

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP  
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**FISIOLOGIA E BIOQUÍMICA DO TOMATEIRO  
SUBMETIDO À IRRIGAÇÃO SALINA PARCIAL DO  
SISTEMA RADICULAR**

**Rita de Cássia Alves  
Engenheira Agrônoma**

**2016**

**D  
I  
S  
S.  
/  
A  
L  
V  
E  
S**

**R.  
C.**

**2  
0  
1  
6**

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP  
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**FISIOLOGIA E BIOQUÍMICA DO TOMATEIRO  
SUBMETIDO À IRRIGAÇÃO SALINA PARCIAL DO  
SISTEMA RADICULAR**

**Rita de Cássia Alves**

**Orientador (a): Profa. Dra. Priscila Lupino Gratão**

Dissertação apresentada à Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – Unesp, Câmpus de Jaboticabal, como parte das exigências para a obtenção do título de Mestre em Agronomia, (Produção Vegetal).

**2016**

Alves, Rita de Cássia  
A474f Fisiologia e bioquímica do tomateiro submetido à irrigação salina  
parcial do sistema radicular / Rita de Cássia Alves. – – Jaboticabal,  
2016  
xviii, 92 p. : il. ; 29 cm

Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista,  
Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, 2016  
Orientadora: Priscila Lupino Gratão  
Banca examinadora: Rogério Falleiros de Carvalho, Tiago Tezotto  
Bibliografia

1. Estresse oxidativo. 2. Manejo de água. 3. Salinidade. 4. *Solanum  
lycopersicum* L. I. Título. II. Jaboticabal-Faculdade de Ciências  
Agrárias e Veterinárias.

CDU 631.67:635.64

Ficha catalográfica elaborada pela Seção Técnica de Aquisição e Tratamento da  
Informação – Serviço Técnico de Biblioteca e Documentação - UNESP, Câmpus de  
Jaboticabal.



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA

Câmpus de Jaboticabal




**CERTIFICADO DE APROVAÇÃO**

TÍTULO: FISIOLOGIA E BIOQUÍMICA DO TOMATEIRO SUBMETIDO À IRRIGAÇÃO  
SALINA PARCIAL DO SISTEMA RADICULAR

**AUTORA: RITA DE CÁSSIA ALVES**

**ORIENTADORA: PRISCILA LUPINO GRATÃO**

Aprovada como parte das exigências para obtenção do Título de Mestra em AGRONOMIA  
(PRODUÇÃO VEGETAL), pela Comissão Examinadora:

  
Profa. Dra. PRISCILA LUPINO GRATÃO  
Departamento de Biologia Aplicada à Agropecuária / FCAV / UNESP - Jaboticabal

  
Prof. Assistente Doutor TIAGO TEZOTTO  
Centro Universitário Octávio Bastos / UNIFEOB - São João da Boa Vista/SP

  
Prof. Dr. ROGÉRIO FALLEIROS CARVALHO  
Departamento de Biologia Aplicada à Agropecuária / FCAV / UNESP - Jaboticabal

Jaboticabal, 25 de fevereiro de 2016.

## **DADOS CURRICULARES DA AUTORA**

Rita de Cássia Alves, nasceu na cidade de Frutuoso Gomes, Rio Grande do Norte, em 13 de Março de 1989. Em Agosto de 2009 ingressou na Universidade Federal Rural do Semi-Árido, graduando-se em Engenharia Agrônômica em Março de 2014. Em Março de 2014 iniciou o curso de mestrado do Programa de Pós-Graduação em Produção Vegetal na Universidade Estadual Paulista – UNESP, *Campus* de Jaboticabal – SP, submetendo-se a defesa da dissertação em 25 de fevereiro de 2016.

“Deus não escolhe os capacitados, capacita os escolhidos. Fazer ou não fazer algo só depende de nossa vontade e perseverança.”  
(ALBERT EINSTEIN)

## **DEDICO**

A Deus por tudo que tens me proporcionado, por ter feito de mim uma pessoa capaz de enfrentar as dificuldades e sempre seguir em frente sem me deixar fraquejar. Aos meus pais Margarida Maria e Agostinho Alves, por serem meus exemplos de vida e por todo amor e dedicação doado. A minha orientadora Profa. Dra. Priscila Lupino Gratão e ao Prof. Dr. Francisco de Assis Oliveira, por me incentivarem na pesquisa e acreditarem na minha capacidade.



## **AGRADECIMENTOS**

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela bolsa concedida.

Ao programa de Pós-graduação em Agronomia (Produção vegetal) da faculdade de Ciências Agrárias e Veterinária, ao qual faço parte, e ao Departamento de Biologia Aplicada a Agropecuária pela parte da infraestrutura disponibilizada.

A UNESP, campus de Jaboticabal, por ter me proporcionado a oportunidade de me aperfeiçoar cada vez mais na minha carreira acadêmica.

A Universidade Federal Rural do Semi-Árido, por ter me oferecido suporte para o desenvolvimento desta pesquisa, em especial ao Prof. Dr. Francisco de Assis Oliveira, por sempre ter me incentivado na pesquisa, por todos os anos de convivência e aprendizado, pelo exemplo de pessoa que és.

A Profa. Dra. Priscila Lupino Gratão, pela orientação, por seus ensinamentos, dedicação e amizade.

Aos meus pais Maria Margarida e Agostinho Alves, e meus irmãos, Maria Cléia, Wellington e Washington, por todo apoio, amor e força que me dedicaram durante todo curso.

A minha amiga Ana Santana e ao meu amigo Antonio Pizolato, por todo apoio e ajuda que foi dedicada para o desenvolvimento desta pesquisa, e principalmente pela amizade.

A Técnica e amiga Sônia M. R. Carregari, por todo apoio dado, e em especial por ter se tornado como uma segunda mãe pra mim, dedicando amor e carinho.

A Nayara Abrão, pois mesmo que distante foi uma pessoa fundamental durante toda essa etapa, me dando conselhos, me escutando, me incentivando e principalmente pela amizade.

Aos meus amigos Willame Cândido, Carolina Franco, Nicolly Cavalcante Ricardo Carlos, Luan Alves, Cássia Lins, Paulo Fernandes, Juliana Geseira, Raíza Lopes, Jussiara Sonally, Gilmar Souza, Luiz Cláudio e Ana Calixto.

A todos os colegas do Laboratório de Fisiologia Vegetal, Denise, Marina, Patrícia, Carolina, Anieli, Letícia, Joel, Lucas, Leonardo e Flávio.

A todos, mesmo que não estejam aqui citados que, direta ou indiretamente, colaboraram com este trabalho e com minha formação.

## SUMÁRIO

	Páginas
LISTA DE FIGURAS .....	xiii
LISTA DE ABREVIATURAS .....	xv
RESUMO.....	xvii
ABSTRACT .....	xviii
1. INTRODUÇÃO .....	19
2. REVISÃO DE LITERATURA .....	21
2.1 Aspectos Gerais do Tomateiro .....	21
2.2 Cultivo Protegido.....	22
2.3 Qualidade da água para irrigação .....	23
2.4 Estresse salino.....	24
2.4.1 Efeito do estresse salino no crescimento, produção e qualidade .....	25
2.4.2 Estresse Oxidativo .....	27
2.4.3 Sistema de defesa antioxidante .....	28
2.4.3.1 Prolina.....	29
2.4.3.2 Enzimas Antioxidantes.....	30
2.4.3.2.1 Superóxido Dismutase – SOD (EC 1.15.1.1).....	30
2.4.3.2.2 Catalase - CAT (EC 1.11.1.6).....	30
2.4.3.2.3 Ascorbato Peroxidase - APX (EC 1.11.1.11) .....	31
2.4.3.2.4 Glutathione Redutase – GR (EC 1.6.4.2).....	32
2.5 Estratégia para manejo de água salina na irrigação .....	33
3. MATERIAL E MÉTODOS .....	34
3.1. Localização e caracterização da área experimental .....	34
3.2. Tratamentos e delineamento experimental .....	35
3.3 Plantio e condução das plantas .....	36

3.4 Manejo da Irrigação e Fertirrigação .....	37
3.5. Análise dos parâmetros avaliados .....	38
3.5.1 Análise de crescimento.....	38
3.5.2 Análise de rendimento e qualidade de frutos.....	38
3.5.3 Análises bioquímicas .....	39
3.5.3.1 Peroxidação lipídica.....	39
3.5.3.2 Prolina.....	39
3.5.3.3 Análises do sistema antioxidante.....	40
3.5.3.3.1 Superóxido Dismutase – SOD (EC 1.15.1.1).....	40
3.5.3.3.2. Catalase - CAT (EC 1.11.1.6).....	41
3.5.3.3.3 Ascorbato Peroxidase - APX (EC 1.11.1.11).....	41
3.5.3.3.4 Glutathiona Redutase - GR (EC 1.6.4.2) .....	41
3.6. Análise dos resultados .....	42
4. RESULTADOS .....	42
4.1 Crescimento das plantas.....	42
4.2 Rendimento e qualidade de frutos .....	45
4.2.1 Rendimento .....	46
4.2.2 Qualidade .....	48
5.3 Peroxidação lipídica .....	51
5.3.1 Malondialdeído (MDA) .....	51
5.4 Respostas antioxidantes .....	53
5.4.1 Conteúdo de prolina.....	53
5.4.2 Enzimas Antioxidantes.....	55
5.4.2.1 Superóxido Dismutase (SOD).....	55
5.4.2.2 Catalase (CAT) .....	57
5.4.2.3 Ascorbato Peroxidase (APX) .....	59
5.4.2.4 Glutathiona Redutase (GR).....	61

6. DISCUSSÃO .....	62
7. CONCLUSÃO.....	70
8. REFERÊNCIAS.....	70

## LISTA DE FIGURAS

	Página
1. Formação de peróxido de hidrogênio a partir de radicais superóxidos e reação catalisada pela SOD.....	30
2. degradação do peróxido de hidrogênio catalisada pela CAT.....	31
3. Degradação do peróxido de hidrogênio catalisada pela APX.....	32
4. Formação de GSH a partir de GSSG em reação catalisada pela GR.....	33
5. Esquema exemplificando a adoção de cada tratamento.....	35
6. sistema do vaso para a adoção da divisão parcial da raiz em plantas de tomate.....	36
7. Número de folhas (A) e área foliar (B), altura de planta (C) e diâmetro de caule (D) de plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz.....	43
8. Massa seca de folha (A), massa seca de caule (B), massa seca de fruto (C) e massa seca de raiz (D) de plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz.....	44
9. Massa seca total de plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz.....	45
10. Diâmetro transversal de fruto (A), diâmetro longitudinal de frutos (B) número de frutos (C), massa fresca de frutos (D) em plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz.....	46
11. Produção de frutos em plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz.....	47
12. pH (A), firmeza de polpa (B) sólidos solúveis totais (C) e acidez titulável (D) de frutos de plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz.....	48
13. Vitamina C (A); Cor (B); Licopeno (C) e $\beta$ -caroteno (D) de frutos de plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz.....	50
14. MDA em folhas (A), frutos (B), raízes (C) de plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz.....	52

15. Conteúdo de prolina em folhas (A), prolina em frutos (B), prolina em raízes (C) de plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz.....	54
16. Atividade da SOD em folhas (A), frutos (B), raízes (C) de plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz.....	56
17. Atividade da CAT em folhas (A), frutos (B), raízes (C) de plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz.....	58
18. Atividade da APX em folhas (A), frutos (B), raízes (C) de plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz.....	60
19. Atividade da GR em folhas (A), frutos (B), raízes (C) de plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz.....	61

**LISTA DE ABREVIATURAS**

AF – Área foliar  
ALT – Altura de planta  
APX – Ascorbato peroxidase  
AT – Acidez Titulável  
CAT – Catalase  
CE – Condutividade elétrica  
CEa – Condutividade elétrica da água  
CORa/CORb – Relação de cor de fruto  
DC – Diâmetro do caule  
DLONG – Diâmetro longitudinal  
DTRAN – diâmetro transversal  
DTNB - 5,5'-dithio-bis (2-ácido nitrobenzóico)  
DTT - Ditionitrosol  
EDTA - Ácido etileno diamino tetracético  
FP – Firmesa de polpa  
GR – Glutathione reductase  
GSH – Glutathione Oxidase  
ISPSR - irrigação salina parcial do sistema radicular  
LP - Licopeno  
MDA – Malondialdeído  
NADPH – Nicotinamida adenina dinucleotídeo fosfato reduzida  
NBT – Nitro blue tetrazolium  
MFFR – Massa fresca de fruto  
MSC – Massa seca de caule  
MSF – Massa seca de folha  
MSFR – Massa seca de fruto  
MSR – Massa seca de raiz  
MST – Massa seca total  
NF – Número de folhas  
NFR – Número de frutos  
pH – Potencial Hidrogeniônico

PROD – Produção

PRSI - Partial root-zone saline irrigation

PST – Porcentagem de sódio trocável

PVPP - Polivinil poliporrilidona

SOD – Superóxido dismutase

SST – Sólidos solúveis totais

SST/AT – Relação sólidos solúveis totais/ acidez titulável

TBA - Ácido tiobarbitúrico

TCA - Ácido tricloroacético

T4\* - Tratamento com divisão de raiz

T5\* - Tratamento com divisão de raiz

T6\* tratamento com divisão de raiz

T4D\*, T5D\*, T6D\* - Lado direito da raiz

T4E\*, T5e\*, T6E\* - Lado esquerdo da raiz

VIT C – Vitamina C

$\beta$ T –  $\beta$ -caroteno



# FISIOLOGIA E BIOQUÍMICA DO TOMATEIRO SUBMETIDO À IRRIGAÇÃO SALINA PARCIAL DO SISTEMA RADICULAR

**RESUMO** - O tomateiro é uma das hortaliças mais cultivadas em ambiente protegido, destacando-se entre as hortaliças melhor adaptadas a esse sistema de cultivo. A produção e qualidade dos frutos estão diretamente relacionadas com a qualidade da água utilizada e o manejo adequado da irrigação. Para propor estratégias de manejo no uso de água salina na irrigação de tomateiro, o presente estudo teve como objetivo avaliar o crescimento, desenvolvimento, rendimento; qualidade e respostas antioxidantes do tomateiro cultivado sob estresse salino parcial do sistema radicular. O experimento foi conduzido em ambiente protegido na Universidade Federal Rural do Semi-Árido (UFERSA), em Mossoró, RN, Brasil. O delineamento estatístico utilizado foi o inteiramente casualizado, com seis tratamentos e quatro repetições, totalizando 24 unidades experimentais. Os tratamentos consistiram de seis manejos de irrigação utilizando águas de baixa e alta salinidade (S1-0,5 e S2-5,0 dS m<sup>-1</sup>), com ou sem divisão do sistema radicular. Para os tratamentos T1, T2 e T3 não houve divisão do sistema radicular, sendo que para tratamentos T4\*, T5\* e T6\*, foi adotado o sistema de divisão das raízes. O número de folhas, área foliar, altura de planta, diâmetro de caule e partição de fotoassimilados (massa seca de folha, caule, raiz, fruto e total) foram os parâmetros de crescimento determinados. Diâmetro transversal, diâmetro longitudinal, número de frutos por planta, massa fresca média de fruto, produção, pH, Firmeza de polpa, teor de sólidos solúveis, acidez titulável, vitamina C coloração de frutos, licopeno e β-caroteno foram determinados como parâmetros para a avaliação do rendimento e qualidade dos frutos enquanto as respostas antioxidantes foram utilizadas para avaliação do estresse oxidativo. De acordo com os resultados, não foi observado efeito deletério da salinidade sobre o crescimento e partição de fotoassimilados, uma vez que as respostas observadas em todos os tratamentos foram semelhantes ao tratamento T1 (controle). Os melhores resultados de rendimento e qualidade foram observados nos tratamentos T4\* e T5\*. O PRSI não influenciou nas respostas das enzimas antioxidantes nas folhas, frutos e raízes. No entanto, a atividade da GR foi influenciada negativamente pelo uso do sistema de irrigação salina parcial do sistema radicular (ISPSR). O sistema ISPSR, quando manejado de forma adequada, mostra-se como uma alternativa viável para redução dos efeitos deletérios provocados pelo estresse salino no híbrido de tomateiro Supera F1.

**Palavras-Chave:** Estresse oxidativo, manejo de água, salinidade, *Solanum lycopersicum* L..

## PHYSIOLOGY AND BIOQUIMICA OF TOMATO SUBMITTED SALINE IRRIGATION PARTIAL OF THE ROOT SYSTEM

**ABSTRACT** – Tomato is one of vegetables most cultivated in greenhouses, standing out among the plants adapted to this cropping system. The production and fruit quality are directly related to the quality of water used for irrigation and its appropriate management. In order to propose management strategies for use of saline water irrigation in tomato crop production, the present study aimed to evaluate the growth and development of plants, yield and quality, and antioxidant responses of tomato cultivated under a partial salt stress of the root system. The experiment was carried out in a greenhouse at the Universidade Federal Rural do Semi-Árido (UFERSA), Mossoró, RN, Brazil. The experimental design was completely randomized, with six treatments and four replicates, totaling 24 experimental units. The treatments consisted of six different irrigation managements using low and high saline water (S1-0.5 and S2-5.0 dS m<sup>-1</sup>), applied with or without the partial root-zone saline irrigation (PRSI). For the treatments T1, T2 and T3, the PRSI was not applied, whilst T4\*, T5\* and T6\* treatments were under the PRSI. The number of leaves, leaf area, plant height, stem diameter and dry weight of leaf, stem, root and, fruit were determined as plant growth parameters. Cross diameter, lengthwise diameter, number of fruits per plant, mass average fresh fruit, yield, pH, pulp firmness, soluble solids content, titratable acidity, vitamin C, color relation (a\*/b\*), lycopene and β-carotene were determined as parameters for the fruit yield and quality evaluation, while antioxidante enzymes were used for oxidative stress evaluation. According to results, it was not observed deleterious effect of salinity on plant growth and assimilates, since that responses observed in all treatments were similar to T1 treatment (control). The best results of yield and quality responses were observed in T4\* and T5\* treatments. About antioxidants responses, the PRSI did not influence on results obtained for leaf, fruit and root, whereas GR activity was negatively influenced by the use of PRSI. The system PRSI, in the right way shown as a viable alternative for the reduction of negative effects provoked by the salty stress in the hybrid tomato Supera F1.

**Keywords:** Oxidative stress, salinity, *Solanum lycopersicum* L., water management.

## 1. INTRODUÇÃO

O tomateiro (*Solanum lycopersicum* L.) destaca-se por sua importância socioeconômica, sendo uma das oleráceas mais cultivadas em todo o mundo. Em 2014, o Brasil alcançou a produção de 4.294,912 toneladas, concentrada nas regiões Sudeste (1.919,438 toneladas) e Centro-Oeste (1.096,985 toneladas), sendo Goiás (1.025,567 toneladas), São Paulo (849,056 toneladas) e Minas Gerais (674,962 toneladas) os maiores Estados produtores, com média nacional de 65,88 t/ha (IBGE, 2015).

As condições edafoclimáticas são preocupações constantes para os produtores, pois as intempéries climáticas prejudicam tanto o rendimento quanto a qualidade da cultura, podendo ocasionar 100% de perdas da produção. Frente a esses riscos, uma alternativa a ser considerada é o cultivo em ambiente protegido. O cultivo protegido trata-se de uma técnica que possibilita ao produtor o controle das condições adversas oferecidas pelo meio, permitindo ganho de eficiência produtiva, produtos de alta qualidade, e ainda, proporciona oferta ao mercado durante todo o ano (COSTA; HEUVELINK 2004; ALI, 2008, SILVA et al, 2014).

O tomateiro vem ganhando destaque entre as hortaliças produzidas em cultivo protegido, principalmente nas regiões Sul e Sudeste do Brasil, por apresentarem maior segurança fitossanitária e climática. Neste sistema de cultivo, o tomateiro apresenta maior produtividade e qualidade de frutos (SILVA et al., 2014). O rendimento e a qualidade da cultura são dependentes da qualidade e quantidades adequadas da água na irrigação, pois a produção do tomateiro é afetada diretamente pela disponibilidade hídrica. No entanto, esta disponibilidade está correlacionada à concentração de sais dissolvidos, que podem vir a causar sérios problemas, principalmente onde a irrigação com águas salinas se faz necessária (SILVA et al., 2009).

O manejo da irrigação é uma das práticas de maior importância para a agricultura, visto que maiores produtividades são dependentes desta prática. Com o uso da irrigação, torna-se possível maximizar a produção, principalmente em cultivo protegido, já que possibilita ao produtor estender o período de cultivo, além do controle das condições climáticas e fitossanitárias.

Entretanto, o uso frequente de irrigação pode causar sérios problemas, principalmente onde a irrigação com águas salinas se faz necessária.

O uso frequente de águas salinas na irrigação e a ausência de lixiviação acarretam na incorporação de sais na zona do sistema radicular, provocando desequilíbrio nutricional e distúrbios fisiológicos nas plantas. Além disso, o estresse salino pode induzir o acúmulo excessivo de espécies reativas de oxigênio (ERO) nas células vegetais, especialmente superóxido ( $O_2^-$ ), hidroxila ( $OH^-$ ) e peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ) (MOLLER et al. 2007), reduzindo ou até mesmo impedindo a atividade das enzimas que compõem o sistema de defesa antioxidante.

A cultura do tomateiro é considerada moderadamente sensível à salinidade da água com condutividade elétrica acima de  $2,5 \text{ dS m}^{-1}$ . Níveis extremos de salinidade impedem que a cultura realize o ajuste osmótico, impossibilitando o suprimento de água e nutrientes, que por sua vez ocasiona decréscimo na produtividade. As perdas no potencial de rendimento das plantas podem chegar a 100% quando irrigadas com água de condutividade elétrica (CEa) igual ou superior a  $8,4 \text{ dS m}^{-1}$  (AYERS; WESTCOT, 1999).

O uso de águas salinas na irrigação de forma sustentável torna-se um desafio para que pesquisadores busquem práticas de manejo que possibilitem menor impacto ambiental e máximo retorno econômico. Dessa forma, uma das práticas estudadas em diversas culturas é a divisão do sistema radicular em duas ou mais partes, com ênfase no aumento da eficiência do uso da água (SUN et al., 2013).

A divisão do sistema radicular vem sendo uma técnica adota como forma de amenizar os efeitos deletérios provocados por estresses abióticos, principalmente estresse hídrico e estresse salino, onde a adoção desta tecnologia quando manejada de forma adequada pode vir a garantir o bom rendimento da cultura, não ocorrendo perdas, pois a mesma pode garantir as funções fisiológicas e bioquímicas normais das plantas. No entanto por ser uma técnica bastante recente poucos são os trabalhos encontrados na literatura, sendo que a maioria das pesquisas realizadas até o momento enfocam mais a eficiência do uso de água trabalhando com estresse hídrico, ficando escassos trabalhos voltados para condições de estresse salino.

Diante do exposto, o presente trabalho foi conduzido com o objetivo de avaliar aspectos agrônômicos, fisiológicos e bioquímicos do tomateiro em ambiente protegido, utilizando o sistema de irrigação salina parcial do sistema radicular (ISPSR) como alternativa para amenizar o efeito da salinidade sobre a cultura.

## **2. REVISÃO DE LITERATURA**

### **2.1 Aspectos Gerais do Tomateiro**

O tomateiro pertence à classe das Dicotiledoneae, ordem Tubiflorae, família Solanaceae, gênero *Solanum* e espécie *Solanum lycopersicum*, recebendo a denominação de *Solanum lycopersicon* L. (SPOONER et al., 2005).

A sua arquitetura, é caracterizada por dois tipos de hábitos de crescimento, o indeterminado e o determinado. O indeterminado é característico de cultivares para produção de frutos para mesa, e podem ultrapassar 5 m de altura quando tutoradas. O determinado é característico de cultivares para produção de frutos para agroindústria, adaptadas como rasteiras (FILGUEIRA, 2003).

O ciclo varia entre cultivares, podendo sofrer influência das condições climáticas e de solo. A germinação ocorre entre 5 e 7 dias, com florescimento ocorrendo a partir dos 45 dias após a semeadura e a maturação de frutos a partir dos 60 dias. Quanto à colheita, esta pode ser estendida por vários meses nas cultivares de hábito de crescimento indeterminado, pois os frutos amadurecem em diferentes tempos, já que o florescimento, a frutificação e o crescimento da planta são contínuos. Já nas cultivares de hábito de crescimento determinado, uma ou duas colheitas são realizadas, pois os frutos amadurecem na mesma época (ALVARENGA et al., 2013).

