



UNIVERSIDADE FEDERAL DA PARAÍBA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

ANA CAROLINA BEZERRA

**FISIOLOGIA, CRESCIMENTO E ANATOMIA DE *Capsicum chinense* CULTIVADA
SOB SALINIDADE E APLICAÇÃO DE PROLINA**

AREIA
2024

ANA CAROLINA BEZERRA

**FISIOLOGIA, CRESCIMENTO E ANATOMIA DE PLANTAS DE *Capsicum chinense*
CULTIVADA SOB SALINIDADE E APLICAÇÃO DE PROLINA**

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia da Universidade Federal da Paraíba, em cumprimento às exigências para a obtenção do título de **Doutora** em Agronomia, área de concentração Olericultura.

Orientador: Prof. Dr. Thiago Jardelino Dias

**AREIA
2024**

Catálogo na publicação
Seção de Catalogação e Classificação

B574f Bezerra, Ana Carolina.

Fisiologia, crescimento e anatomia de Capsicum chinense cultivada sob salinidade e aplicação de prolina / Ana Carolina Bezerra. - Areia:UFPB/CCA, 2024.
117 f. : il.

Orientação: Thiago Jardelino Dias.
Tese (Doutorado) - UFPB/CCA.

1. Agronomia. 2. Pimenta biquinho. 3. Estresse salino. 4. Osmorregulador. 5. Fotossíntese. 6. Características estruturais. I. Dias, Thiago Jardelino. II. Título.

UFPB/CCA-AREIA

CDU 631/635(043.2)

ANA CAROLINA BEZERRA

**FISIOLOGIA, CRESCIMENTO E ANATOMIA DE PLANTAS DE *Capsicum chinense*
CULTIVADA SOB SALINIDADE E APLICAÇÃO DE PROLINA**

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia da Universidade Federal da Paraíba, em cumprimento às exigências para a obtenção do título de **Doutora** em Agronomia, área de concentração Olericultura.

Aprovada em: 30/05/2023

BANCA EXAMINADORA


Prof. Dr. Thiago Jardelino Dias
Universidade Federal da Paraíba (UFPB)


Dra. Juliane Maciel Henschel
Universidade Federal da Paraíba (UFPB)


Dr. Toshik Iarley da Silva
Universidade Federal de Campina Grande (UFCG)


Profª. Drª. Camila Firmino de Azevedo
Universidade Estadual da Paraíba (UEPB)


Prof. Dr. Wellington Souto Ribeiro
Universidade Federal de Viçosa (UFV)

A Deus e minha família, pela dedicação,
companheirismo e amizade, DEDICO.

AGRADECIMENTOS

À Deus e a Maria Santíssima, pela minha vida e por me conceder paciência e força necessária para concluir mais essa etapa da minha formação acadêmica.

Aos meus pais, Orlando Bezerra e Maria Zélia, por todo amor, incentivo e por sempre proporcionem as melhores oportunidades contribuindo para minha formação como pessoa e como profissional.

Aos meus irmãos, Daniel e Beatriz, por estarem sempre presentes na minha vida e por terem contribuído na execução dos experimentos.

A minha Vó Maria Henriques Bezerra e aos meus tios, por todo apoio e compreensão.

Ao Professor Thiago Jardelino dias, pela orientação e confiança na realização desse trabalho.

À professora Camila Azevedo, pelo incentivo, confiança, amizade e por ter aceitado em colaborar na realização desse trabalho.

Aos professores Diego Silva Batista e Juliane Maciel Henschel pela contribuição nos experimentos.

Aos professores do programa de pós-graduação em Agronomia que contribuíram para minha formação acadêmica

À José Flávio Cardoso Zuza, pela amizade, apoio, dedicação e por ter contribuído na construção desse trabalho, sem você esse sonho não seria o mesmo.

A Luana da Silva Barbosa pela amizade, apoio e, sobretudo por ter me ajudado a passar por momentos de dificuldades, incentivando sempre o meu crescimento pessoal e profissional.

Aos meus amigos, em especial a Marília Hortência, Ednete Melo, Jardel Andrade e Jackson Nóbrega, pelos momentos compartilhados, pela amizade e pelo apoio

Ao grupo de pesquisa de olericultura, em especial a Adjair José, João Henrique, Vitor Targino, Adriano Lopes, Leticia Waleria, Toshik Iarley, Valéria Fernandes e Julio Cesar, por terem participado ativamente na construção desse trabalho.

A Capes, pelo apoio financeiro.

A Pró-Reitoria de Pesquisa da UFPB pelo financiamento do projeto de pesquisa: processo PVO13221-2020 - Chamada Interna Produtividade em Pesquisa PROPESQ/PRPG/UFPB Nº 03/2020.

RESUMO

A pimenta biquinho (*Capsicum chinense* Jacq.), é uma cultura que desempenha um papel de destaque no âmbito cultural, gastronômico e econômico no Brasil. No entanto, a salinidade é um grande problema que acomete diversas áreas de cultivo irrigado. Dessa maneira, vem sendo utilizadas tecnologias como forma de mitigar o estresse salino, como é o caso da aplicação de prolina. Neste contexto, o objetivo foi testar os efeitos da aplicação exógena de prolina na fisiologia, crescimento e anatomia de plantas de pimenta biquinho cultivadas sob estresse salino. O trabalho foi dividido em dois capítulos. Para isso, foi realizado um experimento com delineamento em blocos casualizados em esquema fatorial incompleto 5 x 5 foi utilizado. Os tratamentos foram a combinação de cinco níveis de salinidades da água de irrigação (0,50; 1,3; 3,25; 5,2 e 6,0 dS m⁻¹) e cinco doses de prolina (0,0; 2,90; 10; 17,09 e 20 mM). No capítulo I avaliou-se o efeito da prolina exógena sob o crescimento e a ecofisiologia de pimenta biquinho irrigadas com água salina foi estudado. A irrigação com água de 0,5 dS m⁻¹ proporcionou maior crescimento das plantas de pimenta. Plantas irrigadas com salinidade média (2,71 e 3,25 dS m⁻¹), aliada à aplicação de baixas doses de prolina (0,0 e 5,5 mM), apresentaram maior fotossíntese líquida, transpiração, eficiência intrínseca de carboxilação, eficiência intrínseca do uso da água, clorofila a e b, extravasamento de eletrólitos e conteúdo relativo de água. No capítulo II, caracterizou-se anatomicamente os órgãos vegetativos de pimenta. As características estruturais dos órgãos vegetativos de pimenta biquinho foram comuns às de espécies da família Solanaceae. Foram identificadas características anatômicas que auxiliam na otimização da captação de luz, como células convexas nas epidermes do caule e folha, e foram observados estômatos localizados acima do revestimento da cutícula, característica relacionada a uma maior perda de água pela planta.

Palavras-chaves: pimenta biquinho; estresse salino; osmorregulador; fotossíntese; características estruturais.

ABSTRACT

The pout pepper (*Capsicum chinense* Jacq.) is a crop that plays a prominent role in the cultural, gastronomic and economic spheres in Brazil. However, salinity is a major problem that affects several areas of irrigated cultivation. In this way, technologies have been used as a way to mitigate salt stress, as is the case with the application of proline. In this context, the objective was to test the effects of exogenous application of proline on the physiology, growth and anatomy of pout pepper plants cultivated under saline stress. The work was divided into two chapters. For this, an experiment was carried out with a randomized block design in a 5 x 5 incomplete factorial scheme. The treatments were a combination of five salinity levels of irrigation water (0.50; 1.3; 3.25; 5.2 and 6.0 dS m⁻¹) and five doses of proline (0.0; 2.90; 10; 17.09 and 20 mM). In chapter I, the effect of exogenous proline on the growth and ecophysiology of pout pepper irrigated with saline water was studied. Irrigation with water of 0.5 dS m⁻¹ provided greater growth of pepper plants. Plants irrigated with medium salinity (2.71 and 3.25 dS m⁻¹), combined with the application of low doses of proline (0.0 and 5.5 mM), showed greater net photosynthesis, transpiration, intrinsic carboxylation efficiency, intrinsic efficiency of water use, chlorophyll a and b, electrolyte extravasation and relative water content. In chapter II, the vegetative organs of pepper were anatomically characterized. The structural characteristics of the vegetative organs of pout pepper were common to those of species from the Solanaceae family. Anatomical characteristics that help optimize light capture were identified, such as convex cells in the epidermis of the stem and leaf, and stomata were also observed located above the cuticle lining, a characteristic related to greater water loss by the plant.

Keywords: pout pepper; saline stress; osmoregulatory; photosynthesis; structural characteristics.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 -	Temperaturas máximas e mínimas (°C) e umidade relativa (%) no ambiente protegido durante o período experimental.....	41
Figura 2 -	Altura de plantas (A), diâmetro do caule (B), comprimento da raiz (C), área foliar (D), massa seca da parte aérea (E), massa seca da raiz (F) de plantas de <i>Capsicum chinense</i> submetidas ao estresse salino e prolina. * e ** indicam diferenças significativas pelo teste F a 0,05 ou 0,01 de probabilidade, respectivamente.....	47
Figura 3 -	Taxa de crescimento absoluto (A), taxa de crescimento relativo (B), razão de área foliar (C) de plantas de <i>Capsicum chinense</i> submetidas ao estresse salino e prolina. * e ** indicam diferenças significativas pelo teste F a 0,05 ou 0,01 de probabilidade, respectivamente.....	49
Figura 4 -	Condutância estomática (gs – A), fotossíntese líquida (A – B), transpiração (E – C), concentração de carbono interno (Ci – D) de plantas de <i>Capsicum chinense</i> submetidas ao estresse salino e prolina. * e ** indicam diferenças significativas pelo teste F a 0,05 ou 0,01 de probabilidade, respectivamente.....	50
Figura 5 -	Eficiência no uso da água (WUE - A), eficiência intrínseca de carboxilação (iCE – B), eficiência intrínseca no uso da água (iWUE – C e D) de plantas de <i>Capsicum chinense</i> submetidas ao estresse salino e prolina. * e ** indicam diferenças significativas pelo teste F a 0,05 ou 0,01 de probabilidade, respectivamente.....	51
Figura 6 -	Rendimento quântico do fotossistema II (Fv/Fm - A e B) de plantas de <i>Capsicum chinense</i> submetidas ao estresse salino e prolina. * e ** indicam diferenças significativas pelo teste F a 0,05 ou 0,01 de probabilidade, respectivamente.....	53
Figura 7 -	Clorofila a (A), clorofila b (B), clorofila a/b (C), carotenoides (D) de plantas de <i>Capsicum chinense</i> submetidas ao estresse salino e prolina. * e ** indicam diferenças significativas pelo teste F a 0,05 ou 0,01 de probabilidade, respectivamente.....	54
Figura 8 -	Extravasamento de eletrólito (A), conteúdo relativo de água (B) de plantas de <i>Capsicum chinense</i> submetidas ao estresse salino e prolina. * e ** indicam diferenças significativas pelo teste F a 0,05 ou 0,01 de probabilidade, respectivamente.....	55
Figura 9 -	Principal Component Analysis (PCA)	57

Figura 10 -	Temperaturas máximas e mínimas (°C) e umidade relativa (%) no ambiente protegido durante o período experimental.....	68
Figura 11-	Localização das secções e das medições de <i>Capsicum chinense</i> Jacq. A. Folha e caule; B. Raiz.....	70
Figura 12 -	Raiz de <i>Capsicum chinense</i> . A. secção transversal da raiz em crescimento secundário. B. secção transversal mostrando as estruturas da raiz, com córtex, câmbio, floema secundário xilema secundário, elementos de vaso e raios parenquimáticos. C. secção transversal desenvolvimento primário do xilema. D. região do córtex contendo gotículas de óleo. (EP = epiderme; CX = córtex; XP= xilema primário; XS = xilema secundário epiderme; FS = floema secundário; CA = câmbio; EV= elementos de vaso; RP= raios de parênquima; GO = gotículas de óleo)	71
Figura 13 -	Caule de <i>Capsicum chinense</i> . A. secção transversal do caule em crescimento secundário. B. secção transversal mostrando epiderme, cutícula e camadas de colênquima. C. secção paradérmico com estômato. D. região da epiderme com o complexo estomático (estômato e câmara estomática). E. tricoma tector pluricelular; F. tricoma glandular pluricelular. (EP = epiderme; CU= cutícula; CX = córtex; ES = estômato; CS = câmara subestomática; EQ = esclerênquima; TR= tricoma; TT= tricoma tector; TG= tricoma glandular; CL = crista longitudinal; FI = floema interno; FE= floema externo; MD = medula; CO = colênquima)	73
Figura 14-	Córtex do caule de <i>Capsicum chinense</i> . (EP = epiderme; CU= cutícula; CX = córtex; EQ = esclerênquima; CL = crista longitudinal; XS= xilema secundário; FI = floema interno; FE= floema externo; MD = medula; CO = colênquima; PQ= parênquima de preenchimento)	76
Figura 15 -	Folha de <i>Capsicum chinense</i> . A. secção transversal evidenciando o parênquima paliçádico e lacunoso; B. secção transversal da epiderme adaxial; C. Secção transversal da epiderme abaxial. (EP = epiderme; CU= cutícula; PP= parênquima paliçádico; PL = parênquima lacunoso; XI = xilema; FL = floema; TR = tricoma; ES = estômato)	78
Figura 16 -	Tricomas de <i>Capsicum chinense</i> . A. Tricoma tector pluricelular; B. tricoma glandular unicelular; C. tricoma glandular com ápice secretor contendo duas células; D. tricoma glandular com ápice secretor contendo três células; E. tricoma glandular com ápice secretor contendo 5 células. (EP = epiderme; CU= cutícula; PP= parênquima paliçádico; PL = parênquima lacunoso; XI = xilema; FL = floema; TR = tricoma; ES = estômato)	80

