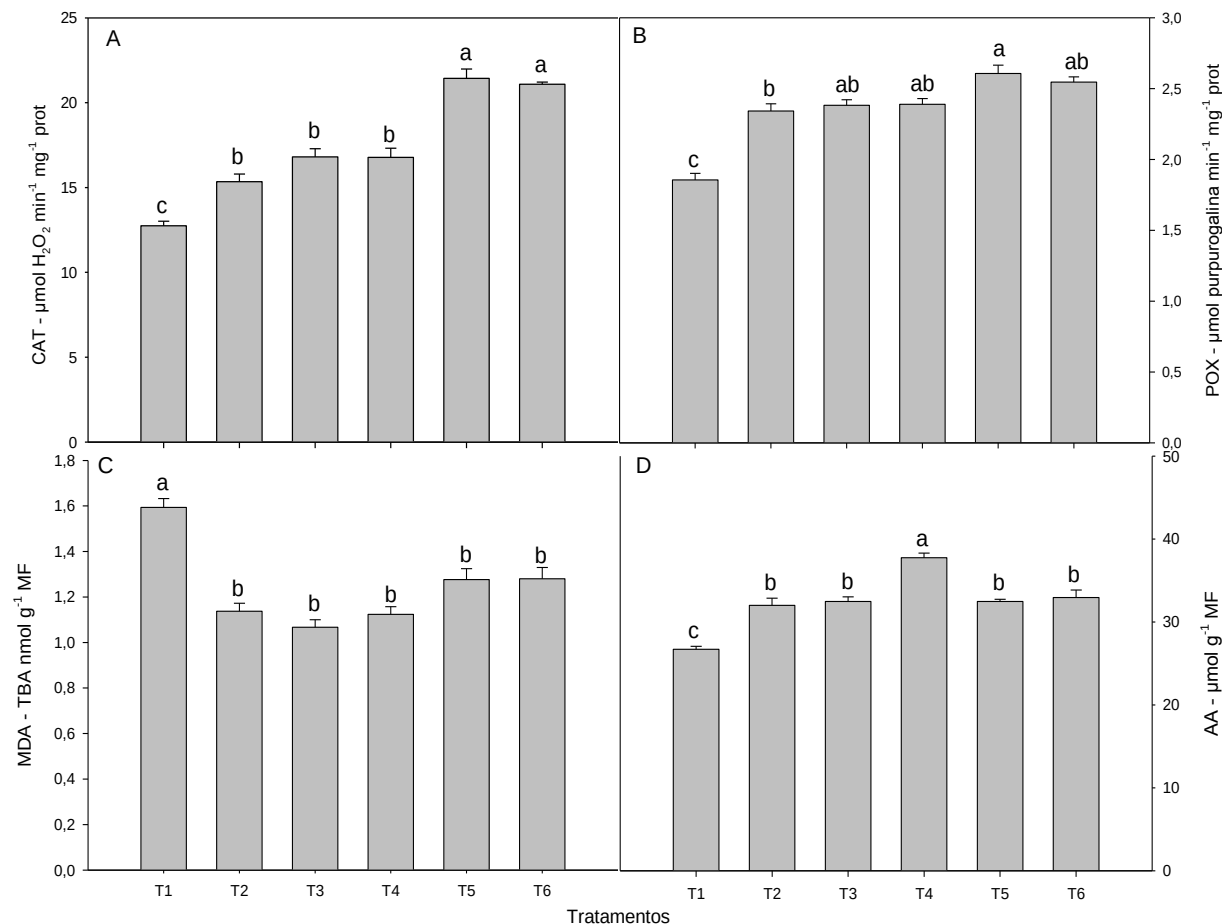
Em R3 não houve diferença significativa entre as médias dos tratamentos para clorofila *a* (Cla), clorofila *b* (Clb), razão clorofila *a/b* (Cla/*b*) e carotenoides (Car), com médias de 49,6 g kg⁻¹ MF, 14,6 g kg⁻¹ MF, 3,40 e 10,3 g kg⁻¹ MF, respectivamente (Tabela 18).

Tabela 18 - Valores de *P*, média geral e erro padrão da média do teste *F* para as variáveis teor de carotenoides (Car), razão clorofila *a/b* (Cla/*b*), peroxidase do ascorbato (APX) e dismutase do superóxido (SOD) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R3, submetidas à aplicação de biofertilizantes – Botucatu, SP - 2020

Variáveis	Cla	Clb	Cla/ <i>b</i>	Car	APX	SOD
	g kg ⁻¹ MF				μmol de ác. ascórbico min ⁻¹ mg ⁻¹ prot	U min ⁻¹ mg ⁻¹ prot
<i>P</i> Tratamentos	0,6512	0,0619	0,3774	0,1238	0,4966	0,7609
Média	49,6	14,6	3,40	10,3	0,247	1,66
Erro	1,398	0,260	0,112	0,492	0,017	0,096

Dentre as enzimas antioxidantes, não houve diferença significativa para peroxidase do ascorbato (APX) e dismutase do superóxido (SOD), com médias de 0,247 μmol de ácido ascórbico min⁻¹ mg⁻¹ prot e 1,66 U min⁻¹ mg⁻¹ prot (Tabela 18). Catalase (CAT), peroxidase (POX), peroxidase lipídica (MDA) e aminoácidos totais (AA) diferiram entre os tratamentos (Figuras 16A, 16B, 16C e 16D).

Figura 16 - Atividade das enzimas catalase (CAT) (A) e peroxidase (POX) (B), peroxidação lipídica (MDA) (C) e aminoácidos totais (AA) (D) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R3, submetidas à aplicação de biofertilizantes. Médias seguidas das mesmas letras não diferem entre si segundo teste de Tukey, a 5% de probabilidade – Botucatu, SP - 2020



As plantas sob T1 apresentaram menor atividade da enzima CAT, $12,7 \mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ prot}$, enquanto as de T5 e T6 foram superiores, com aumento médio de 40% na atividade da enzima (Figura 16A). Em relação à atividade da POX, as plantas sob T1 apresentaram a menor média, $1,85 \mu\text{mol purpurogalina min}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ prot}$, e sob T3, T4, T5 e T6 foram superiores ($2,38$; $2,39$; $2,61$ e $2,54 \mu\text{mol purpurogalina min}^{-1} \text{ mg}^{-1} \text{ prot}$) (Figura 16B). O maior valor de MDA foi observado em plantas sob T1, $1,59 \text{ TBA nmol g}^{-1} \text{ MF}$ (Figura 16C). T4 proporcionou plantas com maior média de AA, $37,7 \mu\text{mol g}^{-1} \text{ MF}$, enquanto T1 reduziu os teores de AA em 29% (Figura 16D).

Estádio R5

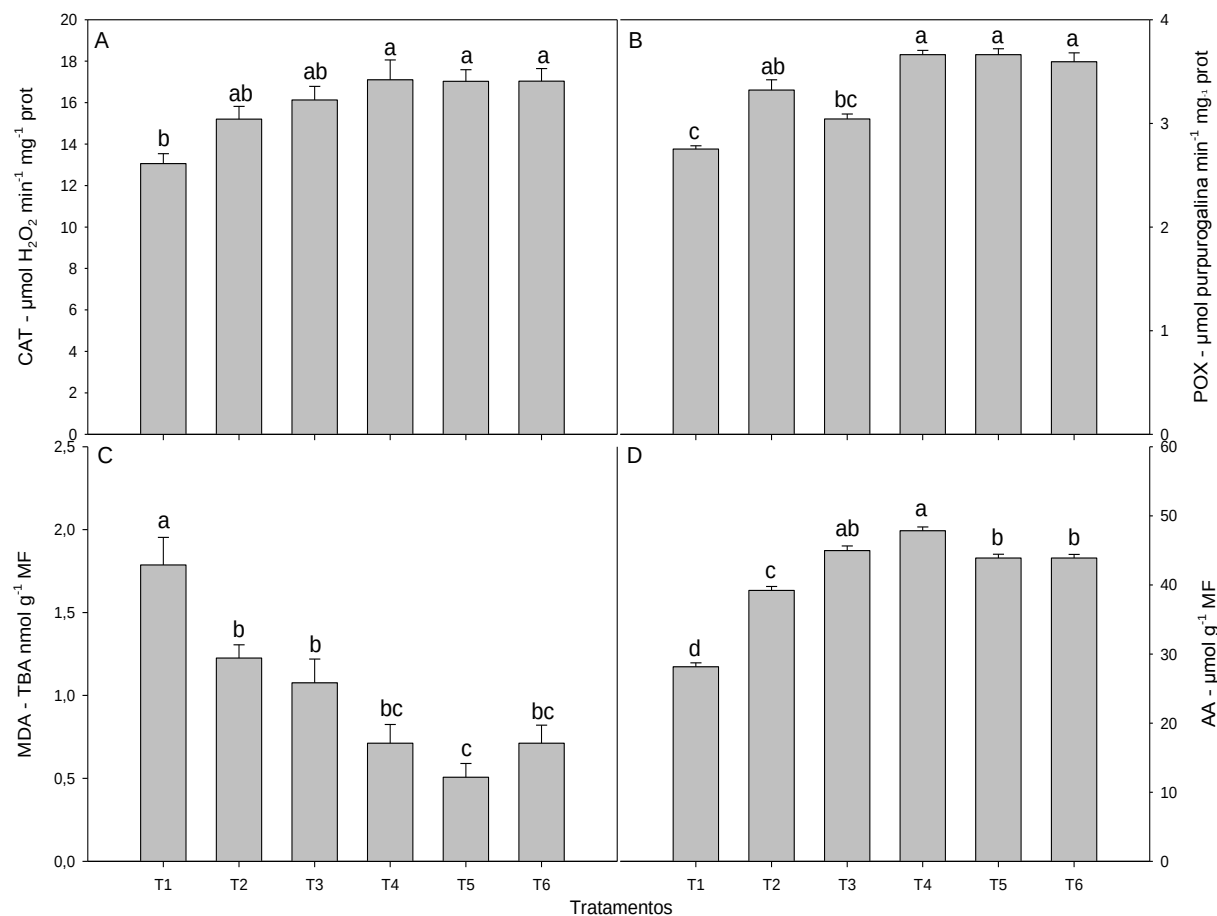
Não houve diferença significativa entre os tratamentos para clorofila a (Cla), clorofila b (Clb), razão clorofila a/b (Cla/b) e carotenoides (Car), com médias de 52,9 g kg⁻¹ MF, 14,3 g kg⁻¹ MF, 3,69, 11,6 g kg⁻¹ MF, respectivamente, além das enzimas antioxidantes peroxidase do ascorbato (APX) (0,316 µmol de ác. ascórbico min⁻¹ mg⁻¹ prot) e dismutase do superóxido (SOD) (2,20 U min⁻¹ mg⁻¹ prot) (Tabela 19).

Tabela 19 - Valores de *P*, média geral e erro padrão da média do teste *F* para as variáveis teor de clorofila a (Cla), clorofila b (Clb) e carotenoides (Car), razão clorofila a/b (Cla/b), peroxidase do ascorbato (APX) e dismutase do superóxido (SOD) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R5, submetidas à aplicação de biofertilizantes – Botucatu, SP - 2020

Variáveis	Cla	Clb	Cla/b	Car	APX	SOD
	g kg ⁻¹ MF				µmol de ác. ascórbico min ⁻¹ mg ⁻¹ prot	U min ⁻¹ mg ⁻¹ prot
<i>P</i> Tratamentos	0,5044	0,2300	0,3521	0,4679	0,9970	0,6122
Média	52,9	14,3	3,69	11,6	0,316	2,20
Erro	1,358	0,492	0,080	0,272	0,037	0,127

As médias dos tratamentos diferiram entre si para catalase (CAT), peroxidase (POX), peroxidase lipídica (MDA) e aminoácidos totais (AA) (Figuras 17A, 17B, 17C e 17D). Na atividade de CAT, as plantas sob T1 foram inferiores, com média de 13 µmol H₂O₂ min⁻¹ mg⁻¹ prot, enquanto sob T4, T5 e T6 houve incremento de 23% na atividade da enzima. As plantas manejadas em T4, T5 e T6 apresentaram as maiores médias da atividade de POX, 3,66; 3,66 e 3,59 µmol purpurogalina min⁻¹ mg⁻¹ prot, respectivamente, e em T1 a menor, 2,75 µmol purpurogalina min⁻¹ mg⁻¹ prot. Em relação ao MDA, observou-se maior peroxidação em T1, 1,79 TBA nmol g⁻¹ MF, e redução de 71% em T5. As plantas de T4 superaram os demais tratamentos no teor de AA, 47,8 µmol g⁻¹ MF, enquanto T1 foi inferior com média de 28,1 µmol g⁻¹ MF.