O tomateiro destaca-se por ser a hortaliça de maior importância econômica, sendo uma das oleráceas mais cultivadas no mundo. Dentre os países com maior produção, destacam-se a China (30,55%), a Índia (10,58%) e os Estados Unidos da América (7,94%), com 49% da produção mundial

(FAOSTAT, 2013). O Brasil ocupa a oitava posição no ranking mundial da produção de tomate, e o seu cultivo é um dos mais importantes no País, destacando-se como o principal produtor o estado de Goiás (maior produtor da região Centro-Oeste) seguido por São Paulo e Minas Gerais. A produção nacional de tomate em 2014 foi de 4.294,912 toneladas, com área total de 65.85 hectares e produtividade média de 65,88 t ha<sup>-1</sup>(IBGE, 2015).

## 2.2 Cultivo Protegido

As mudanças climáticas ao longo dos últimos anos tem se tornado preocupações constantes para os produtores. Chuva em excesso, geada fora de época, granizo, seca, altas temperaturas, entre outros fatores, fazem com que a produção agrícola diminua drasticamente, tanto na qualidade quanto no rendimento da produção. O ambiente protegido surge como uma importante alternativa de cultivo frente aos riscos de perda da produção (SILVA et al., 2014).

O cultivo em ambiente protegido consiste em uma técnica que pode criar e/ou manter o microclima favorável ao cultivo de qualquer espécie de planta, possibilitando ao produtor o controle de sua cultura com ganho na eficiência produtiva, permitindo oferta do produto ao mercado durante todo o ano (CARARO; DUARTE, 2002; ALVARENGA, 2004; SILVA et al., 2014). Além disso, o controle fitossanitário pode ser conduzido com maior eficiência, reduzindo os custos com agroquímicos (BEZERRA, 2003; SILVA et al., 2014).

O destaque para maiores produtividades do tomateiro em ambiente protegido já vem sendo demonstrado em trabalhos ao longo do tempo. Apesar de serem desenvolvidos com diferentes técnicas e manejos, os resultados apresentam maior produtividade para o cultivo em ambiente protegido quando comparado ao cultivo em campo (MARTINS 1992; CARVALHO; TESARIOLI NETO 2005; CHARLO et al. 2009). O Brasil ainda apresenta uma produção muito baixa quando comparado com outros países, como por exemplo a Espanha que chega a produzir 40 kg m<sup>2</sup>, enquanto no Brasil, a produção é de apenas 15 kg m<sup>2</sup> (BRANCO; BLAT, 2014).

### 2.3 Qualidade da água para irrigação

Devido ao contínuo crescimento demográfico, o aumento da produtividade e a incorporação de áreas úmidas e subúmidas para produção agrícola, houve necessidade da utilização da irrigação para complementar a ausência de chuvas e permitir o cultivo em zonas áridas e semi-áridas (ALMEIDA, 2010).

A agricultura irrigada é dependente da disponibilidade e, qualidade apropriada da água durante todo o ciclo da cultura. Independentemente da origem da água, seja de mananciais de superfície ou de mananciais subterrâneos, estes apresentam um complexo de sais como os cátions cálcio ( $\text{Ca}^{2+}$ ) magnésio ( $\text{Mg}^{2+}$ ), sódio ( $\text{Na}^{2+}$ ), potássio ( $\text{K}^+$ ) e os ânions, cloreto ( $\text{Cl}^-$ ), carbonato ( $\text{CO}_3^{2-}$ ), bicarbonato ( $\text{HCO}_3^-$ ), sulfato ( $\text{SO}_4^{2-}$ ) e boro (CAVALCANTE 2012).

Vários parâmetros devem ser considerados na avaliação da qualidade da água de irrigação, contemplando o conjunto de características físicas, químicas e biológicas para adequação de seu uso. As determinações de avaliação mais corriqueiras são, potencial hidrogeniônico (pH), condutividade elétrica (CE) e sais totais dissolvidos (TSD) (ALMEIDA 2010).

Quando se trata de salinidade, a qualidade da água se define em três critérios básicos: salinidade em sentido restrito, sodicidade e toxicidade (ALMEIDA 2010).

O critério de salinidade avalia o risco de altas concentrações de sais ocasionado pela água, com o correspondente efeito osmótico, enquanto o critério de sodicidade analisa o risco da indução de elevada porcentagem de Sódio Trocável (PST), com deterioração da estrutura do solo.

De forma geral, a água que contém menos de  $600 \text{ mg L}^{-1}$  de sais totais, pode ser usada para irrigação de quase todas as cultivares. Entretanto, a água com concentração salina entre  $500$  e  $1.500 \text{ mg L}^{-1}$  pode ser usada na irrigação de plantas sensíveis a sais em solos de boa drenagem interna ou providos de sistema de drenagem. Por outro lado, a água que contém de  $1.500$  a  $2.000 \text{ mg L}^{-1}$  pode ser usada na irrigação de culturas moderadamente tolerantes se uma maior frequência de irrigação combinada com uma lâmina de lixiviação for

adotada, enquanto a água contendo 3.000 a 3.500 mg L<sup>-1</sup> só pode ser utilizada em culturas altamente tolerantes (CORDEIRO, 2001).

O uso ineficiente da irrigação provoca o acúmulo de sais, deixando extensas áreas antes produtivas em áreas devolutas e sem nenhum valor produtivo. Nas regiões semiáridas do Nordeste brasileiro, estes problemas são frequentes, onde mais de 35% das áreas irrigadas dos estados de Alagoas, Bahia, Ceará, Paraíba, Pernambuco, Piauí e Rio Grande do Norte vêm apresentando declínio de rendimento ocasionado pela salinidade proveniente da irrigação (CAVALCANTE, 2012).

No caso de hortaliças, que são constituídas de 80-95% de água, ocorre a necessidade de alta disponibilidade hídrica, sendo a irrigação uma das práticas mais importantes para o setor da olericultura. Apesar de existirem inúmeras estratégias de manejo para irrigação, grande parte dos produtores não as coloca em prática, por acreditarem que seu custo não irá proporcionar maiores lucros, fazendo uso da irrigação de maneira imprópria, desperdiçando água e acarretando problemas tanto no solo quanto nas culturas (MAROUELLI; CALBO, 2009; BRITO; ANDRADE, 2010).

## **2.4 Estresse salino**

O uso frequente de águas salinas na irrigação e a ausência de lixiviação acarretam na incorporação de sais na zona do sistema radicular (NERY et al., 2009), provocando desequilíbrio nutricional e toxicidade de íons específicos na planta (FERREIRA NETO et al. 2007), devido principalmente ao efeito osmótico provocado pelo déficit hídrico (MUNNS, 2002).

A planta pode manter seu crescimento e completar seu ciclo de vida em ambientes salinos desde que seja tolerante a salinidade (PARIDA; DAS 2005). Mas isso só é possível quando as plantas utilizam mecanismos de homeostase hídrica (ajustamento osmótico) ou iônica (exclusão ou compartimentalização de íons), os quais reduzem ou evitam os efeitos deletérios do estresse, podendo desta forma sobreviver em ambientes salinizados (BRAY et al., 2000; YOKOI et al., 2002; MUNNS; TESTER, 2008).



A tolerância à salinidade é variável entre espécies e, mesmo dentro da espécie, pode ser controlada por mais de um gene e altamente influenciada por fatores ambientais (FLOWERS; FLOWERS, 2005). Além disso, esta tolerância pode estar relacionada a diferentes fatores como, estágio fenológico da cultura e a estratégia de aplicação de água, ou seja, com a concentração salina da água e o tempo de exposição das plantas aos sais (COSTA et al. 2013).

A redução da produtividade biológica ou econômica é o principal efeito da salinidade sobre a planta, e é geralmente atribuída a vários processos fisiológicos e bioquímicos na célula (MUNNS; TESTER, 2008).

A salinidade possui dois componentes que são responsáveis pelo estresse provocado: um osmótico e outro iônico. O componente osmótico altera o balanço hídrico da planta, enquanto que o componente iônico é responsável pelos efeitos sobre o desbalanço nutritivo e efeitos tóxicos dos íons. Como o componente osmótico está relacionado diretamente com a absorção de água pelas plantas, a redução da disponibilidade hídrica acarreta na redução das trocas gasosas e na condutância estomática (MUNNS; TESTER, 2008).

O acúmulo de solutos orgânicos é um processo comum em plantas submetidas a estresses ambientais (TAIZ; ZEIGER, 2009). Estes compostos compartilham a propriedade de permanecerem invariáveis em pH neutro e serem altamente solúveis em água (HASEGAWA et al., 2000).

#### **2.4.1 Efeito do estresse salino no crescimento, produção e qualidade**

O estresse salino é um dos estresses abióticos que mais compromete o crescimento e a produtividade das culturas em todo o mundo (VAIDYANATHAN et al., 2003; VEERANAGAMALLAIAH et al., 2007; ISLÃ; ARAGUÉS, 2010).

O sintoma do estresse salino mais típico é a redução do crescimento nas plantas, que é consequência de diversas respostas como nutrição mineral, eficiência fotossintética, a alocação de carbono, instabilidade da membrana e falha na manutenção da pressão de turgescência (YILDIRIM et al., 2006). A salinidade proporciona ainda, redução na condutância estomática e, em

menores proporções, nas taxas de transpiração, fotossíntese e concentração interna de CO<sub>2</sub> nas folhas (BOSCO et al., 2009).

O excesso de sais promove redução na área foliar e aumento na transpiração das plantas (Silva et al., 2013), que pode ser resultado do potencial osmótico mais baixo em função da presença dos solutos dissolvidos na zona radicular (CHEN; JIANG, 2010).

A redução no rendimento do tomateiro sob estresse salino, seja em recorrência da salinidade da água utilizada na irrigação, salinidade da solução nutritiva ou da aplicação excessiva de fertilizantes, está relacionada diretamente com o efeito da salinidade sobre o número de cachos, número de frutos por cacho e massa média dos frutos (MEDEIROS et al., 2012; SILVA et al., 2013; EHRET et al., 2013).

A produção do tomateiro em condições de estresse salino pode ser reduzida devido ao decréscimo no peso médio dos frutos ou redução no número de frutos por planta (FREIRE et al., 2010). Salinidades mais elevadas da água de irrigação também podem reduzir drasticamente o pagamento de frutos (LEONARDO et al., 2007; MEDEIROS et al., 2012; SILVA et al., 2013).

A tolerância a salinidade pode variar entre espécies e cultivares da mesma espécie (ALIAN et al., 2000). Eloi et al. (2011), observaram que o limiar da cultivar de tomate Debora Plus foi de 3,17 dS m<sup>-1</sup>, ocorrendo decréscimo de 11,8% na produção relativa por aumento unitário de condutividade elétrica no solo (CEes). O aumento da salinidade provocou redução na produção e nos componentes de produção (produção total e comercial, número de frutos totais e comerciais), ocorrendo decréscimo de 10 e 15,96% para cada aumento unitário de condutividade elétrica do solo (FREIRE et al., 2010; MEDEIROS et al., 2012)

Fato interessante é encontrado na literatura por vários autores quando se fala na relação da salinidade com a qualidade dos frutos. Autores como Botía et al. (2005), Porto Filho et al. (2006), Medeiros et al. (2008) e Huang et al. (2012), observaram que o uso de água salina na irrigação do meloeiro teve efeito positivo na qualidade dos frutos, principalmente quanto ao teor de sólidos solúveis.

Campos et al. (2006) observaram que aumento unitário da salinidade da água acima de 1 dS m<sup>-1</sup> aumentou a concentração de sólidos solúveis e a

acidez titulável dos frutos em 13,9 e 9,4%, respectivamente. Eloi et al. (2011) trabalhando com análise sensorial, concluíram que as salinidades utilizadas não interferiram na aceitação dos frutos pelos consumidores.

#### 2.4.2 Estresse Oxidativo

Os efeitos primários causados pelo estresse salino tem como consequência direta o acúmulo de espécies reativas de oxigênio (ERO) nas células vegetais, especialmente superóxido ( $O_2^-$ ), hidroxila ( $OH^\cdot$ ) e peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ) (MOLLER et al. 2007; PANG; WANG, 2008; AHMAD et al., 2012; HIPPLER et al. 2015). No meio intracelular são subprodutos do metabolismo aeróbico e fotossintético e, em concentrações compatíveis com a homeostase redox celular, são componentes de diversas vias de sinalização (FOYER; NOCTOR 2003, APEL; HIRT, 2004).

No entanto, o excesso das ERO causa danos oxidativos em proteínas, lipídeos e ácidos nucleicos, podendo desencadear reações de peroxidação de lipídios, causando o aumento da permeabilidade das membranas (BEM-AMOR et al. 2005; PINTO et al., 2009; CUYBERS et al., 2010).

As ERO são formas reduzidas de oxigênio atmosférico, que normalmente resultam da excitação do  $O_2$  para formar oxigênio singleto ( $O_2^1$ ) ou a partir da transferência de um, dois ou três elétrons para  $O_2$  para formar, respectivamente, superóxido ( $O_2^-$ ), peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ) ou hidroxila ( $OH^\cdot$ ) (MITTLER, 2002; SHIEBER et al., 2014).

Nas células vegetais, a maioria das ERO surgem nos cloroplastos ou peroxissomos, e em menor produção, nas mitocôndrias (NAVROT et al., 2006). Os cloroplastos produzem  $O_2$  no fotossistema II (PSII) e  $O_2^{\cdot-}$  no fotossistema I (PSI) e PSII como subprodutos. Na mitocôndria existe a produção de  $O_2^{\cdot-}$  nos complexos I e III, também como subprodutos. Os peroxissomos produzem  $O_2^{\cdot-}$  e  $H_2O_2$  em várias reações metabólicas chave (MOLLER et al., 2007).

Algumas das fontes de ERO na planta estão envolvidas em processos metabólicos aeróbicos, como a respiração e a fotossíntese (MITTLER, 2002; BHATTACHARJEE, 2010). Nesses processos, o oxigênio molecular pode

seguir duas rotas, a das oxidases, a qual consiste na formação de água pela transferência de quatro elétrons para o oxigênio na cadeia respiratória (redução tetravalente); e a rota das oxigenases, culminando na formação das ERO através da transferência de um elétron de cada vez para o oxigênio (redução univalente) (SOARES; MACHADO, 2007). A fotorrespiração nos peroxissomos também pode ser citada com fonte de formação de ERO durante estresses abióticos (MITTLER, 2002).

Visando a proteção contra possíveis danos causados pelas ERO, os organismos desenvolveram sistemas de defesa antioxidantes (GRATÃO et al., 2005; GRATÃO et al., 2008). O desequilíbrio entre a produção e a eliminação das ERO, pode provocar um aumento na produção das ERO maior que a capacidade antioxidante celular, causando danos oxidativo (PANDHAIR; SEKRON, 2006, AHMAD et al., 2008).

A peroxidação lipídica é um dos danos oxidativo com efeitos diretos na diminuição da fluidez e na seletividade das membranas celulares, além da inativação de receptores e canais iônicos (GILL; TUTEJA, 2010). A peroxidação de lipídios gera produtos que servem como indicativos de ocorrência de estresse oxidativo, como o malondialdeído (MDA), formado a partir da decomposição de subprodutos da peroxidação lipídica (DEWIR et al., 2006; NOCTOR et al., 2015).

### **2.4.3 Sistema de defesa antioxidante**

Para lidar com o estresse oxidativo, as plantas desenvolveram vários mecanismos antioxidantes de defesa, interrompendo as cascatas de oxidação descontrolada (GRATÃO et al., 2005; PANG; WANG, 2008). De fato, durante o estresse salino, ocorre a indução ou o estímulo de sistemas capazes de prevenir a oxidação descontrolada, aos quais incluem enzimas chaves como a superóxido dismutase (SOD, EC 1.15.1.1), que dismuta  $O_2^{\cdot-}$  a  $H_2O_2$ . Subsequentemente, glutathione redutase (GR, EC 1.6.4.2), catalase (CAT, 1.11.1.6), glutathione peroxidase (GPX, EC 1.11.1.9), ascorbate peroxidase (APX, EC 1.11.1.11) e outras peroxidases agem contra o  $H_2O_2$  (GRATÃO et al., 2005, HIPPLER et al. 2015; LIU et al. 2015). Mecanismos não enzimáticos

também podem operar nesta defesa, incluindo antioxidantes como o ascorbato (AsA) e a glutatona (GSH), assim como vitaminas, flavonoides, alcaloides, carotenóides e osmólitos compatíveis como a prolina (GRATÃO et al. 2005; AHMAD et al. 2010; SZABADOS; SAVOURÉ, 2010; FOYER; NOCTOR, 2013; SOUZA et al. 2013).

#### **2.4.3.1 Prolina**

O ajuste osmótico é uma das principais respostas das plantas ao estresse hídrico e está correlacionado ao grau de tolerância ao estresse. Neste mecanismo, ocorre a biossíntese e o acúmulo de solutos compatíveis, como a prolina, que age na manutenção do equilíbrio hídrico e na preservação da integridade celular de proteínas, enzimas e membranas (PARIDA; DAS, 2005; ABDUL JALEEL et al., 2007).

A prolina é um composto que auxilia na tolerância aos efeitos oxidativo dos estresses abióticos, estabilizando a estrutura das macromoléculas e organelas (GIRIJA et al., 2002). Segundo Jain et al. (2001), quando as plantas são submetidas à condições de salinidade, a prolina atua contra o efeito da peroxidação lipídica das membranas celulares. Essa atuação se dá devido a mesma apresentar um anel pirrolina que lhe confere baixa capacidade de ceder elétrons, formando-se um complexo de transferência de carga sequestrando o O<sub>2</sub> livre, e conseqüentemente atuando na redução da produção de íons superóxido (REDDY et al., 2004). Por ser classificada como um aminoácido pela presença de grupo funcional carboxil e um grupo imino secundário, atua, na proteção da integridade de proteínas e aumenta a atividade de diferentes enzimas, sendo considerada como molécula osmoprotetora em muitas plantas (KISHOR et al., 2005; VALLIYODAN; NGUYEN, 2006; SZABADOS; SAVOURÉ, 2010).

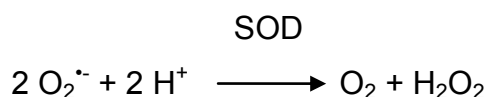
Além disso, a prolina pode agir como uma molécula de sinalização para modular funções mitocondriais, multiplicação ou morte celular e influenciar na expressão de genes específicos que podem ser essenciais para o restabelecimento da planta durante o estresse (SZABADOS; SAVOURÉ, 2010).

### 2.4.3.2 Enzimas Antioxidantes

#### 2.4.3.2.1 Superoxido Dismutase – SOD (EC 1.15.1.1)

A SOD é a enzima que atua na primeira linha de defesa contra os danos causados pelas ERO, além de ser uma das enzimas antioxidantes intracelulares mais eficazes em todos os organismos aeróbicos (GILL; TUTEJA, 2010).

A SOD remove o  $O_2^{\cdot-}$  diminuindo o risco de formação  $OH^{\cdot}$  no interior da célula através da catalisação da sua dismutação, onde um  $O_2^{\cdot-}$  é reduzido a  $H_2O_2$  e outro, oxidado a  $O_2$  (Figura 1). Existem diferentes isoformas de SOD, que nas plantas superiores são classificadas de acordo com seus cofatores de metal conhecidos: a cobre/zinco SOD (Cu/ZnSOD), a manganês SOD (Mn-SOD) e a ferro SOD (Fe-SOD) (ALSCHER et al., 2002; MITTLER, 2002; GILL; TUTEJA, 2010). A Cu/ZnSOD está presente nos cloroplastos, peroxissomos, citosol e no espaço extracelular; a MnSOD, presente nas mitocôndrias e peroxissomos, e a FeSOD, nos cloroplastos (ALSCHER et al., 2002; CAVALCANTI et al., 2004).



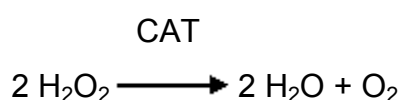
**Figura 1:** Formação de peróxido de hidrogênio a partir de radicais superóxidos e reação catalisada pela SOD.

A atividade da SOD tem sido relatada em plantas expostas a vários estresses ambientais, onde o aumento da sua atividade está diretamente correlacionado com o aumento da tolerância da planta contra agressões ambientais (GUPTA et al., 1993; MISHRA et al. 2011).

#### 2.4.3.2.2 Catalase - CAT (EC 1.11.1.6)

A CAT é uma das principais enzimas responsáveis pela eliminação de  $\text{H}_2\text{O}_2$  gerado durante a fotorrespiração e  $\beta$ -oxidação dos ácidos graxos, encontrada principalmente nos peroxissomas, glioxissomos, citosol e mitocôndrias (PERL-TREVES; PERL, 2002; HELDT; HELDT, 2005; REUMANN; WEBER, 2006; DUBEY, 2010).

As plantas apresentam diferentes isoformas da enzima CAT, sendo as principais enzimas de desintoxicação do  $\text{H}_2\text{O}_2$  em plantas, podendo dismutar diretamente  $\text{H}_2\text{O}_2$  (Figura 2) e oxidar substratos, incluindo o metanol, etanol, formaldeído e ácido fórmico (BREUSEGEM et al., 2001).



**Figura 2:** degradação do peróxido de hidrogênio catalisada pela CAT.

A CAT pode ser dividida em três classes: a CAT 1 que remove o  $\text{H}_2\text{O}_2$  produzido durante a fotorrespiração nos tecidos fotossintéticos; a CAT 2, presente em tecidos vasculares, porém com função biológica ainda desconhecida; CAT 3, presente em sementes e plantas jovens, e associada com a remoção do  $\text{H}_2\text{O}_2$  produzido durante a degradação dos ácidos graxos no glioxissoma. (BREUSEGEM et al., 2001; GARG; MANCHANDA, 2009; GILL; TUTEJA, 2010; SHARMA, 2012).

Como a CAT degrada o  $\text{H}_2\text{O}_2$  sem precisar de equivalentes redutores, esta enzima pode fornecer as plantas uma forma energeticamente eficiente para remover estas EROs (DAT et al., 2000). Assim, a efetiva atividade da CAT só ocorre em altas concentrações de  $\text{H}_2\text{O}_2$  (MITTLER, 2002; GECHEV et al., 2006; DUBEY, 2010).

#### **2.4.3.2.3 Ascorbato Peroxidase - APX (EC 1.11.1.11)**

A APX é classificada como uma heme peroxidase, pois contém ferro no seu grupo heme prostético para exercer sua atividade enzimática, podendo ser encontrada sob várias isoformas nos diferentes compartimentos celulares: citosol (cAPX), mitocôndria (miAPX), peroxissomos/glioxissomos (mAPX) e

cloroplastos (chlAPX) (DABROWSKA et al., 2007; FOYER;NOCTOR, 2009; HERNANDEZ-GARCIA et al., 2010). No caso dos cloroplastos, a APX ocorre sob duas isoformas, uma encontrada na membrana do tilacóide (tAPX) e a outra, no estroma (sAPX).

A APX atua na desintoxicação do  $H_2O_2$  reduzindo-o a  $H_2O$  (Figura 3). A desintoxicação realizada pela APX ocorre com a oxidação de ascorbato que resulta em monodeidroascorbato (MDHA) e  $H_2O$ . Essas reações formam uma das vias antioxidantes mais importantes presentes nas plantas, o ciclo da ascorbato-glutationa. Nas plantas o ciclo ascorbato-glutationa tem como principal papel a proteção dos compartimentos celulares contra danos oxidativo causados pelas ERO (JIMÉNEZ et al., 1997).



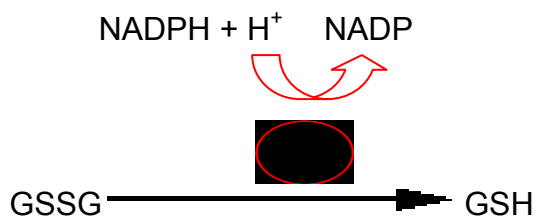
**Figura 3:** Degradação do peróxido de hidrogênio catalisada pela APX.

A APX é uma das principais enzimas na eliminação rápida  $H_2O_2$  prevenindo os danos oxidativos (LOCATO et al., 2010) Ao contrário da CAT, que atua quando as plantas estão sob alto estresse, a APX atua na fina modulação do  $H_2O_2$  quando essas ERO se encontram em baixas concentrações (MITLLER, 2002).

#### **2.4.3.2.4 Glutationa Redutase – GR (EC 1.6.4.2)**

A GR é responsável por catalizar a redução da GSSG (glutationa oxidada) a GSH (glutationa reduzida) (Figura 4), mantendo uma alta proporção celular GSH/GSSG (APEL; HIRT 2004). A GR pertence a ao grupo das flavoenzimas que contem um grupo dissulfeto essencial (GHISLA; MASSEY, 1989).