Figura 17 - Folha <i>Capsicum chinense</i> . A. secção paradérmica da epiderme adaxial; B. secção paradérmica da epiderme abaxial; C. secção paradérmica da epiderme abaxial (Células subsidiárias; ES = estômato)	82
Figura 18 - Folha de <i>Capsicum chinense</i> . A. secção transversal evidenciando o parênquima paliçádico e lacunoso; B. secção transversal do mesofilo. (CU= cutícula; EP = epiderme; PP = parênquima paliçádico; PL= parênquima lacunoso; XI= xilema; FL = floema; TR = tricoma)	83
Figura 19 - Temperaturas máximas e mínimas (°C) e umidade relativa (%) no ambiente protegido durante o período experimental.....	99
Figura 20 - Localização das secções e das medições de <i>Capsicum chinense</i> Jacq.....	102
Figura 21 - Espessura da cutícula adaxial (A), espessura da cutícula abaxial (B), espessura da epiderme adaxial (C e D) e espessura da epiderme abaxial (E e F) de mudas de <i>Capsicum chinense</i> Jacq. submetidas ao estresse salino e prolina. * e ** indicam diferenças significativas pelo teste F a 0,05 ou 0,01 de probabilidade, respectivamente.....	103
Figura 22 - Espessura da epiderme adaxial e abaxial e da cutícula da face abaxial e adaxial foliar de <i>Capsicum chinense</i> Jacq submetidas ao estresse salino e prolina. ep = epiderme; cu= cutícula; pp= parênquima paliçádico; pl = parênquima lacunoso.....	105
Figura 23 - Diâmetro do feixe vascular (A e B) e comprimento do feixe vascular (C) de mudas de <i>Capsicum chinense</i> Jacq. submetidas ao estresse salino e prolina. * e ** indicam diferenças significativas pelo teste F a 0,05 ou 0,01 de probabilidade, respectivamente.....	107
Figura 24 - Feixe vascular da folha de <i>Capsicum chinense</i> Jacq submetidas ao estresse salino e prolina. xi = xilema; fl = floema.....	108
Figura 25 - Espessura foliar (A), espessura do parênquima lacunoso (B), espessura do parênquima paliçádico (C) e relação parênquima paliçádico/parênquima esponjoso (D) de mudas de <i>Capsicum chinense</i> Jacq. submetidas ao estresse salino e prolina. * e ** indicam diferenças significativas pelo teste F a 0,05 ou 0,01 de probabilidade, respectivamente.....	109
Figura 26 - Secção transversal evidenciando o parênquima paliçádico e lacunoso da folha de <i>Capsicum chinense</i> Jacq submetidas ao estresse salino e prolina. epda= epiderme adaxial; pp = parênquima paliçádico; pl= parênquima lacunoso; epab= epiderme abaxial.....	110

Figura 27 - Densidade estomática da epiderme abaxial da folha de <i>Capsicum chinense</i> Jacq. submetidas ao estresse salino e prolina. * e ** indicam diferenças significativas pelo teste F a 0,05 ou 0,01 de probabilidade, respectivamente.....	111
Figura 28 - Densidade estomática da epiderme abaxial da folha de <i>Capsicum chinense</i> Jacq. submetidas ao estresse salino e prolina.....	112

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 -	Tratamentos gerados pela matriz Composto Central de Box.....	42
Tabela 2 -	Características químicas do substrato utilizado no experimento..	43
Tabela 3 -	Características químicas do substrato utilizado no experimento..	69
Tabela 4 -	Tratamentos gerados pela matriz Composto Central de Box.....	100
Tabela 5 -	Características químicas do substrato utilizado no experimento.....	100

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO GERAL.....	16
2 REVISÃO DA LITERATURA.....	18
2.1 SALINIDADE: EFEITOS ADVERSOS NO SOLO E NA PLANTA.....	18
2.2 OSMOPROTETORES	21
2.2.1 Prolina	21
2.2.2 Estrutura e função da prolina.....	22
2.2.3 Metabolismo da prolina e regulação durante o estresse.....	23
2.2.4 Efeito da prolina contra o estresse de salinidade.....	25
2.3 PIMENTA (<i>Capsicum chinense</i>)	26
2.4 ANATOMIA E SUA IMPORTÂNCIA PARA IDENTIFICAÇÃO DA ESPÉCIE.	28
REFERÊNCIAS	29
3 CAPÍTULO I - FISIOLOGIA E CRESCIMENTO DE PLANTAS DE <i>Capsicum chinense</i> EM RESPOSTA À SALINIDADE E APLICAÇÃO DE PROLINA.....	38
RESUMO.....	38
ABSTRACT	39
3.1 INTRODUÇÃO.....	40
3.2 MATERIAL E MÉTODOS.....	41
3.2.1 Local do experimento.....	41
3.2.2 Delineamento Experimental.....	42
3.2.3 Material vegetal.....	42
3.2.4 Variáveis analisadas.....	43
3.2.5 Análise estatística.....	46
3.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	46

3.4 CONCLUSÃO.....	57
REFERÊNCIAS.....	58

4 CAPÍTULO II - CARACTERIZAÇÃO ANATÔMICA DE ÓRGÃOS VEGETATIVOS DE PIMENTA BQUINHO (*Capsicum chinense*)

RESUMO.....	64
ABSTRACT	65
4.1 INTRODUÇÃO.....	66
4.2 MATERIAL E MÉTODOS.....	67
4.2.1 Local do experimento.....	67
4.2.2 Material Vegetal.....	68
4.2.3 Análise anatômica.....	69
4.3. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	70
4.3.1 Raiz	70
4.3.2 Caule	73
4.3.3 Folha	88
4 CONCLUSÕES.....	84
REFERÊNCIAS	86

5 CAPÍTULO III - VARIAÇÃO ANATÔMICA DE FOLHAS DE *capsicum chinense* JACQ. SUBMETIDAS A APLICAÇÃO DE PROLINA E ESTRESSE SALINO.....

RESUMO.....	95
ABSTRACT	96
5.1 INTRODUÇÃO.....	97
5.2 MATERIAL E MÉTODOS.....	98
5.2.1 Local do experimento.....	98
5.2.2 Design Experimental.....	99

5.2.3 Material Vegetal.....	100
5.2.4 Análise anatômica.....	101
5.2.5 Variáveis analisadas.....	101
5.2.6 Análise estatística.....	102
5.3. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	102
5.4 CONCLUSÃO.....	112
REFERÊNCIAS.....	114

1 INTRODUÇÃO GERAL

A salinização é um dos grandes entraves que afeta diversas áreas irrigadas, especialmente devido a utilização de água com restrição de uso, com altos teores de sais (SILVA e DIAS, 2020). Estima-se que em todo o planeta Terra exista aproximadamente 933 milhões de hectares de solos salinizados, sendo o Brasil um país que apresenta cerca de 25% da área designada para culturas irrigadas com a presença desse problema (PEDROTTI et al., 2015).

Assim, nota-se um obstáculo a ser enfrentado pelas plantas, visto o excesso de sais ocasionar o estresse salino e por consequência levar a uma severa diminuição do crescimento e rendimento da planta, danificando a fotossíntese, composição mineral e absorção de nutrientes primordiais, além de ocasionar desequilíbrio ou toxicidade iônica, de modo que a presença excessiva de Na^+ impacta de forma negativa no influxo intracelular de K^+ (BEKHRADI et al., 2015; MISBAH et al., 2022).

Níveis elevados de salinidade afetam 7% das áreas terrestres totais do planeta, em que os impactos ocasionam perda econômica de US\$ 27,2 bilhões por ano (YANG e SUN, 2020). Além disso, estima-se que a salinidade afetará mais de 30% das áreas agricultáveis globais até meados de 2050 (HASNAIN et al., 2022). O estresse salino impacta o desenvolvimento vegetal por desencadear efeitos primários (fechamento estomático) e secundários (estresse hídrico e oxidativo, toxicidade iônica, redução da divisão e expansão celular) (FENG et al., 2020; WANI et al., 2020).

Assim sendo, estresse salino afeta as plantas de diversas maneiras, visto que a concentração tóxica de um único nutriente ocasiona diminuição no rendimento da cultura (SALEEM et al., 2020). Além disso, durante o estresse as plantas tendem a ativar mecanismos fisiológicos e bioquímicos que alteram a morfologia, anatomia, relações hídricas, síntese proteica, metabolismo primário e secundário, como a resposta do metabolismo antioxidante (EL SABAGH et al., 2020). Assim, devido as implicações deletérias ocasionadas pela salinidade às plantas, se elevou nos últimos anos a procura por alternativas que possam reduzir tais efeitos. Dentre as diversas maneiras utilizadas, destaca-se o uso de prolina, considerado um aminoácido proteinogênico osmoticamente ativo que atua como indicador para o estresse salino (KISHOR et al., 2015; MISBAH et al., 2022).

A prolina, um forte antioxidante não enzimático, inibe a morte celular programada e os efeitos de EROs (espécies reativas de oxigênio), é acumulada em vegetais que sofrem por estresses como a salinidade (KHANNA-CHOPRA et al., 2019). Assim, a prolina desempenha papel importante como osmólito, ajudando a estabilizar as estruturas subcelulares das plantas e atuando como quelante de metais, eliminando as EROs, melhorando a atividade fotossintética e nutrição mineral, reduzindo o efeito de íons tóxicos (ZOUARI et al., 2019; DOGOY et al., 2022). Ainda, produz o aceptor de elétrons NADP⁺, reduzindo a sobrecarga nos fotossistemas e reduzindo a fotoinibição (REJEB et al., 2014).

No entanto, ainda há uma lacuna de conhecimento sobre a compreensão dos efeitos de prolina como mitigador dos impactos do estresse salino no cultivo de pimenta biquinho (*Capsicum chinense* Jacq.). Rica em nutrientes e compostos bioativos, como a vitamina C, carotenóides, capsaicinóides e composições minerais, esta espécie é considerada uma espécie de elevada importância cultural, gastronômica e econômica, além de ser alto o seu potencial de exportação e industrialização (CHEN et al., 2022). Quanto ao efeito da prolina como atenuante da salinidade nos cultivos de pimenta, na literatura são citados trabalhos que fazem uso desse recurso para combater os efeitos osmóticos, tóxicos e oxidativos que a salinidade causa em plantas de pimenta do mesmo gênero (AL-TAEY, 2017; RASOULI et al., 2022). Contudo, investigações sob uma dose ideal em um determinado nível salino são necessárias.

No Nordeste do Brasil o cultivo de pimenta biquinho é afetado pela escassez local de água por intermédio de chuvas irregulares na região, como as elevadas taxas de evapotranspiração, fazendo com que o uso de água salobra seja a única alternativa para a irrigação (GOMES FILHO et al., 2021; BIONE et al., 2021). Com base nessas questões, estudos que analisem o potencial da prolina no crescimento e desenvolvimento de pimenta são necessários, de maneira a fornecer subsídios a produtores de regiões onde a salinidade é o principal desafio de produção.

Portanto, o objetivo desta revisão é mostrar as recentes descobertas a respeito do efeito atenuante da prolina na cultura da pimenta (*Capsicum chinense*) submetida ao estresse salino e enfatizar a importância do estudo da caracterização anatômica dessa espécie.

2 REVISÃO DA LITERATURA

2.1 SALINIDADE: EFEITOS ADVERSOS NO SOLO E NA PLANTA

O solo é um recurso essencial do ecossistema terrestre, sendo o principal substrato de uso para as plantas, ajudando na disseminação e desenvolvimento do vegetal, oferecendo, assim, um meio de alimentar a população global que cresce de forma contínua, com perspectivas populacionais de 9,8 bilhões de pessoas até meados de 2050 (ONU, 2022). Entretanto, o excesso de sais em sua estrutura o torna salino, tornando-se prejudicial ao cultivo das culturas agrícolas, o que prejudica a saúde do ambiente com a perda de fertilidade e modificações nas propriedades químicas e físicas, afetando diretamente a zona radicular das plantas (DÍAZ et al., 2021; FU et al., 2020).

A salinidade reduz a produção e o crescimento das plantas, especialmente, por provocar efeitos secundários como o estresse hídrico e oxidativo, expansão celular, toxicidade iônica e atraso em processos metabólicos (FENG et al., 2020). Por exemplo, o fechamento dos estômatos é uma resposta primária do vegetal sob condições de estresse, diminuindo a perda de água por transpiração e reduz a absorção de CO₂, resultando no acúmulo de EROs (WANI et al., 2020).