Figura 17 - Atividade das enzimas catalase (CAT) (A) e peroxidase (POX) (B), peroxidação de lipídios (MDA) (C) e aminoácidos totais (AA) (D) em plantas de soja, estágio de desenvolvimento R5, submetidas à aplicação de biofertilizantes. Médias seguidas das mesmas letras não diferem entre si segundo teste de Tukey, a 5% de probabilidade – Botucatu, SP - 2020

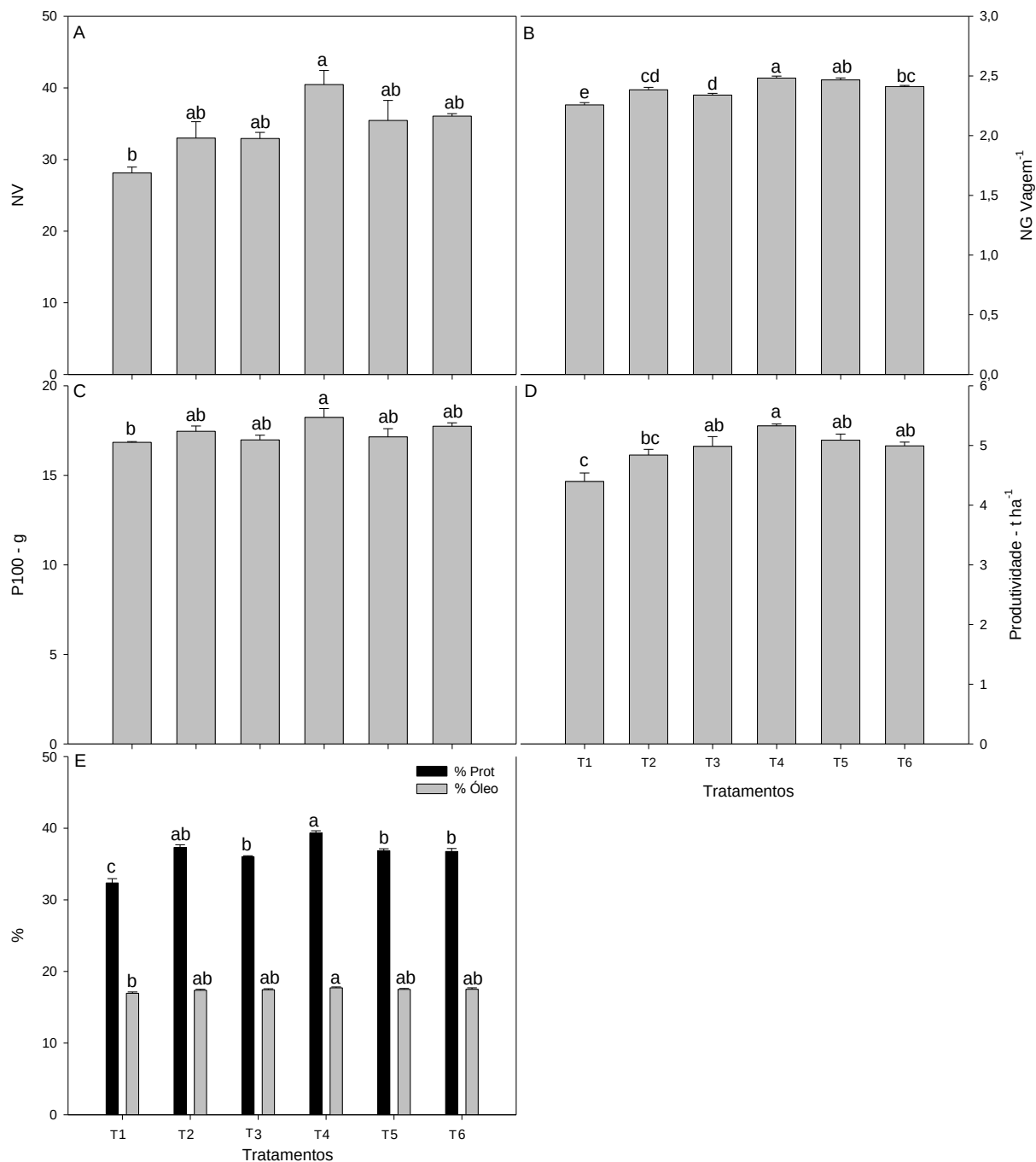


4.3 Componentes produtivos

As variáveis número de vagens por planta (NV), número de grãos por vagem (NG Vagem⁻¹), peso de 100 grãos (P100), produtividade por hectare e porcentagens de proteína e de óleo foram influenciadas pelos tratamentos (Figuras 18A, 18B, 18C, 18D e 18E). As plantas manejadas em T4 apresentaram as maiores médias em todas as variáveis, com 40,5 vagens por planta, 2,5 grãos por vagens, 18,2 g de P100, produtividade de 5,3 t ha⁻¹ (88,8 sacas de 60 kg ha⁻¹), 39,3% de proteína e 17,7% de óleo no grão. Enquanto as plantas sob T1 foram inferiores aos demais tratamentos, com 28,1 vagens por planta, 2,2 grãos por vagem, 16,8 g de P100, produtividade de 4,4 t ha⁻¹ (73,3 sacas de 60 kg ha⁻¹), 32,3% de proteína e 16,9% de

óleo no grão. O T4 representou ganho de 17% de produtividade, em toneladas por hectare, comparado ao T1.

Figura 18 - Número de vagens por planta (NV) (A), número de grãos por vagem (NG vagem⁻¹) (B), peso de 100 grãos (P100) (C), produtividade (D) e porcentagem de proteína e óleo no grão (E) em plantas de soja submetidas à aplicação de biofertilizantes. Médias seguidas das mesmas letras não diferem entre si segundo teste de Tukey, a 5% de probabilidade – Botucatu, SP - 2020



5 DISCUSSÃO

5.1 Trocas gasosas

Em geral, as plantas apresentaram comportamento semelhante em relação às trocas gasosas nos estádios V3 e V4. O T1 foi único a se diferenciar dos demais tratamentos em todas as variáveis analisadas com valores inferiores, exceto na E , em que os valores foram superiores em ambos os estádios (Figuras 2 e 3).

As plantas tratadas apenas com *Bradyrhizobium* no TS (T1) não foram eficientes em A como as plantas que receberam associação de *Bradyrhizobium* + biofertilizante (T2) ou apenas biofertilizantes (T3 a T6) no TS, além de apresentarem menor g_s e C_i . O biofertilizante Nitrostarter®, utilizado no TS, possui em sua formulação cobalto e molibdênio, micronutrientes essenciais às bactérias fixadoras de N por estarem diretamente relacionados ao processo bioquímico da fixação (BERGERSEN; TURNER, 1967; CORTESE et al., 2019, SANTACHIARA, et al. 2019), e substâncias húmicas. Isso pode ter favorecido a atuação das bactérias fixadoras de N, estimulando a A nas plantas, pois alguns autores associam aumento na taxa fotossintética das plantas à necessidade em sanar as reservas dos nódulos (BULEGON et., 2016; KASCHUK et al., 2009; TAIZ; ZEIGER, 2013).

Nos tratamentos sem inoculação com *Bradyrhizobium* (T3, T4, T5 e T6), o efeito do biofertilizante pode ter ocorrido sobre a população de bactérias fixadoras de N já presentes no solo. De acordo com Bárbaro et al. (2009) e Pavanelli e Araújo (2009), em solos cultivados existe a ação de populações de *Bradyrhizobium* já existentes no sistema, com estirpes eficientes e em número adequado. Além disso, alterações induzidas pelo uso de substância húmicas em genes envolvidos no processo fotossintético e metabolismo do sulfato, resultaram em maior taxa líquida de fotossíntese e produção agrícola (CANELLAS et al., 2015).

Outro fator a ser considerado é o efeito promotor de crescimento do biofertilizante Phylgreen Gemma®, com extrato de algas marinhas e aminoácidos em sua formulação. Os carboidratos, proteínas e outros compostos presentes no extrato de algas aplicado em TS aceleram a germinação e melhoram o vigor das plântulas, refletindo posteriormente no crescimento e desenvolvimento das plantas (IBRAHIM, 2016; SUPRAJA et al., 2020). Dong et al. (2020), ao aplicar bioestimulante à base de extrato de algas e micronutrientes no solo após transplante de mudas de tomate e morango, relataram 55% e 39% de incremento na taxa

fotossintética, respectivamente, comparado ao tratamento controle. Os autores também reportaram ganho em diâmetro e volume de raiz e crescimento da parte aérea. Produtos à base de extrato de algas podem conter alguns compostos capazes de estimular o crescimento da planta, melhorando a absorção de água e nutrientes e, conseqüentemente, favorecendo o desempenho fotossintético da mesma (BULGARI et al., 2015; MATEUS-CAGUA; RODRÍGUEZ-YZQUIERDO, 2019).

O uso de biofertilizantes em TS e nos estádios V3 e V4 conferiu às plantas de soja maior A ao elevar a g_s (Figuras 2A, 2B, 3A e 3B). Existe relação positiva entre o aumento de g_s e a entrada de CO_2 no sítio de carboxilação da Rubisco, elevando a eficiência de carboxilação, e conseqüentemente, contribuindo para a fotossíntese dessas plantas (MANAVALAN et al., 2009; MENDES et al., 2017). Nos estádios V3, V4 e R1 as plantas manejadas no T1 apresentaram menores valores de A e maiores de E , resultando em menor EUA (Figuras 2, 3 e 6). Ramos (2013) relaciona alta taxa de assimilação de CO_2 e valores baixos de transpiração com elevada eficiência no uso da água. Melhorar a EUA é essencial para garantir maiores produtividades, otimizando os processos fisiológicos e metabólicos nas plantas (FLEXAS, 2016; KU et al., 2013). A adição de Nitrostarter® e Phylgreen Gemma® no TS e aplicações foliares de Aton Mo® em V3 e V4 contribuíram para elevar a EUA nas plantas de soja.

No estágio de desenvolvimento R2, as plantas sob T1, T4, T5 e T6 apresentaram médias semelhantes de A , EUA e EC (Figura 7). O T1 recebeu aplicação foliar de Ca e B e os tratamentos T4, T5 e T6 receberam o fertilizante Trafos Green Plus®, com alta concentração de Ca e B em sua formulação, no estágio R1. A presença desses nutrientes na aplicação foliar favoreceu a taxa de assimilação do CO_2 nas plantas de soja. Ao incrementar os valores de A , observados nas plantas desses tratamentos, elevou-se também a EUA e EC.

O efeito do boro na assimilação do CO_2 ainda não é bem esclarecido, entretanto pesquisas evidenciam uma relação positiva entre adubação boratada e aumento da taxa fotossintética das plantas. Fujiyama et al. (2019) observaram maiores valores de A em plantas de soja quando se utilizou até 3 mg dm^{-3} de boro e Li et al. (2017) relataram queda da fotossíntese com deficiência de B em plantas de algodão. A aplicação de boro em concentrações adequadas desempenha papel importante na estrutura da parede celular e influencia processos relacionados à fase

fotoquímica da fotossíntese (KASTORI et al., 1995; TAVALLALI, 2017). Em relação ao cálcio, é um nutriente conhecido por ser componente estrutural do fotossistema II (PSII) e possuir função na oxidação da água pelo PSII (HOCHMAL et al., 2015). Liang et al. (2009) relataram ação do Ca nas trocas gasosas em plantas de pepino, onde as mesmas foram tratadas com CaCl e apresentaram maior tolerância ao estresse por luminosidade sub ótima, com menores quedas na taxa de assimilação de CO₂ e na atividade da enzima Rubisco.

As plantas sob os manejos de T1, T5 e T6 em R3 foram inferiores aos demais tratamentos nos valores de A, g_s e EC, além de apresentarem maiores médias de C_i (Figura 8). A aplicação foliar dos biofertilizantes Phylgreen Electra® e Pumma® em T5 e T6, no estágio R2, estimulou o fechamento estomático e prejudicou a taxa fotossintética das plantas. Menores valores de EC associados a maiores de C_i refletem alterações bioquímicas no aparato fotossintético e queda na atividade da enzima Rubisco (POMPELLE et al., 2010; ZHANG et al., 2016a).

As plantas sob T2 receberam duas aplicações foliares com Phylgreen Electra® e Pumma®, sendo a primeira em R1 e a segunda em R3. Quando realizadas as avaliações de trocas gasosas nas plantas de soja em estágio R2, não foi possível verificar efeito benéfico desses produtos após a primeira aplicação, com menores médias de A, EUA e EC nas plantas de T2 (Figura 7). Entretanto, na avaliação em R5 as plantas do T2 apresentaram satisfatórios valores de A, g_s e EC (Figura 9). Assim, a melhor ação dos biofertilizantes Phylgreen Electra® e Pumma® é quando são aplicados nas plantas de soja em estágio R3.

A ação de biofertilizantes a base de extrato de algas é variável de acordo com a espécie, estágio de desenvolvimento das plantas e doses (DU JARDIN, 2015; KOCIRA et al., 2018b). O extrato de *Ascophyllum nodosum*, presente no biofertilizante Phylgreen Electra®, quando usado no momento correto contribui para melhorar a capacidade de trocas gasosas nas plantas. O extrato é capaz de estimular vias metabólicas, provocando alterações fisiológicas e bioquímicas nas plantas (CRAIGIE, 2011; SALVI et al., 2019). Salvi et al. (2019), ao avaliarem o efeito do extrato de *A. nodosum* sobre *Vitis vinífera*, observaram incremento de 59% de A e 57% de g_s quando aplicado durante a maturação, comparado a aplicações 15 dias após a poda.

O biofertilizante Pumma® contém 27% de P, nutriente integrante do metabolismo fotossintético das plantas, com papel fundamental na formação de

ATP, sendo retratado redução na fotossíntese, na condutância estomática e na atividade da enzima Rubisco em baixo suprimento de P (CARSTENSEN et al., 2018; NEOCLEOUS; SAVVAS, 2019; PIETERS et al., 2001; TAIZ; ZEIGER, 2013). A dose desse biofertilizante utilizada no T2 em R1 e R3 é o dobro da dose aplicada nos T5 e T6 em R2. Alterações em doses, frequência de aplicações e estádios fenológicos justificam respostas divergentes entre as plantas.

Em R5 as plantas dos tratamentos T2, T3 e T4 apresentaram médias semelhantes estatisticamente nas variáveis A , C_i e EC (Figura 9). Valores de EC superiores somados a menores C_i indicam melhor funcionamento da enzima Rubisco, refletindo em maior eficiência fotossintética nessas plantas. Entretanto, as plantas do T4 sobressaíram às demais nos valores de A e EUA. A combinação de biofertilizantes utilizada nesse tratamento proporcionou às plantas de soja maior eficiência em assimilar CO_2 e, conseqüentemente, no uso da água.

5.2 Parâmetros de fluorescência

Os parâmetros de fluorescência da clorofila a são utilizados para avaliar a integridade do aparato fotossintético das plantas. O rendimento quântico efetivo do PSII (F_v/F_m) indica qual a proporção de luz absorvida pela clorofila associada ao PSII é utilizada na atividade fotoquímica. Não houve diferença estatística entre os tratamentos para F_v/F_m em nenhuma das avaliações e os valores médios ficaram entre 0,5 e 0,63. Isso evidencia ausência de danos fotoinibitórios no aparato fotossintético das plantas.

As variáveis de fluorescência no estágio V3 não tiveram influência dos tratamentos (Tabela 5). A ocorrência de 47 mm de precipitação nos dias anteriores à avaliação e temperatura amena de 23°C no momento da coleta dos dados (Figura 1) pode justificar a ausência de grandes variações nas médias, não evidenciando a ação dos biofertilizantes aplicados no TS. O efeito de biofertilizantes é mais evidente em plantas sob algum tipo de estresse, seja hídrico, nutricional, salino ou por excesso de luminosidade (CRAIGIE, 2011; GOÑI et al., 2018; SPANN; LITTLE, 2011).