**Figura 4:** Formação de GSH a partir de GSSG em reação catalisada pela GR.

A GR pode ser encontrada tanto em cloroplasto quanto em mitocôndria, mas sua síntese ocorre no citoplasma da célula de onde é direcionada para as organelas (MULLINEAUX; CREISSEN, 1997). A GR é de ocorrência quase universal, distribuída em procariotos e eucariotos, desde bactérias heterotróficas e fotossintetizantes até plantas e animais superiores (FOYER et al., 1997). Embora esteja localizado nos cloroplastos, citosol, mitocôndrias e peroxissomos, cerca de 80% da atividade GR em tecidos fotossintetizantes é contabilizada pelas isoformas cloroplasmáticas (EDWARDS et al. 1990). A GR, bem como a APX, são componentes importantes do ciclo ascorbato-glutationa, que é responsável pela remoção do  $\text{H}_2\text{O}_2$ , em diferentes compartimentos celulares (FOYER; NOCTOR, 2005).

## 2.5 Estratégia para manejo de água salina na irrigação

Vários estudos foram desenvolvidos com diferentes tecnologias para o aproveitamento de águas salinas na produção de alimentos. Dentre inúmeras tecnologias, o sistema de divisão do sistema radicular em duas ou mais partes já vem sendo estudado em diversas culturas, com ênfase para o aumento na eficiência do uso da água (SUN et al., 2013).

A alternância fisiológica e morfológica das plantas sob irrigação da zona parcial do sistema radicular pode trazer mais benefícios para as culturas do que a melhoria da eficiência do uso da água (KANG; ZHANG, 2004).

A divisão do sistema radicular é uma técnica aplicável para utilização de águas salinas, embora o sucesso deste sistema seja fortemente dependente do nível de salinidade e o intervalo de exposição das raízes aos sais da solução

nutritiva e da água salina (KOUSHAFAR et al., 2011). Apesar de esta apresentar-se promissora, ainda é necessário o desenvolvimento de mais estudos, principalmente para avaliar as respostas fisiológicas e bioquímicas das plantas submetidas a estresse salino neste sistema de cultivo.

O uso desta tecnologia pode apresentar-se como uma possível alternativa para o manejo da irrigação de plantas em condições em que o uso de água salina seja inevitável. Pois, quando parte do sistema radicular das plantas fica exposto ao meio salino, a redução na absorção de água pelas raízes sob estresse é compensada pelo aumento na absorção pelas raízes mantidas sob baixa salinidade, mantendo a transpiração, a condutância estomática e a fotossíntese (BAZIHIZINA et al., 2012).

Desta forma, a principal hipótese deste trabalho é que, sob estresse salino parcial do sistema radicular, possivelmente as plantas mantenham seu processo fisiológico e bioquímico normal, e, assim, apresentem maior tolerância ao estresse salino.

### **3. MATERIAL E MÉTODOS**

#### **3.1. Localização e caracterização da área experimental**

O experimento foi desenvolvido, no Departamento de Ciências Ambientais e Tecnológicas da Universidade Federal Rural do Semi-Árido (UFERSA), em Mossoró, RN (05°11' S, 37°20' W e 18 m de altitude). O clima da região, na classificação de Köppen, é do tipo BSw<sup>h</sup>, (quente e seco), com precipitação pluviométrica bastante irregular, média anual de 673,9 mm; temperatura média de 27°C e umidade relativa do ar média de 68,9% (CARMO FILHO; OLIVEIRA, 1995).

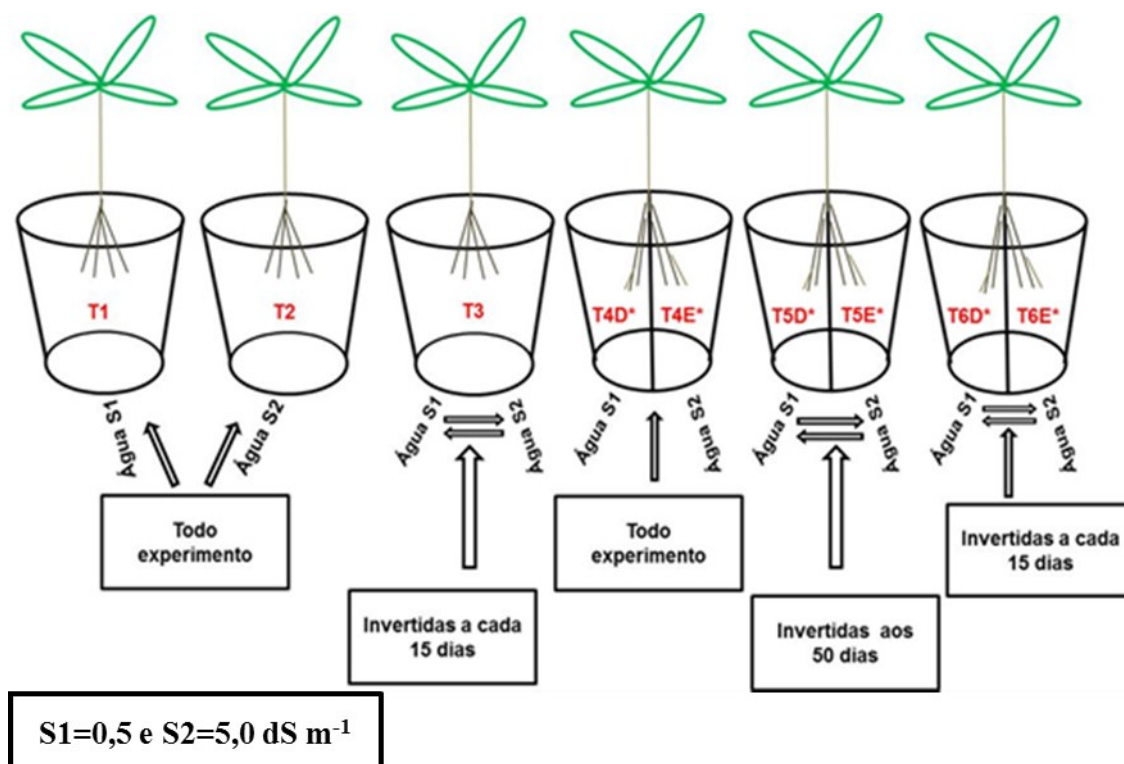
O experimento foi conduzido em estufa com cobertura de polietileno de baixa densidade (PEBD) transparente com 0,10 mm de espessura, tratada contra a ação de raios ultravioletas e em formato tipo arco, com 6,40 m de largura e 22,5 m de comprimento. As paredes laterais e frontais foram confeccionadas com telas anti-afídeos e rodapé de 0,30 m em concreto

armado. A estrutura experimental foi provida de energia elétrica e de abastecimento de água de boa qualidade para fins de irrigação.

### 3.2. Tratamentos e delineamento experimental

O delineamento estatístico inteiramente casualizado foi utilizado no experimento, com 6 tratamentos e quatro repetições, totalizando 24 unidades experimentais, representadas por um vaso plástico com capacidade para 10 dm<sup>3</sup> de substrato com uma planta por vaso.

Os tratamentos foram adotados utilizando dois níveis de salinidade da água de irrigação (S1-0,5 e S2-5,0 dS m<sup>-1</sup>), com ou sem divisão do sistema radicular, conforme descrição a seguir: T1 – Irrigação utilizando água do sistema de abastecimento do campus (0,5 dS m<sup>-1</sup>); T2 – Irrigação utilizando água de salinidade (5,0 dS m<sup>-1</sup>); T3- Irrigação utilizando os dois tipos de águas (0,5/5,0 dS m<sup>-1</sup>); T4\*, T5\* e T6\* – Irrigação utilizando os dois tipos de águas (0,5/5,0 dS m<sup>-1</sup>), com divisão do sistema radicular (figura 1).



**Figura 5:** Esquema demonstrativo da aplicação de cada tratamento.

O sistema de divisão das raízes foi adotado nos tratamentos T4, T5 e T6, utilizando um saco plástico dentro do vaso para fazer a divisão do sistema radicular, e assim realizar o manejo desejado (Figura 2).



**Figura 6:** Sistema do vaso para a adoção da divisão parcial da raiz em tomateiro.

A escolha dos níveis de salinidade deve-se às condutividades elétricas apresentadas pelas águas disponíveis para irrigação, na região onde o experimento foi conduzido (MEDEIROS et al., 2003; COSTA, 2008). De acordo com Ayers e Westcot, (1999), o tomateiro tem um valor de salinidade limiar de  $2,5 \text{ dS m}^{-1}$ , expresso em termos de condutividade elétrica. No entanto, alguns trabalhos demonstram relatos de tolerância à salinidade superior, com obtenção de valores de salinidade limiar de  $3,17$  e  $3,69 \text{ dS m}^{-1}$  (ELOI et al., 2011; SILVA et al., 2013).

A água com salinidade de  $5,0 \text{ ds m}^{-1}$  foi obtida pela dissolução de cloreto de sódio (NaCl) em água coletada no sistema de abastecimento da UFERSA. A quantidade que foi dissolvida para a obtenção da condutividade elétrica de  $5,0 \text{ dS m}^{-1}$  foi definida a partir de uma curva de salinização artificial da água, correlacionando a concentração de sais com condutividade elétrica da água, a partir da equação de Richards (1954) ( $C = 640.CEa$ ), em que: C é a concentração de sais ( $\text{mg L}^{-1}$ ) e CEa é a condutividade elétrica da solução ( $\text{dS m}^{-1}$ ). Para este procedimento, amostras de água do sistema de abastecimento do Campus da UFERSA foram utilizadas, considerando a condutividade elétrica natural da mesma.

### 3.3 Plantio e condução das plantas

O híbrido de tomate SUPERA F1, pertencente ao grupo Saladete, com hábito de crescimento determinado, foi utilizado por apresentar alto potencial produtivo, ciclo precoce e por ser um dos mais cultivados na região onde a pesquisa foi desenvolvida. No transplântio das mudas foi realizado o revolvimento das partículas de substrato, independente do tratamento adotado. Em seguida, o desponte da raiz principal e a divisão das demais raízes foram realizados buscando promover a mesma quantidade de raízes em ambos os lados dos vasos. Os vasos foram dispostos em 4 fileiras contendo 6 vasos cada, distribuídos no espaçamento de 1,5 m entre fileiras e 0,70 m em plantas na fileira. Nos 10 primeiros dias após o transplântio (DAT), todos os tratamentos foram irrigados utilizando água de menor salinidade, de modo a promover um desenvolvimento uniforme das mudas. A partir dos 11 DAT foi iniciada a aplicação dos tratamentos referentes aos níveis de salinidades de acordo com os tratamentos estudados.

### **3.4 Manejo da Irrigação e Fertirrigação**

O sistema de irrigação por gotejamento foi adotado, utilizando emissores do tipo microtubos, os quais foram previamente avaliados sob condições normais de operação. Os emissores foram acoplados às linhas laterais de 16 mm (tubos de polietileno), onde foram instalados microrregistros, com os quais foi possível aplicar o volume de água diferenciadamente. Para cada tipo de água foi utilizado um sistema de irrigação independente, formado por um motobomba e um reservatório (caixa d'água com capacidade para 500 L), mangueiras (16 mm) e espaguete de pvc com comprimento de 0,50 m, e uma vazão média de 7,8 L/h.

A aplicação dos fertilizantes foi realizada via água de irrigação, diariamente seguindo-se recomendação de Miranda et al. (2011). No preparo das soluções nutritivas, os seguintes fertilizantes foram utilizados: nitrato de cálcio (1740 g/2000 L), nitrato de potássio (606 g/2000 L), sulfato de potássio (348 g/2000 L), sulfato de magnésio (650 g/2000 L), fosfato monopotássico 480 g/2000 L), ferro quelatizado (94 g/2000 L), sulfato de manganês (7,6 g/2000 L),

sulfato de cobre (3 g/2000 L), sulfato de zinco (2,8 g/2000 L), ácido bórico (8,2 g/2000 L) e molibdato de sódio (0,26 g/2000 L).

### **3.5. Análise dos parâmetros avaliados**

#### **3.5.1 Análise de crescimento**

Aos 120 dias após o transplântio as seguintes variáveis foram avaliadas: número de folhas, contabilizadas apenas as folhas definitivas; área foliar (cm<sup>2</sup>), determinada a partir de medidas lineares de comprimento e maior largura do limbo foliar (BLANCO e FOLEGATTI 2003); altura de planta (cm) e diâmetro do caule (mm). Para medidas de massa seca, as plantas foram coletadas e separadas em folhas, caule, fruto e raiz e em seguida colocadas por 72 horas a 70 °C em estufa. As medidas de massa seca foram realizadas utilizando-se uma balança analítica com precisão de 0,01 g.

#### **3.5.2 Análise de rendimento e qualidade de frutos**

As coletas foram realizadas quando os frutos apresentaram ponto de colheita comercial a partir dos 100 dias após transplântio para obtenção de frutos fisiologicamente maduros, onde foram analisados os seguintes parâmetros de rendimento: número de frutos por planta, massa fresca de fruto, diâmetro transversal de fruto, diâmetro longitudinal de fruto e produção de frutos.

Aos 120 dias após o transplântio, as plantas foram coletadas e os frutos com padrão comercial foram analisados quanto aos principais parâmetros de qualidade: firmeza da polpa do fruto avaliada por meio de um penetrômetro digital MCCORMICK e os valores expressos em Newton; teor de sólidos solúveis – determinados com o auxílio de refratômetro digital ATAGO PR-1000; acidez titulável - determinada por titulometria; relação sólidos solúveis/acidez titulável; pH – determinado com o auxílio de um potenciômetro digital modelo DMPH-2 Digimed; vitamina C – determinada por titulometria de neutralização

com solução de DFI (2,6 diclorofenolindofenol 0,02%); coloração de frutos – determinada através do colorímetro digital KONICA MINOLTA; licopeno e  $\beta$ -caroteno – determinados pelo método de Nagata e Yamashita (1992).

### **3.5.3 Análises bioquímicas**

#### **3.5.3.1 Peroxidação lipídica**

A caracterização do estresse oxidativo foi realizada através da quantificação do teor de substâncias reativas ao ácido (TBARS) como produtos finais do processo de peroxidação de lipídios. As amostras (0,2 g) foram maceradas com 2 mL de ácido tricloroacético (TCA) 0,1% com aproximadamente 20% de polivinil poliporridona (PVPP). Após a completa homogeneização 1,4 mL foi transferido para tubo eppendorf e centrifugados a 10.000 rpm por 5 minutos.

Do sobrenadante foi retirado 250  $\mu$ l e adicionados 1 mL de TCA (20%) contendo 0,5% de ácido tiobarbitúrico (TBA). A mistura foi deixada em banho-seco a 95° C durante 30 minutos e resfriada em gelo por 10 minutos logo em seguida. As amostras foram centrifugadas a 10.000 rpm durante 10 minutos com o intuito de separar os resíduos formados durante o aquecimento e também para clarificar um pouco a coloração. As leituras foram realizadas em espectrofômetro a 535 e 600 nm. O teor de MDA foi calculado conforme a equação específica para a reação e os resultados expressos em  $\mu$ mol/mg de tecido fresco (SHIMIZU et al., 2006).

#### **3.5.3.2 Prolina**

Os teores de prolina livre foram determinados de acordo com o método descrito por Bates et al. (1973), que consiste em homogeneizar 0,5 g de massa fresca do material vegetal em 10 ml de ácido sulfossalicílico 3%. A solução homogeneizada foi submetida a duas filtragens para eliminação de interferentes e diluída com ninhidrina ácida. Para o preparo da ninhidrina ácida

dissolveu-se 1,25g de ninhidrina (C<sub>9</sub>H<sub>4</sub>O<sub>3</sub>.H<sub>2</sub>O) em 30 ml de ácido acético glacial PA (CH<sub>3</sub>COOH) e 20 ml de ácido fosfórico 6M. Em tubos de ensaio foram colocados 2 ml do extrato filtrado que reagiram com 2 ml de ninhidrina ácida e 2 ml de ácido acético glacial, por 60 minutos em banho-maria à 100°C. Após esse tempo, o tubo de ensaio foi colocado em um recipiente com gelo para finalizar a reação, em seguida foram adicionados 4 ml de tolueno PA e a solução foi homogeneizada agitando-se por 15 a 20 segundos.

A leitura da absorbância das amostras foi realizada em espectrofotômetro no comprimento de onda 520 nm. Para a curva de padronização, utilizou-se solução estoque de prolina na concentração de 1mM de prolina PA e diluições seriadas em água destilada. Os teores de prolina livre foram expressos em µmol de prolina por grama de massa fresca.

### **3.5.3.3 Análises do sistema antioxidante**

As amostras de material vegetal (raízes, folhas e frutos) previamente coletadas e estocadas em freezer - 80°C foram maceradas em N<sub>2</sub> líquido e homogeneizadas em tampão fosfato de potássio 100 mM (pH 7,5) contendo 1 mM de ácido etileno diamino tetracético (EDTA), 3 mM de ditioneitol (DTT) e 4% de polivinil polipirrolidona (PVPP). A mistura foi centrifugada a 10.000 g por 30 min a 4°C. O sobrenadante foi dividido em alíquotas, mantidas a -80°C e utilizadas nos ensaios enzimáticos (AZEVEDO et al., 1998). A quantificação das proteínas solúveis totais foi realizada conforme Bradford (1976).

#### **3.5.3.3.1 Superóxido Dismutase – SOD (EC 1.15.1.1)**

A atividade da SOD foi determinada em espectrofotômetro, onde a reação foi conduzida em uma câmara de reação (caixa), sob iluminação de lâmpada fluorescente de 15 W a 25°C. A mistura da reação consistiu de uma solução contendo 50 µl da amostra extraída em um meio de reação de 5 ml, contendo tampão fosfato de sódio, metionina, NBT, EDTA e riboflavina. A reação foi



colocada no interior da caixa evitando qualquer tipo de iluminação. Posteriormente, a iluminação no interior da caixa foi aplicada por 5 minutos, para a formação do composto blue formazana pela fotorreação do NBT. As leituras foram realizadas a 560 nm, (GIANNOPOLITIS; RIES, 1977). Os resultados da atividade foram expressos em U SOD/mg de proteína.

#### **3.5.3.3.2. Catalase - CAT (EC 1.11.1.6)**

A atividade da CAT foi determinada através de uma mistura de reação contendo 1mL de tampão fosfato de potássio 100 mM pH 7,5 e 2,5  $\mu\text{L}$   $\text{H}_2\text{O}_2$  30%, adicionando-se 30, 100 e 50  $\mu\text{L}$  de extrato protéico de folhas, frutos e raízes respectivamente, e a atividade determinada pela decomposição do  $\text{H}_2\text{O}_2$  por 1 min, em espectrofotômetro (240 nm), a 25 °C (CAKMAK; HORST, 1991). Os resultados foram expressos em  $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$  de proteína.

#### **3.5.3.3.3 Ascorbato Peroxidase - APX (EC 1.11.1.11)**

A atividade da APX foi realizada por método espectrofotométrico, com leituras a 290 nm. A mistura de reação consistiu de uma solução contendo 650  $\mu\text{L}$  tampão fosfato de potássio 80 Mm pH 7,0; 100  $\mu\text{L}$  ascorbato 5 mM; 100  $\mu\text{L}$   $\text{H}_2\text{O}_2$  1 mM e 50  $\mu\text{L}$  de extrato para folhas e raízes, permanecendo em banho a 30 °C, sendo acrescido em seguida o  $\text{H}_2\text{O}_2$  e posteriormente foram realizadas as leituras(CAKMAK; HORST, 1991). Os resultados foram expressos em nMol/min/mg de proteína.

#### **3.5.3.3.4 Glutathione Redutase - GR (EC 1.6.4.2)**

A atividade da GR foi determinada em espectrofotômetro (412 nm) a 30 °C. A uma solução de reação (3mL de tampão fosfato de potássio 100 mM pH 7,5; 1,5 mL 5,5'-dithio-bis (2-ácido nitrobenzóico) (DTNB); 1 mM de glutathione

oxidada e 0,1 mM NADPH) foram adicionados 50  $\mu$ L de extrato para folhas, frutos e raízes. A atividade da GR foi estimada pela redução da glutathiona oxidada (AZEVEDO et al., 1998). Os resultados foram expressos em  $\mu$ mol/min/mg de proteína.

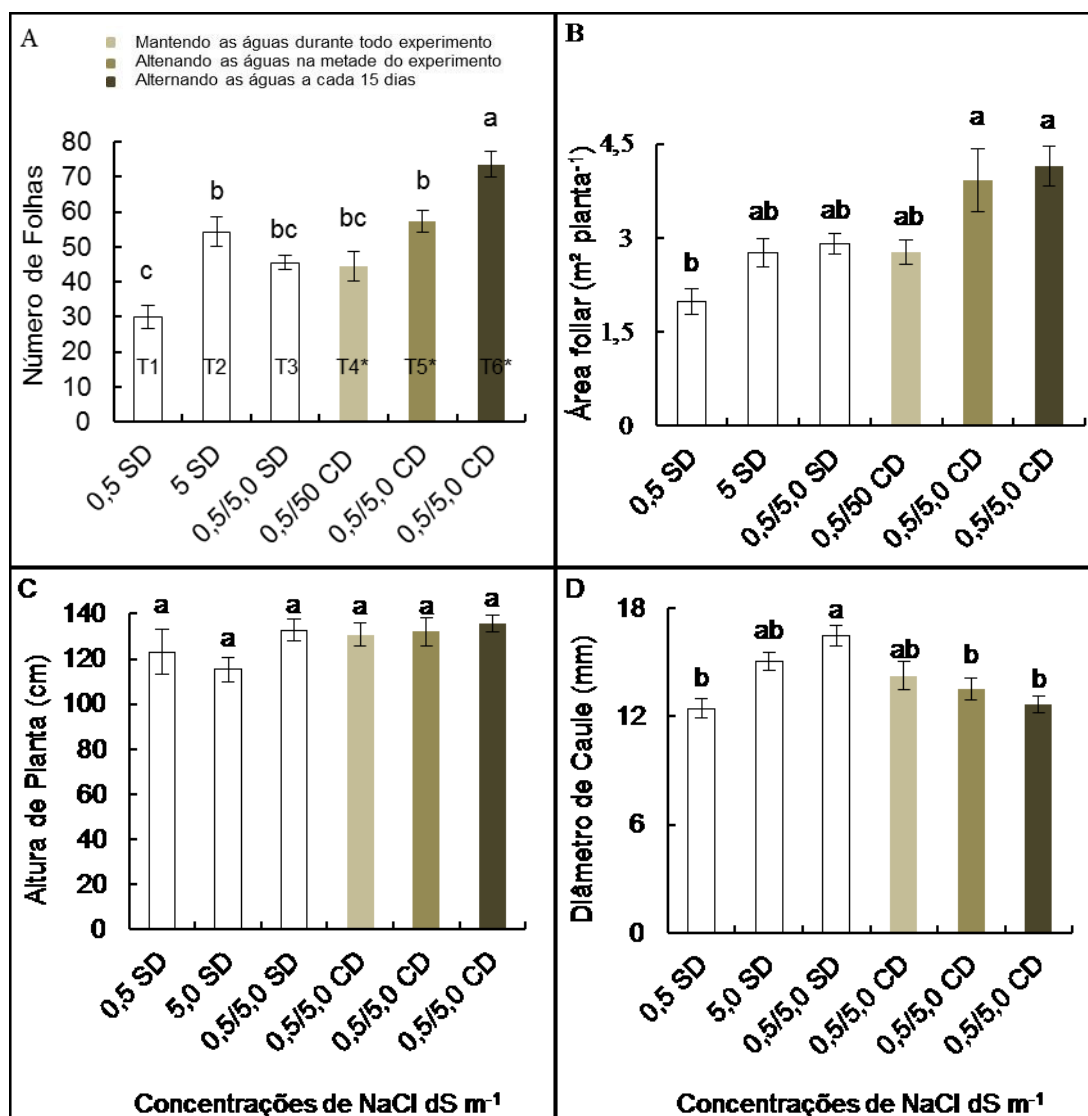
### **3.6. Análise dos resultados**

Os resultados foram submetidos a análise de variância e as variáveis que apresentaram resposta significativa aos tratamentos foram submetidas ao teste de comparação de médias, aplicando-se o teste Tukey a 5% de probabilidade. As análises estatísticas foram realizadas utilizando o sistema computacional de análise de variância, Sisvar 5.3 (FERREIRA, 2011).