No solo, a salinização inclui os solos salinos, alcalinos e salino-alcalinos, diferenciados pela Condutividade Elétrica (CE), Porcentagem de Sódio Trocável (PST) e Potencial Hidrogeniônico (pH). Os solos salinos apresentam valores de CE de $>4 \text{ dS m}^{-1}$, ESP <15 e pH $<8,5$, diferente dos alcalinos, que corresponde em $<4 \text{ dS m}^{-1}$ (CE), > 15 (ESP) e $<8,5$ (pH) (SEIFI et al., 2020). A salinização é um processo de ocorrência secundária ou natural, de modo que a secundária diz respeito à elevada concentração de sais no solo decorrentes de atividades antrópicas, especialmente fazendo uso de água com restrição de qualidade para fins de irrigação em regiões com alta sazonalidade e má drenagem (PEÑA et al., 2020). Já os naturais são aqueles que agem na própria paisagem sem a ação do homem, ocorrendo principalmente pelo intemperismo dos minerais e à intrusão da água do mar (RAMOS et al., 2020).

A nível mundial, o solo salino gera perdas agrícolas anuais que podem chegar a US\$ 27,3 bilhões, estando diretamente relacionado à dificuldade de germinação e emergência das sementes, o que por consequência afeta no rendimento agrícola e

qualidade do solo e da água, sendo de forma mais agravada em regiões de clima árido e semiárido, ocasionando degradação do solo (ZAMAN et al., 2018). Esses entraves acometidos ao solo pela salinização modificam o desenvolvimento da planta, por meio do efeito do estresse osmótico que ocasiona restrição no crescimento das raízes, caule, folhas e frutos (GORJI et al., 2016).

Dessa forma, a salinização do solo tornou-se um obstáculo ambiental, sendo responsável por afetar à estabilidade do ambiente agrícola e o progresso da economia agrícola (WANG et al., 2018). Pesquisas apontam que cerca de 930 milhões de hectares de terra se encontram sob ameaças da salinização do solo (WANG et al., 2020). Com isso, é necessário investir em pesquisas que abordem à influência da salinidade do solo na sua estrutura e propriedades, de modo que seja possível o entendimento da reabilitação de solos salinos, bem como a superação desses desafios (TANG et al., 2020).

Com o acréscimo dos teores de sais na água de irrigação, os agregados do solo são erradicados através de expansão e dispersão de argila, ocorrendo por intermédio do alargamento do espaço interlamelar entre as camadas duplas difusas adjacentes (VELDE e MEUNIER, 2008). Em contraste, o método de agregação do solo é submisso da concentração de sais presentes na solução do solo nas etapas de umidificação e secagem (TANG et al., 2020). Assim, o solo salino intercepta na atividade e composição microbiana do solo, interrompendo as atividades celulares e ocasionando secagem e lise das células microbianas (LEOGRANDE e VITTI, 2019).

A salinidade é um mecanismo complexo que age de forma adversa nas plantas, especialmente nas vias fisiológicas e bioquímicas, com acúmulo abundante acumulando Na^+ e influenciando o efluxo de K^+ e Ca^{2+} citosólicos, que por consequência, leva à um desequilíbrio em sua homeostase celular, retardando o crescimento da planta pela deficiência de nutrientes e provocando a morte celular (AHANGER e AGARWAL, 2017).

Apesar da salinidade do solo ocasionar efeitos negativos nas plantas, seu efeito inibitório é dependente de diversos fatores, como a concentração de sal e o intervalo de tempo, espécies e variedades utilizadas, aptidão de extinção fotoquímica, características de troca gasosas e pigmentos fotossintéticos (KAMRAN et al., 2019).

Alguns cientistas (AHANGER e AGARWAL, 2017; SHAHVERDI et al., 2018) constataram que a produção de matéria seca bem como o atraso do crescimento vegetal em solos prejudicados por sais podem estar sujeitos ao retardamento do alongamento celular por meio do comprometimento direto das atividades de proteínas de transporte, como H^+ -ATPase e H^+ -PPase. Estudos apontam que o solo sob altas concentrações de sais e consequentemente baixa eficiência de absorção de água, tende a uma maior redução da área foliar em plantas, quando comparado ao desenvolvimento das raízes, esse fato pode ser explicado devido a umidade do solo que é preservada com o intuito de evitar a quantidade excessiva de sal solúvel presente no solo (AHMADI et al., 2018).

Além disso, altos níveis de Na^+ nos vegetais ocasiona prejuízos na membrana celular e organelas, acarretando diminuição significativa nas atividades fisiológicas da planta, como a taxa fotossintética líquida, condutância estomática, taxa de transpiração e CO_2 intracelular. Essas alterações na fisiologia do vegetal podem abranger o rompimento da membrana celular, desintoxicação as espécies reativas de oxigênio (EROs) no citoplasma, uma taxa fotossintética diminuída e modificações das enzimas antioxidantes (HUSSAIN et al., 2019).

Dessa forma, uma resposta de crescimento é originada em duas fases à salinidade, em que a primeira resulta no efeito dos sais fora da planta, em que o sal ainda presente no solo acarreta diminuição do crescimento nas folhas com maior grau e em menor volume de agressão, afetando o crescimento das raízes (MUNNS, 2007). Na primeira fase, o Na^+ e Cl^- não se concentram em grande quantidade nos tecidos em desenvolvimento em concentrações que inviabilizem o crescimento da planta. Na segunda fase, por sua vez, é identificado a ação tóxica do sal dentro da planta, com alta absorção e acúmulo nas folhas mais velhas através de transporte contínuo, originando transpiração vegetal e causando altas concentrações de Na^+ e Cl^- , chegando na morte das folhas (HERNÁNDEZ, 2019).

Limitar a redução do rendimento agrícola sob estresses abióticos, com ênfase no estresse salino, é um forte desafio da atualidade, de forma a sustentar a segurança alimentar. Com isso, diversas ferramentas foram construídas com objetivo de diminuir de forma considerável os efeitos adversos da salinidade sob as plantas, como é o caso de osmoprotetores, que vêm atraindo atenção aos

pesquisadores e produtores, apresentando elevada eficiência, facilidade de manuseio e de baixo custo (HOSSEINIFARD et al., 2022).

2.2 OSMOPROTETORES

Os osmoprotetores conhecidos por solutos compatíveis, são moléculas orgânicas de pequeno tamanho, que agem como osmólitos e propiciam às plantas maior capacidade de sobrevivência sob o estresse osmótico, como é o caso do estresse salino, com papel fundamental em manter o turgor celular (HOSSAIN et al., 2019).

A osmoproteção amplia de forma significativa o sistema de defesa antioxidante, auxiliando na homeostase iônica celular, aumentando a biossíntese e acumulação de osmoprotetores diferentes, tais como, prolina, trealose e glicina betaína no citoplasma, de modo a desempenhar funções celulares dentro da normalidade (KUSALE et al., 2021). O estresse salino interfere no mecanismo de ajuste osmótico, prejudicando assim, a capacidade específica do vegetal na produção desses osmoprotetores. Aqui, apresentamos sistematicamente os diferentes papéis da prolina na mitigação do estresse da salinidade nas plantas.

2.2.1 Prolina

A prolina é considerada um dos osmoprotetores mais estudado nas plantas, sendo importante para garantir a sobrevivência dos vegetais quando submetidos a estresses abióticos (GHOSH et al., 2022). Esse composto já foi estudado em detalhes por diversos pesquisadores (SHARMA et al., 2019; KHOMA et al., 2021; GHOSH et al., 2022), elucidando seu papel no desempenho e tolerância das plantas em condições ambientais desfavoráveis.

Além de ação osmoprotetora, a prolina desempenha funções importantes como antioxidante, reguladora de sinais e entre outras (SHARMA et al., 2019), atuando de forma que combina as funções de um metabólito sob estresse, assim como considerado um composto presente na regulação de processos celulares à adaptabilidade das plantas ao estresse atribuído (KHOMA et al., 2021).

Dessa forma, mecanismos de sinalização que incentive a síntese de prolina por estresse em plantas, especialmente pela salinidade, engloba o ácido abscísico, ROS, íons de cálcio e provavelmente desconhecidos mediadores de sinais hormonais (PARKASH e SINGH, 2020).

A aplicação de forma exógena de compostos de baixo peso molecular, como é o caso da prolina, tem a capacidade de diminuir os efeitos deletérios do estresse salino em plantas, de forma que a planta começa a tolerar esse tipo de estresse, visto que as moléculas resgatam os vegetais e ocasiona uma regulação osmótica para elevar sua tolerância (NOREEN et al., 2019). Esse aminoácido age como um osmólito, quelante de metais e ainda como ligantes, mantendo a estruturação das membranas, prevenindo o extravasamento de eletrólitos e reduzindo o nível de espécies reativas de oxigênio, ajudando as plantas contra o estresse sofrido (SHAHID et al., 2022).

Com isso, a prolina vem sendo estudada de forma abundante pelos pesquisadores, especialmente aplicados exogenamente sob estresses abióticos, mostrando potencial de uso para aperfeiçoar os efeitos do estresse em diversas culturas de interesse agrícola, como é o caso da pimenta (OJEWUMI et al., 2022), apresentando efeito protetor em relação a fosfolipídios, plasmalema, mitocôndrias e membranas plastídicas. Com base no exposto e nas pesquisas desenvolvidas com uso de prolina nas plantas, entende-se que sua aplicação pode aliviar os efeitos deletérios do estresse salino (KHALID et al., 2022).

Portanto, a aplicação de prolina pode desempenhar um papel importante na mitigação dos efeitos prejudiciais do estresse salino, representando uma abordagem promissora para melhorar a produtividade e a resistência das culturas agrícolas.

2.2.2 Estrutura e função da prolina

A prolina é um aminoácido de estrutura cíclica, apresentando em seu arranjo o grupo amino secundário, distinguindo-se dos outros aminoácidos proteicos, sendo considerada um dos osmoprotetores de maior eficácia e molécula sinalizadora, com importante papel no metabolismo primário como aminoácidos livres e como elemento de proteínas (KHALID et al., 2022).

Portanto, desperta o interesse dos pesquisadores, e vários estudos têm mostrado uma correlação positiva entre o seu uso e a tolerância das plantas ao estresse abiótico., agindo como um elemento importante da resposta fisiológica do vegetal ao estresse, com acúmulo podendo chegar ao citosol sem ocasionar efeitos nocivos as células. Além disso, devido à sua capacidade de formar ligações de hidrogênio, esse aminoácido é capaz de aumentar a estabilidade da proteína e preservar a integridade da membrana, além de proteger as células e aumentar a capacidade de absorção de água e ativar enzimas (KHALID et al., 2022).

Esse osmoprotetor é um osmólito e também uma forte molécula antioxidante, quelante de metais, estabilizante de proteínas, erradicador de ROS e por sua vez, consegue inibir a morte celular programada (HOSSEINIFARD et al., 2022). O uso de prolina de forma exógena consegue garantir que a planta tenha turgescência da célula mesmo em condições estressantes, protegendo o vegetal contra efeitos prejudiciais, e atuando no aumento fotossintético, transpiração, condutância estomática e antioxidants (ILYAS et al., 2020; KHALID et al., 2022).

Em resumo, a prolina desempenha papéis importantes como osmoprotetor, molécula sinalizadora e estabilizadora de proteínas nas plantas. Sua aplicação exógena pode proteger as células, aumentar a absorção de água e promover o crescimento em condições adversas. No entanto, seu uso deve ser controlado para evitar efeitos tóxicos indesejados.

2.2.3 Metabolismo da prolina e regulação durante o estresse

As plantas têm a capacidade de desempenhar tolerância ao estresse salino por meio da adaptação do seu metabolismo para proteção dos processos celulares primordiais, dentre estes, se enquadram a fotossíntese e a respiração (SAFDAR et al., 2019). Esses aparatos agem em sinergia modificando os metabolismos e impulsionando novas vias bioquímicas, além de estimular a síntese de compostos químicos, podendo se encontrar ausentes ou presentes em reduzidas concentrações antes do estresse acontecer (ACOSTA-MOTOS et al., 2017).

O conteúdo celular de prolina é regulado pelo equilíbrio entre a biossíntese e a degradação, que formam um ciclo com o glutamato como principal fonte da biossíntese da prolina e produto do seu catabolismo (SZABADOS e SAVOURÉ,

2010). Nas plantas, a prolina ocorre principalmente através da via do ácido glutâmico, um aminoácido comum nas plantas, sendo convertido em pirrolina-5-carboxilato (P5C), posteriormente, reduzido a prolina pela ação da enzima pirrolina-5-carboxilato redutase (P5CR). A degradação de proteínas abundantes também pode contribuir para o acúmulo de prolina em condições de estresse ou alimentar a respiração mitocondrial após a senescência (BATISTA-SILVA et al., 2019; LAUNAY et al., 2019).

Nas plantas, a via biossintética derivada do glutamato é dominante e é composta por duas etapas consecutivas. Primeiro, a enzima bifuncional $\Delta 1A$ - pirrolina-carboxilato sintetase (P5CS) reduz o glutamato a glutamato semialdeído (GSA), que é espontaneamente convertido em pirrolina-5-carboxilato (P5C), o intermediário comum no metabolismo da prolina e da ornitina. O P5C é subsequentemente reduzido a prolina pela P5C redutase (P5CR). Na maioria das plantas, o P5CS é codificado por dois genes, com regulação transcricional notavelmente diferente. P5CR, que é codificado por um único gene em plantas, converte P5C em prolina usando preferencialmente NADPH como doador de elétrons (ALVAREZ et al., 2022). Alternativamente, a prolina pode ser sintetizada a partir da ornitina pela ornitina δ -aminotransferase (OAT), gerando P5C, que por sua vez pode ser convertida em prolina.