Os menores valores de ETR e rendimento quântico da conversão de energia fotoquímica no PSII (ϕ_{II}) observados nas plantas sob T1 nos estádios V4 e R1 (Figuras 4 e 10) demonstram eficiência fotossintética inferior nesse manejo,

comprovado pelas menores médias de A (Figuras 3A e 6A). A redução na abertura estomática observada nas plantas desse tratamento no estágio V4 (Figura 3B) prejudicou a cadeia transportadora de elétrons (PEREIRA et al., 2013) e a conversão de energia fotoquímica no PSII (ANDRADE et al., 2019; YAN et al., 2011; SINGH et al., 2015), ocasionando dissipação do excesso de energia luminosa, com o intuito de proteger o aparato fotossintético contra estresse oxidativo (RUBAN et al., 2012; SANTANIELLO et al., 2017). O uso de Nitrostarter® e Phylgreen Gemma® no tratamento de sementes e aplicações foliares de Aton Mo® em V3 e V4 contribuíram para aumentar ϕ_{II} e ETR, elevando a capacidade fotossintética das plantas nos tratamentos T2, T3, T4, T5 e T6.

O rendimento quântico de energia não regulada (ϕ_{NO}) corresponde à fração de energia dissipada no PSII na forma de calor e fluorescência (KLUGHAMMER; SCHREIBER, 2008). O coeficiente de quenching fotoquímico (q_L) estima a fração aberta dos centros de reação do PSII e o rendimento quântico da conversão de energia fotoquímica no PSII (ϕ_{II}) corresponde a energia absorvida pelo PSII usada na fração fotoquímica (Kramer et al., 2004). No estágio R2, plantas de soja sob o T2 apresentaram valores inferiores de q_L e ϕ_{II} , associados a maior média de ϕ_{NO} (Figura 11). Esse aumento na dissipação do excesso de energia luminosa está associado à inativação dos centros de reação do PSII e queda na conversão fotoquímica de energia (GUIDI et al., 2019; KRAUSE et al., 1990; PEREIRA et al., 2013).

As plantas sob os tratamentos T1, T4, T5 e T6 apresentaram comportamento semelhante no estágio R2, já retratado nas variáveis de trocas gasosas, com médias de q_L , ϕ_{II} e ETR superiores aos demais tratamentos, além de valores inferiores de ϕ_{NO} (Figura 11). A ação do boro e cálcio aplicados isolados em T1 e contidos na formulação do fertilizante Trafos Green Plus® usado em T4, T5 e T6 aumentou a abertura dos centros de reação no PSII e o transporte de elétrons nas plantas de soja, elevando o rendimento da conversão de energia luminosa e, consequentemente, a dissipação de energia em forma de calor foi menor. Han et al. (2009) e Kastori et al. (1995) relataram queda na eficiência do PSII e no transporte de elétrons sob deficiência de boro em folhas de *Citrus sinensis* e girassol. O Ca por sua vez está relacionado ao conjunto de íons participantes do processo de oxidação da água no PSII (HOCHMAL et al., 2015; NAJAFPOUR, 2011; WEBBER; GRAY, 1989).

No estágio R3, as plantas sob T1, T5 e T6 apresentaram as menores médias de ϕ_{II} e valores de NPQ superiores comparado aos demais tratamentos (Figura 12). Nesse estágio os valores de q_L foram iguais estatisticamente, ou seja, os centros de reação do PSII estavam abertos de maneira semelhante em todos os tratamentos. Segundo Kramer et al. (2004), quando há pouca variação em q_L , o aumento dos valores de NPQ é induzido pela queda na eficiência da planta em converter energia na fração fotoquímica. O fechamento estomático, observado nas plantas desses tratamentos (Figura 8B), reduziu a entrada de CO_2 no cloroplasto e, consequentemente, diminui a atividade da enzima Rubisco, resultando em queda na conversão de energia fotoquímica no PSII (CAI et al., 2010; JIN et al., 2006). Como proteção ao aparato fotossintético, as plantas ativaram a dissipação do excesso de energia luminosa (SANTANIELLO et al., 2017). A aplicação foliar dos biofertilizantes Phylgreen Electra® e Pumma® em T5 e T6, no estágio R2, influenciou o fechamento estomático das plantas, resultando em menor eficiência fotoquímica das mesmas.

As plantas sob T2 e T4 apresentaram as maiores médias de ϕ_{II} e ETR em R5, apesar de não diferirem de T3 e T5 (Figura 13). Assim como nos parâmetros de trocas gasosas, as plantas sob T2 recuperaram a eficiência fotossintética após aplicação de Phylgreen Electra® e Pumma® em R3, se igualando ao T4. Salvi et al. (2019) relataram aumento da eficiência fotoquímica quando utilizado extrato *A. nodosum* e Neocleous e Savvas (2019) observaram melhorias na conversão de energia luminosa no PSII e na taxa de transporte de elétrons após suprimento adequado de P, sendo ambos componentes dos biofertilizantes citados acima.

A combinação de aplicações foliares do T4 aumentou a transferência de energia dos pigmentos do complexo antena para o centro de reação do PSII e, consequentemente, elevou a eficiência da fase fotoquímica da fotossíntese no estágio R5.

5.3 Avaliações bioquímicas

Pigmentos cloroplastídicos

Os pigmentos cloroplastídicos possuem importante função na fotossíntese das plantas. As clorofilas *a* e *b* absorvem a energia luminosa, transferindo-a aos centros de reação dos fotossistemas e os carotenoides, por sua vez, agem como um

filtro fotoprotetor, absorvendo o excesso de energia luminosa e evitando a fotooxidação.

Não houve diferença estatística entre as médias dos tratamentos para teores de clorofila e carotenoides em nenhum dos estádios de desenvolvimento da soja avaliados (Tabelas 7, 9, 16, 17, 18 e 19). Alterações nos teores dos pigmentos cloroplastídicos estão relacionadas ao desequilíbrio entre suas síntese e degradação, sendo essa degradação causada por estresse fotooxidativo (BLIND et al., 2018; HALLIK et al. 2012; SILVA et al. 2015). Variações nas condições climáticas durante o cultivo da soja e ação dos biofertilizantes utilizados não foram suficientes para causar alterações nos teores de clorofila e carotenoides das plantas.

Enzimas antioxidantes e peroxidação de lipídios

A redução do O_2 resulta em espécies reativas de oxigênio (ERRO), dando origem a superóxido ($O_2^{\bullet-}$), peróxido de hidrogênio (H_2O_2) e o radical hidroxil ($OH^{\bullet}$), capazes oxidar membranas celulares, lipídios, proteínas e ácidos nucléicos e prejudicar vários processos metabólicos dentro de planta (ZENG et al., 2019). Quanto mais eficiente for a desintoxicação das moléculas de ERRO, menores serão os danos causados às células (GRATÃO et al., 2005). Em condições fisiológicas normais o balanço de ERRO é dinâmico, variando entre produção e remoção. Quando ocorre desequilíbrio na atividade de antioxidantes, prejudicando a eliminação das moléculas de ERRO, se dá o estresse oxidativo (FOYER; NOCTOR, 2003; ZHANG et al., 2016b).

A defesa antioxidante pode ser qualquer substância capaz de atrasar, renovar ou prevenir danos oxidativos, sendo as enzimas SOD, CAT, POD e APX antioxidantes envolvidos no mecanismo de eliminação dos radicais livres, protegendo as células desses danos (CHANDER e KAPOOR, 1990; MITTLER 2002; RESENDE et al., 2003; SHARMA et al., 2012). O estresse oxidativo resulta em peroxidação lipídica das membranas celulares, dando origem ao MDA (BECANA et al., 2000; ZENG et al., 2019).

A atividade das enzimas antioxidantes e peroxidação lipídica não diferiram entre as médias dos tratamentos em V3 (Tabela 8). Alguns autores não comprovaram efeito benéfico no uso de biofertilizantes, pois as plantas nem sempre respondem, existindo grande relação com as variáveis climáticas (BEYZI; GÜRBÜZ, 2020; COELHO et al., 2019; AGUIRRE et al., 2009; KUNICKI et al., 2010).

Em V4 as plantas sob T3, T4, T5 e T6 apresentaram maiores níveis de SOD e POX em relação às plantas sob T1 e T2 (Figura 5). O uso de Nitrostarter® e Phylgreen Gemma® no TS estimulou a atividade de enzimas antioxidantes no estágio V4, contribuindo para menores valores de MDA nesses tratamentos. Sementes tratadas com biofertilizantes produzem plantas com maiores níveis de enzimas antioxidantes (NEMAHUNGUNI et al., 2019; SHARMA et al. 2014). De Saeger et al. (2020), ao compararem os níveis de MDA em plantas com e sem extrato de *A. nodosum*, relataram redução de 30% com extrato. Os mesmos autores verificaram ativação das enzimas antioxidantes em plantas tratadas com extrato de algas, evitando assim danos oxidativos. Vasconcelos et al. (2009) trataram sementes de soja e milho com bioestimulante a base de substâncias húmicas, e observaram maior atividade de enzimas antioxidantes até 60 dias após a semeadura. Pizzeghello et al. (2001) relataram aumento considerável na atividade de POX em plantas tratadas com substâncias húmicas.

A atividade da enzima CAT foi superior nas plantas sob os manejos T3, T4, T5 e T6 no estágio R1, além disso, as plantas sob T1 apresentaram média inferior de CAT e superior de peroxidação lipídica (Figura 14). As plantas sob os tratamentos T3 ao T6 receberam aplicação foliar de Aton Mo® em V4, bioestimulante com P₂O₅ e aminoácidos em sua formulação, aliviando um possível estresse devido à queda de 50% na precipitação durante a semana da avaliação (02 de fevereiro de 2018, figura 1). Tariq et al. (2018) associaram aplicação de fósforo à melhora no teor de água relativo das folhas e na taxa fotossintética de plantas submetidas a restrição hídrica, refletindo em aumento dos mecanismos antioxidantes e níveis reduzidos de peroxidação lipídica. O uso de aminoácidos exógenos estimula os mecanismos de defesa das plantas contra estresses oxidativos, através da redução de radicais livres e osmoproteção, além disso, possuem papel fundamental na sinalização da resposta ao estresse e no metabolismo secundário das plantas (CALVO et al., 2014; COLLA et al., 2015; KOCIRA et al., 2018b; GILL; TUTEJA, 2010; HILDEBRANDT et al., 2015).

As plantas sob T4, T5 e T6 receberam aplicação foliar de Trafos Green Plus® e Delfan Plus®, fertilizante mineral e biofertilizante com aminoácidos, respectivamente, em sua formulação no estágio R1 e, quando avaliadas em R2, apresentaram maiores atividades de CAT e POX, além de baixos valores de MDA (Figura 15). As plantas sob T1 apresentaram baixa atividade enzimática e valor

superior de MDA, evidenciando a existência de algum fator estressante no estágio R2. Com aplicação desses dois produtos ocorre o fornecimento de N, Ca, B e Mn, nutrientes com ação sobre atividade de enzimas antioxidantes (AHMAD et al., 2019; CHEN, 2020; ERINLE et al., 2016; REZAEI et al., 2013; RIAZ et al., 2018; SIM et al., 2019).

Teixeira et al. (2017) observaram aumento na atividade de enzimas antioxidantes em plantas de soja após aplicação foliar de glicina, cisteína, fenilalanina e glutamato. Os autores correlacionam esses resultados à capacidade dos aminoácidos em sinalizar possíveis estresses, sendo pequenas doses suficientes para ativar as enzimas antioxidantes. Entretanto, mesmo com menores valores de atividade da CAT e POX, as plantas sob T2 e T3 foram eficientes em eliminar as moléculas de ERRO, apresentando baixos níveis de MDA.

No estágio R3 as plantas sob T5 e T6 apresentaram maior atividade da enzima CAT e estiveram entre as maiores médias de POX (Figura 16). Segundo Miura e Furumoto (2013), a queda na fotossíntese reduz a cadeia transportadora de elétrons, aumentando a produção de ERRO. A aplicação foliar com Phylgreen Electra® e Pumma® estimulou a produção de enzimas antioxidantes, reduzindo os níveis de MDA nas plantas desses tratamentos. Fato não ocorrido com as plantas sob T1, que apresentaram baixa atividade de enzimas antioxidantes e elevada peroxidação lipídica.

No estágio R5 as plantas sob T1 apresentaram menor atividade das enzimas CAT e POX e maiores níveis de MDA (Figura 17). De forma geral, o uso de biofertilizantes em vários estágios da cultura da soja elevou a atividade das enzimas antioxidantes em R5, reduzindo os níveis de peroxidação lipídica e prevenindo danos causados por possíveis estresses às plantas. Os biofertilizantes ativam mecanismos de defesa das plantas, aumentando a atividade das enzimas e compostos antioxidantes, dessa forma as plantas apresentam maior tolerância a estresses durante o ciclo de vida e melhoram seu desenvolvimento (BASAK, 2008; CALVO et al., 2014; SZPARAGA et al., 2018; NAVABPOUR et al., 2003). Kocira (2019) relata considerável aumento na atividade antioxidante e produtividade de soja após aplicação foliar de bioestimulante a base de aminoácidos.

Aminoácidos totais

As plantas sob T3, T4, T5 e T6 apresentaram as maiores concentrações de AA no estágio R1 (Figura 14). Isso pode ser explicado pelo fato das mesmas terem recebido aplicação foliar do biofertilizante Aton Mo®, composto por minerais e aminoácidos, em V4. O mesmo ocorreu com as plantas sob T4, T5 e T6 em R2 (Figura 15), que receberam Delfan Plus® no estágio anterior, biofertilizante com elevada concentração de aminoácidos. Dabbaghi et al. (2018) relataram aumento na concentração de aminoácidos totais nas folhas de oliveiras após quatro aplicações foliares de bioestimulante à base de aminoácidos.

A aplicação foliar em R2 dos biofertilizantes Phylgreen Electra® e Pumma® em T5 e T6 não foi eficiente em elevar os níveis de aminoácidos totais nas folhas de soja, igualando-se ao T2 e T3 em R3, e apenas ao T3 em R5 (Figuras 16D e 17D).

Nos estádios R3 e R5, as plantas sob T4 sobressaíram aos demais tratamentos em relação a concentração de AA. A combinação de biofertilizantes utilizados nas plantas em T4 foi a mais eficiente em incrementar a produção de aminoácidos totais nas folhas de soja em estádios de granação.

5.4 Componentes produtivos

O uso de biofertilizantes em vários estádios fenológicos da soja contribuiu para incremento nos componentes produtivos e na qualidade de grãos, evidenciado pela inferioridade do T1 (Figura 18). Apesar de não diferir estatisticamente dos T2, T3, T5 e T6, as plantas sob T4 apresentaram maiores médias de NV, NG Vagem⁻¹, P100, produtividade e % óleo. Entretanto deve ser destacado a superioridade das plantas sob T4 em relação à % de proteína, com 18% a mais comparado as plantas do T1.