## **4. RESULTADOS**

### **4.1 Crescimento das plantas**

As variáveis número de folhas (NF), área foliar (AF), diâmetro do caule (DC), massa seca de folha (MSF), massa seca de caule (MSC), massa seca de raiz (MSR), massa seca de fruto (MSFR) e massa seca total (MST) foram afetadas significativamente pelos tratamentos. No entanto, a altura da planta (ALT), não apresentou resposta significativa (Figura 7 e 8).



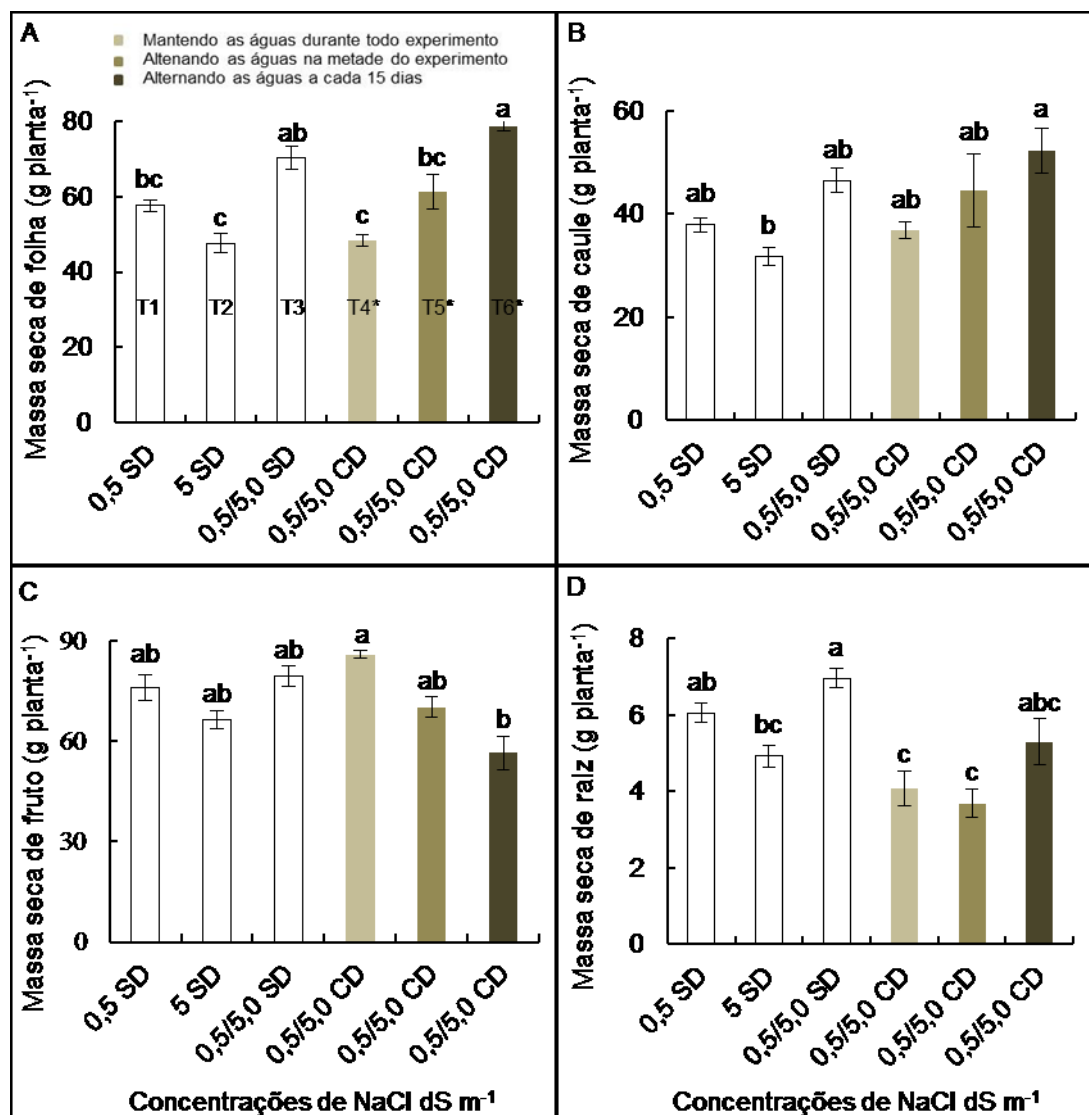
**Figura 7:** Número de folhas (A) área foliar (B), altura de planta (C), diâmetro de caule (D) de plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz. \*SD = Sem Divisão de Raiz; CD = Com Divisão de Raiz; \*\* T1, T2, T3, T4\*, T5\* E T6\* representam os tratamentos adotados.

O número de folhas foi afetado significativamente pelos tratamentos, sendo que o tratamento T6\* foi o que apresentou maior NF (73), demonstrando um aumento de 145% em relação ao tratamento controle (Figura 7A). Desta forma, houve um maior crescimento vegetativo neste tratamento do que nos demais tratamentos utilizados.

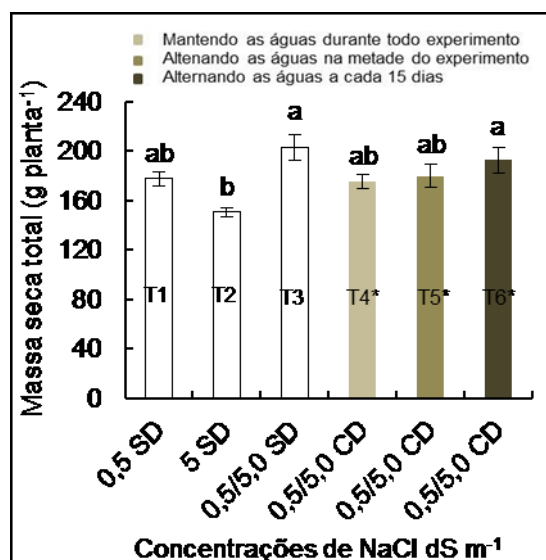
Para área foliar (Figura 7B), os tratamentos T2, T3, T4\*, T5\* e T6\* não diferiram entre si, apresentando os seguintes valores (2,76; 2,90; 2,77; 3,92 e 4,14 m<sup>2</sup> planta<sup>-1</sup> respectivamente). Apenas os tratamentos T5\* e T6\* diferiram do tratamento T1, com aumentos de AF de 97 e 108% respectivamente.

Não houve diferença significativa entre os tratamentos T1, T2, T3, T4\*, T5\* e T6\* para a altura de plantas obtendo-se os valores médios de (123,00; 115,25; 132,75; 130,75; 132,00 e 135,50 cm respectivamente) (Figura 7C).

Para diâmetro do caule (Figura 7D), foi observado que apenas o tratamento T3 apresentou diferença do tratamento T1, que teve um aumento em DC de 32,6% quando comparados entre si.



**Figura 8:** massa seca de folha (A), massa seca de caule (B), massa seca de fruto (C) e massa seca de raiz (D) de plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz. \*SD = Sem Divisão de Raiz; CD = Com Divisão de Raiz; \*\* T1, T2, T3, T4\*, T5\* E T6\* representam os tratamentos adotados.



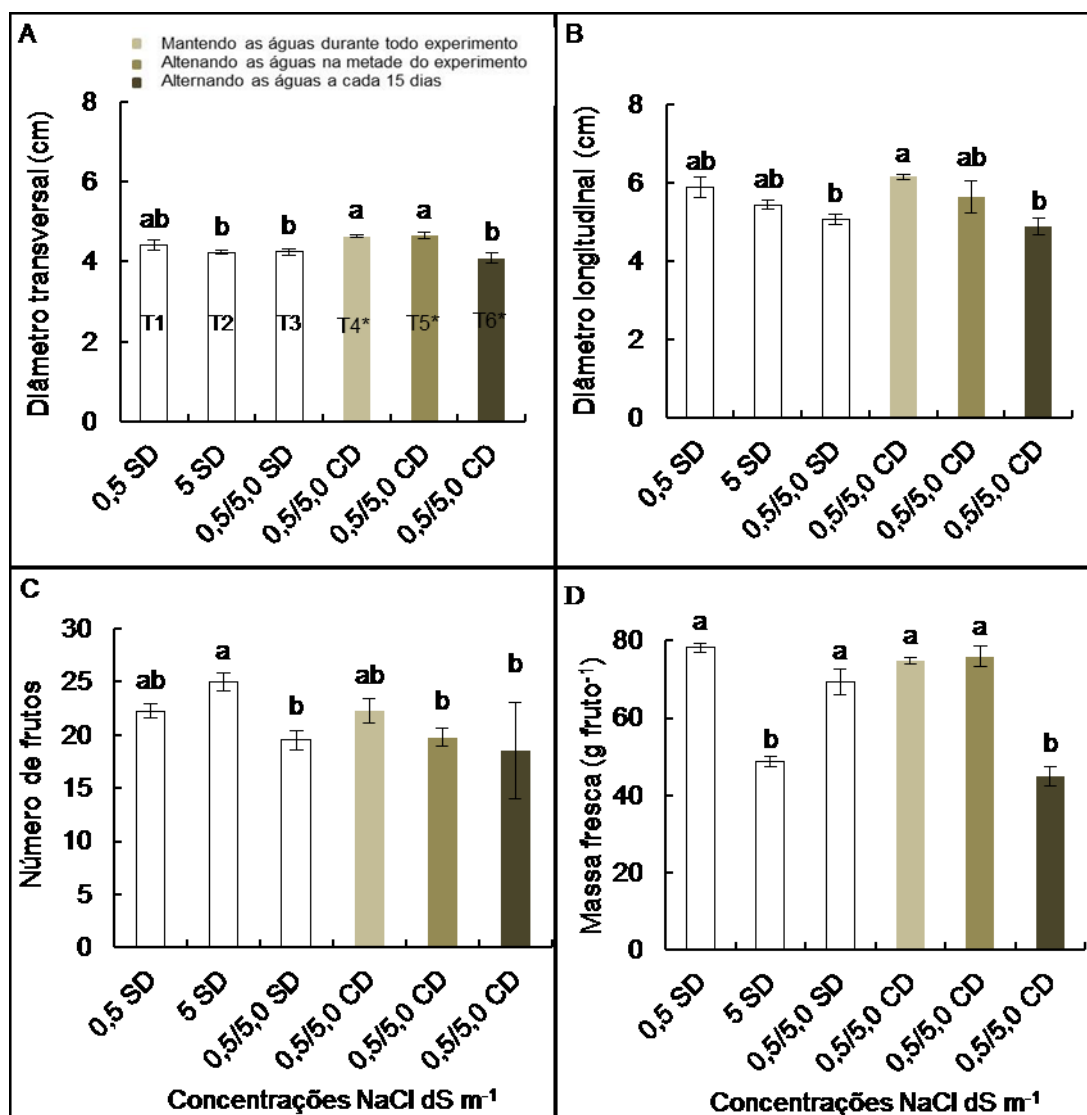
**Figura 9:** Massa seca total de plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz. \*SD = Sem Divisão de Raiz; CD = Com Divisão de Raiz; \*\* T1, T2, T3, T4\*, T5\* E T6\* representam os tratamentos adotados.

Para análises de MSF, observou-se que os tratamentos com maiores valores foram o T3 e T6\* (70,26 e 78,79 g planta<sup>-1</sup>, respectivamente). Além disso, os tratamentos T2, T3, T4\* e T5\* apresentaram resultados semelhantes ao tratamento T1 (controle), destacando-se apenas o T6 com resultado superior ao T1 (Figura 8A). No caule, a massa seca foi semelhante para todos os tratamentos T2, T3, T4\*, T5\* e T6\* quando comparados ao tratamento T1, com diferença apenas entre os tratamentos T2(31,71 g planta<sup>-1</sup>) e T6\* (52,27 g planta<sup>-1</sup>) (Figura 8B). Resposta semelhante foi observada para MSFR, onde todos os tratamentos T2, T3, T4\*, T5\* e T6\* apresentaram MSFR similar ao controle (Figura 8C). Para a MSR, observou-se que os tratamentos T2, T3 e T6\*, apresentaram resultado igual ao T1, não diferindo entre si. No entanto, os tratamentos T4\* (4,09 g planta<sup>-1</sup>) e T5\* (3,69 g planta<sup>-1</sup>), apresentaram valores de massa seca inferiores ao T1 (6,06 g planta<sup>-1</sup>) (Figura 8D). Para a MST foi observada resposta semelhante a MSC e MSFR, em que todos os tratamentos T2, T3, T4\*, T5\* e T6\* não diferiram do tratamento T1(Figura 9).

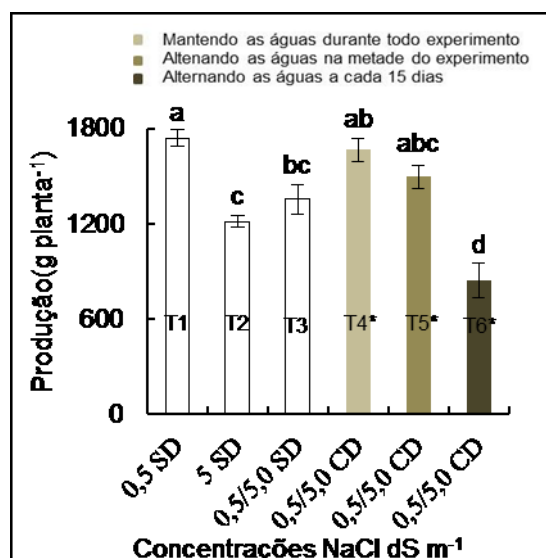
## 4.2 Rendimento e qualidade de frutos

As variáveis diâmetro transversal (DTRAN), diâmetro longitudinal (DLONG), número de frutos (NFR), massa fresca de fruto (MFFR), produção (PROD), pH (pH), sólidos solúveis totais (SST), acidez titulável (AT), vitamina C (VIT C), relação de cor (CORa/CORb), acidez titulável (AT), licopeno (LP) e  $\beta$ -caroteno ( $\beta$ T) apresentaram respostas significativas.

#### 4.2.1 Rendimento



**Figura 10:** Diâmetro transversal de fruto (A), diâmetro longitudinal de fruto (B), número de frutos (C) e massa fresca de frutos (D) em plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz. \*SD = Sem Divisão de Raiz; CD = Com Divisão de Raiz; \*\* T1, T2, T3, T4\*, T5\* E T6\* representam os tratamentos adotados.



**Figura 11:** Produção de frutos de tomateiro irrigados com água salina sob divisão parcial da raiz. \*SD = Sem Divisão de Raiz; CD = Com Divisão de Raiz; \*\* T1, T2, T3, T4\*, T5\* E T6\* representam os tratamentos adotados.

Para o diâmetro transversal do fruto (DTRAN), os tratamentos T1, T4\* e T5\* apresentaram os maiores valores, (4,42; 4,64 e 4,66 cm fruto<sup>-1</sup>, respectivamente), não os diferindo entre si, demonstrando que a divisão parcial do sistema radicular teve a mesma eficiência que o tratamento controle (T1) (Figura 10A).

Já para o DLONG (Figura 10B), observou-se que os tratamentos T1, T2, T4\* e T5\* não diferiram entre si, apresentando os maiores valores (5,88; 5,43; 6,15 e 5,64 cm fruto<sup>-1</sup>, respectivamente).

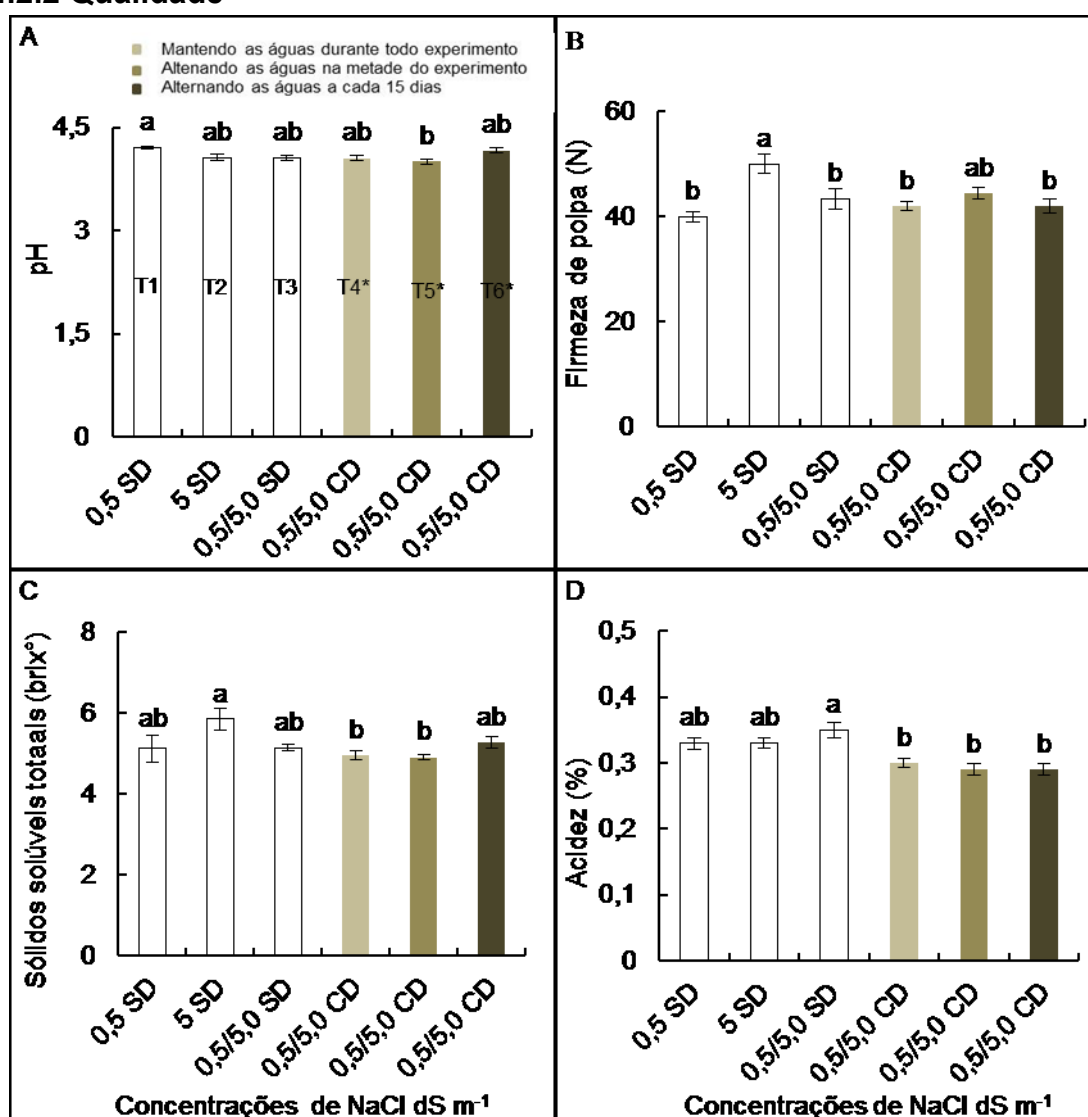
O NFR (Figura 10C) não foi afetado pela salinidade nos tratamentos em que as plantas foram irrigadas apenas com um tipo de água durante todo o ciclo. Os tratamentos T1, T2 e T4\* não diferiram entre si, apresentando valores médios de 22,2; 25,0 e 22,2 frutos planta<sup>-1</sup>, respectivamente, enquanto, os menores valores foram obtidos pelos tratamentos T3, T5\* e T6\* (19,5; 19,75 e 18,5 frutos planta<sup>-1</sup>).

Os tratamentos T1, T3, T4\* e T5\* não diferiram estatisticamente entre si e apresentaram os maiores valores para MFFR, com 78,27; 69,46; 74,83 e 76,00 g fruto<sup>-1</sup>, respectivamente. Além disso, entre os tratamentos com divisão parcial do sistema radicular, o T6\* apresentou uma redução de 39,94 e 40,86% em relação aos tratamentos T4\* e T5\*, respectivamente. Nesta variável, o nível

salino (S2) quando aplicado de forma isolada (T2) reduziu drasticamente a MFFR (Figura 10D).

Com relação à PROD (Figura 11), as maiores produções ocorreram nos tratamentos T1, T4\* e T5\* (1.739,64; 1.663,29 e 1.495,23 g planta<sup>-1</sup>, respectivamente). Nesta mesma figura, observa-se ainda que o T6\* foi o tratamento que apresentou menor produção, demonstrando uma redução de 51,63% quando comparado ao tratamento controle (T1).

#### 4.2.2 Qualidade



**Figura 12:** pH (A), firmeza de polpa (B), sólidos solúveis totais (C) e acidez titulável (D) de frutos de plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz. \*SD = Sem Divisão de Raiz; CD = Com Divisão de Raiz; \*\* T1, T2, T3, T4\*, T5\* E T6\* representam os tratamentos adotados.

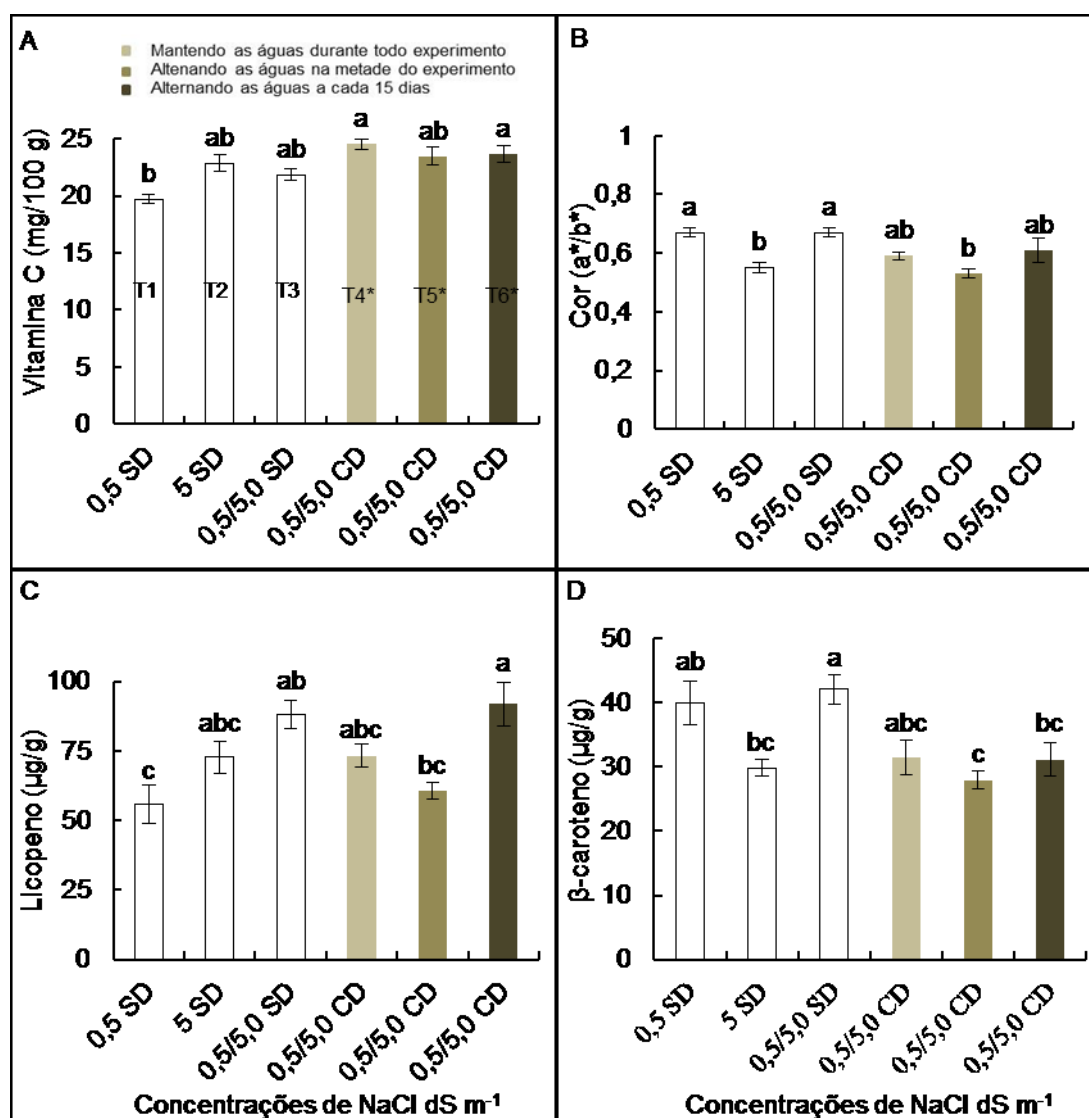


O pH da polpa dos frutos foi afetado pelos tratamentos aplicados. No entanto, ocorreu diferença significativa apenas entre os tratamentos T1 e T5\* (4,20 e 4,00, respectivamente), sendo que os demais tratamentos não diferiram entre si, apresentando pH de 4,06 (T2), 4,06 (T3), 4,05 (T4\*) e 4,16 (T6\*). Estes resultados encontram-se dentro do desejável para a cultura do tomate (Figura 12A).