O catabolismo da prolina ocorre na mitocôndria e compreende duas etapas oxidativas, mediadas sucessivamente pelas enzimas limitadoras de velocidade prolina desidrogenase (ProDH) e P5C desidrogenase (P5CDH). Em plantas, o ProDH é codificado por dois genes, com diferentes perfis de expressão temporais, espaciais e dependentes do estresse e funções biológicas não redundantes (SERVET et al., 2012; CABASSA-HOURTON et al., 2016; RIZZI et al., 2017)

O potencial do metabolismo da prolina para levar à formação de ROS foi retratado como uma atividade de estímulo para a morte celular programada em vegetais, com papéis contrastantes da prolina na defesa vegetal peculiares de moléculas redox, que tende a dirigir reações redox em vias oxidativas e redutivas, de modo a depender do contexto fisiológico (FURLAN et al., 2020). É imprescindível compreender a natureza da prolina, se expressando por sua alta complexidade, bem como seu metabolismo na fisiologia do estresse (FICHMAN et al., 2015). Com isso,

estudos conciliando esses comportamentos no contexto do estresse às plantas revelam novos conhecimentos essenciais.

2.2.4 Efeito da prolina contra o estresse de salinidade

A aplicação de prolina de forma exógena confere as plantas o aumento da clorofila, conteúdo relativo de água, transpiração e condutância estomática para mitigar o estresse ocasionado pelas altas concentrações de sais no solo (KHALID et al., 2022). Em uma espécie de *Capsicum* (*C. annum*), uma pulverização de 0,8 mM de prolina aumentou a tolerância ao sal nos genótipos testados, melhorando o crescimento, produção de frutos, relações hídricas e as trocas gasosas de plantas sob estresse salino (BUTT et al., 2020).

Em dois genótipos de pimenta (*C. annum* L.), a aplicação de prolina exógena com 0,8 mM aumentou o crescimento, atributos fisiológicos, iônicos e bioquímicos em ambos os genótipos testados, apesar das condições salinas (BUTT et al., 2016). Dessa forma, a prolina demonstra estimular o crescimento, características físico-químicas e anatômicas das plantas, de modo que quando aplicado via folha em culturas suscetíveis ao estresse salino, esse aminoácido ajuda no estímulo as propriedades fisiológicas do vegetal.

Além disso, o uso de prolina exógena via foliar regula a expressão de diversos genes associados a enzimas antioxidantes sob condições de estresse por salinidade, em que dentre esses genes, a 1-pirrolina-5-carboxilato sintetase é causador pela regulação positiva do acúmulo de prolina impulsionado pelo estresse salino (KIM e NAM, 2013). Estudos recentes mostram que o uso de tratamentos exógenos de prolina para combater o estresse pela salinidade nas plantações vêm sendo relevantes (ORSINI et al., 2018; RADY et al., 2019; FREITAS et al., 2019; EL MOUKHTARI et al., 2020; HOSSEINIFARD et al., 2022), favorecendo o vegetal em toda a sua estrutura através da atenuação do estresse, aumentando ainda a fixação de carbono e teores de nitrogênio (KHALID et al., 2022).

Em suma, a aplicação exógena de prolina beneficia as plantas, aumentando a clorofila, conteúdo de água e trocas gasosas para enfrentar o estresse salino. Estudos em *Capsicum* evidenciam melhorias no crescimento e produção de frutos,

no entanto, é importante avaliar os efeitos dessa aplicação específica na espécie *Capsicum chinense*.

2.3 PIMENTA (*Capsicum chinense*)

A pimenta-biquinho (*Capsicum chinense* Jacq.) é uma importante hortaliça cultivada pertencente a família Solanaceae, amplamente consumida nas regiões do Brasil, principalmente no Norte e Nordeste, devido ao seu sabor e aroma atraentes (BARBOZA et al., 2019; ASSIS et al., 2020). É uma cultura que se faz presente na vida de diversos produtores, especialmente os pequenos e médios produtores, alavancando uma fonte de renda e servindo como fonte de nutrição (PERALTA-CRUZ et al., 2021). Além disso, essa cultura oferece boas oportunidades de lucratividade, especialmente quando o produtor agrega valor por meio do processamento, o que também contribui para a geração de empregos na agricultura familiar (JESUS et al., 2020).

Alguns estudos elucidam vestígios arqueológicos em plantas do gênero *Capsicum*, sendo empregadas na alimentação das civilizações pertencentes ao hemisfério Norte, desde meados de 7500 a.C., onde as pimentas já eram utilizadas como fonte pioneira de condimentos (AKYAVUZ et al., 2018). Quanto à origem das espécies de *Capsicum* spp., ela está localizada nas regiões tropicais e subtropicais, sendo de forma mais precisa entre ao sul do México e ao norte da amazônia, com chegada na Bolívia (VÁZQUEZ-ESPINOSA et al., 2020).

As espécies do gênero *Capsicum* foram denominadas de “pimenta” por apresentarem em sua estrutura frutos com sabor parecido ao de pimento-do-reino, mesmo que exibissem atributos morfológicos distintos (TRIPODI e KUMAR, 2019). Assim, por expressar esses e outros motivos, como fonte de vitamina C, bioflavonoides e compostos benéficos, essa cultura se faz presente na culinária em todo o mundo, disseminadas e conhecidas domesticamente (SMITH, 2015).

A classificação botânica do gênero *Capsicum* é pertencente a Divisão Magnoliophyta, Classe Magnoliopsida, Ordem Sonales e Família Solanaceae (THE ANGIOSPERM PHYLOGENY GROUP et al., 2016; ALMEIDA et al., 2020). O gênero *Capsicum* são formados por plantas herbáceas, subarborescentes e arbustivas, com

tamanho que varia de 25 a 150 cm, apresentando elevado número de ramos (BARBOZA et al., 2020).

Essas espécies apresentam a formação de raízes do tipo pivotante, com caules lenhosos ou semilenhosos e estrutura foliar lanceolada, apresentando ainda frutos carnudos do tipo baga com variações intraespecíficas e interespecíficas e sementes com diferentes tonalidades, podendo apresentar compostos como os capsainoides (ALMEIDA et al., 2020). Outro atributo desse gênero se encontra nas flores hermafroditas com corolas que variam de estrelada a rotativas com coloração variada (CARRIZO GARCÍA et al., 2016).

As pimentas se encontram entre uma das principais hortaliças cultivadas em todo o mundo, com consumo que pode ser através de forma *in natura* ou processada, podendo ser utilizada em forma de páprica, pastas, conservas, geleias, molhos e entre outros derivados (FERRAZ et al., 2016).

A China é considerada o maior produtor de pimenta do gênero *Capsicum*, com produção de 12.656.804,92 toneladas (MACEDO et al., 2021). Assim, as pimentas desse gênero apresentam expressiva relevância a nível mundial, tanto economicamente quanto socialmente, com produção mundial de *Capsicum* de 40,9 milhões de toneladas, em uma área de cultivo de 3,8 milhões de hectares, com principais produtores destacados em China (45,3%), México (8,4%), Turquia (6,3%), Indonésia (6,2%), Índia (4,6%), Espanha (3,1%), Nigéria (2,0%), Egito (1,9%), Estados Unidos (1,7%), Argélia (1,6%) e Tunísia (1,1%) (PINTO e DONZELE, 2023).

No entanto, essa produção pode ser reduzida a nível drástico quando a planta é acometida a diferentes estresses abióticos durante o seu desenvolvimento, e dentre estes, a salinidade se encontra como um fator que limita a produção, sendo importante fazer uso de variedades que sejam tolerantes ou resistentes ao estresse salino. Pesquisas em três espécies de pimenta do gênero *Capsicum* demonstraram que as espécies *C. annuum*, *C. frutescense* e *C. chinense* são tolerantes a CEa de até 1,78, 2,71 e 1,55 dS m⁻¹ na fase de desenvolvimento inicial, respectivamente, sendo à espécie *C. frutescense* mais tolerante ao estresse salino e *C. chinense* a mais sensível nas condições apresentadas (SÁ et al., 2019).

Em genótipos de pimenta do gênero *Capsicum*, sob condições salinas, o crescimento, rendimento e parâmetros fisiológicos da planta de pimenta no nível de salinidade de 6 dS m⁻¹, a cultivar 007F1 apresentou maior tolerância ao estresse,

com bom desempenho de crescimento, comprimento da raiz, peso seco da parte aérea e da raiz, clorofila “a” e “b”, conteúdo relativo de água e peso do fruto (AKHTAR et al., 2017). Nesse contexto, é importante considerar a avaliação fenotípicas das espécies do gênero *Capsicum* em relação à salinidade em ensaios de campo, visando aumentar a produção de pimentas.

2.4 ANATOMIA E SUA IMPORTÂNCIA PARA IDENTIFICAÇÃO DA ESPÉCIE

As espécies do gênero *Capsicum* apresentam diversos nomes populares, como pimenta, pimenta doce, malagueta e pimentão, os quais apresentam ricos compostos bioativos e nutrientes importantes (MADALA e NUTAKKI et al., 2020). Os frutos apresentam compostos distintos, como óleos graxos, proteínas, minerais e vitaminas (SONAWANE e SHINDE, 2021).

Este gênero apresenta 31 espécies, sendo a *C. chinense* uma das mais estudadas no Brasil, como é o caso da espécie Biquinho (MARTINEZ et al., 2021). Salienta-se que o gênero *Capsicum* expõe condições distintas quanto ao fruto, coloração, forma e sabor (SHARMA et al., 2021), e, dessa forma, o conhecimento quanto a identificação da espécie se torna essencial.

Nesse sentido, o estudo da arquitetura da planta vem sendo utilizado de forma ampla na taxonomia da família Solanaceae (BIANCHI et al., 2020), visto que a classificação correta das espécies é importante para gerenciar as coleções de germoplasma (DIAS et al., 2013). Contudo, o alto número de espécies desta família botânica torna-se a questão terminológica altamente complexa.

REFERÊNCIAS

- ACOSTA-MOTOS, J. R.; ORTUÑO, M. F.; BERNAL-VICENTE, A.; DIAZ-VIVANCOS, P.; SANCHEZ-BLANCO, M. J.; HERNANDEZ, J. A. Plant responses to salt stress: adaptive mechanisms. **Agronomy**, v. 7, n. 1, p. 18, 2017.
- AHANGER, M. A.; AGARWAL, R. M. Salinity stress induced alterations in antioxidant metabolism and nitrogen assimilation in wheat (*Triticum aestivum* L) as influenced by potassium supplementation. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 115, p. 449-460, 2017.
- AHMADI, F. I.; KARIMI, K.; STRUIK, P. C. Effect of exogenous application of methyl jasmonate on physiological and biochemical characteristics of *Brassica napus* L. cv. Talaye under salinity stress. **South African Journal of Botany**, v. 115, p. 5-11, 2018.
- AKHTAR, M. F.; HUSSAIN, A.; AHMAD, F.; KHARAL, M. A.; KHALID I.; LATIF, M.; JAMSHAD, M. U. Screening of pepper (*Capsicum annuum* L.) genotypes against salinity stress. **Journal of Environmental and Agricultural Sciences**, v. 11, p. 51-58, 2017.
- AKYAVUZ, R.; TASKIN, B.; KOÇAK, M.; YILDIZ, M. Exploring the genetic variations and population structure of Turkish pepper (*Capsicum annuum* L.) genotypes based on peroxidase gene markers. **3 Biotech**, v. 8, p. 1-9, 2018.
- ALMEIDA, B. M.; ALMEIDA LOPES, A. C.; SILVA, V. B.; LIMA F. L. PIMENTAS *Capsicum* L. Conservação dos recursos genéticos, caracterização morfológica e citogenética e sequenciamento genômico (parte II). **As vicissitudes da pesquisa e da teoria nas ciências agrárias**, p. 48-61, 2020.
- AL-TAEY, D. K. A. Mitigation of salt stress by organic matter and GA3 on growth and peroxidase activity in pepper (*Capsicum annum* L.). **Advances in Natural and Applied Sciences**, v. 11, n. 10, p. 1-11, 2017.
- ALVAREZ, M. E.; SAVOURÉ, A.; SZABADOS, L. Proline metabolism as regulatory hub. **Trends in Plant Science**, v. 27, n. 1, p. 39-55, 2022.
- ANGIOSPERM PHYLOGENY GROUP.; CHASE, M. W.; CHRISTENHUSZ, M. J.; FAY, M. F.; BYNG, J. W.; JUDD, W. S.; SOLTIS, D. E.; MABBERLEY, D. J.; SENNIKOV, A. N.; SOLTIS, P. S.; STEVENS, P. F. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG IV. **Botanical journal of the Linnean Society**, v. 181, n. 1, p. 1-20, 2016.
- ANWAR, A.; SHE, M.; WANG, K.; RIAZ, B.; YE, X. Biological roles of ornithine aminotransferase (OAT) in plant stress tolerance: present progress and future perspectives. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 19, n. 11, p. 3681, 2018.

ASSIS, R.; BABA, V. Y.; CINTRA, L. A.; GONÇALVES, L. S. A.; RODRIGUES, R.; VANZELA, A. L. L. Genome relationships and LTR-retrotransposon diversity in three cultivated *Capsicum* L. (*Solanaceae*) species. **BMC genomics**, v. 21, n. 1, p. 1-14, 2020.