A combinação de biofertilizantes utilizados nas plantas do T4 durante o ciclo da cultura, possibilitou-as manter elevadas taxas de assimilação do CO₂, condutância estomática, eficiência de carboxilação e uso da água em todas as avaliações. Não apresentaram danos no aparato fotossintético e interferência na fase fotoquímica da fotossíntese, além de baixa peroxidação lipídica, evidenciando pouco estresse oxidativo. O desenvolvimento superior dessas plantas, em relação aos demais tratamentos, garantiu maiores números de vagens por planta e grãos

por vagem, grãos de maior massa e, conseqüentemente resultaram em incremento de 17% em produtividade.

Kocira et al. (2018b) aplicaram bioestimulante a base de extrato de *A. nodosum* e aminoácidos em três variedades de soja, e verificaram aumento de até 27% em produtividade e 15% em proteína nos grãos. Jasim e Obaid (2014) relataram incremento em peso seco de vagem, número de grãos por vagem, P100, produtividade e proteína nos grãos de feijão com o uso de biofertilizante a base de algas, enriquecido com nutrientes. Karthikeyan e Shanmugam (2016) relataram ganho de até 52% na produtividade ao utilizar bioestimulantes a base de algas em várias culturas.

Os biofertilizantes são capazes de elevar a síntese ou atividade de hormônios e enzimas, estimular o crescimento do sistema radicular, melhorar captação, translocação e utilização de água e nutrientes, além de influenciar vários processos metabólicos na planta, contribuindo para o seu crescimento e produção. Entretanto, sua ação é variável e depende de fatores ambientais, espécie vegetal, estágio de crescimento, composição e concentração do produto e dose aplicada (CALVO et al., 2014; DU JARDIN, 2015; KOCIRA et al., 2018b; SALVI et al., 2019). Nesse trabalho ficou evidente a necessidade de se conhecer o momento de aplicação dos produtos, possíveis associações entre eles e as melhores doses.

6 CONSIDERAÇÕES FINAIS

A associação de biofertilizantes a base de nutrientes, extrato de algas e ácidos húmicos no tratamento de sementes de soja garante plantas com elevada taxa de assimilação do CO₂, eficientes em carboxilção, no uso da água, em conversão de energia fotoquímica, no transporte de elétrons e na atividade de enzimas antioxidantes, durante os estádios iniciais de desenvolvimento.

A aplicação foliar de biofertilizantes com boro e cálcio em sua formulação, no estádio R2 da cultura da soja, promove incremento na taxa fotossintética, no uso da água, na abertura dos centros de reação e na eficiência em conversão de energia fotoquímica no PSII, além de contribuir para menores danos relacionados à peroxidação lipídica nessas plantas

O bioestimulante Aton Mo® apresentou efeito benéfico sobre as trocas gasosas, fluorescência da clorofila *a* e metabolismo antioxidante das plantas de soja, além de contribuir para maiores concentrações de aminoácidos totais nas folhas. O mesmo pode ser aplicado nos estádios V3 ou V4, em associação com Pumma® ou Mn.

A melhor forma de uso da associação dos biofertilizantes Phylgreen Electra® e Pumma® na cultura da soja é aplicação foliar em duas fases fenológicas, sendo uma no estádio R1 e outra em R3, nas doses de 1 L ha⁻¹ e 1 kg ha⁻¹, respectivamente.

7 CONCLUSÃO

A combinação dos produtos Nitrostarter® e Phylgreen Gemma® no tratamento de sementes e aplicações foliares de Aton Mo® e Mn em V4, além de Trafos Green Plus® e Delfan Plus® em R1 contribuiu para a eficiência do aparato fotossintético e do metabolismo antioxidante de plantas de soja, proporcionando incrementos em produtividade e qualidade dos grãos.

REFERÊNCIAS

- AGUIRRE, E.; LEMÉNAGER, D.; BACAICOA, E.; FUENTES, M.; BAIGORRI, R.; ZAMARREÑO, A. M.; GARCÍA-MINA, J. M. The root application of a purified leonardite humic acid modifies the transcriptional regulation of the main physiological root responses to Fe deficiency in Fe-sufficient cucumber plants. **Plant Physiology and Biochemistry**, Paris, v. 47, p. 215–223, 2009.
- AHMAD, I.; KAMRAN, M.; YANG, X.; MENG, X.; ALI, S.; AHMAD, S.; ZHANG, X.; BILEGJARGAL, B.; AHMAD, B.; LIU, T.; CAI, T.; HAN, Q. Effects of applying uniconazole alone or combined with manganese on the photosynthetic efficiency, antioxidant defense system, and yield in wheat in semiarid regions. **Agricultural Water Management**, Netherlands, v. 216, p. 400-414, 2019.
- ALHASAWI, A.; CASTONGUAY, Z.; APPANNA, N. D.; AUGER, C.; APPANNA, V. D. Glycine metabolism and anti-oxidative defense mechanisms in *Pseudomonas fluorescens*. **Microbiological Research**, Jena, v. 171, p. 26-31, 2005.
- ALVES, M. V.; VALENTINI, C. de S.; VALENTINI, D. H.; MACIEL, C. G.; NAIBO, G.; NESI, C. N. Aminoácidos e micronutrientes no tratamento de sementes de soja. **Unoesc & Ciência-ACET**, Joaçaba, v. 9, n. 2, p.99-104, 2018.
- ANDA, A.; SOÓS, G.; MENYHÁRT, L.; KUCSERKA, T.; SIMON, B. Yield features of two soybean varieties under different water supplies and field conditions. **Field Crops Research**, Netherlands, v. 245, 2020.
- ANDRADE, D.; COVARRUBIAS, M. P.; BENEDETTO, G.; PEREIRA, E. G.; ALMEIDA, A. M. Differential source–sink manipulation affects leaf carbohydrate and photosynthesis of early- and late-harvest nectarine varieties. **Theoretical and Experimental Plant Physiology**, Rio Claro, v. 31, p. 341-356, 2019.
- ANLI, M.; KAOUA, M. E.; AIT-EL-MOKHTAR, M.; BOUTASKNIT, A.; BEN-LAOUANE, R.; TOUBALI, S.; BASLAM, M.; LYAMLOULI, M.; HAFIDI, M.; MEDDICH, A. Seaweed extract application and arbuscular mycorrhizal fungal inoculation: a tool for promoting growth and development of date palm (*Phoenix dactylifera* L.) cv Boufgous. **South African Journal of Botany**, Pretoria, v. 132, p. 15-21, 2020.
- ARAGÃO, C. A.; DANTAS, B. F.; ALVES, E. Atividade aminolítica e qualidade fisiológica de sementes armazenadas de milho super doce tratadas com ácido giberélico. **Journal of Seed Science**, Londrina, v. 25, n. 1, p. 43-48, 2003.
- ARAÚJO, T. de L.; FERNANDES, L. D. Avaliação sistêmica dos impactos sociais da produção da soja para biocombustíveis em Porto Nacional–TO. **Revista Gestão da Produção Operações e Sistemas**, São Paulo, v. 12, n. 1, p. 141, 2017.
- AZEVEDO, R. A.; LEA, P. J. Research on abiotic and biotic stress—what next?. **Annals of Applied Biology**, London, v. 159, p. 317–319, 2011.

BÁRBARO, I. M.; MACHADO, P. C.; BÁRBARO JUNIOR, L. S.; TICELLI, M.; MIGUEL, F. B.; SILVA, J. A. A. da. Inoculação e co-inoculação em soja e produtividade da soja em resposta à inoculação padrão e coi-noculação. **Colloquium Agrariae**, São Paulo, v. 5, n. 1, p. 01-07, 2009.

BATISTA FILHO, C. G.; MARCO, K.; DALLACORT, R.; SANTI, A.; INOUE, M. H.; SILVA, E. S. Efeito do Stimulate nas características agronômicas da soja. **Acta Iguazu**, Cascavel, v. 2, p. 76-86, 2013.

BATISTA, V. V.; ADAMI, P. F.; GIARETTA, R.; LINK, L.; RABELO, P. R.; ROSA, L. C. da. Eficiência de diferentes fertilizantes foliares em três cultivares de soja. **Revista Técnico-Científica**, Florianópolis, v. 1, n. 9, 2017.

BASAK, A. **Biostimulators – definitions, classification and legislation**. In: GAWROŃSKA, H. Biostimulators in modern agriculture. General aspects. Editorial House Wieś Jutra, Warszawa, Poland, p. 7-17, 2008.

BECANA, M.; DALTON, D. A.; MORAN, J. F.; ITURBE-ORMAETXE, I.; MATAMOROS, M. A.; RUBIO, C. M. Reactive oxygen species and antioxidants in legume nodules. **Physiologia Plantarum**, Copenhagen, v. 109, n. 4, p. 372-381, 2000.

BENTO, L. R.; MELO, C. A.; FERREIRA, O. P.; MOREIRA, A. B.; MOUNIER, S.; PICCOLO, A.; SPACCINI, R.; BISINOTI, M. C. Humic extracts of hydrochar and Amazonian Dark Earth: Molecular characteristics and effects on maize seed germination. **Science of the Total Environment**, Amsterdam, v. 708, article 135000, 2020.

BERGERSEN, F.J.; TURNER, G.L. Nitrogen fixation by the bacteroid fraction of breis of soybean root nodules. **Biochimica et Biophysica Acta**, Amsterdam, v. 141, n. 3, p. 507-515, 1967.

BEVILAQUA, G. A. P.; SILVA FILHO, P. M.; POSSENTI, J. C. Aplicação foliar de cálcio e boro e componentes de rendimento e qualidade de sementes de soja. **Revista Ciência Rural**, Santa Maria, v. 32, n. 1, 2002.

BEYZI, E.; GÜRBÜZ, B. Influence of sowing date and humic acid on fenugreek (*Trigonella foenum-graecum* L.). **Journal of Applied Research on Medicinal and Aromatic Plants**, Stuttgart, v. 16, article 100234, 2020.

BEZUGLOVA, O. S.; POLIENKO, E. A.; GOROVTSOV, A. V.; LYHMAN, V. A.; PAVLOV, P. D. The effect of humic substances on winter wheat yield and fertility of ordinary chernozem. **Annals of Agrarian Science**, Atenas, v. 15, n. 2, p. 239–242, 2017.

BINSFELD, J. A.; BARBIERI, A. P. P.; HUTH, C.; CABRERA, I. C.; HENNING, L. M. M. Uso de bioativador, bioestimulante e complexo de nutrientes em sementes de soja. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v. 44, n. 1, p. 88-94, 2014.

BLACK, R. J. **Complexo soja: fundamentos, situação atual e perspectiva**. In: CÂMARA, G. M. S. Soja: tecnologia de produção II. Piracicaba: ESALQ, 18p. 2000.

BLIND, M. R.; COSTA, K. C. P. D.; SILVA, C. E. M. D.; SAMPAIO, P. D. T. B.; GONÇALVES, J. F. D. C. Fotossíntese de espécies de *Aniba* em resposta à exposição a ambientes contrastantes de luz. **Rodriguésia**, Rio de Janeiro, v. 69, n. 2, p. 397-407, 2018.

BOGHDADY, M. S.; SELIM, D. A. H.; NASSAR, R. M. A.; SALAMA, A. M. Influence of foliar spray with seaweed extract on growth, yield and its quality, profile of protein pattern and anatomical structure of chickpea plant (*Cicer arietinum* L.). **Middle East Journal of Applied Sciences**, Saibaba Colony, v. 6, p. 207-221, 2016.

BORSARI, F. **Substância húmica - Experiências de campo demonstram benefícios para a produtividade do uso ácidos húmicos na agricultura intensiva**. Agro DBO, São Paulo, p. 44-45, 2013.

BROADLEY, M.; BROWN, P.; CAKMAK, I.; RENGEL, Z.; ZHAO, F. **Function of nutrients: micronutrients**. In: Marschner's Mineral Nutrition of Higher Plants: Marschner, p. 191-248, 2012.

BULEGON, L. G.; GUIMARÃES, V. F.; EGEWARTH, V. A.; SANTOS, M. G dos; HELING, A. L.; FERREIRA, S. D.; WENGRAT, A. P. G da S.; BATTISTUS, A. G. Crescimento e trocas gasosas no período vegetativo da soja inoculada com bactérias diazotróficas. **Nativa**, Cuiabá, v. 4, n. 5, p. 277-286, 2016.

BULGARI, R.; COCETTA, G.; TRIVELLINI, A.; VERNIERI, P.; FERRANTE, A. Biostimulants and crop responses: a review. **Biological Agriculture & Horticulture**, Los Angeles, v. 31, n. 1, p.1-17, 2015.

CALVO, P.; NELSON, L.; KLOEPPER, J. W. Agricultural uses of plant biostimulants. **Plant and Soil**, Petřská čtvř, v. 383, p. 03-41, 2014.

CAMACHO-CRISTÓBAL, J. J.; NAVARRO-GOCHICOA, M. T.; REXACH, J.; GONZÁLEZ-FONTES, A.; HERRERA-RODRÍGUEZ, M. B. Plant Response to Boron Deficiency and Boron Use Efficiency in Crop Plants. **Plant Micronutrient Use Efficiency**, Cambridge, p. 109-121, 2018.

CAMARGO, P. N. de; SILVA, O. **Manual de Adubação Foliar**. São Paulo, 258p., 1995.

CANELLAS, L. P.; MARTÍNEZ-BALMORI, D.; MÉDICI, L. O.; AGUIAR, N. O.; CAMPOSTRINI, E.; ROSA, R. C.; FAÇANHA, A.; OLIVARES, F. L. A combination of humic substances and *Herbaspirillum seropedicae* inoculation enhances the growth of maize (*Zea mays* L.). **Plant and Soil**, Petřská čtvř, v. 366, p. 119–132, 2013.

CANELLAS, L. P.; OLIVARES, F. L.; AGUIAR, N. O.; JONES, D. L.; NEBBIOSO, A.; MAZZEI, P.; PICCOLO, A. Humic and fulvic acids as biostimulants in horticulture. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 196, p. 15–27, 2015.

CARSTENSEN, A.; HERDEAN, A.; SCHMIDT, S. B.; SHARMA, A.; SPETEA, C.; PRIBIL, M.; HUSTED, S. The impacts of phosphorus deficiency on the photosynthetic electron transport chain. **Plant Physiology**, Rockville, v. 177, n. 1, p. 271-284, 2018.