A FP foi afetada significativamente pelos tratamentos aplicados, onde os tratamentos T2 e T5\* apresentaram os maiores valores (50,02 e 44,43N), demonstrando um aumento de 24 e 11%, respectivamente, quando comparados com o tratamento T1 (Figura 12B).

Na Figura 12C (SST), o tratamento T2 (5,84) apresentou (Brix°) igual os tratamentos T1 (5,11), T3 (5,140) e T6\* (5,26). Apesar dos tratamentos T4\* (4,95) e T5\* (4,90) diferirem do tratamento T2, os valores encontrados para o Brix° neste estudo, mostraram-se dentro da faixa ideal exigida pelo mercado do tomate, tanto para mesa quanto para indústria.

Para AT (Figura 12D), observou-se que os tratamentos T1, T2 e T3 não diferiram entre si, apresentando os maiores valores (0,33; 0,33 e 0,35, respectivamente). Ainda de acordo com a Figura 12D, foi possível observar que apenas o tratamento T3 diferiu dos tratamentos T4\*, T5\* e T6\*, onde estes foram os que apresentaram os menores valores de AT (0,30; 0,29 e 0,29, respectivamente).



**Figura 13:** Vitamina C (A); Cor (B); Licopeno (C) e  $\beta$ -caroteno (D) de frutos de plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz. \*SD = Sem Divisão de Raiz; CD = Com Divisão de Raiz; \*\* T1, T2, T3, T4\*, T5\* E T6\* representam os tratamentos adotados.

Os valores médios encontrados para o teor de VIT C (Figura 13A) não diferenciaram entre os tratamentos T2, T3, T4\*, T5\* e T6\* (22,9; 21,9; 24,5; 23,4 e 23,6 mg 100g<sup>-1</sup> de ácido cítrico, respectivamente) embora o tratamento T1 (19,7mg 100g<sup>-1</sup>) tenha proporcionado um teor de vitamina C inferior aos tratamentos T4\* e T6\*.

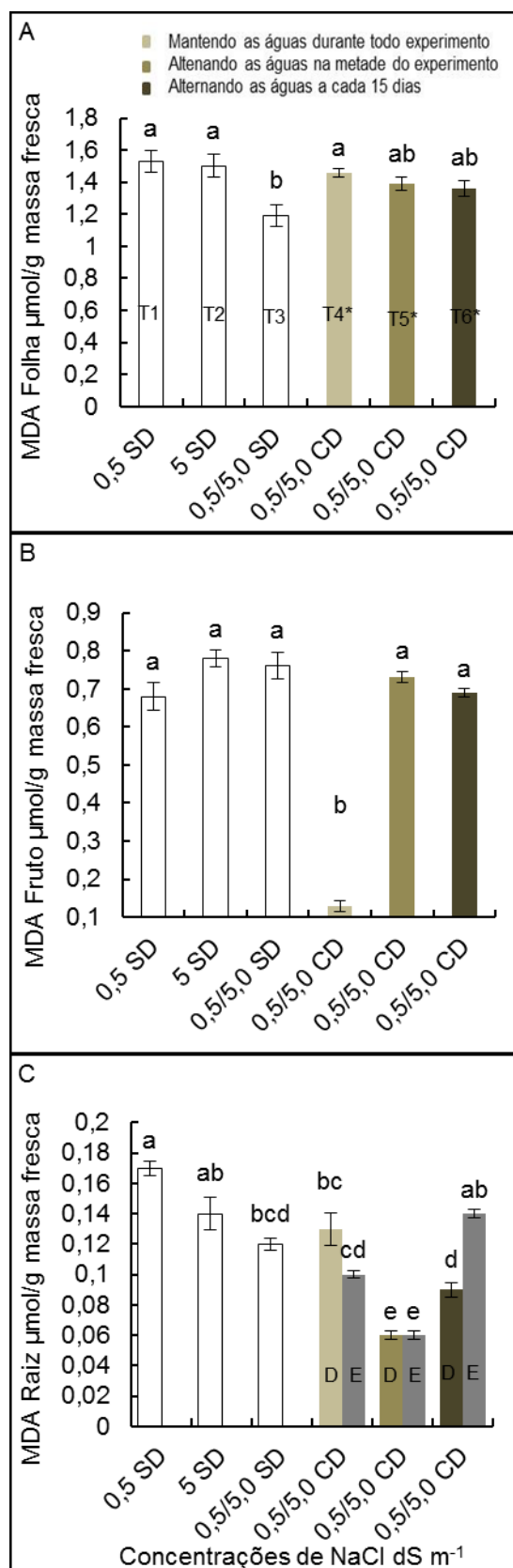
Os valores da relação a\*/b\*, um indicativo da mudança de cor do verde para o vermelho (Figura 13B) demonstraram que não houve diferença entre os tratamentos T1 (0,67), T3 (0,67), T4\* (0,59) e T6\* (0,61). Com relação ao teor de licopeno nos frutos de tomate (Figura 13C), verificou-se que os maiores valores nos tratamentos T2, T3, T4\* e T6\* (72,65; 88,01; 73,24 e 91,81 µg g<sup>-1</sup>,

respectivamente) não diferiram entre si estatisticamente, sendo o menor teor de licopeno apresentado pelo tratamento T1 (55,86  $\mu\text{g g}^{-1}$ ).

Para o teor de  $\beta$ -caroteno nos frutos foram observados os maiores valores nos tratamentos T1, T3 e T4 (39,92; 42,11 e 31,5  $\mu\text{g g}^{-1}$ , respectivamente). Na mesma Figura 13D, ainda observa-se que os tratamentos T4\*, T5\* e T6\* com sistema de divisão parcial da raiz não diferiram do tratamento T2.

### **5.3 Peroxidação lipídica**

#### **5.3.1 Malondialdeído (MDA)**



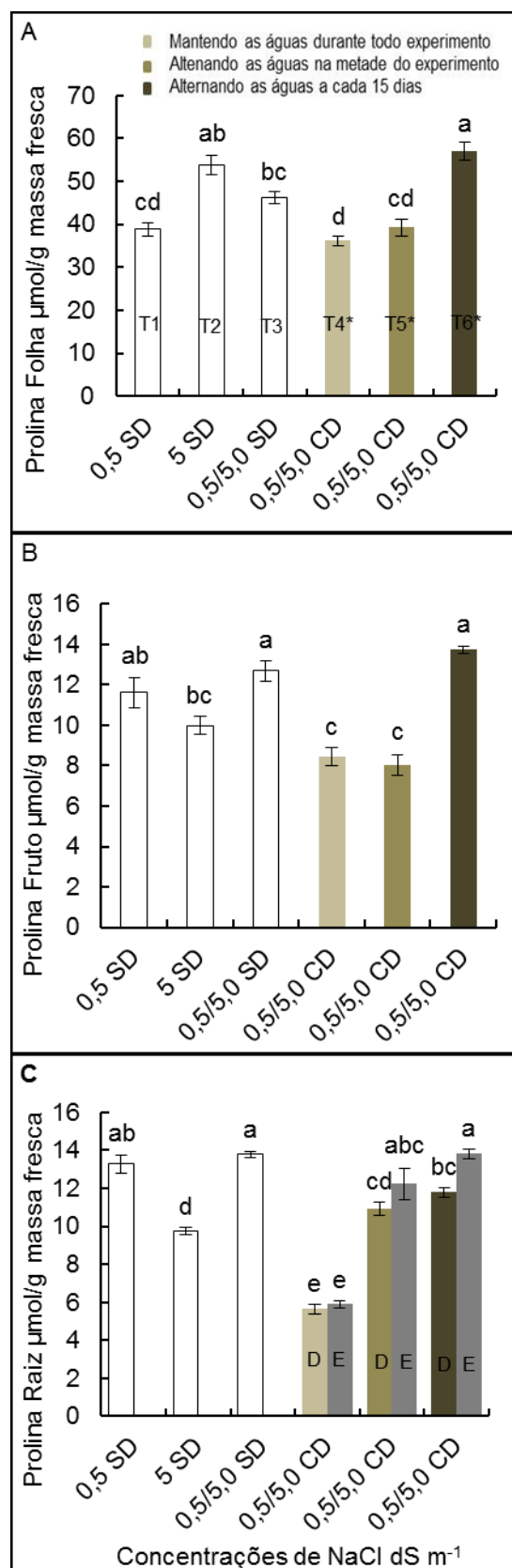
**Figura 14:** MDA em folhas (A), frutos (B), raízes (C) de plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz. \*SD = Sem Divisão de Raiz; CD = Com Divisão de Raiz; \*\* T1, T2, T3, T4\*, T5\* E T6\* representam os

tratamentos adotados; \*\*\* D e E, representam lado direito e lado esquerdo da raiz nos tratamentos com divisão do sistema radicular.

A peroxidação lipídica foi analisada pela quantificação de MDA, onde os resultados apresentaram efeito significativo tanto para folhas quanto para frutos e raízes. Nas folhas, os tratamentos com divisão do sistema radicular (T4\*, T5\* e T6\*) não diferiram do tratamento T1 (controle) e tratamento T2 (salinidade alta) (Figura 14A). No entanto, nos frutos (Figura 14B), o tratamento T4\* diferiu dos demais tratamentos apresentando baixo conteúdo de MDA (0,13  $\mu\text{mol/g}$  massa fresca) com uma redução de 80,88% quando comparado com o tratamento T1 (0,68  $\mu\text{mol/g}$  massa fresca). Uma resposta semelhante à encontrada nos frutos foi constatada no sistema radicular, onde os tratamentos T4D\*-T4E\* e T5D\*-T5E\* diferiram do tratamento T1, apresentando uma redução em termos percentuais no conteúdo de MDA de aproximadamente 23,54 e 64,71% respectivamente, quando comparados ao T1 (Figura 14C).

## **5.4 Respostas antioxidantes**

### **5.4.1 Conteúdo de prolina**



**Figura 15:** Conteúdo de prolina em folhas (A), frutos (B), raízes (C) de plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz. \*SD = Sem Divisão de Raiz; CD = Com Divisão de Raiz; \*\* T1, T2, T3, T4\*, T5\* E T6\*

representam os tratamentos adotados; \*\*\* D e E, representam lado direito e lado esquerdo da raiz nos tratamentos com divisão do sistema radicular.

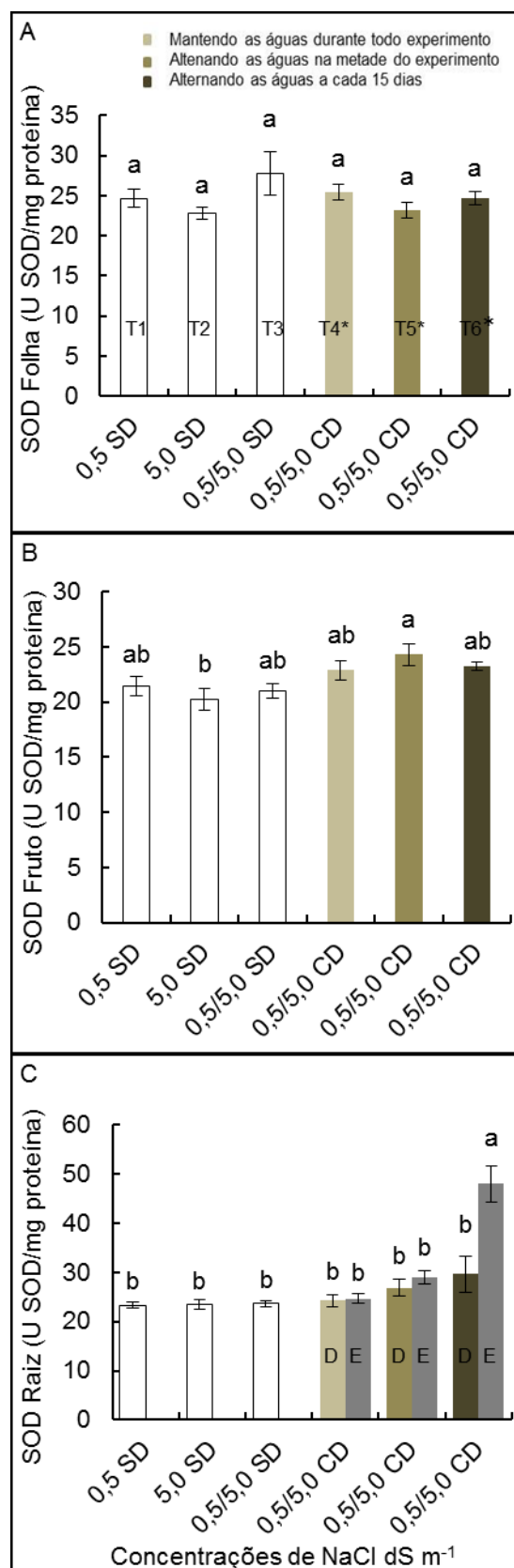
Os resultados para a quantificação de prolina apresentaram efeito significativo, com maior atuação nas folhas, onde os tratamentos T2 e T6\* foram os que tiveram maior acúmulo deste soluto compatível (53,71 e 56,91  $\mu\text{mol/g}$  massa fresca) (Figura 15A).

De acordo com os resultados obtidos para os frutos (Figura 15B), apenas os tratamentos T4\* e T5\* diferiram do controle com baixo acúmulo de prolina (8,44 e 8,01  $\mu\text{mol/g}$  massa fresca, respectivamente) com redução de 27,3 e 31% respectivamente. O maior acúmulo de prolina ocorreu nos tratamentos T1, T3 e T6\* (11,61; 12,69 e 13,73  $\mu\text{mol/g}$  massa fresca, respectivamente).

Nas raízes (Figura 15C), o acúmulo de prolina foi semelhante ao observado nos frutos, onde os tratamentos T1, T3, T5D\*-T5E\* e T6D\*-T6E\* apresentaram maior acúmulo deste soluto (13,28; 13,79; 10,93-12,23 e 11,79-13,81  $\mu\text{mol/g}$  massa fresca, respectivamente).

## **5.4.2 Enzimas Antioxidantes**

### **5.4.2.1 Superóxido Dismutase (SOD)**



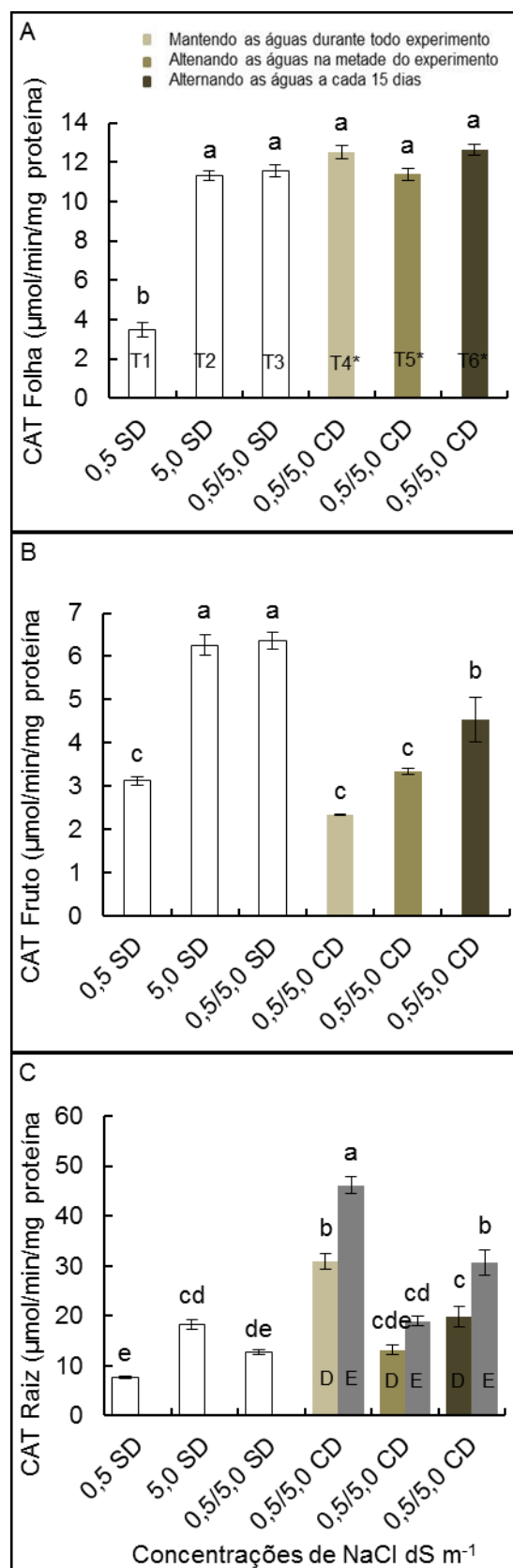
**Figura 16:** Atividade da SOD em folhas (A), frutos (B), raízes (C) de plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz. \*SD = Sem Divisão de Raiz; CD = Com Divisão de Raiz; \*\* T1, T2, T3, T4\*, T5\* E T6\*



representam os tratamentos adotados; \*\*\* D e E, representam lado direito e lado esquerdo da raiz nos tratamentos com divisão do sistema radicular.

Os resultados demonstraram que houve efeito significativo da atividade de SOD em frutos e raízes, diferentemente ao observado para as folhas (Figura 16). No fruto (Figura 16B), os tratamentos T2, T3, T4\*, T5\* e T6\* apresentaram atividade de SOD semelhante ao tratamento controle. De acordo com a figura 10B, o tratamento T5\* (24,32 U SOD/mg proteína) apresentou resposta da enzima superior ao T2 (20,25 U SOD/mg proteína). Nas raízes apenas, a atividade de SOD no tratamento T6E\* diferiu dos demais tratamentos (Figura 16C).

#### **5.4.2.2 Catalase (CAT)**

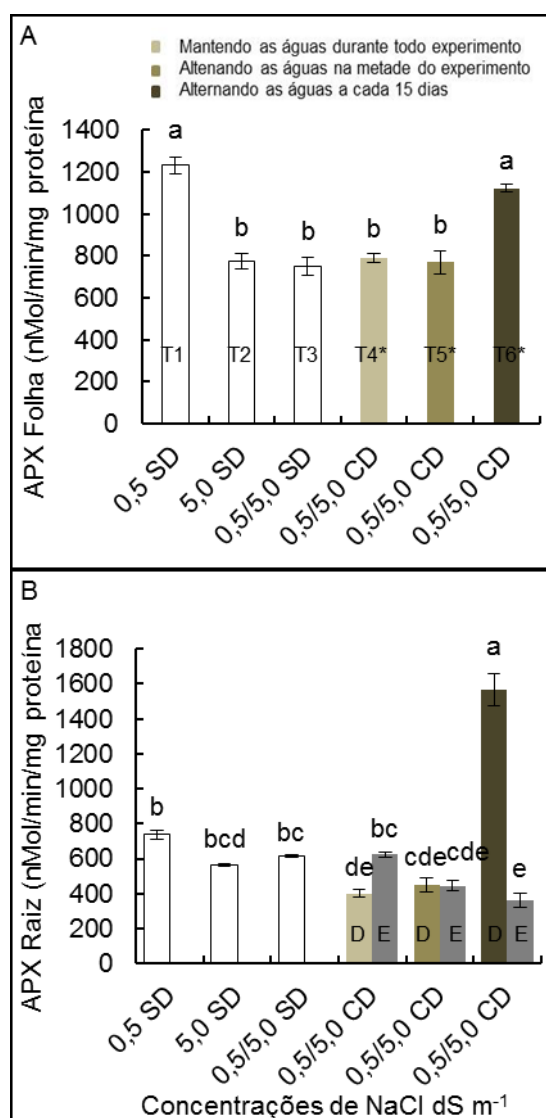


**Figura 17:** Atividade da CAT em folhas (A), frutos (B), raízes (C) de plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz. \*SD = Sem Divisão de Raiz; CD = Com Divisão de Raiz; \*\* T1, T2, T3, T4\*, T5\* E T6\*

representam os tratamentos adotados; \*\*\* D e E, representam lado direito e lado esquerdo da raiz nos tratamentos com divisão do sistema radicular.

Os resultados obtidos para a atividade de CAT demonstraram efeito significativo para os três tecidos analisados. A atuação desta enzima nas folhas foi semelhante nos tratamentos T2, T3, T4\*, T5\* e T6\*, com resultados superiores ao T1 (controle) apresentando um aumento de 69,2, 69,8, 72,1, 69,3 e 72,4% respectivamente (Figura 17A). Nos frutos, a atividade desta enzima foi mais pronunciada nos tratamentos T2 e T3 (6,26; 6,35  $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$  proteína, respectivamente). Os tratamentos T4\* e T5\* não diferiram do controle, sendo que o tratamento T6\* apresentou maior atividade da CAT (4,54  $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$  proteína) quando comparado com o T1 (3,12  $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$  proteína) (Figura 17B). Nas raízes, o tratamento T4E\* apresentou maior atividade desta enzima (46,13  $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$  proteína), diferindo dos demais tratamentos. Os tratamentos T2, T4D\*-T4E\*, T5E\* e T6D\*-T6E\* apresentaram maior atividade de CAT (18,26; 30,93-46,13; 18,99; 19,87-30,63  $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$  proteína, respectivamente) quando comparados com o tratamento T1 (7,66  $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$  proteína) (Figura 17C).

#### **5.4.2.3 Ascorbato Peroxidase (APX)**

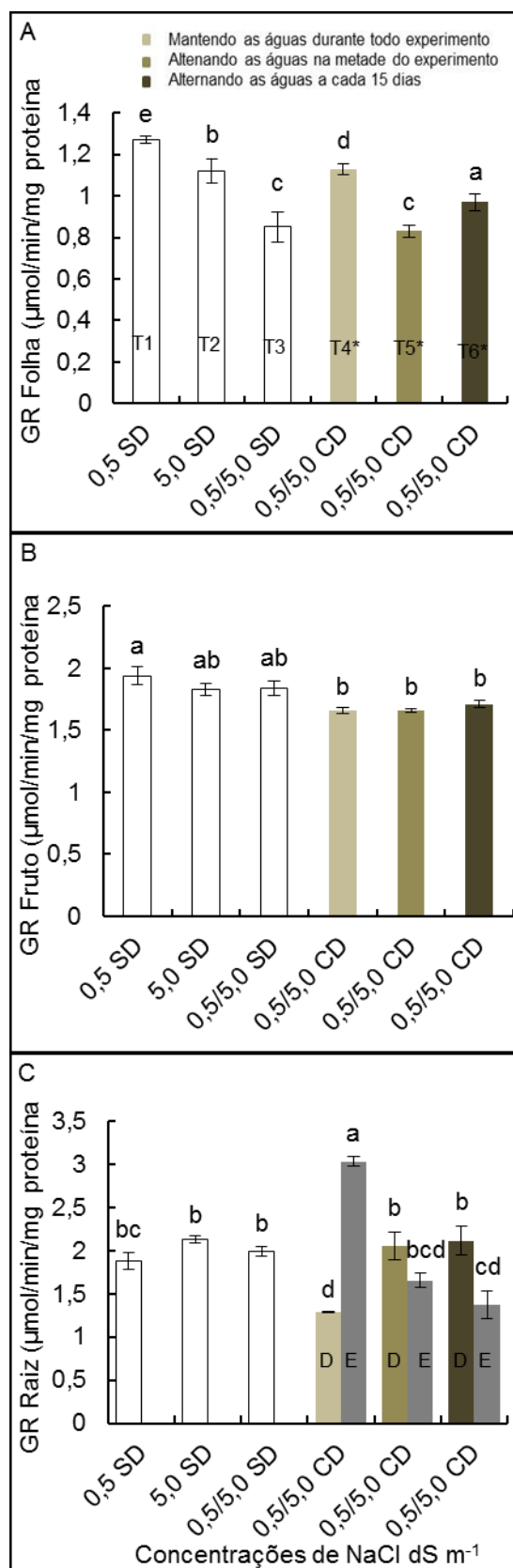


**Figura 18:** Atividade da APX em folhas (A), raízes (B) de plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz. \*SD = Sem Divisão de Raiz; CD = Com Divisão de Raiz; \*\* T1, T2, T3, T4\*, T5\* E T6\* representam os tratamentos adotados; \*\*\* D e E, representam lado direito e lado esquerdo da raiz nos tratamentos com divisão do sistema radicular.