BARBOZA, G. E.; BIANCHETTI, L.; STEHMANN, J. R. *Capsicum carassense* (*Solanaceae*), a new species from the Brazilian Atlantic Forest. **PhytoKeys**, v. 140, p. 125, 2020.

BARBOZA, G. E.; GARCIA, C. C.; GONZÁLEZ, S. L.; SCALDAFERRO, M.; REYES, X. Four new species of *Capsicum* (*Solanaceae*) from the tropical Andes and an update on the phylogeny of the genus. **PloS One**, v. 14, n. 1, p. e0209792, 2019.

BATISTA-SILVA, W.; HEINEMANN, B.; RUGEN, N.; NUNES-NESE, A.; ARAÚJO, W. L.; BRAUN, H. P.; HILDEBRANDT, T. M. The role of amino acid metabolism during abiotic stress release. **Plant, Cell & Environment**, v. 42, n. 5, p. 1630-1644, 2019.

BEKHRADI, F.; DELSHAD, M.; MARÍN, A.; LUNA, M. C.; GARRIDO, Y.; KASHI, A.; BABALAR, M.; GIL, M. I. Effects of salt stress on physiological and postharvest quality characteristics of different Iranian genotypes of basil. **Horticulture, Environment, and Biotechnology**, v. 56, p. 777-785, 2015.

BIANCHI, P. A.; SILVA, L. R. A.; ALENCAR, A. A. S.; SANTOS, P. H. A. D.; PIMENTA, S.; SUDRÉ, C. P.; CORTE, L. E.; GONÇALVES, L. S. A.; RODRIGUES, R. Biomorphological characterization of Brazilian *Capsicum chinense* Jacq. germplasm. **Agronomy**, v. 10, n. 3, p. 447, 2020.

BUTT, M.; AYYUB, C. M.; AMJAD, M.; AHMAD, R. Proline application enhances growth of chilli by improving physiological and biochemical attributes under salt stress. **Pakistan Journal of Agricultural Sciences**, v. 53, n. 1, 2016.

BUTT, M.; SATTAR, A.; ABBAS T.; SHER, A.; IJAZ, M.; UL-ALLAH, S.; SHAHEEN, M. R.; KALEEM, F. et al. Foliage applied proline induces salt tolerance in chili genotypes by regulating photosynthetic attributes, ionic homeostasis, and antioxidant defense mechanisms. **Horticulture, Environment, and Biotechnology**, v. 61, p. 693-702, 2020.

CABASSA-HOURTON, C.; SCHERTL, P.; BORDENAVE-JACQUEMIN, M.; SAADALLAH, K.; GUIVARC'H, A.; LEBRETON, S.; PLANCHAIS, S.; KLODMANN, J.; EUBEL, H.; CRILAT, E.; LEFEBVRE-DE VOS, D.; GHELIS, T.; RICHARD, L.; ABDELLE, C.; CAROL, P.; BRAUN, H.; SAVOURÉ, A. Proteomic and functional analysis of proline dehydrogenase 1 link proline catabolism to mitochondrial electron transport in *Arabidopsis thaliana*. **Biochemical Journal**, v. 473, n. 17, p. 2623-2634, 2016.

CARRIZO GARCÍA, C.; BARFUSS, M. H.; SEHR, E. M.; BARBOZA, G. E.; SAMUEL, R.; MOSCONE, E. A.; EHRENDORFER, F. Phylogenetic relationships, diversification and expansion of chili peppers (*Capsicum*, *Solanaceae*). **Annals of Botany**, v. 118, n. 1, p. 35-51, 2016.

CHEN, M.; WANG, X.; LIU, Y.; LI, P. WANG, R.; JIANG, L. Discoloration Investigations of Yellow Lantern Pepper Sauce (*Capsicum chinense* Jacq.) Fermented by *Lactobacillus plantarum*: Effect of Carotenoids and Physiochemical Indices. **Molecules**, v. 27, n. 20, p. 7139, 2022.

DIAS, G. B.; GOMES, V. M.; MORAES, T. M.; ZOTTICH, U. P.; RABELO, G. R.; CARVALHO, A. O.; GONÇALVES, L. S. A. M.; RODRIGUES, R.; CUNHA, M. Characterization of *Capsicum* species using anatomical and molecular data. **Genetics and Molecular Research**, v. 12, n. 4, p. 6488-6501, 2013.

DÍAZ, F. J.; SANCHEZ-HERNANDEZ, J. C.; NOTARIO, J. S. Effects of irrigation management on arid soils enzyme activities. **Journal of Arid Environments**, v. 185, p. 104330, 2021.

EL MOUKHTARI, A.; CABASSA-HOURTON, C.; FARISSI, M.; SAVOURÉ, A. How does proline treatment promote salt stress tolerance during crop plant development. **Frontiers in Plant Science**, v. 11, p. 1127, 2020.

EL SABAGH, A. I.; HOSSAIN, A.; BARUTÇULAR, C.; IQBAL, M. A.; ISLAM, M. S.; FAHAD, S.; ERMAN, M. Consequences of salinity stress on the quality of crops and its mitigation strategies for sustainable crop production: an outlook of arid and semi-arid regions. **Environment, Climate, Plant and Vegetation Growth**, v. 55, p. 503-533, 2020.

FENG, Z.; DING, C.; LI, W.; WANG, D.; CUI, D. Applications of metabolomics in the research of soybean plant under abiotic stress. **Food Chemistry**, v. 310, p. 125914, 2020.

FERRAZ, R. M.; RAGASSI, C. F.; HEINRICH, A. G.; LIMA, M. F.; PEIXOTO, J. R.; REIFSCHNEIDER, F. J. Caracterização morfoagronômica preliminar de acessos de pimentas cumari. **Horticultura Brasileira**, v. 34, p. 498-506, 2016.

FICHMAN, Y.; GERDES, S. Y.; KOVÁCS, H.; SZABADOS, L.; ZILBERSTEIN, A.; CSONKA, L. N. Evolution of proline biosynthesis: enzymology, bioinformatics, genetics, and transcriptional regulation. **Biological Reviews**, v. 90, n. 4, p. 1065-1099, 2015.

FREITAS, P. A. F.; CARVALHO, H. H.; COSTA, J. H.; MIRANDA, R. D. S.; SARAIVA, K. D. D. C.; OLIVEIRA, F. D. B.; COELHO, D. G.; PRISCO, J. T.; GOMES-FILHO, . Salt acclimation in sorghum plants by exogenous proline: physiological and biochemical changes and regulation of proline metabolism. **Plant Cell Reports**, v. 38, p. 403-416, 2019.

FU, Z.; WANG, P.; SUN, J.; LU, Z.; YANG, H.; LIU, J.; XIA, J.; LI, T. Composition, seasonal variation, and salinization characteristics of soil salinity in the Chenier Island of the Yellow River Delta. **Global Ecology and Conservation**, v. 24, p. e01318, 2020.

FURLAN, A. L.; Bianucci, E.; Giordano, W.; Castro, S.; Becker, D. F. Proline metabolic dynamics and implications in drought tolerance of peanut plants. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 151, p. 566-578, 2020.

GHOSH, U. K.; ISLAM, M. N.; SIDDIQUI, M. N.; CAO, X.; KHAN, M. A. R. Proline, a multifaceted signalling molecule in plant responses to abiotic stress: understanding the physiological mechanisms. **Plant Biology**, v. 24, n. 2, p. 227-239, 2022.

GODOY, F.; OLIVOS-HERNÁNDEZ K, S. C.; HANDFORD, M. Abiotic stress in crop species: improving tolerance by applying plant metabolites. **Plants**, v. 10, n. 2, p. 186, 2021.

GORJI, T.; SERTEL, E.; TANIK, A. Monitoring soil salinity via remote sensing technology under data scarce conditions: A case study from Turkey. **Ecological indicators**, v. 74, p. 384-391, 2017.

HASNAIN, M.; ABIDEEN, Z.; HASHMI, S.; NAZ, S.; MUNIR, N. Assessing the potential of nutrient deficiency for enhancement of biodiesel production in algal resources. **Biofuels**, v. 14, n. 1, p. 1-34, 2023.

HERNÁNDEZ, J. A. Salinity tolerance in plants: Trends and perspectives. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 20, n. 10, p. 2408, 2019.

HOSSAIN, M. A.; KUMAR, V.; BURRITT, D. J.; FUJITA, M.; MÄKELÄ, P. S. Osmoprotectant-mediated abiotic stress tolerance in plants. **Proline Metabolism and Its Functions in Development and Stress Tolerance**; Springer Nature: Cham, Switzerland, p. 41-72, 2019.

HOSSEINIFARD, M.; STEFANIAK, S.; GHORBANI JAVID, M.; SOLTANI, E.; WOJTYLA, Ł.; GARNCZARSKA, M. Contribution of exogenous proline to abiotic stresses tolerance in plants: a review. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 23, n. 9, p. 5186, 2022.

HUSSAIN, S.; BAI, Z.; HUANG, J.; CAO, X.; ZHU, L.; ZHU, C.; KHASKHELI, M. A.; ZHONG, C.; JIN, Q.; ZHANG J. 1-Methylcyclopropene modulates physiological, biochemical, and antioxidant responses of rice to different salt stress levels. **Frontiers in Plant Science**, v. 10, p. 124, 2019.

ILYAS, N.; AMJID, M. W.; SALEEM, M. A.; KHAN, W.; WATTOO, F. M.; RANA, R. M.; MAQSOOD, R. H.; ZAHID, A.; SHAH, G. A.; ANWAR, A.; AHMAD, M. Q.; SHAHEEN, M.; RIAZ, H.; ANSARI, M. J. Quantitative trait loci (QTL) mapping for physiological and biochemical attributes in a Pasban90/Frontana recombinant inbred lines (RILs) population of wheat (*Triticum aestivum*) under salt stress condition. **Saudi Journal of Biological Sciences**, v. 27, n. 1, p. 341-351, 2020.

JESUS, G. C. R.; FREITAS NETO, E. C.; BARRAQUE, M. J. M.; MESQUITA, P. H. G.; CURVÊLO C. R. S.; CANTUÁRIO, F. S.; SALOMÃO, L. C.; PEREIRA, A. I. Z. Qualidade e produtividade de variedades botâncias de pimenta (*Capsicum chinense*)

fora da região Amazônica, seu centro de diversificação. **Brazilian Journal of Development**, v. 6, n. 5, p. 32378-32389, 2020.

KAMRAN, M.; PARVEEN, A.; AHMAR, S.; MALIK, Z.; HUSSAIN, S.; CHATTHA, M. S.; SALEEM, M. H.; ADIL, M.; HEIDARI, P.; CHEN, J. An overview of hazardous impacts of soil salinity in crops, tolerance mechanisms, and amelioration through selenium supplementation. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 21, n. 1, p. 148, 2019.

KHALID, M.; REHMAN, H. M.; AHMED, N.; NAWAZ, S.; SALEEM, F.; AHMAD, S.; ZAIR, M.; RANA, A. I.; ATIF, R. M.; ZAMAN, Q. U.; LAM, H. M. Using Exogenous Melatonin, Glutathione, Proline, and Glycine Betaine Treatments to Combat Abiotic Stresses in Crops. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 23, n. 21, p. 12913, 2022.

KHANNA-CHOPRA, R.; SEMWAL, V. K.; LAKRA, N.; PAREEK, A. Proline—A key regulator conferring plant tolerance to salinity and drought. In: **Plant tolerance to environmental stress**. CRC Press, 2019. p. 59-80.

KHOMA, Y. A.; NESTERENKO, O. G.; KUTSOKON, N. K.; KHUDOLIEIEVA, L. V.; SHEVCHENKO V. V.; RASHYDOV, N. M. Proline content in the leaves of poplar and willow under water deficit. **Regulatory Mechanisms in Biosystems**, v. 12, n. 3, p. 519-522, 2021.

KIM, G; NAM, Y. A novel Δ 1-pyrroline-5-carboxylate synthetase gene of *Medicago truncatula* plays a predominant role in stress-induced proline accumulation during symbiotic nitrogen fixation. **Journal of Plant Physiology**, v. 170, n. 3, p. 291-302, 2013.

KISHOR, P. B. K.; KUMARI, P. H.; SUNITA, M. S. L.; SREENIVASULU, N. Role of proline in cell wall synthesis and plant development and its implications in plant ontogeny. **Frontiers in Plant Science**, v. 6, p. 544, 2015.

KUSALE, S. P.; ATTAR, Y. C.; SAYYED, R. Z.; EL ENSHASY, H.; HANAPI, S. Z.; ILYAS, N.; ELGORBAN, A. M.; BAHKALI, A. H.; MARRAIKI, N. Inoculation of *Klebsiella variicola* alleviated salt stress and improved growth and nutrients in wheat and maize. **Agronomy**, v. 11, n. 5, p. 927, 2021.

LAUNAY, A.; CABASSA-HOURTON, C.; EUBEL, H.; MALDINEY, R.; GUIVARC'H, A.; CRILAT, E.; PLANCHAIS, S.; LACOSTE, J.; BORDENAVE-JACQUEMIN, M.; CLÉMENT, G.; RICHARD, L.; CAROL, P.; BRAUN, H.; LEBRETON, S.; SAVOURÉ, A. Proline oxidation fuels mitochondrial respiration during dark-induced leaf senescence in *Arabidopsis thaliana*. **Journal of Experimental Botany**, v. 70, n. 21, p. 6203-6214, 2019.