CHANCE, B.; MAEHLEY, A. C. Assay of catalases and peroxidases. **Methods in Enzymology**, New York, v. 2, p. 764-775, 1955.

CHEN, Q.; MAN, H.; ZHU, L.; GUO, Z.; WANG, X.; TU, J.; JIN, G.; LOU, J.; CI, L. Enhanced plant antioxidant capacity and biodegradation of phenol by immobilizing peroxidase on amphoteric nitrogen-doped carbon dots. **Catalysis Communications**, Amsterdam, v. 134, article 105847, 2020.

CHITTORA, D.; MEENA, M.; BARUPAL, T.; SWAPNIL, P. Cyanobacteria as a source of biofertilizers for sustainable agriculture. **Biochemistry and Biophysics Reports**, Rockville, v. 22, 2020. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.bbrep.2020.100737>>. Acesso em 25 maio 2020.

CHOUDHURY, F. K.; RIVERO, R. M.; BLUMWALD, E.; MITTLER, R. Reactive oxygen species; abiotic stress and stress combination. **The Plant Journal**, Hoboken, v. 5, 2016.

COELHO, A. F.; CORRÊA, B. O.; FREITAS PIRES, F. de; PEREIRA, S. R. Avaliação da aplicação foliar de biofertilizante em quatro cultivares de soja. **Ensaio e Ciência: Ciências Biológicas, Agrárias e da Saúde**, Londrina, v. 23, n. 1, p. 2-6, 2019.

COELHO, H. A.; GRASSI FILHO, H.; BARBOSA, R. D.; ROMEIRO, J. C. T.; POMPERMAYER, G. V. Eficiência agrônômica da aplicação foliar de nutrientes na cultura da soja. **Revista Agrarian**, Dourados, v. 4, n. 11, p. 73-78, 2011.

COLLA, G.; ROUPHAEL, Y.; CANAGUIER, R.; SVECOVA, E.; CARDARELLI, M. Biostimulant action of a plant-derived protein hydrolysate produced through enzymatic hydrolysis. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v. 5, p. 448, 2014.

CONAB - Companhia Nacional de Abastecimento, 2020. **Acompanhamento da Safra Brasileira de Grãos**, safra 2019/20, v. 7, n. 10, Brasília, 31p.

CONCEIÇÃO, P. M.; VIEIRA, H. D.; CANELLAS, L. P.; JÚNIOR, B. M.; OLIVARES, F. L. Recobrimento de sementes de milho com ácidos húmicos e bactérias diazotróficas endofíticas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 43, n. 4, p. 545-548, 2008.

CORTESE, D.; PIEROZAN JUNIOR, C.; WALTER, J. B.; CORTESE, D.; OLIVEIRA, S. M. D. Enrichment, quality, and productivity of soybean seeds with cobalt and molybdenum applications. **Journal of Seed Science**, Londrina, v. 41, n. 2, p. 144-150, 2019.

CRAIGIE, J. S. Seaweed extract stimuli in plant science and agriculture. **Journal of Applied Phycology**, Abingdon, v. 23, p. 371-393, 2011.

DABBAGHI, O.; ODEN, S.; WILLEMS, T.; ATTIA, F.; HAMMAMI, M.; PRINSEN, E.; MECHRI, B. Foliar application of bio-fertilizers influenced the endogenous concentrations of phytohormones and amino acids in leaves and roots of olive trees (*Olea europaea* L. cv. Chemlali). **African Journal of Agricultural Research**, Lagos, v. 13, n. 34, p. 1777-1786, 2018.

DAHAL, K.; MARTYN, G. D.; VANLERBERGHE, G. C. Improved photosynthetic performance during severe drought in *Nicotiana tabacum* overexpressing a nonenergy conserving respiratory electron sink. **New Phytologist**, Malden, v. 208, p. 382-395, 2015.

DEHSHEIKH, A. B.; SOURESTANI, M. M.; ZOLFAGHARI, M.; ENAYATIZAMIR, N. Changes in soil microbial activity, essential oil quantity, and quality of Thai basil as response to biofertilizers and humic acid. **Journal of Cleaner Production**, Oxon, v. 256, article 120439, 2020.

DeLILLE, J. M.; SEHNKE, P. C.; FERL, R. J. The Arabidopsis 14-3-3 family of signaling regulators. **Plant Physiology**, Rockville, v. 126, p. 35-38, 2011.

DEMIRAL, T.; TURKAN, I. Exogenous glycine betaine affects growth and proline accumulation and retards senescence in two rice cultivars under NaCl stress. **Environmental and Experimental Botany**, Oxônia, v. 56, p. 72–79, 2006.

DE SAEGER, J.; VAN PRAET, S.; VEREECKE, D.; PARK, J.; JACQUES, S.; HAN, T.; DEPUYDT, S. Toward the molecular understanding of the action mechanism of *Ascophyllum nodosum* extracts on plants. **Journal of Applied Phycology**, Abingdon, v. 32, p. 573-597, 2020.

DÍAZ-GUTIÉRREZ, C.; HURTADO, A.; ORTÍZ, A.; POSCHENRIEDER, C.; ARROYAVE, C.; PELÁEZ, C. Increase in steviol glycosides production from *Stevia rebaudiana* Bertoni under organo-mineral fertilization. **Industrial Crops and Products**, Amsterdam, v. 147, article 112220, 2020.

DONG, C.; WANG, G.; DU, D.; NIU, C.; ZHANG, P.; ZHANG, X.; MA, D.; MA, F.; BAO, Z. Biostimulants promote plant vigor of tomato and strawberry after transplanting. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 267, article 109355, 2020.

DONG, S.; WANG, W.; JIANG, Y.; MA, Z.; YAN, C.; LIU, L.; CUI, G. Antioxidant and Proteomic Analysis of soybean response to drought during soybean flowering. **Ekoloji**, Buca, v. 28, p. 2041-2052, 2019.

DOURADO NETO, D.; DARIO, G. J. A.; BARBIERI, A. P. P.; MARTIN, T. N. Ação de bioestimulante no desempenho agrônômico de milho e feijão. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 30, n. 1, p. 371-379, 2014.

DU JARDIN, P. Plant biostimulants: Definition, concept, main categories and regulation. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, 2015. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1016/j.scienta.2015.09.021>. Acesso: 28 nov 2019.

DURANGO, D.; PULGARIN, N.; ECHEVERRI, F.; ESCOBAR, G.; QUIÑONES, W. Efeito do ácido salicílico e compostos estruturalmente relacionados no acúmulo de fitoalexinas em cotilédones de cultivares de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.). **Moléculas**, São Paulo, v. 18, n. 9, p. 10609-10628, 2013.

EL-LATTIEF, E. A. A. Use of Azospirillum and Azobacter bacteria as biofertilizers in cereal crops: a review. **Journal of Research in Engineering and Applied Sciences**, Wanadongri, v. 6, p. 36-44, 2016.

EL-SAMAD, E. H. A.; GLALA, A. A.; EL BASET, A. A.; NADIA, M.O. Improving the establishment, growth and yield of tomato seedlings transplanted during summer season by using natural plant growth bio-stimulants. **Middle East Journal of Agriculture Research**, Islamabad, v. 8, p. 311–329, 2019.

EMBRAPA - EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA, 2013. **Sistema brasileiro de classificação de solos**. 3ed. Brasília: Embrapa, 353p., 2013.

ERINLE, K. O.; JIANG, Z.; MA, B.; LI, J.; CHEN, Y.; UR-REHMAN, K.; SHAHLA, A.; ZHANG, Y. Exogenous calcium induces tolerance to atrazine stress in Pennisetum seedlings and promotes photosynthetic activity, antioxidant enzymes and *psbA* gene transcripts. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, San Diego, v. 132, p. 403-412, 2016.

ERTANI, A.; PIZZEGHELLO, D.; ALTISSIMO, A.; NARDI, S. Use of meat hydrolyzate derived from tanning residues as plant biostimulant for hydroponically grown maize. **Journal of Plant Nutrition and Soil Science**, Weinheim, v. 176, p. 287-296, 2013.

EVANS, J. R. Improving photosynthesis. **Plant Physiology**, Rockville, v. 162, p. 1780-1793, 2013.

FARIAS, J. R. B.; NEPUMUCENO, A. L.; NEUMAIER, N. Ecofisiologia da Soja. **Circular Técnica 48**. Embrapa: Brasília, 2007.

FAN, D.; HODGES, D. M.; CRITCHLEY, A. T.; PRITHIVIRAJ, B. A commercial extract of Brown Macroagla (*Ascophyllum nodosum*) affects yield and the nutritional quality of spinach in vitro. **Communications in Soil Science and Plant Analysis**, Philadelphia, v. 44, p. 1873–1884, 2013.

FAQUIN, V. **Nutrição mineral de plantas**. Fundação de Apoio ao Ensino, Pesquisa e Extensão – FAEPE. Lavras: Universidade Federal de Lavras – UFLA, 2005.

FEHR, W. R.; CAVINESS, C. E. **Stage of soybean development**. Ames: Iowa State University of Science and Technology, 11p. 1977.

FERREIRA, L. A.; OLIVEIRA, J. A.; PINHO, É. V. R. V.; QUEIROZ, D. L. Bioestimulante e fertilizante associados ao tratamento de sementes de milho. **Journal of Seed Science**, Londrina, v. 29, n. 2, p. 80-89, 2007.

FLEXAS, J. Genetic improvement of leaf photosynthesis and intrinsic water use efficiency in C3 plants: Why so much little success?. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v. 251, p. 155-161, 2016.

FISCHER, R. A.; REES, D.; SAYRE, K. D.; LU, Z. -M.; CONDON, A. G.; SAAVEDRA, A. L. Wheat yield progress associated with higher stomatal conductance and photosynthetic rate, and cooler canopies. **Crop Science**, Madison, v. 38, p. 1467–1475, 1998.

FOYER, C. H., NOCTOR, G. Redox sensing and signalling associated with reactive oxygen in chloroplasts, peroxisomes and mitochondria. **Physiologia Plantarum**, Copenhagen, v. 119, p. 355-364, 2003.

FUJIYAMA, B. S.; SILVA, A. R. B. E.; SILVA JÚNIOR, M. L. D.; CARDOSO, N. R. P.; FONSECA, A. B. D.; VIANA, R. G.; SAMPAIO, L. S. Boron fertilization enhances photosynthesis and water use efficiency in soybean at vegetative growth stage. **Journal of Plant Nutrition**, Philadelphia, v. 42, n. 19, p. 2498-2506, 2019.

GEHLING, V. M., MAZON, A. S., CAVALCANTE, J. A., CORRÊA, C. D., MENDONÇA, A. O., AUMONDE, T. Z., VILLELA, F. A. Desempenho fisiológico de sementes de soja tratadas com extrato de alga *Ascophyllum nodosum* (L.). **Revista da Jornada de Pós-Graduação e Pesquisa-Congrega Urcamp**, Bagé, p. 1200-1215, 2017.

GENTY, B., BRIANTAIS, J. M., BAKER, N. R. The relationship between the quantum yield of photosynthetic electron transport and quenching of chlorophyll fluorescence. **Biochimica et Biophysica Acta**, Amsterdam, v. 990, p. 87–92, 1989.

GHOLAMI, H.; FARD, F. R.; SAHARKHIZ, M. J.; GHANI, A. Yield and physicochemical properties of inulin obtained from Iranian chicory roots under vermicompost and humic acid treatments. **Industrial Crops and Products**, Amsterdam, v. 123, p. 610-616, 2018.

GIANNOPOLITIS, C. N.; RIES, S. K. Superoxide dismutases: I. Occurrence in higher plants. **Plant Physiology**, Rockville, v. 59, n. 2, p. 309-314, 1977.

GILL, S.; TUTEJA, N. Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. **Plant Physiology and Biochemistry**, Paris, v. 48, p. 909-930, 2010.

GOMES-JUNIOR, R. A.; MOLDES, C. A.; DELITE, F. S.; POMPEU, G. B.; GRATÃO P.L. MAZZAFERA P.; LEA P. J., AZEVEDO, R. A. Antioxidant metabolism of coffee cell suspension cultures in response to cadmium. **Chemosphere**, Oxônia, v. 65, p. 1330-1337, 2006.

GOMES, I. da S.; BENETT, C. G. S. Boron fertilisation at different phenological stages of soybean. **Australian Journal of Crop Science**, Lismore, v. 11, n. 8, article 1026, 2017.

GOÑI, O.; QUILLE, P.; O'CONNELL, S. *Ascophyllum nodosum* extract biostimulants and their role in enhancing tolerance to drought stress in tomato plants. **Plant Physiology and Biochemistry**, Paris, v. 126, p. 63–73, 2018.

GRATÃO, P.L.; POLLE, A.; LEA, P.J.; AZEVEDO, R.A. Making the life of heavy metal-stressed plants a little easier. **Functional Plant Biology**, Collingwood, v. 32, p. 481-494, 2005.

GUIDI, L.O.; PICCOLO, E.; LANDI M. Chlorophyll fluorescence, photoinhibition and abiotic stress: does it make any difference the fact to be a C3 or C4 species?. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v.10, 2019.

GUPTA, U. C; SOLANKI, H. A. Impact of boron deficiency on plant growth. **International Journal of Bioassays**, Seul, v. 2, n. 7, p. 1048-1050, 2013.

GURURANI, M. A.; UPADHYAYA, C. P.; BASKAR, V.; VENKATESH, J.; NOOKARAJU, A.; PARK, S.W. Plant growth-promoting rhizobacteria enhance abiotic stress tolerance in *Solanum tuberosum* through inducing changes in the expression of ROS-scavenging enzymes and improved photosynthetic performance. **Journal of Plant Growth Regulation**, New York, v. 32, p. 245-258, 2013.

HAVIR, E. A.; MCHALE, N. A. Biochemical and developmental characterization of multiple forms of catalase in tobacco leaves. **Plant Physiology**, Rockville, v. 84, p. 450-455, 1987.

HALLIK, L.; NIINEMETS, Ü.; KULL, O. Photosynthetic acclimation to light in woody and herbaceous species: a comparison of leaf structure, pigment content and chlorophyll fluorescence characteristics measured in the field. **Plant Biology**, Malden, v.14, p.88-89, 2012.

HALPERN, M.; BAR-TAL, A.; OFEK, M.; MINZ, D.; MULLER, T.; YERMIYAHU, U. **The use of biostimulants for enhancing nutrient uptake**. In: SPARKS, D. L. *Advances in Agronomy*, San Diego, v. 129, p. 141-174, 2015.