Para a atividade da APX, a atuação desta enzima pôde ser observada apenas para folhas e raízes (Figura 18). Nas folhas, a atividade da APX foi mais intensa nos tratamentos T1 e T6\* (1231,54 e 1121,43 nMol/min/mg proteína, respectivamente) quando comparados com os demais tratamentos T2, T3, T4\* e T5\* (776,01, 750,72, 789,19 e 770,59 nMol/min/mg proteína, respectivamente) (Figura 18A). Nas raízes, (Figura 18B) a maior atividade da enzima foi observada no tratamento T6D\* (1569,17 nMol/min/mg proteína), onde este diferiu de todos os demais tratamentos. Os tratamentos T4D\*, T5D\*-

T5E\* e T6E\* mostraram menor atividade da APX quando comparados ao controle.

#### 5.4.2.4 Glutaciona Redutase (GR)



**Figura 19:** Atividade da GR em folhas (A), frutos (B), raízes (C) de plantas de tomateiro irrigadas com água salina sob divisão parcial da raiz. \*SD = Sem Divisão de Raiz; CD = Com Divisão de Raiz; \*\* T1, T2, T3, T4\*, T5\* E T6\* representam os tratamentos adotados; \*\*\* D e E, representam lado direito e lado esquerdo da raiz nos tratamentos com divisão do sistema radicular.

Os três tecidos avaliados apresentaram respostas significativas para a atividade da GR (Figura 19). Nas folhas, a atividade da GR foi mais intensa nos tratamentos T1, T2 e T4\* (1,27; 1,12 e 1,13  $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$  proteína, respectivamente). O tratamento T6\* (0,97  $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$  proteína) respondeu de forma semelhante aos tratamentos T2 e T4\*, sendo que a menor atividade da GR ocorreu nos tratamentos T3, T5\* e T6\* quando comparados ao tratamento T1 (Figura 19A). Nos frutos, os tratamentos T1, T2 e T3, não diferiram entre si, enquanto os tratamentos T4\*, T5\* e T6\* apresentaram atividade semelhante aos tratamentos T2 e T3 (Figura 19B). Nas raízes, a atividade da GR foi semelhante ao observado na CAT, onde o tratamento T4E\* (3,03  $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$  proteína) foi o que apresentou maior atividade da enzima. Os tratamentos T2, T3, T5D\*-T5E\* e T6D\*-T6E\* (2,13; 1,99; 2,05-1,65 e 2,11-1,37  $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$  proteína, respectivamente) demonstraram atividade semelhante ao tratamento T1 (1,88  $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$  proteína), ocorrendo menor atividade desta enzima nos tratamentos T4D\*, T5E\* e T6E\* (Figura 19C).

## 6. DISCUSSÃO

O uso de parâmetros de crescimento, fisiológicos e bioquímicos são frequentemente recomendados para alcançar respostas do efeito do estresse salino nas plantas (ASHRAF, 2009). A alternância fisiológica e morfológica das plantas sob irrigação salina parcial da raiz pode trazer mais benefícios para as culturas, além da melhoria na eficiência do uso da água (KANG; ZHANG, 2004).

A amplitude dos danos provocados pela salinidade depende do tempo, concentração, tolerância da cultura e volume de água transpirado (SOUSA et al., 2011). Um dos efeitos facilmente observados nas plantas causados pela salinidade é a redução no crescimento, onde o acúmulo de Na e Cl nos tecidos vegetais acarretam toxicidade iônica devido mudanças nas relações Na/K,

Na/Ca e Cl/NO (CAVALCANTE et al. 2010), assim como também redução na área foliar e número de folhas (DANTAS, 2003; OLIVEIRA, 2008).

Os tratamentos utilizados neste estudo fizeram com que as plantas se adaptassem ao meio salino, possivelmente devido às estratégias de manejo adotadas. Uma provável explicação é a possível extrusão do  $\text{Na}^+$  pelas plantas para a solução do substrato e a retirada do  $\text{Na}^+$  de alguns tecidos, especialmente o xilema, minimizando os efeitos deletérios da salinidade sobre o metabolismo foliar, e principalmente sobre o processo fotossintético (MUNNS et al., 2002). De acordo com os resultados de crescimento, nenhum efeito deletério da salinidade foi observado na planta, desde que todos os tratamentos apresentaram resultados similares ou superiores ao controle (T1) (Figura 7 e 8 e 9).

Com relação ao rendimento e qualidade dos frutos (Figuras 10, 11, 12 e 13), os resultados foram positivos com o uso do sistema de divisão parcial da raiz, dependentes da forma em que as águas foram manejadas no sistema. Entre os três tratamentos com sistema de divisão parcial da raiz (ISPSR) o tratamento T6\* respondeu de forma negativa para os parâmetros de rendimento, diferentemente ao observado para os parâmetros de qualidade. Esta resposta negativa pode estar relacionada ao manejo da água adotado, pois a alternância das águas em intervalos muito próximos pode provocar incremento de sais em ambos os lados do sistema, ocasionando redução significativa do rendimento de frutos nas plantas.

A salinidade promove um desbalanço nutricional nas plantas em virtude da competição entre os sais e os nutrientes no processo de absorção, fazendo com que ocorra redução no desenvolvimento da planta e conseqüentemente no fruto (DEMIRAL, 2005). Os resultados deste estudo comprovam tal fato, pois quando as plantas foram expostas diretamente a salinidade (S2), apenas o diâmetro longitudinal manteve-se igual ao tratamento controle, sendo que o diâmetro transversal dos frutos foi reduzido drasticamente em conseqüência da redução do MFFR, assim como observado por outros trabalhos (OLIVEIRA et al. 2014). Por outro lado, quando manejos alternativos para a salinidade (T4 e T5) foram adotados, os diâmetros dos frutos não sofreram redução (figura 10).

Para o número de frutos (Figura 10C), o resultado encontrado no T2, semelhante ao T1 e T4\*, pode ser explicado pelo fato das plantas utilizarem

estratégias bioquímicas para atenuar os efeitos deletérios da salinidade, tais como acúmulo ou exclusão seletiva de íons, síntese de osmólitos e indução de enzimas antioxidantes (ESTEVEZ; SUZUKI, 2008). No entanto, estes frutos não conseguiram se desenvolver de forma semelhante aos tratamentos T1 e T4\* como foi mostrado nos resultados para a variável massa fresca de fruto (Figura 10D). Trabalhos na literatura relatam que o estresse salino reduz o número de frutos em tomateiro (BLANCO et al., 2008; MEDEIROS et al., 2012), assim como também em outras solanáceas como pimentão e berinjela (LEONARDO et al. 2007; SILVA et al. 2013; OLIVEIRA et al. 2014).

Como esperado, o T2 apresentou redução drástica para a variável MFFR, mostrando o efeito negativo do estresse salino, como a redução do potencial osmótico do substrato, toxicidade iônica e desequilíbrio de absorção dos nutrientes pelas raízes (NAVARRO et al., 2003; YILDIRIM et al., 2006; SILVA et al., 2009). No entanto, com o manejo adotado nos tratamentos T4\* e T5\* com divisão parcial da raiz, o mesmo atenuou o efeito negativo provocado pelo estresse salino, mantendo a massa de frutos semelhante ao tratamento T1 (Figura 10D).

A produção econômica de frutos de tomate em condições de estresse salino é dependente das práticas culturais adequadas, e também da habilidade das plantas aos efeitos do estresse salino (AYERS; WESTCOT, 1999). No entanto, a redução da produção em tomate tem sido relatada por diversos autores, tanto em cultivo em solo, como em cultivo hidropônico (MAGGIO et al., 2007; OLIVEIRA et al. 2007; BLANCO et al. 2008; AL-BUSAIDI et al., 2009; FREIRE et al. 2010; COSME et al. 2011;BAO; LI 2010). Os resultados obtidos neste estudo estão de acordo com a literatura, pois, a produção só não foi reduzida significativamente, em comparação com o tratamento T1 nos tratamentos T4\* e T5\*, com o manejo adequado da água salina (Figura 11). Este resultado demonstra a eficiência do manejo adotado dentro do sistema ISPSR, pois segundo Koushafar et al. (2011), plantas de tomateiro apresentaram perda de produção quando receberam água salina em parte da raiz com o uso do mesmo sistema em cultivo hidropônico.

A avaliação de parâmetros de qualidade é de fundamental importância na cultura do tomate, logo a sua boa aceitação pelo consumidor é dependente disto. Nos resultados do presente estudo, observou-se que houve influência



dos tratamentos nos parâmetros estudados. Para o pH (Figura 12A) pôde-se observar que o mesmo permaneceu dentro da faixa aceitável que varia de 4 a 6% (MORGAN, 1997), evidenciando-se que os tratamentos com sistema ISPSR demonstraram resultados satisfatórios mantendo o pH dentro do padrão aceitável (TURHAN et al., 2011). Resultados semelhantes ao do presente estudo foram encontrados por Giannakoula e Ilias (2013), sob condições de estresse salino.

Elevadas concentrações de sais dissolvidos na solução do meio de cultivo reduzem o potencial osmótico e hídrico e, conseqüentemente, diminui a disponibilidade de água e nutrientes às plantas (ALVES et al. 2011). Portanto, já era esperado que o tratamento T2 apresentasse maior firmeza de polpa nos frutos (Figura 12B), pois com a redução de absorção de água pela planta, os frutos tendem a ter menor quantidade de água, tornando-se mais firmes. Os resultados deste trabalho mostram que em todos os tratamentos a FP apresentou valores expressivos, proporcionando um maior período de vida útil aos frutos após serem retirados da planta. Possivelmente este fato só foi evidenciado devido à salinidade ter reduzido o teor de água nos frutos, adaptando as plantas a salinidade e impedindo uma maior atividade de enzimas hidrolíticas. De acordo com Chitarra e Chitarra (2005), a alta atividade de enzimas hidrolíticas reduzem a firmeza dos frutos, promovendo a degradação da parede celular.

O teor de sólidos solúveis é uma fração composta por ácidos e açúcares, estando dessa forma diretamente relacionado ao sabor, onde o aumento de SS confere maior qualidade aos frutos, havendo uma forte relação à acidez titulável. A alta qualidade dos frutos depende do equilíbrio destes dois parâmetros, uma vez que os açúcares solúveis e os ácidos orgânicos, presentes durante o processo de amadurecimento, determinam o sabor do fruto e afetam diretamente na qualidade do produto e dos subprodutos (FERREIRA et al, 2006). Embora um leve aumento do SS e AT foi observado nos tratamentos sem sistema de divisão parcial da raiz, todos os tratamentos permaneceram dentro da faixa ideal que varia de 4 a 6 para SS e de 0,3 a 0,4 para AT (ALCÁNTAR et al., 1999; GEORGE et al., 2004) (Figuras 12C e 12D). A aplicação de sais na água de irrigação ou utilização de água de salinidade moderada pode ser um meio para obtenção de frutos de alta qualidade

comercial, pois pode-se elevar a SS e a AT para valores acima de 8°Brix e 1%, respectivamente (DE PASCALE et al., 2001).

Em geral, o teor de vitamina C é encontrado em altas concentrações tanto em frutas quanto em hortaliças, apresentando grande importância devido seu poder antioxidante que contribui para a redução do risco de doenças cardiovasculares e de algumas formas de câncer (BOITEUX et al. 2008). Os resultados encontrados neste estudo mostraram-se dentro da faixa aceitável de 10 a 120 mg 100 g<sup>-1</sup> (FONTES et al. 2004), independente do tratamento adotado (Figura 13A).

A cor do tomate é outro importante fator que afeta as preferências dos consumidores de tomate, onde quando maduro, sua cor é determinada pela proporção de dois pigmentos, licopeno e  $\beta$ -caroteno (CARVALHO et al., 2005b; CAMPOS, 2006). O licopeno é responsável pela coloração vermelha escuro em frutos de tomate, representando 80-90% do total de pigmentos, sendo considerado o principal carotenóide (HELYES et al. 2008; GIANNAKOULA; ILIAS 2013), sendo ainda peça fundamental como intermediário na biossíntese de vários outros carotenóides, tais como o  $\beta$ -caroteno e xantofilas (CLINTON, 1998).

Recentemente estudos comprovam que o estresse salino pode causar a inibição do gene codificado para licopeno  $\beta$ -ciclase, enzima responsável na conversão do licopeno a  $\beta$ -caroteno (BUBU et al. 2011). No entanto, os resultados encontrados no presente estudo demonstram o efeito do estresse salino no aumento dos teores de licopeno e  $\beta$ -caroteno, como observado por Krauss et al. (2006); Giannakoula e Ilias, (2013). Estes resultados podem ser explicados pelo fato do sódio estar relacionado à melhoria de características qualitativas em frutos de tomate, onde o aumento da salinidade reduz o teor de água no fruto e concentra mais o teor de carotenóides, adaptando a planta à condição estressante (PETERSEN et al., 1998; DE PASCALE et al., 2001) (Figuras 13B, 13C e 13D).

Altas concentrações de NaCl induz o estresse oxidativo nas células das plantas que conseqüentemente leva ao aumento da produção de ERO. Estas ERO são altamente reativas e provocam peroxidação lipídica, causando danos em macromoléculas tais como proteínas, ácidos nucleicos, lipídeos e enzimas (MITTLER, 2002; MISHRA et al. 2006). O aumento da peroxidação de lipídeos

pode vir a induzir a ativação do sistema de defesa antioxidante (LIANG et al. 2008).

A variação do conteúdo de MDA é um indicador importante de peroxidação lipídica, uma vez que quanto maior o teor de MDA, maior o grau de oxidação de membranas de células (CHERUTH et al. 2009). O estresse salino tende a aumentar a peroxidação de macromoléculas importantes através de dano oxidativo de componentes da membrana (HERNANDEZ; ALMANSA, 2002). De acordo com os resultados no presente estudo (Figura 14), o conteúdo de MDA foi mais alto nas folhas, sendo que os tratamentos com ISPSR apresentaram respostas semelhantes ao tratamento controle e também ao tratamento T2.

No entanto, para os frutos, o nível de MDA no tratamento T4\* foi relativamente baixo em comparação aos demais tratamentos, resultado semelhante observado na raiz onde os tratamentos T4D\*-T4E\* e T5D\*-T5E\* também demonstraram conteúdo de MDA inferior ao tratamento controle. Assim com o manejo adequado nestes tratamentos, as plantas foram relativamente tolerantes ao estresse, principalmente devido a atuação do sistema de defesa antioxidante com destaque para a enzima CAT, que apresentou atividade bastante eficaz. Logo, o aumento do conteúdo de MDA nos tecidos em meio a estresse salino pode ser dependente da não regulação do seu sistema de defesa antioxidante (EDIGA; HEMALATHA; MERIGA, 2013).

A prolina é um dos mais importantes osmorreguladores em plantas. Em condições de estresse salino, muitas espécies apresentam um aumento notável no teor de prolina (BANDEOGLU et al., 2004). Nos resultados do presente estudo, o teor de prolina mais elevado ocorreu nas folhas nos tratamentos T2 e T6\* (figura 15A), **possivelmente como forma** de proteger as células vegetais dos danos causados pela peroxidação lipídica. A prolina atua no ajustamento osmótico celular, estabilização de membranas e desintoxicação de íons prejudiciais as plantas expostas ao estresse salino (KAVI KISHOR et al., 2005; ASHRAF; FOOLAD, 2007). Apesar do acúmulo de prolina em frutos e raízes ter sido inferior ao de folhas, os tratamentos com ISPSR T4\* e T5\* apresentaram baixo teor de prolina (Figura 15B e 15C). Este baixo conteúdo de prolina certamente ocorreu devido a atuação do sistema enzimático contra a

peroxidação lipídica, não sendo necessária a atuação conjunta para evitar os danos que poderiam vir a ser causados pelas ERO.

As plantas submetidas a situações estressantes ativam seu sistema de defesa, induzindo mecanismos antioxidantes não-enzimáticos e enzimáticos que são capazes de controlar a formação de ERO nas células vegetais (GRATÃO et al., 2005). Vários trabalhos demonstram a essencialidade de enzimas antioxidantes em resposta a estresses abióticos, tais como CAT, APX, GR e SOD (JALALI-E-EMAM et al. 2011; SARAF, 2013; GRATÃO et al. 2015; SRIVASHTAV et al.,2015).

A SOD é uma das principais enzimas antioxidantes presentes em todos os organismos aeróbios e está envolvida na dismutação de radicais superóxido em peróxido de hidrogênio e oxigênio (SAJJAD; ZARE; PAKNIYAT, 2012). Nos resultados observados para SOD (Figura 16), a atividade da enzima foi maior apenas nas raízes do tratamento T6E\* em relação ao controle. Devido a atuação de outro sistema de defesa antioxidante a SOD não apresentou atividade efetiva contra as ERO (ABOGADALLAH et al. 2009). Além disso, outra explicação pode ser que tenha ocorrido excesso de NaCl que provocou distúrbios ou produção de biomoléculas, que podem deteriorar o metabolismo da SOD (MITLLER, 2000).

A CAT tem papel importante na fotorrespiração, e alguns autores focam a sua importância em estresse por déficit hídrico e salinidade, estando envolvida na degradação do peróxido de hidrogênio em água e oxigênio (SOFO et al., 2015; SRINIENG et al. 2015). Os resultados demonstraram alta atividade da CAT (Figura 17) em todos os tratamentos. Nos frutos, apenas não ocorreu aumento da atividade no tratamento T4\* e T5\* em relação ao controle, enquanto em raízes, nos tratamentos T3 e T5D\*. Em condições de estresse salino, a alta produção de ERO, faz com que o sistema de defesa antioxidante atue de forma expressiva para removê-las, e assim reduzir o estresse oxidativo (VANDERAUWERA et al. 2012; AJITHKUMAR; PANNEERSELVAM, 2014). Neste contexto, a CAT funcionou como um efetivo sistema de defesa contra as ERO, evitando possíveis danos oxidativo, por ser uma das enzimas antioxidantes mais eficazes na prevenção de danos oxidativo (MITTLER et al. 2011; SRINIENG et al. 2015).

Assim como a CAT, a APX desempenha um papel importante na regulação do nível intracelular de  $H_2O_2$  em células de plantas sob estresse abiótico (CHEN et al. 2012; CORREA-ARAGUNDE et al. 2013). Vários estudos relatam grande aumento da atividade da APX em células vegetais em meio ao estresse salino (MITTOVA et al. 2004; MURSHED; LOPEZ-LAURI; SALLANON, 2014; MOHAMED et al. 2015). No presente estudo, a atuação da APX foi mais alta nos tratamentos T1 e T6\* em folhas (Figura 18). Os demais tratamentos, T2, T3, T4\* e T5\* não demonstraram atividade de APX, contrariamente ao observado pela CAT nestes tratamentos. Nas raízes, a maior atividade da APX foi observada no tratamento T6D\*, o que pode ser explicado pelo fato da CAT não ter atuado de forma mais intensa neste mesmo tratamento. Estes resultados divergem dos resultados observados por Tari et al. (2015), onde maiores atividades da APX em raízes, e moderada atividade em folha foram observadas. A baixa atividade da APX ocorreu devido ela ser uma enzima com a mesma função da CAT em quebrar o  $H_2O_2$ , como foi observado que a CAT apresentou alta atividade reduzindo o conteúdo de MDA, logo a APX é uma enzima que atua na modulação do  $H_2O_2$  em condições em que as ERO estão menos intensa (MITLLER, 2002). Assim, pode-se dizer que a baixa atividade da APX pode ser devido a uma baixa produção de  $H_2O_2$  onde esta enzima está localizada ou a atuação de outros sistemas antioxidantes (DOĞAN, 2012).

A GR é uma enzima chave que proporciona proteção as plantas contra uma série de estresses abióticos, tendo papel na conversão de GSSG a GSH que é um importante metabólito no combate as ERO (ROMERO-PUERTAS et al. 2006). Nos resultados obtidos (Figura 19), de maneira geral, as maiores atividades da GR ocorreram nas raízes, seguido por frutos e folhas. No entanto, as plantas expostas a maior salinidade apresentaram atividades semelhantes ao controle nos três tecidos (folhas, frutos e raízes). Além disso, todos os tratamentos dos frutos com ISPSR demonstraram baixas atividades da GR quando comparadas ao controle. Este resultado pode evidenciar efeitos danosos do estresse diretamente no sistema enzimático. Alguns trabalhos têm demonstrado atividade reduzida da GR quando plantas são expostas a altas salinidades. A baixa atividade da GR em meio a estresses pode estar

relacionada a dependência de outros mecanismos ainda desconhecidos para que sua atuação seja efetiva (DOĞAN, 2012; MOHAMED et al. 2015).

A atuação destas enzimas indica que o sistema de defesa antioxidante é uma parte integrante do metabolismo das plantas que permite as plantas lidarem instantaneamente com as mudanças ambientais (ABOGADALLAH, 2010).

Diante dos resultados aqui expostos, pode-se dizer que o efeito positivo do sistema ISPSR no rendimento depende do manejo da água adotado dentro do sistema. No entanto, o sistema ISPSR não teve influência nos demais parâmetros avaliados como crescimento, qualidade de frutos e respostas antioxidantes.

## 7. CONCLUSÃO

O sistema ISPSR, quando manejado de forma adequada, mostra-se como uma alternativa viável para redução dos efeitos deletérios provocados pelo estresse salino no híbrido de tomateiro Supera F1.

## 8. REFERÊNCIAS

ABDUL JALEEL, C.; MANIVANNAN, P.; KISHOREKUMAR, A.; SANKAR, B; GOPI, R.; SOMASUNDARAM, R.; PANEERSELVAM, R. Alterations in osmoregulations, antioxidant enzymes and in dole alkaloid levels in *Catharanthus roseus* exposed to water deficit. **Colloids and Surfaces B: Biointerfaces**, Amsterdã, v. 59, n. 2, p. 150-157, 2007.

ABOGADALLAH, G. M.; SERAG, M. M.; QUICK; W. P. Fine and coarse regulation of reactive oxygen species in the salt tolerant mutants of barnyard grass and their wild type parents under salt stress. **Physiologia plantarum**, Copenhagen, v. 138, n. 1, p. 60-73, 2009.

ABOGADALLAH, G. M. Insights into the significance of antioxidative defense under salt stress. **Plant signaling & behavior**, New York, v. 5, n. 4, p. 369-374, 2010.

AHMAD, P.; SARWAT, M.; SHARMA, S. Reactive oxygen species, antioxidants and signaling in plants. **Journal of Plant Biology**, Amsterdã, v. 51, n. 3, p. 167-173, 2008.

AHMAD, P.; JALEEL, C. A.; SHARMA, S. Antioxidant defense system, lipid peroxidation, proline-metabolizing enzymes, and biochemical activities in two *Morus alba* genotypes subjected to NaCl stress. **Russian Journal of Plant Physiology**, New York, v. 57, n. 4, p. 509-517, 2010.

AHMAD, P., HAKEEM, K.R.; KUMAR, A.; ASHRAF, M.; AKRAM, N.A. Salt induced changes in photosynthetic activity and oxidative defense system of three cultivars of mustard (*Brassica juncea* L.). **African Journal Biotechnology**, Durban, v. 11, n. 11, p. 2694-2703, 2012.

AJITHKUMAR, I.P.; PANNEERSELVAM, R. ROS scavenging system, osmotic maintenance, pigment and growth status of *Panicum sumatrense* roth. under drought stress. **Cell biochemistry and biophysics**, Totowa, v. 68, n. 3, p. 587-595, 2014.

AL-BUSAIDI, A.; AL-RAWAHY, S.; AHMED, M. Response of different tomato cultivars to diluted sea water salinity. **Asian Journal of Crop Science**, Singapura, v. 1, n. 2, p. 77-86, 2009.

ALIAN, A.; ALTMAN, A.; HEUER, B. Genotypic difference in salinity and water stress tolerance of fresh market tomato cultivars. **Plant Science**, Limerick, n. 1, v.152, p.59-65, 2000.

ALCÁNTAR G. G.; VILLARREAL R. M.; AGUILAR S. A. Tomato growth (*Lycopersicon esculentum* Mill), and nutrient utilisation in response to varying fertigation programs. **Acta Horticulturae**, The Hague, v.481, p.385-391, 1999.

ALMEIDA, O. Á. de. **Qualidade da água de irrigação**. 1ª ed. Cruz das Almas. Embrapa mandioca e fruticultura, 2010. 234 p.

ALSCHER, R. G.; ERTURK, N.; HEATH, L. S. Role of superoxide dismutases (SODs) in controlling oxidative stress in plants. **Journal of experimental botany**, Oxford, v. 53, n. 372, p. 1331-1341, 2002.

ALVARENGA, M. A. R. **Tomate: produção em campo, em casa de vegetação e em hidroponia**. 1ª ed. Lavras: UFLA, 340 p, 2004.

ALVARENGA, M.A.R., MELO, P.C.T., SHIRAHIGE, F.H. Cultivares. In: Alvarenga, M.A.R. **Produção em campo, casa de vegetação e hidroponia**. 2ª Ed. Lavras: UFLA, p. 49- 59, 2013.