LEOGRANDE, R.; VITTI, C. Use of organic amendments to reclaim saline and sodic soils: a review. **Arid Land Research and Management**, v. 33, n. 1, p. 1-21, 2019.

MACEDO, R. G. L.; SILVA, J. L. D. S.; SOUZA, A. Q. L. Produtos naturais no controle de *Colletotrichum* sp. associado a pimenta-de-cheiro (*Capsicum chinense* Jacq.). **Agrarian**, v. 14, n. 52, p. 194-202, 2021.

MADALA, N.; NUTAKKI, M. K. Hot pepper-history-health and dietary benefits & production. **International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences**, v. 9, n. 4, p. 2532-2538, 2020.

MARTINEZ, M.; SANTOS, C. P.; VERRUMA-BERNARDI, M. R.; CARRILHO, E. N. V. M.; SILVA, P. P. M.; SPOTO, M. H. F.; CIARROCCHI, I. R.; SALA, F. C. Agronomic, physical-chemical and sensory evaluation of pepper hybrids (*Capsicum chinense* Jacquin). **Scientia Horticulturae**, v. 277, p. 109819, 2021.

MISBAH, N. A. Z.; AKRAM, I.; SALEEM, M. A. Influences Induced by Salinity Stress on Germination, Growth and Proline Contents of Maize (*Zea mays* L.). **Journal of Agriculture, Food, Environment and Animal Sciences**, v. 3, n. 1, p. 15-26, 2022. MUNNS, R. Genes and salt tolerance: bringing them together. **New Phytologist**, v. 167, n. 3, p. 645-663, 2005.

NOREEN, S.; Faiz, S.; Akhter, M. S.; Shah, K. H. Influence of foliar application of osmoprotectants to ameliorate salt stress in sunflower (*Helianthus annuus* L.). **Sarhad Journal of Agriculture**, v. 35, p. 1316-1325, 2019.

OJEWUMI, A. W.; JUNAID, O. E.; FEYIBUNMI, G. O. Morpho-physiological assessment of water stress ameliorative potential of some osmoprotectants on growth performance and chlorophyll contents of cayenne pepper (*Capsicum annum*). **FUOYE Journal of Pure and Applied Sciences (FJPAS)**, v. 7, n. 3, p. 13-20, 2022. ORSINI, F.; PENNISI, G.; MANCARELLA, S.; AL NAYEF, M.; SANOUBAR, R.; NICOLA, S.; GIANQUINTO, G. Hydroponic lettuce yields are improved under salt stress by utilizing white plastic film and exogenous applications of proline. **Scientia Horticulturae**, v. 233, p. 283-293, 2018.

PARKASH, V.; SINGH, S. A review on potential plant-based water stress indicators for vegetable crops. **Sustainability**, v. 12, n. 10, p. 3945, 2020.

PEDROTTI, A.; CHAGAS, R. M.; RAMOS, V. C.; PRATA, A. P. N.; LUCAS, A. A. T. SANTOS, P. B. Causes and consequences of the process of soil salinization. **Revista Eletronica em Gestao Educacao e Tecnologia Ambiental**, v. 19, n. 2, p. 1308-1324, 2015.

PEÑA, A.; DELGADO-MORENO, L.; RODRÍGUEZ-LIÉBANA, J. A. A review of the impact of wastewater on the fate of pesticides in soils: Effect of some soil and solution properties. **Science of the Total Environment**, v. 718, p. 134468, 2020.

PERALTA-CRUZ, C.; RODRÍGUEZ-BUENFIL, I. M.; CABAL-PRIETO, A.; CUERVO-OSORIO, V. D.; ONEY-MONTALVO, J. E.; HERRERACORREDOR, J. A.; RAMÍREZ-SUCRE, M. O.; RAMÍREZ-RIVERA, E. D. J. Modeling consumer satisfaction to identify drivers for liking: An online survey based on images of Habanero pepper (*Capsicum chinense* Jacq.). **Journal of Sensory Studies**, v. 36, n. 6, p. e12696, 2021.

PINTO, C. M. F.; DONZELE, S. M. L. Diversidade das pimentas *Capsicum*.

campos&négociosonline. 2021, Available from:

<https://revistacampoenegocios.com.br/pimentas-capsicum>. Accessed: jan, 20, 2023.

RADY, M. M.; KUŞVURAN, A.; ALHARBY, H. F.; ALZHRANI, Y.; KUŞVURAN, S. Pretreatment with proline or an organic bio-stimulant induces salt tolerance in wheat plants by improving antioxidant redox state and enzymatic activities and reducing the oxidative stress. **Journal of Plant Growth Regulation**, v. 38, p. 449-462, 2019.

RAMOS, T. B.; CASTANHEIRA, N.; OLIVEIRA, A. R.; PAZ, A. M.; DAROUICH, H.; SIMIONESEI, L.; FARZAMIAN, M.; GONÇALVES, M. C. Soil salinity assessment using vegetation indices derived from Sentinel-2 multispectral data. application to Lezíria Grande, Portugal. **Agricultural Water Management**, v. 241, p. 106387, 2020.

RASOULI, F.; ASADI, M.; HASSANPOURAGHDAM, M. B.; AAZAMI, M. A.; EBRAHIMZADEH, A. KAKAEI, K.; MLCEK J. Foliar Application of ZnO-NPs Influences Chlorophyll fluorescence and antioxidants pool in *Capsicum annum* L. under salinity. **Horticulturae**, v. 8, n. 10, p. 908, 2022.

REHMAN, A. U.; BASHIR, F.; AYAYDIN, F.; KÓTA, Z.; PÁLI, T.; VASS, I. Proline is a quencher of singlet oxygen and superoxide both in in vitro systems and isolated thylakoids. **Physiologia Plantarum**, v. 172, n. 1, p. 7-18, 2021.

RIZZI, Y. S.; CECCHINI, N. M.; FABRO, G.; ALVAREZ, M. E. Differential control and function of Arabidopsis ProDH1 and ProDH2 genes on infection with biotrophic and necrotrophic pathogens. **Molecular Plant Pathology**, v. 18, n. 8, p. 1164-1174, 2017.

SÁ, F. V. S.; SOUTO, L. S.; PAIVA, E. P.; TORRES, S. B.; OLIVEIRA, F. A. Desenvolvimento inicial e tolerância de espécies de pimenta ao estresse salino. **Revista Caatinga**, v. 32, n. 3, p. 826-833, 2019.

SAFDAR, H.; AMIN, A.; SHAFIQ, Y.; ALI, A.; YASIN, R.; SHOUKAT, A.; HUSSAN, M. U.; SARWAR, M. I. A review: Impact of salinity on plant growth. **Nature and Science**, v. 17, n. 1, p. 34-40, 2019.

SALEEM, M. A.; TAHIR, M.; AHMAD, T.; TAHIR, M. N. Foliar application of boron improved the yield and quality of wheat (*Triticum aestivum* L.) in a calcareous field. **Soil & Environment**, v. 39, n. 1, 2020.

SEIFI, M.; AHMADI, A.; NEYSHABOURI, M. R.; TAGHIZADEH-MEHRJARDI, R.; BAHRAMI, H. A. Remote and Vis-NIR spectra sensing potential for soil salinization estimation in the eastern coast of Urmia hyper saline lake, Iran. **Remote Sensing Applications: Society and Environment**, v. 20, p. 100398, 2020.

SERVET, C.; GHELIS, T.; RICHARD, L.; ZILBERSTEIN, A.; SAVOURE, A. Proline dehydrogenase: a key enzyme in controlling cellular homeostasis. **Frontiers in Bioscience**, v. 17, n. 1, p. 607-620, 2012.

SHAHID, S.; SHAHBAZ, M.; MAQSOOD, M. F.; FARHAT, F.; ZULFIQAR, U.; JAVED, T.; FRAZ, A. M.; ALHOMRANI, M.; ALAMRI, A. S. Proline-Induced Modifications in Morpho-Physiological, Biochemical and Yield Attributes of Pea (*Pisum sativum* L.) Cultivars under Salt Stress. **Sustainability**, v. 14, n. 20, p. 13579, 2022.

SHAHVERDI, M. A.; OMIDI, H.; TABATABAEI, S. J. Plant growth and steviol glycosides as affected by foliar application of selenium, boron, and iron under NaCl stress in *Stevia rebaudiana* Bertoni. **Industrial Crops and Products**, v. 125, p. 408-415, 2018.

SHARMA, A.; SHAHZAD, B.; KUMAR, V.; KOHLI, S. K.; SIDHU, G. P. S.; BALI, A. S.; ZHENG, B. Phytohormones regulate accumulation of osmolytes under abiotic stress. **Biomolecules**, v. 9, n. 7, p. 285, 2019.

SHARMA, P.; KAUR, M.; SHARMA, A.; BHARDWAJ, N. Breeding vegetables for protected cultivation: A review. **Himachal Journal of Agricultural Research**, v. 47, n. 1, p. 1-17, 2021.

SILVA, T. I.; GONÇALVES, A. C. M.; MELO FILHO, J. S.; ALVES, W. S.; BASILIO, A. G. S.; FIGUEIREDO, F. R. A.; DIAS, T. J.; BLANK, A. F. Echophysiological aspects of *Ocimum basilicum* under saline stress and salicylic acid. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, v. 14, n. 2, p. 1-9, 2019.

SMITH, S. H. In the shadow of a pepper-centric historiography: Understanding the global diffusion of capsicums in the sixteenth and seventeenth centuries. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 167, p. 64-77, 2015.

SONAWANE, V. B.; SHINDE, H. P. Anthracnose disease of *Capsicum annuum* L. and its biocontrol management: A Review. **Applied Ecology and Environmental Sciences**, v. 9, n. 2, p. 172-176, 2021.

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

TANG, S.; SHE, D.; WANG, H. Effect of salinity on soil structure and soil hydraulic characteristics. **Canadian Journal of Soil Science**, v. 101, n. 1, p. 62-73, 2020.

TRIPODI, P.; KUMAR, S. The Capsicum crop: an introduction. **The capsicum genome**, p. 1-8, 2019.

United Nations. **World population prospects 2019: revision population**. 2020, Available from: <https://population.un.org/wpp/>. Accessed: jan, 08, 2023.

VÁZQUEZ-ESPINOSA, M.; FAYOS, O. V.; GONZÁLEZ-DE-PEREDO A.; ESPADA-BELLIDO, E.; FERREIRO-GONZÁLEZ, M.; PALMA, M.; GARCÉS-CLAVER, A.; BARBERO, G. Changes in capsiate content in four chili pepper genotypes (*Capsicum* spp.) at different ripening stages. **Agronomy**, v. 10, n. 9, p. 1337, 2020.

VELDE, B. B.; MEUNIER, A. **The origin of clay minerals in soils and weathered rocks**. Springer Science & Business Media, 2008.

WANG, J.; YUAN, G.; LU, J.; WU, J.; WEI, J. Effects of biochar and peat on salt-affected soil extract solution and wheat seedling germination in the Yellow River Delta. **Arid Land Research and Management**, v. 34, n. 3, p. 287-305, 2020.

WANG, Y.; DENG, C.; LIU, Y.; NIU, Z.; LI, Y. Identifying change in spatial accumulation of soil salinity in an inland river watershed, China. **Science of the Total Environment**, v. 621, p. 177-185, 2018.

WANI, S. H.; KUMAR, V.; KHARE, T.; GUDDIMALLI, R.; PARVEDA, M.; SOLYMOSI, K.; SUPRASANA, P.; KISHOR, P. B. K. Engineering salinity tolerance in plants: progress and prospects. **Planta**, v. 251, n. 4, p. 76, 2020.

YANG, C.; SUN, J. Soil salinity drives the distribution patterns and ecological functions of fungi in saline-alkali land in the Yellow River Delta, China. **Frontiers in Microbiology**, v. 11, p. 594284, 2020.

ZAMAN, M.; SHAHID, S. A.; HENG, L.; SHAHID, S. A.; ZAMAN, M. HENG, L. Soil salinity: Historical perspectives and a world overview of the problem. **Guideline for salinity assessment, mitigation and adaptation using nuclear and related techniques**, p. 43-53, 2018.

ZOUARI, M.; HASSENA, A. B.; TRABELSI, L.; ROUINA, B. B.; DECOU, R.; LABROUSSE, P. Exogenous proline-mediated abiotic stress tolerance in plants: Possible mechanisms. **Osmoprotectant-Mediated Abiotic Stress Tolerance in Plants: Recent Advances and Future Perspectives**, p. 99-121, 2019.

ZUO, L.; YAO, H.; LI, H.; JIA, F.; WEI, W.; LIU, Y.; NI, B.; CHEN, X. Modeling of completely autotrophic nitrogen removal process with salt and glycine betaine addition. **Chemosphere**, v. 264, p. 128474, 2021.