HAN, S.; TANG, N.; JIANG, H. -X.; YANG, L. -T.; LI, Y.; CHEN, L. -S. CO₂ assimilation, photosystem II photochemistry, carbohydrate metabolism and antioxidant system of citrus leaves in response to boron stress. **Plant Science**, Clare, v. 176, n. 1, p. 143-153, 2009.

HAMZA, B.; SUGGARS, A. **Biostimulants: myths and realities**. *Turfgrass Trends*, Newton, v. 10, p. 6-10, 2001.

HEATH, R.L.; PACKER, L. Photoperoxidation in isolated chloroplast: I- Kinetics and stoichiometry of fatty acid peroxidation. **Biochimica et Biophysica Acta**, Amsterdam, v. 125, p. 189-198, 1968.

HERNANDEZ, O. L.; GARCIA, A. C.; HUELVA, R.; MARTÍNEZ-BALMORI, D.; GURIDI, F.; AGUIAR, N. O.; OLIVARES, F. L.; CANELLAS, L. P. Humic substances from vermicompost enhance urban lettuce production. **Agronomy for Sustainable Development**, Paris, v. 35, p. 225–232, 2015.

HILDEBRANDT, T. M.; NUNES-NESI, A.; ARAÚJO, W. L.; BRAUN, H. P. Amino acid catabolism in plants. **Molecular Plant**, Cambridge, v. 8, p. 1563–1579, 2015.

HOCHMAL, A. K.; SCHULZE, S.; TROMPELT, K.; HIPPLER, M. Calcium-dependent regulation of photosynthesis. **Biochimica et Biophysica Acta**, Amsterdam, v. 1847, n. 9, p. 993-1003, 2015.

HOSEIN-BEIGI, M.; ZAREI, A.; ROSTAMINIA, M.; ERFANI-MOGHADAM, J. Positive effects of foliar application of Ca, B and GA3 on the qualitative and quantitative traits of pomegranate (*Punica granatum* L.) cv. 'Malase-Torshe-Saveh'. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 254, p. 40-47, 2019.

HU, L.; HU, T.; ZHANG, X.; PANG, H.; FU, J. Exogenous glycine betaine ameliorates the adverse effect of salt stress on perennial ryegrass. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, Alexandria, v. 137, p. 38-44, 2012.

IBRAHIM, W. M. Potential impact of marine algal extracts on the growth and metabolic activities of salinity stressed wheat seedlings. **Journal of Applied Sciences**, Basiléia, v. 16, n. 8, p. 388-394, 2016.

JAKIENE, E. The effect of the microelement fertilizers and biological preparation Terra Sorb Foliar on spring rape crop. **Zemes Ukio Mokslai**, Lituânia, v. 20, p. 75-83, 2013.

JALAKAS, P.; TULVA, I.; KANGOR, T.; SOOVÄLI, P.; RASULOV, B.; TAMM, Ü.; KOPPEL, M.; KOLLIST, H.; MERILO, E. Gas exchange-yield relationships of malting barley genotypes treated with fungicides and biostimulants. **European Journal of Agronomy**, Amsterdam, v. 99, p. 129-137, 2018.

JANNIN, L.; ARKOUN, M.; OURRY, A.; LAÎNÉ, P.; GOUX, D.; GARNICA, M.; FUENTES, M.; FRANCISCO, S. S.; BAIGORRI, R.; CRUZ, F.; HOUDUSSE, F.; GARCIA-MINA, J. -M.; YVIN, J. -C.; ETIENNE, P. Microarray analysis of humic acid effects on *Brassica napus* growth: involvement of N, C and S metabolisms. **Plant and Soil**, Petrská čtvrť, v. 359, p. 297–319, 2012.

JAMTGARD, S.; NASHOLM, T.; HUSS-DANEL, K. Nitrogen compounds in soil solutions of agricultural land. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, v. 42, p. 2325–2330, 2010.

JARECKI, W.; BUCZEK, J.; BOBRECKA-JAMRO, D. Response of soybean (*Glycine max* (L.) Merr.) to bacterial soil inoculants and foliar fertilization. **Plant, Soil and Environment**, Petrská čtvrť, v. 62, n. 9, p. 422-427, 2016.

JASIM, A.H.; OBAID, A.S. Effect of foliar fertilizers spray, boron and their interaction on broad bean (*Vicia faba* L.) yield. **Scientific Papers. Series B, Horticulture**, București, v. 58, p. 271-27, 2014.

JIN S. -H.; JIAN H.; LI X. -Q.; JIANG D. -A. Antisense inhibition of Rubisco activase increases Rubisco content alters the proportion of Rubisco activase in stroma and

thylakoids chloroplasts of rice leaves. **Annals of Botany**, Oxônia, v. 97, n. 5, p. 739-744, 2006.

JINDO, K.; MARTIM, S. A.; NAVARRO, E. C.; AGUIAR, N. O.; CANELLAS, L. P. Root growth promotion by humic acids from composted and non-composted urban organicwastes. **Plant and Soil**, Petrská čtvrť, v. 353, p. 209–220, 2012.

JOSHI-PANERI, J.; CHAMBERLAND, G.; DONNELLY, D. Effects of *Chelidonium majus* and *Ascophyllum nodosum* extracts on growth and photosynthesis of soybean. **Acta Agrobotanica**, Varsóvia, v. 73, 2020.

JUNQUEIRA, I. A.; DEUS, M. B.; NICCHIO, B.; LANA, R. M. Q. Ação de biorreguladores na qualidade e fisiologia de sementes e plântulas de girassol. **Pesquisa Agropecuária Pernambucana**, Recife, v. 22, p. 1-5, 2017.

KAR, M.; MISHRA, D. Catalase; peroxidase; and polyphenoloxidase activities during rice leaf senescence. **Plant Physiology**, Rockville, v. 57, p. 315-319, 1976.

KAUFFMAN, G.L.; KNEIVEL, D. P.; WATSCHKE, T. L. Effects of a biostimulant on the heat tolerance associated with photosynthetic capacity, membrane thermostability, and polyphenol production of perennial ryegrass. **Crop Science**, Madison, v. 47, p. 261–267, 2007.

KARTHIKEYAN, K.; SHANMUGAM, M. Development of a protocol for the application of commercial bio-stimulant manufactured from *Kappaphycus alvarezii* in selected vegetable crops. **Journal of Experimental Biology and Agricultural Sciences**, Didwana, v. 4, n. 1, p. 92-102, 2016.

KASCHUK, G.; KUYPER, T. W.; LEFFELAAR, P.; HUNGRIA, M.; GILLER, K. E. Are the rates of photosynthesis stimulated by the carbon sink strength of rhizobial and arbuscular mycorrhizal symbioses?. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, v. 41, n. 6, p. 1233-1244, 2009.

KASTORI, R.; PLESNIČAR, M.; PANKOVIC, D.; SAKAC, Z. Photosynthesis, chlorophyll fluorescence and soluble carbohydrates in sunflower leaves as affected by boron deficiency. **Journal of Plant Nutrition**, Philadelphia, v. 18, p. 1751–1763, 1995.

KHAJEEYAN, R.; SALEHI, A.; DEHNAVI, M. M.; FARAJEE, H.; KOHANMOO, M. A. Physiological and yield responses of *Aloe vera* plant to biofertilizers under different irrigation regimes. **Agricultural Water Management**, Amsterdam, v. 225, article 105768, 2019.

KHAN, W.; RAYIRATH, 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**, New York, v. 28, n. 4, p. 386-399, 2009.

KIM, E.; HWANG, S.; LEE, I. SoyNet: a database of co-functional networks for soybean *Glycine max*. **Nucleic Acids Research**, Oxônia, v. 1, p. 1–13, 2016.

KITAJIMA, M.; BUTLER, W. L. Quenching of chlorophyll fluorescence and primary photochemistry in chloroplasts by dibromothymoquinone. **Biochimica et Biophysica Acta**, Amsterdam, v. 376, p. 105–115, 1975.

KLUGHAMMER, C.; SCHREIBER, U. Complementary PS II quantum yields calculated from simple fluorescence parameters measured by PAM fluorometry and the Saturation Pulse method. **Heinz Walz GmbH**, Pfullingen, v. 1, p. 27-35, 2008.

KOCIRA, A.; KOCIRA, S.; ŚWIECA, M.; ZŁOTEK, U.; JAKUBCZYK, A.; KAPELA, K. Effect of foliar application of a nitrophenolate-based biostimulant on the yield and quality of two bean cultivars. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 214, p. 76-82, 2017.

KOCIRA, A.; ŚWIECA, M.; KOCIRA, S.; ZŁOTEK, U.; JAKUBCZYK, A. Enhancement of yield, nutritional and nutraceutical properties of two common bean cultivars following the application of seaweed extract (*Ecklonia maxima*). **Saudi Journal of Biological Sciences**, Riad, v. 25, n. 3, p. 563–571, 2018a.

KOCIRA, S.; SZPARAGA, A.; KOCIRA, A.; CZERWIŃSKA, E.; WÓJTOWICZ, A.; BRONOWICKA-MIELNICZUK, U.; KOSZEL, M.; FINDURA, P. Modeling biometric traits, yield and nutritional and antioxidant properties of seeds of three soybean cultivars through the application of biostimulant containing seaweed and amino acids. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v. 9, p. 388, 2018b.

KOCIRA, S. Effect of amino acid biostimulant on the yield and nutraceutical potential of soybean. **Chilean Journal of Agricultural Research**, Chillán, v. 79, n. 1, p. 17-25, 2019.

KOLLIST, H.; NUHKAT, M.; ROELFSEMA, M. R. G. Closing gaps: linking elements that control stomatal movement. **New Phytologist**, Malden, v. 203, p. 44–62, 2014.

KOUR, D.; RANA, K. L.; YADAV, A. N.; YADAV, N.; KUMAR, M.; KUMAR, V.; VYAS, P.; DHALIWAL, H. S.; SAXENA, A. K. Microbial biofertilizers: Bioresources and eco-friendly technologies for agricultural and environmental sustainability. **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, Amsterdam, v. 23, article 101487, 2020.

KRAMER, D. M.; JOHNSON, G.; KIIRATS, O.; EDWARDS, G. E. New fluorescence parameters for the determination of QA redox state and excitation energy fluxes. **Photosynthesis Research**, Dordrecht, v. 79, p. 209–218, 2004.

KRAUSE, G. H.; SOMERSALO, S.; ZUMBUSCH, E.; WEYERS, B.; LAASCH, H. On the mechanism of photoinhibition in chloroplasts. Relationship between changes in fluorescence and activity of Photosystem II. **Journal of Plant Physiology**, Jena, v. 136, p. 472–479, 1990.

KU, Y. S.; AU-YEUNG, W. K.; YUNG, Y. L.; LI, M. W.; WEN, C. Q.; LIU, X.; LAM, H. M. **Drought stress and tolerance in soybean**. In: BOARD, J. E. A Comprehensive Survey of International Soybean Research. Genetics, Physiology, Agronomy and Nitrogen Relationships, p. 209-237, 2013.

KULKARNI, M. G.; RENGASAMY, K. R.; PENDOTA, S. C.; GRUZ, J.; PLAČKOVÁ, L.; NOVÁK, O.; DOLEŽAL, K.; VAN STADEN, J. Bioactive molecules derived from smoke and seaweed *Ecklonia maxima* showing phytohormone-like activity in *Spinacia oleracea* L. **New Biotechnology**, Amsterdam, v. 48, p. 83–89, 2019.

KUNICKI, E.; GRABOWSKA, A.; SEKARA, A.; WOJCIECHOWSKA, R. The effect of cultivar type, time of cultivation, and biostimulant treatment on the yield of spinach (*Spinacia oleracea* L.). **Folia Horticulturae**, Amsterdam, v. 22, n. 2, p. 9–13, 2010.

LIANG, W.; WANG, M.; AI, X. The role of calcium in regulating photosynthesis and related physiological indexes of cucumber seedlings under low light intensity and suboptimal temperature stress. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 123, n. 1, p. 34–38, 2009.

LI, M.; ZHAO, Z.; ZHANG, Z.; ZHANG, W.; ZHOU, J.; XU, F.; LIU, X. Effect of boron deficiency on anatomical structure and chemical composition of petioles and photosynthesis of leaves in cotton (*Gossypium hirsutum* L.). **Scientific Reports**, London, v. 7, n. 1, p. 4420, 2017.

LIMA, D. M.; CUNHA, R. L. da; PINHO, E. V. R. V.; GUIMARÃES, R. J. Efeito da adubação foliar no cafeeiro, em sua produção e na qualidade fisiológica de sementes. **Ciência Agrotécnica**, Lavras, p. 1499-1505, 2003.

LONG, S. P.; ZHU, X. G.; NAIDU, S. L.; ORT, D. R. Can improvement in photosynthesis increase crop yields?. **Plant, Cell & Environment**, Hoboken, v. 29, p. 315-330, 2006.

LUCINI, L.; ROUPHAEL, Y.; CARDARELLI, M.; CANAGUIER, R.; KUMAR, P.; COLLA, G. The effect of a plant-derived biostimulant on metabolic profiling and crop performance of lettuce grown under saline conditions. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 182, p. 124-133, 2015.

MACHIANI, M. A.; REZAEI-CHIYANEH, E.; JAVANMARD, A.; MAGGI, F.; MORSHEDLOO, M. R. Evaluation of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) seed yield and quali-quantitative production of the essential oils from fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.) and dragonhead (*Dracocephalum moldavica* L.) in intercropping system under humic acid application. **Journal of Cleaner Production**, Oxon, v. 235, p. 112-122, 2019.

MAÇIK, M.; GRYTA, A.; FRĄC, M. Biofertilizers in agriculture: An overview on concepts, strategies and effects on soil microorganisms. **Advances in Agronomy**, San Diego, v. 162, p. 31-87, 2020.

MACKINNON, S. A.; CRAFT, C. A.; HILTZ, D.; UGARTE, R. Improved methods of analysis for beatines in *Ascophyllum nodosum* and its commercial seaweed extracts. **Journal of Applied Phycology**, Abingdon, v. 22, n. 1, p. 489-494, 2010.

MAEDA, H.; DUDAREVA, N. The shikimate pathway and aromatic amino acids biosynthesis in plants. **Annual Review of Plant Biology**, Palo Alto, v. 63, p. 73–105, 2012.

MAHMOUD, S. H.; SALAMA, D. M.; EL-TANAHY, A. M. M.; EL-SAMAD, E. H. A. Utilization of seaweed (*Sargassum vulgare*) extract to enhance growth, yield and nutritional quality of red radish plants. **Annals of Agricultural Sciences**, Qaliubia, v. 64, n. 2, p. 167-75, 2019.