ALVES, F. A. L.; SILVA, S. L. F.; DA SILVEIRA, J. A. G.; PEREIRA, V. L. A. Efeito do  $\text{Ca}^{2+}$  externo no conteúdo de  $\text{Na}^+$  e  $\text{K}^+$  em cajueiros expostos a salinidade. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, Teresina, v. 6, n. 4, p. 602-608, 2011.

AMORIM, A. V.; GOMES-FILHO, E.; BEZERRA, M. A.; PRISCO, J. T.; LACERDA, C. F. Respostas fisiológicas de plantas adultas de cajueiro anão precoce à salinidade. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v.41, n. 1, p.113-121, 2010.

APEL, K.; HIRT, H. Reactive oxygen species: metabolism, oxidative stress, end signal transduction. **Annual Review of Plant Biology**, California, v. 55, p. 373-399, 2004.

ASHRAF, M.; FOOLAD, M. R. Improving plant abiotic-stress resistance by exogenous application of osmoprotectants glycine betaine and proline. **Environmental and Experimental Botany**, New York, v. 59, p. 206-216, 2007.

ASHRAF, M. Biotechnological approach of improving plant salt tolerance using antioxidants as markers. **Biotechnology advances**, New York, v. 27, n. 1, p. 84-93, 2009.

AYERS, R.S.; WESTCOT, D.W. **A qualidade de água na agricultura**. 2 ed. Campina Grande: UFPB, 1991, 153 p.

AYERS, R. S.; WESTCOT, D. W. **A qualidade da água na agricultura**. Campina Grande: UFPB, 1999. 153p. Estudos FAO, Irrigação e Drenagem, 29.

ASADA, K. "Production and action of active oxygen species in photosynthetic tissues," in *Causes of Photo oxidative Stress and Amelioration of Defense Systems in Plants*, C. H. Foyer and P. M. Mullineaux, Eds., CRC Press, **Boca Raton**, USA, p. 77-104, 1994.

AZEVEDO, R. A.; ALAS, R. M.; SMITH, R. J.; LEA, P. J. Response of antioxidant enzymes to transfer from elevated carbon dioxide to air and ozone



fumigation, in the leaves and roots of wild-type and a catalase-deficient mutant of barley. **Physiologia Plantarum**, Copenhagen, v. 104, n. 2, p. 280-292, 1998.

BABU, M. A.; SINGH, D.; GOTHANDAM, K. M. Effect of salt stress on expression of carotenoid pathway genes in tomato. **Journal Stress Physiology Biochemistry**, Russia, v. 7, n. 3, p.87-94, 2011.

BANDEOGLU, E.; EYIDO\_GAN, F.; YUCEL, M.; AVNI; OKTEM, H. Antioxidant responses of shoots and roots of lentil to NaCl-salinity stress. **Plant Growth Regulation**, Dordrecht, v. 42, n. 1, p. 69-77, 2004.

BAO, H.; LI, Y. Effect of stage-specific saline irrigation on greenhouse tomato production. **Irrigation Science**, New York, v. 28, n. 5, p. 421-430, 2010.

BATES, L.S.; WALDREN, R.P.; TEARE, I.D. Rapid determination of free proline for water stress studies. **Plant and Soil**, The Hague, v.39, n. 1, p.205-207, 1973.

BAZIHIZINA, N.; BARRETT-LENNARD, E. G.; COLMER, T. D. Plant growth and physiology under heterogeneous salinity. **Plant and Soil**, The Hague, v. 354, n. 1-2, p. 1-19, 2012.

BEN AMOR, N.; BEN HAMED, K.; DEBEZA, A.; GRIGNONB, C.; ABDELLEY, C. Physiological and antioxidant responses of the perennial halophyte *Crithmum maritimum* to salinity. **Plant Science**, Limerick, v. 168, n. 4, p. 889-899, 2005.

BEZERRA, F. C. **Produção de Mudas de Hortaliças em Ambiente Protegido**. Fortaleza: Embrapa agroindústria tropical, 2003. 19 p. (Documento, 72).

BHATTACHARJEE, S. Sites of generation and physicochemical basis of formation of reactive oxygen species in plant cell. In: GUPTA, S. D. Reactive oxygen species and antioxidants in higher plants. Enfield: **Science Publishers**, Enfield, cap. 1, p. 1-30. 2010.

BLANCO, F. F.; FOLEGATTI, M.V.A new method for estimating the leaf area index of cucumber and tomato plants. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 21, n. 4, p. 666-669, 2003.

BLANCO, F. F.; FOLEGATTI, M. V.; HENRIQUES NETO, D. Doses de N e K no tomateiro sob estresse salino: I. Concentração de nutrientes no solo e na planta. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v.12, n. 1, p.26-33, 2008.

BOITEUX, L.S.; MELO, P.C.T.; VILELA, J.V. Tomate para Consumo in natura. In: ALBUQUERQUE, A.C.S.; SILVA, A.G. **Agricultura Tropical: Quatro Décadas de Inovações Tecnológicas, Institucionais e Políticas**. Brasília/DF: Embrapa Informação Tecnológica. v. 1, p. 557-567, 2008.

BOSCO, M. R. O.; OLIVEIRA, A. B.; HERNANDEZ, F. F. F.; LACERDA, C. F. Efeito do NaCl sobre o crescimento, fotossíntese e relações hídricas de plantas de berinjela. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 56, n. 3, p. 296-302, 2009.

BOSCO, M. R. O.; ALEXANDRE BOSCO DE OLIVEIRA, A. B. DE.; HERNANDEZ, F. F. F.; LACERDA, C. F. de. Influência do estresse salino na composição mineral da berinjela. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v. 40, n. 2, p.157-164, 2009.

BOTÍA, P., NAVARRO, J. M., CERDÁ, A., MARTÍNEZ, V. Yield and fruit quality of two melon cultivars irrigated with saline water at different stages of development. **European Journal of Agronomy**, Taastrup, v. 23, n. 3, p. 243-253, 2005.

BRADFORD, M. M. Rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. **Analytical Biochemistry**, New York, v. 71, n. 1-2, p. 248-254, 1976.

BRANCO, R. B. F.; BLAT, S. F. Sistema de cultivo na produção de hortaliças. **Pesquisa &Tecnologia**, São Paulo, v. 11, n. 1, p. 1-6, 2014.

BRAY EA, BAILEY-SERRES J, WERETILNYK E. Responses to abiotic stresses. In: Grissem W, Buchanan B, Jones R (eds), *Biochemistry and molecular biology of plants*. **American Society of Plant Physiology**. Rockville, p.1158-1249, 2000.

BREUSEGEM, F. V., E. VRANOVA, J. F. DAT, D. I. The role of active oxygen species in plant signal transduction. **Plant Science**, Limerick, v. 161, n. 3, p. 405-414, 2001.

BRITO, R. A. L.; ANDRADE, C. L. T. Qualidade da água na agricultura e no ambiente. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 31, n. 259, p. 50-57, 2010.

CAKMAK, I.; HORST, W. J. Effect of aluminum on lipid-peroxidation, superoxide-dismutase, catalase and peroxidase-activities in root-tips of soybean (*Glycine max*). **Physiologia Plantarum**, Copenhagen, v. 834, n. 3, p. 463-468, 1991.

CAMPOS, C.A.B.; FERNANDES, P.D.; GHEYI, H.R.; BLANCO, F.F.; GONÇALVES, C.B.; CAMPOS, S.A.F. Yield and fruit quality of industrial tomato under saline irrigation. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v.63, n.2, p. 146-152. 2006.

CARARO, D. C.; DUARTE, S. N. Injeção de CO<sub>2</sub> e lâminas de irrigação em tomateiro sob estufa. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.20, n. 3, p.432-437, 2002.

CARMO FILHO, F.; OLIVEIRA, O. F. **Mossoró: um município do semi-árido nordestino, caracterização climática e aspecto florístico**. Mossoró: ESAM, 1995. 62p. (Coleção Mossoroense, série B).

CARVALHO LA; TESSARIOLI NETO J. Produtividade de tomate em ambiente protegido, em função do espaçamento e número de ramos por planta. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.23, n. 4, p. 986- 989, 2005.

CAVALCANTE, L. F.; CORDEIRO, J. C.; NASCIMENTO, J. A. M.; CAVALCANTE, Í. H. L.; DIAS, T. J. Fontes e níveis da salinidade da água na formação de mudas de mamoeiro cv. Sunrise solo. Semina: **Ciências Agrárias**, Teresina, v.31, n. 4sup1, p.1281-1290, 2010.

CAVALCANTE, L. F. **Água para agricultura**. In: CAVALCANTE, L. F. O maracujazeiro amarelo e a salinidade. 1ª Ed. Areia, 2012. p. 1-15.

CAVALCANTI, F. R., OLIVEIRA, J. T. A., MARTINS-MIRANDA, A. S., VIÉGAS, R. A., & SILVEIRA, J. A. G. Superoxide dismutase, catalase and peroxidase activities do not confer protection against oxidative damage in salt-stressed cowpea leaves. **New Phytologist**, Cambridge, v. 163, n. 3, p. 563-571, 2004.

CHARLO, H. C. O., SOUZA, S. C., CASTOLDI, R., BRAZ, L. T. Desempenho e qualidade de frutos de tomateiro em cultivo protegido com diferentes números de hastes. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 27, n. 2, p.144-149, 2009.

CHA-UM, S.; KIRDMANEE, C. Effect of salt stress on proline accumulation, photosynthetic ability and growth characters in two maize cultivars. **Pakistan Journal of Botany**, Gujranwala, v. 41, n.1, p. 87-98, 2009.

CHEN, H.; JIANG, J. Osmotic adjustment and plant adaptation to environmental changes related to drought and salinity. **Environmental Reviews**, Amsterdã, v.18, n. NA, p.309-319, 2010.

CHEN, L.; SONG, Y.; LI, S.; ZHANG, L.; ZOU, C.; YU, D. The role of WRKY transcription factors in plant abiotic stresses. **Biochimica et Biophysica Acta**, Amsterdã, v. 1819, n. 2, p. 120–128, 2012.

CHERUTH, A. J.; KSOURI, R.; RAGUPATHI, G.; PARAMASIVAM, M.; JALLALI, I.; HAMEED, J. A.; ZHAO, C. X.; SHAO, H. B.; RAJARAM, P. Antioxidant defense responses: physiological plasticity in higher plants under abiotic constraints. **Acta Physiologiae Plantarum**, Copenhagen, v. 31, n. 3, p. 427-436, 2009.

CHITARRA, M.I.F.; CHITARRA, A.B. **Pós-colheita de frutas e hortaliças: fisiologia e manuseio**. 2ª ed. Lavras: UFLA, p. 151-202, 2005.

CLINTON, S. K. Lycopene: chemistry, biology, and implications for human health and disease. **Nutrition Reviews**, New York, v. 56, n. 2, p. 35-51, 1998.

CORDEIRO, G. G. **Qualidade da água para fins de irrigação: Conceitos básicos e práticos**. 1ª ed. Petrolina: EMBRAPA SEMI-ÁRIDO, 2001. 32p.

CORREA-ARAGUNDE, N.; FORESI, N.; DELLEDONNE, M.; LAMATTINA, L. Auxin induces redox regulation of ascorbate peroxidase 1 activity by S-nitrosylation/denitrosylation balance resulting in changes of root growth pattern in *Arabidopsis*. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 64, n. 11, p. 3339-3349, 2013.

COSME, C. R.; DIAS, N. D. S.; OLIVEIRA, A. D.; OLIVEIRA, E. M.; SOUSA NETO, O. N. Produção de tomate hidropônico utilizando rejeito da dessalinização na solução nutritiva aplicados em diferentes épocas. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 15, n. 5, p. 499-504, 2011.

COSTA, D. M. A. Impactos da irrigação na variabilidade espacial e temporal da salinidade de um solo aluvial no semi-árido potiguar, **Holos**, Rio Claro, v. 24, n. 2, 62-71, 2008.

COSTA, M. E. da., MORAIS, F. A., SOUZA, W. C. M., GURGEL, M. T., OLIVEIRA, F. H. T. Estratégias de irrigação com água salina na mamoneira. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v. 44, n. 1, p. 34-43, 2013.

CUYPERS, A.; PLUSQUIN, M.; REMANS, T.; JOZEFICZAK, M.; KEUNEN, E.; GIELEN, H.; OPDENAKKER, K.; NAIR, A.R.; MUNTERS, E.; ARTOIS, T.J.; NAWROT, T.; VANGRONSVELD, J.; SMEETS, K. Cadmium stress: an oxidative challenge. **Biometals**, London, v.23 ,n. 5, p.927-940 ,2010.

DABROWSKA, G. et al. Characteristics of the plant ascorbate peroxidase family. **Acta Biologica Cracoviensia**, Krakow, v. 49, n. 1, p. 7-17, 2007.

DANTAS, J. P.; FERREIRA, M. M. M.; Marinho, F. J. L.; Amorim Nunes, M. D.; Queiroz, M. D.; Santos, T. D. Efeito do estresse salino sobre a germinação e produção de sementes de caupi. **Agropecuária Técnica**, Areia, v. 24, n. 2, p.119-130, 2003.

DAT, J. et al. Dual action of the active oxygen species during plant stress responses. **Cell Molecular Life Science**, New York, v. 57, n. 5, p. 779–795, 2000.

DELAPLACE, P.; FAUCONNIER, M. L.; DU JARDIN, P. Antioxidants involvement in the ageing of non-green organs: the potato tuber as a model. In: GUPTA, S.D. Reactive oxygen species and antioxidants in higher plants. **Science Publishers**, Enfield, v. 8, p.151-176, 2011.

DEL RÍO, L. A.; PASTORI, G. M.; PALMA, J. M.; SANDALIO, L. M.; SEVILLA, F.; CORPAS, F. J.; HERNÁNDEZ, J. A. "The activated oxygen role of peroxisomes in senescence," **Plant Physiology**, London, v. 116, n. 4, p. 1195-1200, 1998.

DEMIRAL, M. A. Comparative response of two olive (*Olea europaea* L.) cultivars to salinity. **Turkish Journal of Agriculture and Forestry**, Istanbul, v. 29, n. 4, p. 267-274, 2005.

DE PASCALE, S.; MAGGIO, A.; FOGLIANO, V.; AMBROSINO, P.; RITIENI, A. Irrigation with saline water improves carotenoids content and antioxidant activity

of tomato. **The Journal of Horticultural Science and Biotechnology**, Ashford, v. 76, n. 4, p. 447-453, 2001.

DEWIR, Y.H.; CHAKRABARTY, D.; ALI, M.B.; HAHN, E.J.; PAEK, K.Y. Lipid peroxidation and antioxidant enzyme activities of *Euphorbia millii* hyperhydric shoots. **Environmental and Experimental Botany**, New York, v. 58, n. 1, p. 93-99, 2006.

DOĞAN, M. Investigation of the effect of salt stress on the antioxidant enzyme activities on the young and old leaves of salsola (*Stenoptera*) and tomato (*Lycopersicon esculentum* L.). **African Journal of Plant Science**, Limerick, v. 6, n. 2, p. 62-72, 2015.

DUBEY, R. S. Metal Toxicity, Oxidative stress and antioxidative defense system in plants. In: GUPTA, S.D. Reactive oxygen species and antioxidants in higher plants. Enfield: **Science Publishers**, Enfield, cap. 9, p. 178-203. 2010.

EDIGA, A.; HEMALATHA, S.; MERIGA, B. Effect of Salinity Stress on Antioxidant Defense System of Two Finger Millet Cultivars (*Eleusine coracana* (L.) Gaertn) Differing in Their Sensitivity. **Advances in Biological Research**, Amsterdã, v. 7, n. 5, p. 180-187, 2013.

EDWARDS, E. A.; RAWSTHORNE, S.; MULLINEAUX, P. M. "Subcellular distribution of multiple forms of glutathione reductase in leaves of pea (*Pisum sativum* L.)". **Planta**, Berlin, v. 180, n. 2, p. 278-284, 1990.

EHRET, D. L. USHER, K.; HELMER, T.; BLOCK, G.; STEINKE, D.; FREY, B.; KUANG, T.; DIARRA, M. Tomato fruit antioxidants in relation to salinity and greenhouse climate. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, Easton, v. 61, n. 5, p. 1138-1145, 2013.

ELOI, W. M.; DUARTE, S. N.; SOARES, T. M.; SILVA, E. F. de F.; MIRANDA, J. H. Rendimento comercial do tomateiro em resposta à salinização ocasionada pela fertigação em ambiente protegido. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v.15, n. 5, p.471-476, 2011.

ELOI, W. M.; DUARTE, S. N.; SOARES, T. M.; SILVA, E. F. F. Influência de diferentes níveis de salinidade nas características sensoriais do tomate. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v.15, n.1, p.16-21, 2011.

ESTEVEES, B. S.; SUZUKI, M. S. Efeito da salinidade sobre as plantas. **Oecologia Brasiliensis**, Rio de Janeiro, v. 12, n. 4, p. 662-679, 2008.

FAO (2013). **Food and Agriculture Organization of the United Nations**. Disponível em: <<http://www.faostat.fao.org>>. Acesso em 10 de Fevereiro de 2015.

FERREIRA, M.M.M.; FERREIRA, G.B.; FONTES, P.C.R.; DANTAS, J.P. Qualidade do tomate em função de doses de nitrogênio e da adubação orgânica em duas estações. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 24, n. 2, p. 141-145, 2006.

FERREIRA NETO, M., GHEYI, H., FERNANDES, P.D., HOLANDA, J. S., BLANCO, F. F. Emissão foliar, relações iônicas e produção do coqueiro irrigado com água salina. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 37, n. 6, p. 1675-1681, 2007.

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

FILGUEIRA, F. A. R. **Novo manual de olericultura: Agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças**. 2<sup>a</sup>. ed. Viçosa, 2003. p.193-214, 2003.

FILGUEIRA, F.A.R. **Novo manual de olericultura: agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças**. 3<sup>a</sup>.ed. Viçosa, 402p, 2008.

FLOWERS, T. J.; FLOWERS, S. A. Why does salinity pose such a difficult problem for plant breeders? **Agricultural Water Management**, Amsterdam, v. 78, n. 1-2, p.15-24, 2005.

FONTES, P.C.R.; LOURES, J.L.; GALVÃO, J.C.; CARDOSO, A.A.; MANTOVANI, E.C. Produção e qualidade do tomate produzido em substrato, no campo e em ambiente protegido. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 22, n. 3, p. 614-619, 2004.

FOYER, C. H.; LOPEZ-DELGADO, H.; DAT, J. F.; SCOTT, I. M. "Hydrogen peroxide- and glutathione-associated mechanisms of acclimatory stress tolerance and signaling". **Physiologia Plantarum**, Copenhagen, v. 100, n. 2, p. 241-254, 1997.

FOYER, C. H.; NOCTOR, G. Redox sensing and signaling associated with reactive oxygen in chloroplasts, peroxisomes and mitochondria. **Physiologia Plantarum**, Copenhagen, v. 119, n. 3, p. 355-364, 2003.

FOYER, C. H.; NOCTOR, G. Oxidant and antioxidant signalling in plants: a re-evaluation of the concept of oxidative stress in a physiological context. **Plant, Cell and Environment**, Oxford, v. 28, n. 8, 1056-1071, 2005.

FOYER, C. H.; NOCTOR, G. Redox regulation in photosynthetic organisms: signaling, acclimation, and practical implications. **Antioxidants & redox signaling**, Larchmont, v. 11, n. 4, p. 861-905, 2009.

FOYER, C.H.; NOCTOR, G. Redox signaling in plants. **Antioxidants & Redox Signaling**, Larchmont , v. 18, n. 16, p. 2087-2090, 2013.

FREIRE, A.L.O.; SARAIVA, V.P.; MIRANDA, J.R.P.; BRUNO, G.B. Crescimento, acúmulo de íons e produção de tomateiro irrigado com água salina. Semina: **Ciências Agrárias**, Teresina, v. 31, n. 1, p. 1133-1144, 2010.

GARG, N., & MANCHANDA, G. ROS generation in plants: Boon or bane?. **Plant Biosystems**, Florença, v.143, n.1, p. 81-96, 2009.

GECHEV, T. S. et al. Reactive oxygen species as signals that modulate plant stress responses and programmed cell death. **BioAssays**, Piracicaba, v. 28, n. 11, p. 1091-1101, 2006.

GEORGE, B.; KAUR, C.; KHURDIYA, D. S.; KAPOOR, H. C. Antioxidants in tomato (*Lycopersium esculentum*) as a function of genotype. **Food Chemistry**, London, v.84, n.1, p.45-51, 2004.

GHISLA, S.; MASSEY, V. "Mechanisms of flavoprotein catalyzed reactions," **European Journal of Biochemistry**, Berlin, v. 181, n. 1, p. 1-17, 1989.

GIANNAKOULA, A. E.; ILIAS, I. F. The effect of water stress and salinity on growth and physiology of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mil). **Archives of Biological Sciences**, Belgrade, v. 65, n. 2, p. 611-620, 2013.

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

GILL, S. S.; TUTEJA, N. Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. **Plant Physiology and Biochemistry**, Paris, v. 48, n. 12, p. 909-930, 2010.



GIRIJA, C.; SMITH, B. N.; SWAMY, P. M. Interactive effects of sodium chloride and calcium chloride on the accumulation of proline and glycine betaine in peanut (*Arachis hypogaea* L.). **Environmental and Experimental Botany**, New York, v. 47, n. 1, p. 1-10, 2002.

GRATÃO, PL.; POLLE, A.; LEA, P.J.; AZEVEDO, R.A. Making the life of heavy metal stressed plants a little easier. **Functional Plant Biology**, Victoria, v. 32, n. 6, p. 481-494, 2005.

GRATÃO, P.L.; MONTEIRO, C.C.; ANTUNES, A.M.; PERES, L.E.P.; AZEVEDO, R.A. Acquired tolerance of tomato (*Lycopersicon esculentum* cv. Micro-Tom) plants to cadmium-induced stress. **Annals of Applied Biology**, Warwick, v. 153, n. 3, p. 321-333, 2008.

GRATÃO, P. L.; MONTEIRO, C. C.; CARVALHO, R. F.; TEZOTTO, T.; PIOTTO, F. A.; PERES, L. E. P.; AZEVEDO, R. A. Biochemical dissection of diageotropica and Never ripe tomato mutants to Cd stressful conditions. **Plant Physiology and Biochemistry**, Paris, v. 56, p.79-96, 2012.

GRATÃO, P. L.; MONTEIRO, C. C.; TEZOTTO, T.; CARVALHO, R. F.; ALVES, L. R.; PETERS, L. P.; AZEVEDO, R. A. Cadmium stress antioxidant responses and root-to-shoot communication in grafted tomato plants. **Biometals**, London, v. 28 , n. 5, p. 803-816, 2015.

GRIFFITH, O. W. Determination of glutathione and glutathione disulfide using glutathione reductase and 2-vinylpyridine. **Analytical biochemistry**, New York, v. 10, n. 1, p. 207-212, 1980.

GUPTA, A. S.; HEINEN, J. L.; HOLADAY, A. S.; BURKE, J. J.; ALLEN, R. D. "Increased resistance to oxidative stress in transgenic plants that overexpress chloroplastic Cu/Zn superoxide dismutase," **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, Washington, v. 90, n. 4, p. 1629–1633, 1993.

HASEGAWA, P. M.; BRESSAN, R. A.; ZHU, J. K.; BOHNERT, H. J. Plant cellular and molecular responses to high salinity. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, California, v. 51, n. 1, p. 463-99. 2000.

HERNANDEZ, J.A.; ALMANSA, M. S. Short-term effects of salt stress on antioxidant systems and leaf water relations of pea leaves. **Physiologia Plantarum**, Copenhagen, v. 115, n. 2, p. 251-257, 2002.

HERNANDEZ, M.; FERNANDEZ-GARCIA, N.; DIAZ-VIVANCOS, P.; OLMOS, E. A different role for hydrogen peroxide and the antioxidative system under short and long salt stress in Brassica oleracea roots. **Journal of experimental botany**, Oxford, v. 61, n. 2, 521-535, 2010.

HELDT, H. W.; HELDT, F. In the photorespiratory pathway phosphoglycolate formed by the oxygenase activity of RubisCo is recycled. In: **Plant Biochemistry**. 3<sup>a</sup> ed. San Diego, cap. 7, p. 195-211. 2005.

HELYES, L.; LUGASI, A.; POGONYI, Á.; PÉK, Z. Effect of variety and grafting on lycopene content of tomato (*Lycopersicon Lycopersicum* L. Karsten) fruit. **Acta Alimentaria**, Budapest, v. 38, n. 1, p. 27-34, 2008.