3 CAPÍTULO I - FISIOLOGIA E CRESCIMENTO DE PLANTAS DE *Capsicum chinense* EM RESPOSTA À SALINIDADE E APLICAÇÃO DE PROLINA

RESUMO

A salinidade da água é um estresse abiótico que afeta os processos fisiológicos, crescimento e produção das plantas. Contudo, o uso adequado de atenuadores permite o uso de águas salinas para fins agrícolas, como é o caso da prolina exógena. Assim, o objetivo deste trabalho foi avaliar o efeito da prolina exógena sob o crescimento e a ecofisiologia de pimenta biquinho (*Capsicum chinense* Jacq.) irrigadas com águas salinas. Um delineamento experimental em blocos casualizados em esquema fatorial incompleto 5 x 5 foi usado. Os tratamentos foram a combinação de cinco níveis de salinidade da água de irrigação (0,50; 1,3; 3,25; 5,2 e 6,0 dS m⁻¹) e cinco doses de prolina (0,0; 2,90; 10; 17,09 e 20 mM). As variáveis analisadas foram crescimento, trocas gasosas, índices de clorofila, fluorescência da clorofila a teor relativo de água e extravasamento de eletrólitos. A irrigação com água de 0,5 dS m⁻¹ proporcionou maior crescimento das plantas de pimenta. Pimenteiras irrigadas com salinidade média (2,71 e 3,25 dS m⁻¹), aliada à aplicação de baixas doses de prolina (0,0 e 5,5 mM), proporcionou aumento da fotossíntese líquida, transpiração, eficiência intrínseca de carboxilação, eficiência intrínseca do uso da água, clorofila a e b, extravasamento de eletrólitos e conteúdo relativo de água. A prolina controla os efeitos deletérios da salinidade em pimenta biquinho, sendo capaz de melhorar o desempenho fotossintético das plantas em salinidade moderada.

Palavras-chave: estresse salino; pimenta; osmorregulador; fotossíntese.

ABSTRACT

Water salinity is an abiotic stress that affects the physiological processes, growth and production of plants. However, the appropriate use of attenuators allows the use of saline waters for agricultural purposes, as is the case with exogenous proline. Thus, the objective of this work was to evaluate the effect of exogenous proline on the growth and ecophysiology of biquinho pepper (*Capsicum chinense* Jacq.) irrigated with saline water. An experimental design in randomized blocks in a 5 x 5 incomplete factorial scheme was used. The treatments were a combination of five salinity levels of irrigation water (0.50; 1.3; 3.25; 5.2 and 6.0 dS m⁻¹) and five doses of proline (0.0; 2.90; 10; 17.09 and 20 mM). The variables analyzed were growth, gas exchange, chlorophyll indices, chlorophyll a fluorescence, relative water content and electrolyte extravasation. Irrigation with water of 0.5 dS m⁻¹ provided greater growth of pepper plants. Pepper plants irrigated with medium salinity (2.71 and 3.25 dS m⁻¹), combined with the application of low doses of proline (0.0 and 5.5 mM), provided an increase in net photosynthesis, transpiration, intrinsic carboxylation efficiency, intrinsic water use efficiency, chlorophyll a and b, electrolyte extravasation and relative water content. Proline controls the deleterious effects of salinity on biquinho pepper, being able to improve the photosynthetic performance of plants in moderate salinity.

Keywords: saline stress; pepper; osmoregulatory; photosynthesis.

3.1 INTRODUÇÃO

A pimenta biquinho (*Capsicum chinense* Jacq.) é uma hortaliça, pertencente à família Solanaceae, com sabor e aroma atrativo, sendo consumida em diversas regiões do Brasil, especialmente no Norte e Nordeste (BARBOZA et al., 2019; ASSIS et al., 2020). Essa cultura se desenvolve bem sob condições de clima tropical e subtropical, e apresenta elevada importância econômica para o desenvolvimento social e aspectos como a geração de emprego e renda (PERALTA-CRUZ et al., 2021) devido os usos na culinária, indústria farmacêutica e como ornamental (BIANCHI et al., 2020; NATARAJAN et al., 2020).

A produção de pimentas no Brasil, em especial na região Nordeste, é afetada por vários problemas, dentre eles a salinidade. A pimenta é considerada moderadamente sensível ao estresse salino na condutividade elétrica (CE) na solução nutritiva na faixa de 1,2 a 3,0 dS m⁻¹ (ABOU-SREEA et al., 2021). Além disso, a carência de recursos naturais, visto à variabilidade das chuvas, em consonância com a alta demanda evaporativa, torna necessário o uso de água de baixa qualidade para irrigação (ANDRADE et al., 2019). Em muitas situações, a utilização de água salina se tornou inevitável, sendo em vários locais o fator de maior restrição para a implementação de campos de produção (SILVA et al., 2020).

A salinidade pode causar diversas modificações morfológicas, fisiológicas e bioquímicas em pimenta (LI et al., 2019; ZELM et al., 2020). Esses efeitos podem ocorrer devido aos sais dissolvidos na solução do solo causarem inibição no crescimento das plantas através das restrições de absorção de água e alterações no metabolismo, absorção de nutrientes e equilíbrio iônico (ZHANG et al., 2019). Ainda, estimula o aumento da formação de espécies reativas de oxigênio (EROs), o que dificulta a maquinaria fotossintética, transpiração e as trocas gasosas (PAN et al., 2021).

Foram realizadas diversas abordagens na área de ciências vegetais visando minimizar os efeitos negativos do estresse salino. Entre essas abordagens, destaca-se a pulverização foliar de osmoprotetores (HAMAIEL et al., 2020; SEMIDA et al., 2020; OMARI ALZHRANI, 2021; HOSSAIN et al., 2021). Entre os osmoprotetores, a prolina desempenha um papel fundamental na indução da tolerância ao sal (ATTEYA et al., 2022), através da preservação do turgor celular, estabilização das membranas, eliminação de EROs e manutenção do equilíbrio redox nas plantas

(MEENA et al., 2019; LLYAS et al., 2020; ÁLVAREZ-MÉNDEZ et al., 2022). Além disso, a prolina faz com que a planta aumente o seu crescimento e desenvolvimento mesmo em condições adversas, sendo importante seu uso de forma controlada para não conferir efeitos tóxicos (KHALID et al., 2022).

Diante da problemática de se buscar uma agricultura mais sustentável e reutilizar águas salobras, o presente trabalho objetivou testar o efeito da prolina exógena como atenuante dos danos causados pelo estresse salino sobre o crescimento e fisiologia de pimenta biquinho (*Capsicum chinense* Jacq.).

3.2 MATERIAL E MÉTODOS

3.2.1 Local do experimento

O experimento foi realizado em ambiente protegido no Centro de Ciências Agrárias (CCA), Universidade Federal da Paraíba (UFPB), Areia, Paraíba, Brasil (6° 57' 42", 35° 41' 43", 573 m), com clima tipo As', com verões secos e quentes e chuvas no inverno. A temperatura média observada durante o experimento foi de 31,7 °C e a umidade relativa de 57,8%, sendo os dados registrados diariamente com auxílio de um termo-higrômetro digital (AKSO® AK28new) instalado dentro da área experimental (Figura 1).

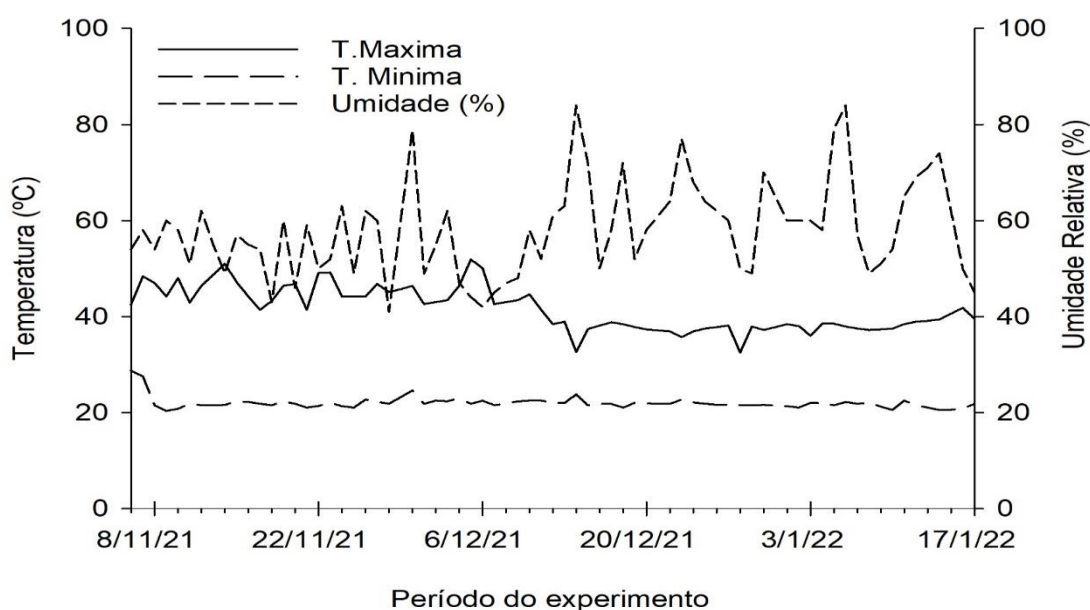


Figura 1 - Temperaturas máximas e mínimas (°C) e umidade relativa (%) no ambiente protegido durante o período experimental.

3.2.2 Delineamento experimental

Os tratamentos foram delineados em blocos casualizados em um esquema fatorial incompleto, utilizando a Matriz experimental Composto de Central Box (CCB) (MATEUS et al., 2001; Tekindal et al., 2004), combinando diferentes salinidades da água de irrigação e doses de prolina, com valores mínimos ($-\alpha$) e máximos (α), respectivamente de 0,5 e 6,0 dS m⁻¹ e 0,0 e 20 mM, totalizando nove combinações (Tabela 1), com quatro repetições e quatro plantas por parcela experimental.

Tabela 1 - Tratamentos gerados pela matriz Composto Central de Box

Tratamentos	Condutividade elétrica (dS m ⁻¹)	Prolina (mM)
1	0,50	10,00
2	1,30	2,90
3	1,30	17,09
4	3,25	0,00
5	3,25	10,00
6	3,25	20,00
7	5,20	2,90
8	5,20	17,09
9	6,00	10,00

3.2.3 Material vegetal

Sementes de pimenta biquinho (*C. chinense* subcategoria Pimenta Doce, marca Feltrin®) foram semeadas em bandejas plásticas de 200 células, preenchidas com substrato comercial Mecplant®, colocando-se três sementes por célula, com posterior desbaste deixando uma planta por célula, considerado a mais vigorosa. As mudas foram transplantadas para vasos plásticos de polietileno com capacidade volumétrica de 5,0 dm⁻³, preenchidos com 4,5 kg de solo, esterco bovino e adubados com cloreto de potássio, ureia e superfosfato simples de acordo análise do solo e a recomendação para cultura do pimentão (CAVALCANTI, 2008). Os vasos foram mantidos sob tela sombrite com 50% da restrição de luz durante o experimento, para redução da temperatura no local onde estavam dispostos os vasos. Na Tabela 2, observa-se as características químicas do substrato utilizado no experimento.

Tabela 2 - Características químicas do substrato utilizado no experimento

Amostra de solo	pH	P	K ⁺	Na ⁺	H ⁺ +Al ³⁺	Al ³⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺	SB	CTC	V	M.O.
	H ₂ O (1:2,5)	--- mg dm ⁻³ ---			-----	cmol _c dm ⁻³ -----					%	g kg ⁻¹
	5,97	45,68	202,0	0,51	9,9	0,5	1,4	1,4	3,31	13,21	25,05	8,16

pH = Potencial hidrogeniônico da solução do solo; P = Fósforo; K⁺= Potássio; Na⁺= Sódio; H⁺+Al³⁺ = Acidez potencial do solo; Al³⁺= Alumínio; Ca²⁺= Cálcio; Mg²⁺= Magnésio; SB= Soma de bases (Ca²⁺ + Mg²⁺ + Na⁺ + K⁺); CTC= Capacidade de troca catiônica= [SB + (H⁺ + Al³⁺)]; e, V= Saturação por bases = (SB/CTC) x 100; MO= matéria orgânica.

As águas salinas foram preparadas adicionando-se uma mistura de sais de NaCl, CaCl₂.2H₂O e MgCl₂.6H₂O (na proporção equivalente de 7:2:1) à água do sistema de abastecimento da UFPB (CEa = 0,5 dS m⁻¹) nas proporções requeridas (MEDEIROS, 1992), até atingirem as condutividades elétricas, obedecendo-se a relação entre CEa e a concentração dos sais (mmol_c L⁻¹ = CE x 10), extraída de Rhoades et al. (1992), com os valores aferidos com condutivímetro portátil modelo microprocessado Instrutherm® (modelo CD-860). As irrigações com as águas salinas tiveram início sete dias após o transplante (DAT), sendo realizadas diariamente e com o volume estabelecido pela determinação da capacidade de campo.

As concentrações de prolina (mmol L⁻¹) foram preparadas com água destilada e Tween 80® a 0,05% como tensioativo, para melhorar a absorção pelas plantas (KHAN et al., 2015). O tratamento controle foi preparado apenas com água destilada e a mesma concentração de Tween 80®. As pulverizações foliares tiveram início aos 15 DAT e foram divididas em oito aplicações de prolina a cada sete dias, utilizando pulverizador manual, até serem molhadas completamente com a solução (100 mL), as pulverizações foram realizadas ao fim da tarde.