MALAVOLTA, E.; VITTI, G. C.; OLIVEIRA, A. de. **Avaliação do Estado Nutricional das Plantas: princípios e aplicações**. 2ed. Piracicaba: POTAFOS, 319p., 1997.

MANAVALAN, L. P.; GUTTIKONDA, S. K.; TRAN, L. S. P.; NGUYEN, H. T. Physiological and molecular approaches to improve drought resistance in soybean. **Plant & Cell Physiology**, Kyoto, v. 50, p. 1260-1276, 2009.

MANSORI, M.; FAROUK, I. A.; HSISSOU, D.; EL KAOUA, M. Seaweed extract treatment enhances vegetative growth and antioxidant parameters in water stressed *Salvia officinalis* L. **Journal of Materials and Environmental Sciences**, Rabat, v. 10, p. 756-766, 2019.

MATEUS-CAGUA, D.; RODRÍGUEZ-YZQUIERDO, G. Effect of biostimulants on the dry matter accumulation and gas exchange in plantains plants (*Musa AAB*). **Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas**, Bogotá, v. 13, n. 2, 2019.

MATTAROZZI, M.; DI ZINNO, J.; MONTANINI, B.; MANFREDI, M.; MARENGO, E.; FORNASIER, F.; FERRARINI, A.; CARERI, M.; VISIOLI, G. Biostimulants applied to maize seeds modulate the enzymatic activity and metaproteome of the rhizosphere. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 148, article 103480, 2020.

MEDEIROS, E. M.; BAUDET, L.; PERES, W. B.; EICHOLZ, E. D. Modificações na condição física das sementes de cenoura em equipamento de recobrimento. **Journal of Seed Science**, Londrina, v. 26, n. 2, p. 70-75, 2004.

MENDES, K. R.; MARENCO, R. A.; NASCIMENTO, H. C. S. Velocidade de carboxilação da Rubisco e transporte de elétrons em espécies arbóreas em resposta a fatores do ambiente na Amazônia central. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 27, n. 3, p. 947-959, 2017.

MERILO, E.; JÕESAAR, I.; BROSCHE, M.; KOLLIST, H. To open or to close: species-specific stomatal responses to simultaneously applied opposing environmental factors. **New Phytologist**, Malden, v. 202, p. 499–508, 2014.

MITTLER, R. Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. **Trends in Plant Science**, London, v. 7, p. 405–410, 2002.

MITTLER, R.; VANDERAUWERA, S.; GOLLERY, M.; VAN BREUSEGEM, F. Reactive oxygen gene network of plants. **Trends in Plant Science**, London, v. 9, p. 490–498, 2004.

MIURA, K.; FURUMOTO, T. Cold signaling and cold response in plants. **International Journal of Molecular Sciences**, Basileia, v. 14, p. 5312–5337, 2013.

MÓGOR, A. F. **Mecanismo de atuação dos biofertilizantes**. 2017. Disponível em: <[http://abisolo.com.br/img/7forumpdf/1_dia/1 - Mecanismos de Atuação dos Biofertilizantes.pdf](http://abisolo.com.br/img/7forumpdf/1_dia/1_Mecanismos_de_Atuação_dos_Biofertilizantes.pdf)>. Acesso em: 25 maio 2018.

MOLES, T. M.; POMPEIANO, A.; REYES, T. H.; SCARTAZZA, A.; GUGLIELMINETTI, L. The efficient physiological strategy of a tomato landrace in response to short-term salinity stress. **Plant Physiology and Biochemistry**, Paris, v. 109, p. 262–272, 2016.

MOLOTO, R. M.; NONG, P. M.; LENGWATI, M. D.; MOHAMMED, M.; DAKORA, F. D.; SOUNDY, P.; MASEKO, S. T. Effect of biostimulant and soil type on photosynthesis and water-use efficiency of chickpea. **South African Journal of Botany**, Pretoria, v. 115, p. 324, 2018.

MOREIRA, A.; MORAES, L. A. C.; SCHROTH, G.; BECKER, F. J.; MANDARINO, J. M. G. Soybean yield and nutritional status response to nitrogen sources and rates of foliar fertilization. **Agronomy Journal**, Madison, v. 109, n. 2, p. 629-635, 2017.

MORZELLE, M. C.; PETERS, L. P.; ANGELINI, B. G.; CASTRO, P. R. de C.; MENDES, A. C. C. M. **Agroquímicos estimulantes, extratos vegetais e metabólicos microbianos na agricultura**. Série produtor rural. Piracicaba: ESALQ, n. 63, 2017.

MUSSKOPF, C., BIER, V. A. Efeito da aplicação de fertilizante mineral cálcio e boro via foliar na cultura da soja (*Glycine max*). **Cultivando o Saber**, Toledo, v. 3, n. 4, 2010.

NAGAO, K.; TAKEUCHI, M.; MIYAZAWA, Y.; SATO, H.; YOKOTA, H. O.; KITA, K. Foliar application of fertilizer based on proline and inosine stimulates the second flush growth of Italian ryegrass (*Lolium multiflorum* Lam.). **Grass and Forage Science**, Malden, v. 51, p. 269-270, 2005.

NAJAFPOUR, M. M. Calcium-manganese oxides as structural and functional models for active site in oxygen evolving complex in photosystem II: Lessons from simple models. **Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology**, Amsterdam, v. 104, n. 1-2, p. 111–117, 2011.

NAKANO, Y.; ASADA, K. Hydrogen peroxide is scavenged by ascorbate-specific peroxidase in spinach chloroplasts. **Plant & Cell Physiology**, Kyoto, v. 22, p. 867-880, 1981.

NAVABPOUR, S.; MORRIS, K.; ALLEN, R.; HARRISON, E.; MACKERNESS, S. A. H.; BUCHANAN-WOLLASTON, V. Expression of senescence enhanced genes in response to oxidative stress. **Journal of Experimental Botany**, Oxônia, v. 391, p. 2285-2292, 2003.

NEMAHUNGUNI, N. K.; GUPTA, S.; KULKARNI, M. G.; FINNIE, J. F.; VAN STADEN, J. The effect of biostimulants and light wavelengths on the physiology of *Cleome ynandra* seeds. **Journal of Plant Growth Regulation**, New York, p. 1-8, 2019.

NEOCLEOUS, D.; SAVVAS, D. The effects of phosphorus supply limitation on photosynthesis, biomass production, nutritional quality, and mineral nutrition in lettuce grown in a recirculating nutrient solution. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 252 p. 379-387, 2019.

OXBOROUGH, K.; BAKER N. R. Resolving chlorophyll a fluorescence images of photosynthetic efficiency into photochemical and non-photochemical components: calculation of qP and F''_v/F''_m without measuring F. **Photosynthesis Research**, Dordrecht, v. 54, p. 135-142, 1997.

PANDY, P.; SRIVASTAVA, K.; RAJPOOT, R.; RANI, A.; PANDEY, A. K.; DUBEY, R.S. Water deficit and aluminum interactive effects on generation of reactive oxygen species and responses of antioxidative enzymes in the seedlings of two rice cultivars differing in stress tolerance. **Environmental Science and Pollution Research**, Heidelberg, v. 23, p. 516-1528, 2016.

PARAĐIKOVIĆ, N.; VINKOVIĆ, T.; VRČEK, I. V; ŽUNTAR, I.; BOJIĆ, M.; MEDIC-ŠARIĆ, M. Effect of natural biostimulants on yield and nutritional quality: an example of sweet yellow pepper (*Capsicum annuum* L.) plants. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, Chichester, v. 91, n. 12, p. 2146-2152, 2011.

PATTERSON, D. T. **Comparative ecophysiology of weeds**. In: DUKE, S. O. Weed Physiology: Reproduction and Ecophysiology, v. 1, p. 15, 2018.

PAVANELLI, L. E.; ARAÚJO, F. F. Fixação biológica de nitrogênio em soja em solos cultivados com pastagens e culturas anuais no oeste paulista. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 25, p. 21- 29, 2009.

PEREIRA, E. G.; OLIVA, M. A.; ROSADO-SOUZA, L.; MENDES, G. C.; COLARES, D. S.; STOPATO, C. H.; ALMEIDA, A. M. Iron excess affects rice photosynthesis through stomatal and non-stomatal limitations. **Plant Science**, Clare, v. 201, p. 81–92, 2013.

PIETERS, A. J.; PAUL, M. J.; LAWLOR, D. W. Low sink demand limits photosynthesis under Pi deficiency. **Journal of Experimental Botany**, Oxônia, v. 52, p. 1083-1091, 2001.

PIZZEGHELLO, D.; NICOLINI, G.; NARDI, S. Hormone-like activity of humic substances in *Fagus sylvaticae* forests. **New Phytologist**, Malden, v. 151, n. 3, p. 647-657, 2001.

POMPELLE, M. F.; BARATA-LUÍS, R.; VITORINO, H. S.; GONÇALVES, E. R.; ROLIM, E. V.; SANTOS, M. G.; ALMEIDA-CORTEZ, J. S.; FERREIRA, V. M.; LEMOS E. E.; ENDRES L. Photosynthesis; photoprotection and antioxidant activity

of purging nut under drought deficit and recovery. **Biomass and bioenergy**, Amsterdam, v. 34, p. 1207-1215, 2010.

PRADO, R. M. **Nutrição de Plantas: diagnose foliar em grandes culturas**. Jaboticabal: Capes/Fundes, p. 221-240, 2008.

PRIETO, C. A.; ALVAREZ, J. W. R.; FIGUEREDO, J. C. K.; TRINIDAD, S. A. Bioestimulante, biofertilizante e inoculação de sementes no crescimento e produtividade da soja. **Journal of Neotropical Agriculture**, Cassilândia, v. 4, n. 2, p. 1-8, 2017.

PRZYBYSZ, A.; GAWRONSKA, H.; GAJC-WOLSKA, J. Biological mode of action of anitrophenolates-based biostimulant: case study. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v. 5, n. 12, p. 1-15, 2014.

RAJA, N. Biopesticides and biofertilizers: ecofriendly sources for sustainable agriculture. **Journal of Biofertilizers & Biopesticides**, Los Angeles, v. 4, p. 1-2, 2013.

RAMOS, A. R. P. **Produtos de efeitos fisiológicos no desenvolvimento de plantas de tomate 'giuliana', na produção e pós-colheita de frutos**. Tese (Doutorado em Agronomia/Horticultura) – Faculdade de Ciências Agrônômicas, UNESP, 147p., 2013.

RAI, V. K. Role of amino acids in plant response to stresses. **Biologia Plantarum**, Dordrecht, v. 45, p. 481-487, 2002.

RATHORE, S. S.; CHAUDHARY, D. R.; BORICHA, G. N.; GHOSH, A.; BHATT, B. P.; ZODAPE, S. T.; PATOLIA, J. S. Effect of seaweed extract on the growth, yield and nutrient uptake of soybean (*Glycine max*) under rainfed conditions. **South African Journal of Botany**, Pretoria, v. 75, p. 351-355, 2009.

REHMAN, H. ur; ALHARBY, H. F.; ALZHRANI, Y.; RADY, M. M. Magnesium and organic biostimulant integrative application induces physiological and biochemical changes in sunflower plants and its harvested progeny on sandy soil. **Plant Physiology and Biochemistry**, Paris, v. 126, p. 97-105, 2018.

RENNENBERG, H.; HERSCHBACH, C. A Detailed view on sulphur metabolism at the cellular and whole-plant level illustrates challenges in metabolite flux analyses. **Journal of Experimental Botany**, Oxônia, v. 65, p. 5711-5724, 2014.

RESENDE, M. L. V.; SALGADO, S. M. L.; CHAVES, Z. M. Espécies ativas de oxigênio na resposta de defesa de plantas à patógenos. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 28, n. 2, p.123-130, 2003.

REZAEI, F.; GHANATI, F.; BEHMANESH, M. Antioxidant activity and expression of catalase gene of (*Eustoma grandiflorum* L) in response to boron and aluminum. **South African Journal of Botany**, Pretoria, v. 84, p. 13-18, 2013.

REZENDE, P. M.; GRIS, C. F.; CARVALHO, J. G.; GOMES, L. L.; BOTTINO, L. Adubação foliar. I. Épocas de aplicação de Fósforo na cultura da soja. **Ciência Agrotécnica**, Lavras, v. 29, n. 6, p. 1105-1111, 2005.

RIAZ, M.; YAN, L.; WU, X.; HUSSAIN, S.; AZIZ, O.; WANG, Y.; IMRAN, M.; JIANG, C. Boron alleviates the aluminum toxicity in trifoliate orange by regulating antioxidant defense system and reducing root cell injury. **Journal of Environmental Management**, London, v. 208, p. 149-158, 2018.

RITCHIE, S. W.; HANWAY, J. J.; THOMPSON, H. E.; BENSON, G. O. **How a soybean plant develops**. Iowa University of Science and Technology, 20p., 1977.

ROSE, M. T.; PATTI, A. F.; LITTLE, K. R.; BROWN, A. L.; JACKSON, W. R.; CAVAGNARO, T. R. **A meta-analysis and review of plant-growth response to humic substances: practical implications for agriculture**. In: SPARKS, D. S. *Advances in Agronomy*, San Diego, v. 124, p. 37–89, 2014.

RUBAN, A. V.; JOHNSON, M. P.; DUFFY, C. D. The photoprotective molecular switch in the photosystem II antenna. **Biochimica et Biophysica Acta**, Amsterdam, v. 1817, p. 167–181, 2012.

RURANGWA, E.; VANLAUWE, B.; GILLER, K. E. Benefits of inoculation, P fertilizer and manure on yields of common bean and soybean also increase yield of subsequent maize. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v. 261, p. 219-229, 2018.

SAKAMOTO, T.; WARDLOW, B. D.; GITELSON, A. A.; VERMA, S. B.; SUYKER, A. E.; ARKEBAUER, T. J. A two-step filtering approach for detecting maize and soybean phenology with time-series MODIS data. **Remote Sensing of Environment**, New York, v. 114, n. 10, p. 2146–2159, 2010.

SANTACHIARA, G.; SALVAGIOTTI, F.; ROTUNDO, J. L. Nutritional and environmental effects on biological nitrogen fixation in soybean: A meta-analysis. **Field Crops Research**, Netherlands, v. 240, p. 106–115, 2019.