HIPPLER, F. W. R.; BOARETTO, R. M.; QUAGGIO, J. A.; AZEVEDO, R. A.; MATTOS JUNIOR, D. Towards soil management with Zn and Mn: estimates of fertilisation efficacy of Citrus trees. **Annals of Applied Biology**, Warwick, v. 166, n. 3, p. 484-495, 2015.

HUANG, C.H.; ZONGA, L.; BUONANNON, M.; X. XUEA, X.; T. WANGA T.; TEDESCHIB, A. Impact of saline water irrigation on yield and quality of melon (*Cucumis melo* cv. Huang hemi) in northwest China. **European Journal of Agronomy**, Amsterdã, v. 43, p.68-76, 2012.

IBGE. 2015. **Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística**. [Online]. Available: <http://www.ibge.gov.br/home/>. [Accessed 10/12/2015].

ISLÃ, R.; ARAGUÉS, R. Yield and plant ion concentrations in maize (*Zea mays* L.) subject to diurnal and nocturnal saline sprinkler irrigations. **Field Crops Research**, Amsterdam, v.116, n. 1, p.175-183, 2010.

JAIN, M.; MATHUR, G.; KOUL, S.; SARIN, N. B. Ameliorative effects of proline on salt stress-induced lipid peroxidation in cell lines of groundnut (*Arachis hypogaea* L.). **Plant Cell Reports**, Berlin, v. 20, n. 5, p. 463-468, 2001.

JALALI-E-EMAM, S. M. S.; ALIZADEH, B.; ZAEFIZADEH, M.; ZAKARYA, R. A.; KHAYATNEZHAD, M. Superoxide Dismutase (SOD) Activity in NaCl Stress in

Salt-Sensitive and Salt-Tolerance Genotypes of Colza (*Brassica napus*L.). **Middle East Journal of Scientific Research**, Tel Aviv, v. 7, n. 1, p. 7-11, 2011.

JIMÉNEZ, A.; HERNÁNDEZ, J. A.; DEL RÍO L. A.; SEVILLA F. Evidence for the presence of the ascorbate glutathione cycle in mitochondria and peroxisomes of pea leaves. **Plant Physiology**, London, v. 114, n. 1, p. 275–284, 1997.

KANG, S.; ZHANG, J. Controlled alternate partial root-zone irrigation: its physiological consequences and impact on water use efficiency. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 55, n. 407, p. 2437-2446, 2004.

KAVI KISHOR, P.B.; SANGAM, S.; AMRUTHA, R. N.; LAXMI, P. S.; NAIDU, K. R.; RAO, K. R. S. S.; RAO, S.; REDDY, K. J.; THERIAPPAN, P.; SREENIVASULU, N. Regulation of proline biosynthesis, degradation, uptake and transport in higher plants: Its implications in plant growth and abiotic stress tolerance. **Current Science**, Bangalore, v. 88, n. 3, p. 424-438, 2005.

KIM, Y. H.; KWAK, S. S. The role of antioxidant enzymes during leaf development. In: GUPTA, S.D. Reactive oxygen species and antioxidants in higher plants. **Science Publishers**, Enfield, cap. 7, p. 129-150. 2010.

KISHOR, P. K.; SANGAM, S.; AMRUTHA, R. N.; LAXMI, P. S.; NAIDU, K. R.; RAO, K. R. S. S.; SREENIVASULU, N. Regulation of proline biosynthesis, degradation, uptake and transport in higher plants: its implications in plant growth and abiotic stress tolerance. **Current Science**, Bangalore, v. 88, n. 3, p. 424-438, 2005.

KOUSHAFAR, M.; KHOSHGOFTARMANESH, A. H.; MOEZZI, A.; MOBILI, M. Effect of dynamic unequal distribution of salts in the root environment on performance and Crop Per Drop (CPD) of hydroponic-grown tomato. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 131, p. 1-5, 2011.

KRAUSS, S.; SCHNITZLER, W.; GRASSMANN, J.; WOLTIKE, M. The influence of different electrical conductivity values in a simplified recirculating soilless system on inner and outer fruit quality characteristics of tomato. **Journal of agricultural and food chemistry**, Easton, v. 54, n. 2, p. 441-448, 2006.

LEONARDO, M.; BROETTO, F.; VILLAS BOAS, R. L.; ALMEIDA, R. S.; MARCHESI, J. A. Produção de frutos de pimentão em diferentes concentrações salinas. **Irriga**, Botucatu, v. 12, n. 1, p. 73-82, 2007.

LIANG, S.; ZHOU, R. C.; DONG, S. S.; SHI, S. H. Adaptation to salinity in mangroves: Implication on the evolution of salt-tolerance. **Chinese Science Bulletin**, Hong Kong, v. 53, n. 11, p. 1708-1715, 2008.

LOCATO, V. et al. Reactive oxygen species and ascorbate-glutathione interplay in signaling and stress responses. In: GUPTA, S.D. Reactive oxygen species and antioxidants in higher plants. **Science Publishers**, Enfield, cap. 3, p. 45-64. 2010.

MAGGIO, A.; RAIMONDI, G.; MARTINO, A.; DE PASCALE, S. Salt stress response in tomato beyond the salinity tolerance threshold. **Environmental and Experimental Botany**, New York, v. 59, n. 3, p. 276-282, 2007.

MAIA, J. M.; SILVA, S. L. F.; VOIGT, E. L.; MACEDO, C. E. C.; PONTES, L. F. A.; SILVEIRA, J. A. G. Atividade de enzimas antioxidantes e inibição do crescimento radicular de feijão caupi sob diferentes níveis de salinidade. **Acta Botânica Brasílica**, Porto Alegre, v. 26, n. 2, p. 342-349, 2012.

MANO S, YAMAGUCHI K, HAYASHI M, NISHIMURA M. Stromal and thylakoid-bound ascorbate peroxidases are produced by alternative splicing in pumpkin. **FEBS Letters**, Amsterdã, v. 413, n. 1, p. 21-26, 1997.

MARQUELLI, W. A.; CALBO, A. G. **Manejo de Irrigação em Hortaliças com Sistema Irrigação**. Brasília: Embrapa hortaliças, 2009, 16 p. (Circular Técnica, 69).

MARTINS, G. **Uso de casa-de-vegetação com cobertura plástica na tomaticultura de verão**. 1992, 65 f. Tese (Doutorado em agronomia, Produção Vegetal). Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinária, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 1992.

MEDEIROS, J. F.; LISBOA, R. A.; OLIVEIRA, M.; SILVA JÚNIOR, M. J.; ALVES, L. P. Caracterização das águas subterrâneas usadas para irrigação na área produtora de melão da Chapada do Apodi. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 7, n. 3, p. 469-472, 2003.

MEDEIROS, J. F.; DIAS, N. S.; BARROS, A. D. Manejo da irrigação e tolerância do meloeiro à salinidade da água de irrigação. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, Teresina, v. 3, n. 3, p. 242-247, 2008.

MEDEIROS, P. R. F.; DUARTE, S. N.; UYEDA, C. A.; SILVA, E. F. F.; MEDEIROS, J. F. Tolerância da cultura do tomate à salinidade do solo em ambiente protegido. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 16, n. 1, p. 51-55, 2012.

MIRANDA, F. R.; MESQUITA, A. L. M.; MARTINS, M. V. V.; FERNANDES, C. M. F.; EVANGELISTA, M. I. P.; Sousa, A. A. P. **Produção de tomate em substrato de fibra de coco**. Fortaleza, Embrapa Agroindústria Tropical. 2011. 20 p. (Circular Técnica, 33).

MISHRA, S.; SRIVASTAVA, S.; TRIPATHI, R. D.; GOVINDARAJAN, R.; KURIAKOSE, S. V.; PRASAD, M. N. V. Phytochelatin synthesis and response of antioxidants during cadmium stress in *Bacopamonniera*. **Plant Physiology and Biochemistry**, Paris, v.44, n. 1, p.25-37, 2006.

MISHRA, S.; JHA, A. B.; DUBEY, R. S. "Arsenite treatment induces oxidative stress, upregulates antioxidant system, and causes phytochelatin synthesis in rice seedlings". **Protoplasma**, New York, v. 248, n. 3, p. 565-577, 2011.

MITTOVA, V.; GUY, M.; TAL, M.; VOLOKITA, M. Salinity up-regulates the antioxidative system in root mitochondria and peroxisomes of the wild salt-tolerant tomato species *Lycopersicon pennellii*. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 55, n. 399, p. 1105-1113, 2004.

MITTLER, R. Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. **Trends in Plant Science**, Oxford, v.7, n. 9, 405-410, 2002.

MITTLER, R.; VANDERAUWERA, S.; SUZUKI, N.; MILLER, G.; TOGNETTI, V.B.; VANDEPOELE, K.; GOLLERY, M.; SHULAEV, V.; VAN BREUSEGEM, F. ROS signaling: The new wave?. **Trends in plant science**, Oxford, v. 16, n. 6, p. 300-309, 2011.

MOHAMED, H. E.; HEMEIDA, A. E.; MOHAMED, A. G. Role of hydrogen peroxide pretreatment on developing antioxidant capacity in the leaves of tomato plant (*Lycopersiconesculentum*) GROWN UNDER SALINE STRESS. **International Journal**, v. 3, n.2, p. 878-879, 2015.

MOLLER, I.M.; JENSEN, P. E.; HANSSON, A. Oxidative modify cations to cellular components in plants. **Annual of plant biology**, v. 58, p. 459-481, 2007.

MORGAN, L. Hydroponic fruit quality testing. **Practical Hydroponics & Greenhouses**, v. 34, p. 21-31, 1997c.

MULLINEAUX, P. M.; CREISSEN, G. P. Glutathione reductase: regulation and role in oxidative stress. **Cold Spring Harbor Monograph Archive**, v. 34, p. 667-713, 1997.

MUNNS, R. Comparative physiology of salt and water stress. **Plant, Cell & Environment**, v. 25, n. 2, p. 239-250, 2002.

MUNNS, R.; TESTER, M. Mechanisms of salinity tolerance. **Annual Review of Plant Biology**, California, v. 59, p. 651-681, 2008.

MURSHED, R.; LOPEZ-LAURI, F.; SALLANON, H. Effect of salt stress on tomato fruit antioxidant systems depends on fruit development stage. **Physiology and Molecular Biology of Plants**, v. 20, n. 1, p. 15-29, 2014.

NAGATA, M; YAMASHITA, I. Simple method for simultaneous determination of chlorophyll and carotenoids in tomato fruit. **Nippon Shokuhin Kogyo Gakkaish**, v. 39, n. 10, p. 925-928, 1992.

NAVARRO, J. M.; GARRIDO, C.; MARTÍNEZ, V.; CARVAJAL, M. Water relations and xylem transport of nutrients in pepper plants grown under two different salts stress regimes. **Plant Growth Regulation**, Dordrecht, v. 41, n. 3, p. 237-245, 2003.

NAVROT, N.; ROUHIER, N.; GELHAYE, E.; JACQUOT, J.P. Reactive oxygen species generation and antioxidant systems in plant mitochondria. **Physiologia Plantarum**, Copenhagen, v.129, n. 1, p.185-195, 2006.

NERY, A. R.; RODRIGUESM L. N.; SILVA, M. B. R.; FERNANDES, P. D.; CHAVES, L. H. G.; DANTAS NETO, J. GHEYI, H. R. Crescimento do pinhão-mansô irrigado com águas salinas em ambiente protegido. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina grande, v. 13, n. 5, p. 551-558, 2009.

NOCTOR, G.; TROUVERIE, C.L.; MHAMDI, A. The metabolomics of oxidative stress. **Phytochemistry**, New York, v. 112, n. 1, p. 33-53, 2015.

NOGUEIROL, R. C.; MONTEIRO, F. A.; GRATÃO, P.L.; BORGIO, L.; AZEVEDO, R. A. Tropical soils with high aluminum concentrations cause oxidative stress in two tomato genotypes. **Environmental Monitoring and Assessment**, Dordrecht, v.187, n. 3, p. 1-16, 2015.

OLIVEIRA, B. C.; CARDOSO, M. A.; OLIVEIRA, J. D.; OLIVEIRA, F. D.; CAVALCANTE, L. F. Características produtivas do tomateiro submetido a diferentes níveis de sais, na água de irrigação. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola Ambiental**, Campina Grande, v. 11, n. 1, p. 11-16, 2007.

OLIVEIRA, M. K. T.; DE OLIVEIRA, F. D. A.; DE MEDEIROS, J. F.; DE SOUZA LIMA, C. J. G.; GUIMARÃES, I. P. Efeito de diferentes teores de esterco bovino e níveis de salinidade no crescimento inicial da mamoneira (*Ricinus communis*). **Revista Verde de Agroecologia e Agricultura Sustentável**, v. 1, n. 1, p. 68-74, 2008.

OLIVEIRA, F. D. A.; DE MEDEIROS, J. F.; ALVES, R. D. C.; LINHARES, P. S.; DE MEDEIROS, A. M.; DE OLIVEIRA, M. K. Interação entre salinidade da água de irrigação e adubação nitrogenada na cultura da berinjela. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola Ambiental**, Campina Grande, v. 18, n. 5, p. 480-486, 2014.

PANDHAIR, V., SEKHON, B.S. Reactive oxygen species and antioxidants in plants: an overview. **Journal of Plant Biochemistry and Biotechnology**, v. 15, n. 2, p. 71-78, 2006.

PANG, C. A.; WANG, B. Oxidative Stress and Salt Tolerance in Plants. **Progress in Botany**, Berlin, vol. 69, p. 231-246, 2008.

PARIDA, A. K.; DAS, A. B. Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, New York, v. 60. p. n. 3, 324-349. 2005.

PELL, E. J., SCHLAGNHAUFER C. D. Ozone induced oxidative stress: mechanisms of action and reaction. **Physiologia Plantarum**, Copenhagen, v. 100, p. 264-273, 1997.

PERL-TREVES, R.; PERL, A. **Oxidative stress**: an introduction. In: \_\_\_\_\_. **Oxidative Stress in Plants**, 3ª ed, p.1-32, 2002.

PETERSEN, K.K.; WILLUMSEN, J.; KAACK, K. Composition and taste of tomatoes as affected by increased salinity and different salinity sources. **The Journal of Horticultural Science and Biotechnology**, Ashford, v. 73, n. 2, p. 205-215, 1998.

PINTO, A. P.; ALVES, A.; CANDEIAS, A.; CARDOSO, A.; VARENNE, A.; MARTINS, L. L.; MOURATO, M. Cadmium accumulation and antioxidative defences in *Brassica Juncea* L. Czern, *Nicotina tabacum* L. and *Solanum nigrum* L. Taylor & Francis. **International Journal Environmental Anal Chemistry**, Amsterdã, v.89, n. 8-12, p. 661-676, 2009.

PORTO FILHO, F. Q.; MEDEIROS, J. F.; SOUSA NETO, E.R.; GHEYI, H. R.; MATOS, J. A. Viabilidade da irrigação do meloeiro com águas salinas em diferentes fases fenológicas. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 36, n. 2, p. 453-459, 2006.

PRYOR, W. A., CHURCH, D. F., DAS, B. Aldehydes and hydrogen-peroxide as mediators of ozone toxicity. **Faseb Journal**, Bethesda, v. 5, p. A1156-A1156, 1991.

REDDY, A. R.; CHAITANYA, K. V.; VIVEKANANDAN, M. Drought-induced responses of photosynthesis and antioxidant metabolism in higher plants. **Journal of Plant Physiology**, Stuttgart, v. 161, n. 11, p. 1189-1202, 2004.

REUMANN, S.; WEBER, A. P. Plant peroxisomes respire in the light: some gaps of the photorespiratory C<sub>2</sub> cycle have become filled—others remain. **Biochimica and Biophysica Acta (BBA)-Molecular Cell Research**, Amsterdã, v. 1763, n. 12, p. 1496-1510, 2006.

RIBEIRO, M. R.; BARROS, M. F. C.; FREIRE, M. B. G. S. Química dos solos salinos e sódicos. In: MELO, V. F.; ALLEONI, L. R. F. **Química e Mineralogia do Solo**, 1ª ed. Viçosa, p.449-484. 2009.

RICHARDS, L. A. **Diagnostico y rehabilitacion de suelos salinos y sodicos**. México: Departamento de Agricultura de los Estados Unidos de América, 1954. 172p. Manual de Agricultura, 60.

ROMERO-PUERTAS, M.C.; CORPAS, F.J.; SANDALIO, L.M.; LETERRIER, M.; RODRIGUEZ-SERRANO, M.; DEL RIO, L.A.; PALMA, J.M. Glutathione reductase from pea leaves: response to abiotic stress and characterization of the peroxisoma lisozyme. **New Phytologist**, Cambridge, v. 170, n. 1, p. 43-52, 2006.



SAJJAD; ZARE; PAKNIYAT, H. "Changes o antioxidant enzymes in oilseed rape in response to salinity stress". **International Journal of Agricultural and Crop Sciences**, Amsterdã, v. 7, p. 398-403, 2012.

SANDMANN, G., BORGES, P. Copper-mediated lipid-peroxidation processes in photosynthetic membranes. **Plant Physiology**, London, v. 66, n. 5, p. 797-800, 1980.

SARAF, N. Enhancement of Catalase Activity under Salt Stress in Germinating Seeds of *Vigna radiate*. **Asian Journal of Biomedical and Pharmaceutical Sciences**, Cingapura, v. 3, n. 17, p. 6-8, 2013.

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**, London, v. 2012, p. 1-26, 2012.

SHIEBER, M.; CHANDEL, N.S. ROS Function in Redox Signaling and Review Oxidative. **Stress Current Biology**, Navarra, v. 24, p. 453-462, 2014.

SHIGEOKA, S.; ISHIKAWA, T.; TAMOI, M.; MIYAGAWA, Y.; TAKEDA T.; YABUTA, Y.; YOSHIMURA, K. Regulation and function of ascorbate peroxidase isoenzymes. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 53, n. 372, p. 1305-1319, 2002.

SHIMIZU, N.; HOSOGI, PARK, P. J. Reactive oxygen species (ROS) generation and ROS-induced lipid peroxidation are associated with plasma membrane modifications in host cells in response to AK-toxin I from *Alternaria alternate* Japanese pear pathotype. **Journal of Genetic Plant Pathology**, Roma, v. 72, n. 1, p. 6-15, 2006.

SILVA, E. N.; SILVEIRA, J. A. G.; FERNANDES, C. R. R.; DUTRA, A. T. B.; ARAGÃO, R. M. Acúmulo de íons e crescimento de pinhão-mansô sob diferentes níveis de salinidade. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v. 40, n. 2, p. 240-246, 2009.

SILVA, P. F.; LIMA, C. J. G. S.; BARROS, A. C.; SILVA, E. M.; DUARTE, S. N. Sais fertilizantes e manejo da fertirrigação na produção de tomateiro cultivado em ambiente protegido. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 17, n. 11, p. 1173-1180, 2013.

SILVA, A. O. da.; KLAR, A. E.; SILVA, E. F. F. e.; TANAKA, A. A.; SILVA JUNIOR, J. F. Relações hídricas em cultivares de beterraba em diferentes níveis de salinidade do solo. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v.17, n.11, p.1143–1151, 2013.

SILVA, B. A.; SILVA, A. R.; PAGIUCA, L. G. Cultivo protegido. **Revista Hortifruti Brasil**, São Paulo, v. 12, n. 132, p. 10-18, 2014.

SOARES, A. M. dos S.; MACHADO, O. L. T. Defesa de plantas: Sinalização química e espécies reativas de oxigênio. **Ciências Agrárias e Biológicas**, Chapadinha, v. 1, n. 1, p. 9-19, 2007.

SOFO, A.; SCOPA, A.; NUZZACI, M.; VITTI, A. Ascorbate peroxidase and catalase activities and their genetic regulation in plants subjected to drought and salinity stresses. **International Journal of Molecular Sciences**, Saskatchewan, v. 16n. 6, 13561-13578, 2015.

SOUSA, A. B. O.; BEZERRA, M. A.; FARIAS, F. C. Germinação e desenvolvimento inicial de clones de cajueiro comum sob irrigação com água salina. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v.15, n.4, p.390-394, 2011.

SOUZA, L.A.; PIOTTO, F.A.; NOGUEIROL, R. C.; AZEVEDO, R. A. Use of non-hyperaccumulator plant species for the phytoextraction of heavy metals using chelating agents. **Scientia Agrícola**, Piracicaba, v. 70, n. 4, p. 290-295, 2013.

SPOONER, D.M., PERALTA, I.E., KNAPP, S..Comparison of AFLPs with other markers for phylogenetic inference in wild tomatoes [Solanum L. Section Lycopersicon (Mill) wettst].**Taxon**, Utrecht, v. 54,p. 43-61, 2005.

SRINIENG, K.; SAISAVOEY, T.; KARNCHANATAT, A.; RASHEED, A.; HAMEED, A.; KHAN, M. A.; MAHMOOD, T. Effect of salinity stress on antioxidative enzyme activities in tomato cultured in vitro. **Pakistan Journal of Botany**, Gujranwala, v. 47, n. 1, p. 1-10, 2015.

SRIVASHTAV, V.; RAJKUMAR; JHA, S.; SINGH, D. Effect of nacl induced salt stress on proline, mda and antioxidant mechanism in rice (*oryza sativa* l.). **Journal of Cell and Tissue Research**, Buenos Aires, v. 15, n. 2, p. 1-5, 2015.

SUN, Y.; FENG, H.; LIU, F. Comparative effect of partial root-zone drying and deficit irrigation on incidence of blossom-end rot in tomato under varied calcium rates. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 64, n. 7, p. 2107-2116, 2013.

SZABADOS, L.; & SAVOURÉ, A. Proline: a multifunctional amino acid. **Trends in Plant Science**, Oxford, v.15, n.2, p. 89-97, 2010.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Plant Physiology**.3<sup>a</sup>.ed. Porto Alegre: Artmed, 2009. 719p.

TARI, I.; CSISZÁR, J.; HORVÁTH, E.; POÓR, P.; TAKÁCS, Z.; SZEPESI, Á. The Alleviation of the Adverse Effects of Salt Stress in the Tomato Plant by Salicylic Acid Shows A Time-and Organ-Specific Antioxidant Response. **Acta Biologica Cracoviensia s. Botanica**, Krakow, v. 57, n. 1, p. 21-30, 2015.

TURHAN A.; OZMEN N.; SERBECI, M. S.; SENIZ, V. Effects of grafting on different rootstocks on tomato fruit yield and quality. **Horticultural Science**, London, v. 38, p. 142-149, 2011.

VAIDYANATHAN, H.; SIVAKUMAR, P.; CHAKRABARTY, R.; THOMAS, G. Scavenging of reactive oxygen species in NaCl-stressed rice (*Oryza sativa* L.) – differential response in salt-tolerant and sensitive varieties. **Plant Science**, Limerick, v.165, n. 5, p.1411-1418, 2003.

VALLIYODAN, B.; NGUYEN, H. T. Understanding Regulatory Networks and Engineering for Enhanced Drought Tolerance in plants. **Current Opinion in Plant Biology**, London, v. 9, n. 1, p. 189-195, 2006.

VANDERAUWERA, S.; VANDENBROUCKE, K.; INZÉ, A.; VAN DE COTTE, B.; MÜHLENBOCK, P.; DE RYCKE, R.; NAOUAR, N.; VAN GAEVER, T.; VAN MONTAGU, M.C.; VAN BREUSEGEM, F. AtWRKY15 perturbation abolishes the mitochondrial stress response that steers osmotic stress tolerance in Arabidopsis. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, Washington, v. 109, n. 49, p. 20113-20118, 2012.

VEERANAGAMALLAIAH, G.; CHANDRAOBULREDDY, P.; JYOTHSNAKUMARI, G.; SUDHAKAR, C. Glutamine synthetase expression and pyrroline-5-carboxylate reductase activity influence proline accumulation in two cultivars of foxtail millet (*Setaria italic* L.) with differential salt sensitivity. **Environmental and Experimental Botany**, New York, v.60, n. 2, p.239-244, 2007.

YILDIRIM, E.; TAYLOR, A. G.; SPITTLER, T. D. Ameliorative effects of biological treatments on growth of squash plants under salt stress. **Scientia Horticulturae**, Amsterdã, v. 111, n. 1, p. 1-6, 2006.

YOKOI S., QUINTERO F.J., CUBERO B., RUIZ M.T., BRESSAN R.A., HASEGAWA P.M., PARDO J.M. Differential expression and function of *Arabidopsis thaliana* NHX Na<sup>+</sup>/H<sup>+</sup> antiporters in the salt stress response. **The Plant Journal**, Hoboken, v. 30, n. 5, p. 529–539, 2002.