SANTANIELLO, A.; SCARTAZZA, A.; GRESTA, F.; LORETI, E.; BIASONE, A.; DI TOMMASO, D.; PIAGGESI, A.; PERATA, P. *Ascophyllum nodosum* seaweed extract alleviates drought stress in Arabidopsis by affecting photosynthetic performance and related gene expression. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v. 8, p. 1362, 2017.

SANTINI, J.M.K.; PERIN, A.; SANTOS, C.G.; FERREIRA, A.C.; SALIB, G.C. Viabilidade técnico-econômica do uso de bioestimulantes em semente de soja. **Tecnologia & Ciência Agropecuária**, João Pessoa, v. 9, p. 57-62, 2015.

SANTOS, M. dos S.; MELO, A.V. de; CARDOSO, D.P.; GONÇALVES, A.H.; SOUZA, D.D.C.V.; SILVA, A.R. da. Uso de bioestimulantes no crescimento de plantas de soja. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, Pombal, v. 12, n. 3, p. 512-517, 2017.

SALVI, L.; BRUNETTI, C.; CATALDO, E.; NICCOLAI, A.; CENTRITTO, M.; FERRINI, F.; MATTII, G. B. Effects of *Ascophyllum nodosum* extract on *Vitis vinifera*: Consequences on plant physiology, grape quality and secondary metabolism. **Plant Physiology and Biochemistry**, Paris, v. 139, p. 21-32, 2019.

SCHIAVON, M.; PIZZEGHELLO, D.; MUSCOLO, A.; VACCARO, S.; FRANCIOSO, O.; NARDI, S. High molecular size humic substances enhance phenylpropanoid metabolism in maize (*Zea mays* L.). **Journal of Chemical Ecology**, Dordrecht, v.36, p.662–669, 2010.

SCHNEIDER, J. R. **Bioquímica e fisiologia da soja em ambiente protegido sob variações de déficit hídrico, xenobiótico e bioestimulante**. Dissertação (Mestre em Agronomia). Universidade de Passo Fundo, 91f, 2019.

SCHNITZER, M. **Significance of soil organic matter in soil formation, transport processes in soils, and in the formation of soil structure**. Berichte Ueber Landwirtschaft, Sonderheft: Germany, 1992.

SCHUTZ, L.; GATTINGER, A.; MEIER, M.; MÜLLER, A.; BOLLER, T.; MÄDER, P.; MATHIMARAN, N. Improving crop yield and nutrient use efficiency via biofertilization—a global meta-analysis. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v. 8, p. 1-13, 2018.

SHARMA, P.; JHA, A. B.; DUBEY, R. S.; PESSARAKLI, M. Reactive oxygen species; oxidative damage; and antioxidative defense mechanism in plants under stressful conditions. **Journal of Botany**, Malden, v. 2012, 2012.

SHARMA, H. S. S.; FLEMING, C. C.; SELBY, C.; RAO, J. R.; MARTIN, T. J. G. Plant biostimulants: a review on the processing of macroalgae and use of extracts for crop management to reduce abiotic and biotic stresses. **Journal of Applied Phycology**, Abingdon, v. 26, p. 465-490, 2013.

SHARMA, H. S.; FLEMING, C.; SELBY, C.; RAO, J. R.; MARTIN, T. Plant biostimulants: a review on the processing of macroalgae and use of extracts for crop management to reduce abiotic and biotic stresses. **Journal of Applied Phycology**, Abingdon, v.26, p.465-490, 2014.

SHUKLA, P. S.; SHOTTON, K.; NORMAN, E.; NEILY, W.; CRITCHLEY, A. T.; PRITHIVIRAJ, B. Seaweed extract improve drought tolerance of soybean by regulating stress-response genes. **AOB Plants**, London, v. 10, 2017.

SILVA, T. T. A.; PINHO, E. V. R. V.; CARDOSO, D. L.; FERREIRA, C. A.; ALVIM, P. O.; COSTA, A. F. Qualidade fisiológica de sementes de milho na presença de bioestimulantes. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 32, n. 3, p. 840-846, 2008.

SILVA, N. E.; RIBEIRO, R. V.; SILVA, L. F.; VIEIRA, S. A.; PONTE L. F. A.; SILVEIRA, J. A. G. Coordinate changes in photosynthesis; sugar accumulation and antioxidative enzymes improve the performance of *Jatropha curcas* plants under drought stress. **Biomass and Bioenergy**, Amsterdam, v. 45, p. 270-279, 2012.

SILVA, C. S.; SEIDER, W. D.; LIOR, N. Exergy efficiency of plant photosynthesis. **Chemical Engineering Science**, Oxônia, v. 130, p. 151-171, 2015.

SILVA, N. F. da; CLEMENTE, G. S.; TEIXEIRA, M. B.; SOARES, F. A. L.; CUNHA, F. N.; AZEVEDO, L. O. da S.; SOUZA, F. C. de; SANTOS, M. A. dos. Uso de fertilizantes foliares na promoção do manejo fisiológico específico na fase reprodutiva da cultura da soja. **Global Science and Technology**, Goiânia, v. 10, n. 03, p. 39-53, 2017a.

SILVA, N. F. da; CLEMENTE, G. S.; TEIXEIRA, M. B.; SOARES, F. A. L.; dos SANTOS, L. N. S.; CUNHA, F. N.; AZEVEDO, L. O. da S.; SOUZA, F. C. de; SANTOS, M. A. dos. Manejo fisiológico na fase de enchimento de grãos da cultura da soja com fertilizante foliar. **Global Science and Technology**, Goiânia, v. 10, n. 03, p. 54-65, 2017b.

SIM, U.; SUNG, J.; LEE, H.; HEO, H.; SANG JEONG, H.; LEE, J. Effect of Calcium Chloride and Sucrose on the Composition of Bioactive Compounds and Antioxidant Activities in Buckwheat Sprouts. **Food Chemistry**, Oxônia, article 126075, 2019.

SINGH, R.; MISHRA, A.; DHAWAN, S. S.; SHIRKE, P. A.; GUPTA, M. M.; SHARMA, A. Physiological performance, secondary metabolite and expression profiling of genes associated with drought tolerance in *Withania somnifera*. **Protoplasma**, Wien, v. 252, n. 6, p. 1439-1450, 2015.

SOARES, L. H.; DOURADO-NETO, D.; FAGAN, E. B.; TEIXEIRA, W. F.; dos REIS, M. R.; REICHARDT, K. Soybean seed treatment with micronutrients, hormones and amino acids on physiological characteristics of plants. **African Journal of Agricultural Research**, Lagos, v. 11, p. 3314–3319, 2016.

SOUZA, L. C. D. **Efeito da aplicação de fertilizante mineral via foliar sobre a produção e qualidade fisiológica de sementes de soja**. Dissertação (Mestrado). Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira, UNESP, 51p., 2007.

SOUZA, D. de; CHRISTIAN, L.; SÁ, M. E. de; CAMILO, M. A. de C.; MASUMI, S. H. Produtividade de quatro cultivares de soja em função da aplicação de fertilizante mineral foliar a base de cálcio e boro. **Revista de Biologia e Ciências da Terra**, João Pessoa, v. 8, n. 2, p. 37-44, 2008.

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**, Alexandria, v. 46, n. 4, p. 577–582, 2011.

STAJKOVIĆ-SRBINOVIĆ, O.; DE MEYER, S. E.; KUZMANOVIĆ, D.; DINIĆ, Z.; DELIĆ, D.; WILLEMS, A. Soybean seed chemical composition as influenced by *Bradyrhizobium* inoculation in soils with elevated nickel concentrations. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 153, article 103576, 2020.

STIRK, W. A.; RENGASAMY, K. R.; KULKARNI, M. G.; VAN STADEN, J. **Plant Biostimulants from Seaweed: An Overview**. In: GEELLEN, D.; XU, L. *The Chemical Biology of Plant Biostimulants*, Hoboken, p. 33-50, 2020.

SUPRAJA, K. V.; BEHERA, B.; BALASUBRAMANIAN, P. Efficacy of microalgal extracts as biostimulants through seed treatment and foliar spray for tomato cultivation. **Industrial Crops and Products**, Amsterdam, v. 151, article 112453, 2020.

SZPARAGA, A.; KOCIRA, S.; KOCIRA, A.; CZERWINSKA, E.; SWIECA, M.; LORENCOWICZ, E.; KORNAS, R.; KOSZEL, M.; ONISZCZUK, T. Modification of growth, yield, and the nutraceutical and antioxidative potential of soybean through the use of synthetic biostimulants. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v. 9, p. 1401, 2018.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. Porto Alegre: Artemed, 2013.

TARIQ, A.; PAN, K.; OLATUNJI, O. A.; GRACIANO, C.; LI, Z.; SUN, F.; ZHANG, L.; WU, X.; CHEN, W.; SONG, D.; HUANG, D.; XUE, T.; ZHANG, A. Phosphorous fertilization alleviates drought effects on *Alnus cremastogyne* by regulating its antioxidant and osmotic potential. **Scientific Reports**, London, v. 8, n. 1, p. 1-11, 2018.

TAVALLALI, V. Interactive effects of zinc and boron on growth, photosynthesis, and water relations in pistachio. **Journal of Plant Nutrition**, Philadelphia, v. 40, n. 11, p. 1588-1603, 2017.

TEIXEIRA, W. F.; FAGAN, E. B.; SOARES, L. H.; UMBURANAS, R. C.; REICHARDT, K.; NETO, D. D. Foliar and seed application of amino acids affects the antioxidant metabolism of the soybean crop. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v. 8, p. 327, 2017.

THIRUMARAN, G.; ARUMUGAM, M.; ARUMUGAM, R.; ANANTHARAMAN, P. Effect of seaweed liquid fertilizer on growth and pigment concentration of *Abelmoschus esculentus* (L) medikus. **American-Eurasian Journal of Agronomy**, Amã, v. 2, n. 2, p. 57–66, 2009.

THOMAS, A. L. **Soja: tipos de crescimento da planta**. Porto Alegre: UFRGS. 59p., 2018.

TRÄNKNER, M.; JÁKLI, B.; TAVAKOL, E.; GEILFUS, C. -M.; CAKMAK, I.; DITTERT, K.; SENBAYRAM, M. Magnesium deficiency decreases biomass water-use efficiency and increases leaf water-use efficiency and oxidative stress in barley plants. **Plant and Soil**, Petrská čtvrť, v. 406, p. 409–423, 2016.

VASANTHARAJA, R.; ABRAHAM, L. S.; INBAKANDAN, D.; THIRUGNANASAMBANDAM, R.; SENTHILVELAN, T.; JABEEN, S. K. A.; PRAKASH, P. Influence of seaweed extracts on growth, phytochemical contents and antioxidant capacity of cowpea (*Vigna unguiculata* L. Walp). **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, Amsterdam, v. 17, p. 589-594, 2019.

VASCONCELOS, A. C. F. D.; ZHANG, X.; ERVIN, E. H.; KIEHL, J. D. C. Enzymatic antioxidant responses to biostimulants in maize and soybean subjected to drought. **Scientia Agricola**, Cerqueira César, v. 66, n. 3, p. 395-402, 2009.

VIANA, J. S.; MELO, J. P. R. de; SILVA, J. C. de A.; GONÇALVES, E. P.; LIMA, J. J. P.; JÚNIOR, W. R. T. Plant biostimulant on the production of biomass and yield grain of soybean. **Diversitas Journal**, Maceió, v. 4, n. 3, p. 1105-1118, 2019.

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**, New York, v. 32, n. 2, p. 324-339, 2013.

WEBBER, A. N.; GRAY, J. C. Detection of calcium binding by photosystem II polypeptides immobilised onto nitrocellulose membrane. **FEBS Letters**, Amsterdam, v. 249, n. 1, p. 79-82, 1989.

YAKHIN, O. I.; LUBYANOV, A. A.; YAKHIN, I. A.; BROWN, P. H. Biostimulants in plant science: a global perspective. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v. 7, article 2049, 2017.

YAN S. T.; LI X. D.; LI W. D.; FAN P. G.; DUAN W.; LI S. H. Photosynthesis and chlorophyll fluorescence response to low sink demand of tubers and roots in *Dahlia pinnata* source leaves. **Biologia Plantarum**, Dordrecht, v. 55, n. 1, p. 83-89, 2011.

YEMM, E. W.; COCKING, E. C. The determination of amino-acids with ninhydrin. **Analyst**, Cambridge, v. 80, p. 209-213, 1955.

YOU, J.; CHAN, Z. ROS regulation during abiotic stress responses in crop plants. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v. 6, article 1092, 2015.

ZENG, C. -Q.; LIU, W. -X.; HAO, J. -Y.; FAN, D. -N.; CHEN, L. -M.; XU, H. -N.; LI, K. -Z. Measuring the expression and activity of the CAT enzyme to determine Al resistance in soybean. **Plant Physiology and Biochemistry**, Paris, v. 144, p. 254-263, 2019.

ZENG, L.; WARDLOW, B. D.; WANG, R.; SHAN, J.; TADESSE, T.; HAYES, M. J.; LI, D. A hybrid approach for detecting corn and soybean phenology with time-series MODIS data. **Remote Sensing of Environment**, New York, v. 181, p. 237-250, 2016.

ZEWAIL, R. M. Y. Effect of seaweed extract and amino acids on growth and productivity and some bioconstituents of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) plants. **Journal of Plant Production**, Gorgan, v. 5, p. 1441-1453, 2014.

ZHANG, X.; ERVIN, E. H.; SCHIMIDT, R. E. Plant growth regulators can enhance the recovery of Kentucky bluegrass sod from heat injury. **Crop Science**, Madison, v. 43, p. 952-956, 2003.

ZHANG, J.; LIU, J.; YANG, C.; DU, S.; YANG, W. Photosynthetic performance of soybean plants to water deficit under high and low light intensity. **South African Journal of Botany**, Pretoria, v. 105, p. 279 -287, 2016a.

ZHANG, M.; SMITH, J.; ANDREW, C.; HARBERD, N. P.; JIANG, C. The regulatory roles of ethylene and reactive oxygen species (ROS) in plant salt stress responses. **Journal Plant Molecular Biology**, London, v. 91, p. 651-659, 2016b.

ZHAO, Y. Auxin biosynthesis and its role in plant development. **Annual Review of Plant Biology**, Palo Alto, v. 61, p. 49-64, 2010.

ZOBIOLE, L. H. S.; OLIVEIRA JUNIOR, R. S.; CONSTANTIN, J.; BIFFE, D. F.; KREMER, R. J. Uso de aminoácido exógeno na prevenção de injúrias causadas por glyphosate na soja RR. **Planta Daninha**, Viçosa, v. 28, n. 3, p. 643-653, 2010.