3.2.4 Variáveis analisadas

A altura das plantas (AP), número de folhas (NF), diâmetro do caule (DC), comprimento das raízes (CR), área foliar (AF), massa seca da parte aérea (MSPA), taxa de crescimento absoluto (TCA), taxa de crescimento relativo (TCR), trocas gasosas, índices de clorofila a, b e total, fluorescência de clorofila a e teor relativo de água foram avaliadas aos 60 dias após o plantio (DAP).

Altura das plantas (AP), Área foliar (AF), Razão área foliar (RAF), Diâmetro caulinar (DC) e Comprimento de raiz (CR): para a AP, foi determinada com régua graduada em centímetros da base do colo da planta à inserção do meristema apical. Para a AF, cinco folhas (de cada planta) tomadas aleatoriamente nas plantas de pimenta de cada tratamento foram estimadas por medidas de comprimento e largura com régua graduadas em centímetro. Para a RAF, foi determinada a partir da relação entre a área foliar e a massa seca total da planta (BRIGGS et al., 1920). Os resultados foram determinados em $\text{cm}^2 \text{g}^{-1}$. Para o DC, utilizou-se três centímetros acima da superfície do solo, determinando o diâmetro do caule de cada planta com paquímetro digital, sendo os dados expressos em milímetros. Para o CR, foi medido a parte abaixo do colo da planta até o ápice radicular. Os dados foram expostos em milímetros.

Massa seca da parte aérea (MSPA) e Massa seca da raiz (MSR): para determinação de MSPA e MSR, uma planta de cada tratamento foi retirada aos 60 dias, separando as partes área da raiz em papel kraft, e posteriormente acondicionados em estufa de circulação forçada por 72 horas a uma temperatura de 65°C , e os valores obtidos em gramas através de uma balança semi-analítica.

Taxas de crescimento absoluto (TCA) e taxa de crescimento relativo (TCR): as taxas de crescimento foram determinadas através das leituras biométricas de altura, diâmetro caulinar e massa seca da parte aérea aos 60 dias (BENINCASA, 2003), sendo os resultados expresos em cm dia^{-1} e $\text{cm cm}^{-1} \text{dia}^{-1}$, respectivamente.

Trocas gasosas: as avaliações fisiológicas foram feitas das 09:00 às 11:00m, na folha mais expandida, utilizando o analisador de gás no infravermelho - IRGA (modelo LI-6400xt, LI-COR®, Nebraska, USA) com fluxo de ar de 300 mL min^{-1} e radiação fotossinteticamente ativa de $1000 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. A condutância estomática ($g_s - \text{mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}$), taxa de assimilação líquida de CO_2 ($A - \mu\text{mol CO}_2 \text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$), concentração de CO_2 nos espaços intercelulares ($C_i - \mu\text{mol CO}_2 \text{mol ar}^{-1}$), transpiração ($E - \text{mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}$), eficiência no uso da água ($\text{EUA} - A/E$), eficiência intrínseca no uso da água ($\text{Iwue} - A/g_s$) e, eficiência intrínseca de carboxilação ($\text{EiC} - A/C_i$).

Determinação da eficiência fotossintética e conteúdo de pigmento: a avaliação das variáveis de fluorescência da clorofila foi realizada com o auxílio de um fluorômetro modulado (Sciences Inc.- Model OS-30p, Hudson, USA). Foram colocadas pinças foliares durante 30 minutos antes das leituras para adaptação das folhas ao escuro, sendo mensuradas a fluorescência inicial (F_0), fluorescência máxima (F_m), fluorescência variável ($F_v = F_m - F_0$) e rendimento quântico do fotossistema II (F_v/F_m).

Já para a determinação dos índices de clorofila a, b, razão clorofila a/b e carotenoides foram estabelecidos método destrutivo através da extração em dimetilsulfóxido (DMSO) (SANTOS et al. 2008) e determinadas utilizando-se a metodologia proposta por Wellburn (1994).

Teor relativo de água e índice de estabilidade da membrana, eficiência fotossintética e conteúdo de pigmento: o conteúdo relativo de água (CRA) foi determinado conforme metodologia descrita por Barrs e Weatherley (1962). O extravasamento de eletrólitos (EE) foi determinado conforme a metodologia descrita por Bajji et al. (2002), com adaptações. Foram coletados 10 discos foliares por indivíduo (área de 1 cm²), os discos foram lavados com água destilada duas vezes utilizando peneiras. Após a lavagem foram secos em papel absorvente e acondicionado em tubos de ensaio com tampa contendo 40 mL de água destilada, a 25 °C por 4 horas, sob agitação ocasional. Após esse período, foi determinada a condutividade elétrica inicial (CE1) do extrato por meio de um condutivímetro portátil (CD-880, Instrutherm). Em seguida, os tubos foram mantidos a 90 °C por 2 horas, na estufa de secagem, para determinação da condutividade elétrica final (CE2) do extrato. O extravasamento de eletrólitos foi calculado através da fórmula: $EE (\%) = (CE1/CE2) \times 100$.

3.2.5 Análise estatística

Os dados foram submetidos ao teste de normalidade (Shapiro-Wilk) e homogeneidade das variâncias (Bartlett). Foram ainda submetidos à análise de variância a 5% de probabilidade pelo teste F ($P < 0,05$), e nos casos significativos aplicou-se a análise de regressão. Os dados com efeito para a interação entre CEa x P foram representados por meio da superfície de respostas e nos casos de efeito isolado regressão linear ou quadrática. Para o procedimento estatístico utilizou-se o programa R (R CORE TEAM, 2021).

3.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Não houve interação entre a condutividade elétrica da água de irrigação (CEa) e as doses de prolina para o crescimento de plantas de pimenta biquinho aos 60 dias após o plantio. No entanto, houve efeito significativo ($P \leq 1\%$) somente para condutividade elétrica da água.

Com o aumento da condutividade elétrica, foi observado efeito linear decrescente com declínios de 65,38% para altura de planta (Figura 2A), 74,55% para comprimento da raiz (Figura 2C), 44,08% para área foliar (Figura 2D), 10,01% para massa seca da parte aérea (Figura 2E) e 14,63% para massa seca da raiz (Figura 2F), ao comparar a menor CE ($0,5 \text{ dS m}^{-1}$) e a maior CE ($6,0 \text{ dS m}^{-1}$). Para o diâmetro do caule, foi observado regressão quadrática, obtendo valor máximo 10,2 mm com água de $1,08 \text{ dS m}^{-1}$ de CE, declinando o diâmetro com aumento posterior da CE (Figura 2B).

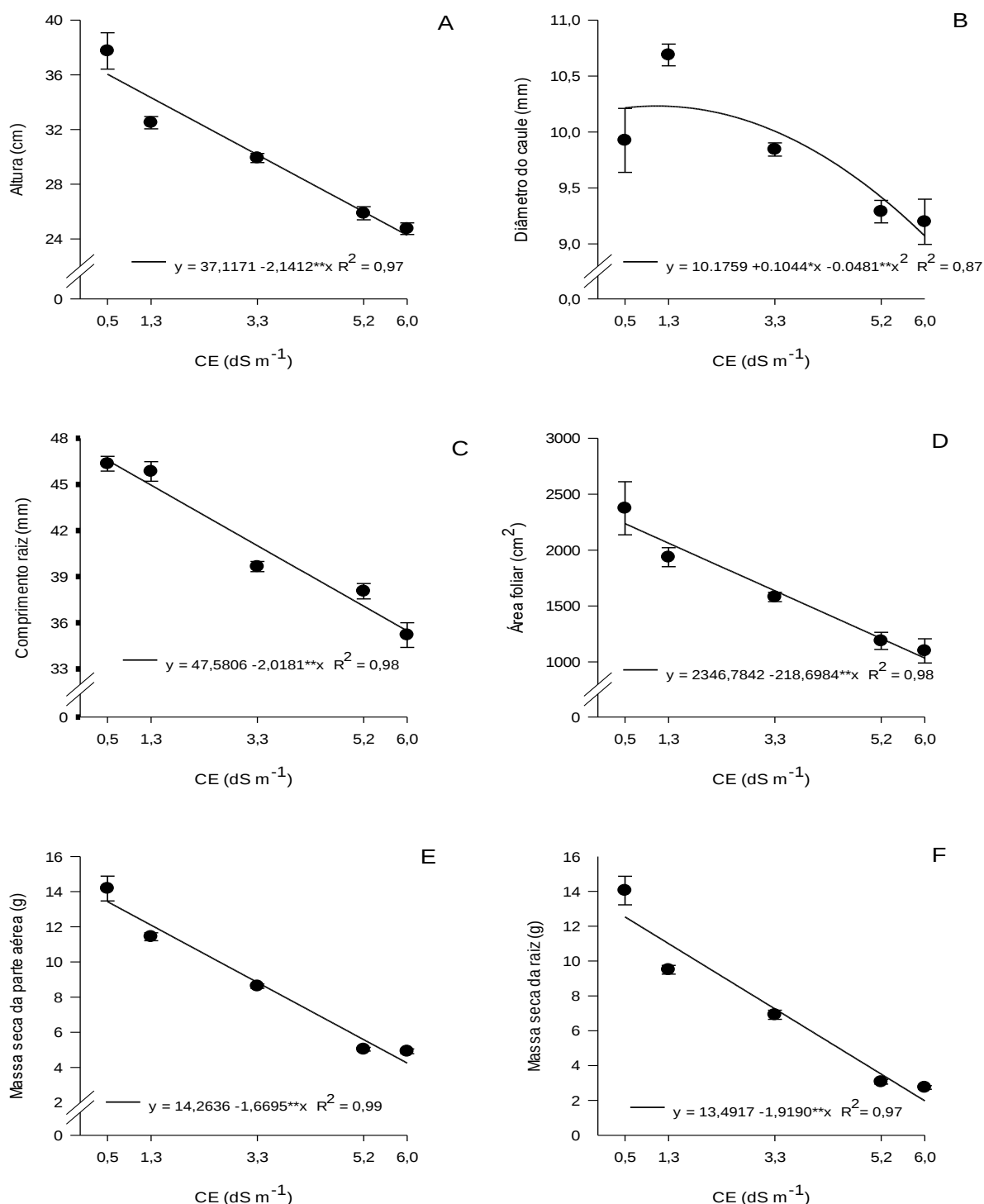


Figura 2 - Altura de plantas (A), diâmetro do caule (B), comprimento da raiz (C), área foliar (D), massa seca da parte aérea (E), massa seca da raiz (F) de plantas de *Capsicum chinense* submetidas ao estresse salino e prolina. * e ** indicam diferenças significativas pelo teste F a 0,05 ou 0,01 de probabilidade, respectivamente.

Condições salinas vem sendo relacionadas à redução no crescimento em pimenta (COVA et al., 2022; GOMES et al., 2021). Tal efeito está diretamente relacionado a dificuldade das plantas na absorção de água do solo com potencial hídrico reduzido por intermédio da alta concentração de sais, o que por sua vez resulta no fechamento dos estômatos, reduzindo a fotossíntese da planta (OLIVEIRA et al., 2017). Além disso, essa redução nas variáveis de crescimento ocorreu devido aos efeitos nocivos do estresse induzido pelo sal, visto que a salinidade aumenta a absorção de Na^+ e Cl^- , diminuindo a absorção de K^+ , Ca^{2+} e NO_3^- , ocasionando em perda de turgor que afeta o processo de expansão celular, comprometendo assim o crescimento das plantas (NÓBREGA et al., 2020; SILVA et al., 2017; OLIVEIRA et al., 2015). Isso pode ser confirmado pelos resultados do teor relativo de água, os quais apresentaram redução com o aumento da salinidade.

A CEa afetou negativamente a taxa de crescimento absoluto e relativo de plantas de pimenta, com declínio de 0,6145 para 0,2197 cm dia^{-1} no crescimento absoluto (Figura 3A) e de 2,6245 para 1,4781 cm dia^{-1} no crescimento relativo (Figura 3B), em função do aumento salino das águas (0,5 até 6,0 dS m^{-1}).

Nos resultados aqui encontrados mostraram um aumento na fotossíntese, além de que, observou-se que a taxa de crescimento absoluto e relativo foi afetada de forma negativa pelo aumento da aplicação de água salina no solo, que ocasionam restrição hídrica, estresse osmótico e diminui o crescimento por consequência dos efeitos na assimilação e difusão de CO_2 nos estômatos e acúmulo de reservas celulares (KHALID et al., 2020). De forma similar, Kaya et al. (2020) observaram esses efeitos em plantas de pimenta sob irrigação com água salina.

Para a razão de área foliar, observou-se comportamento quadrático, de maneira que houve um aumento proporcional em função do aumento da condutividade elétrica, a partir do ponto mínimo de 2,5 dS m^{-1} de CE com 62,79 $\text{cm}^2 \text{g}^{-1}$, fazendo com que a razão da área foliar aumente à medida que a CE também aumenta (Figura 3C), com maior valor (105,15 $\text{cm}^2 \text{g}^{-1}$) encontrado na maior dose de CE (6,0 dS m^{-1}), com superioridade de 122,95 $\text{cm}^2 \text{g}^{-1}$ em relação a testemunha (0,5 dS m^{-1}). Esse resultado da razão de área foliar (o quanto de matéria seca que a planta produziu por unidade de área foliar) é o reflexo do custo metabólico para acumulação de açúcares, ácidos orgânicos e íons no vacúolo, associado à

adaptação a salinidade, com redução no ganho de carbono e posterior aumento com a ação do produto atenuante (SANTOS et al., 2012).

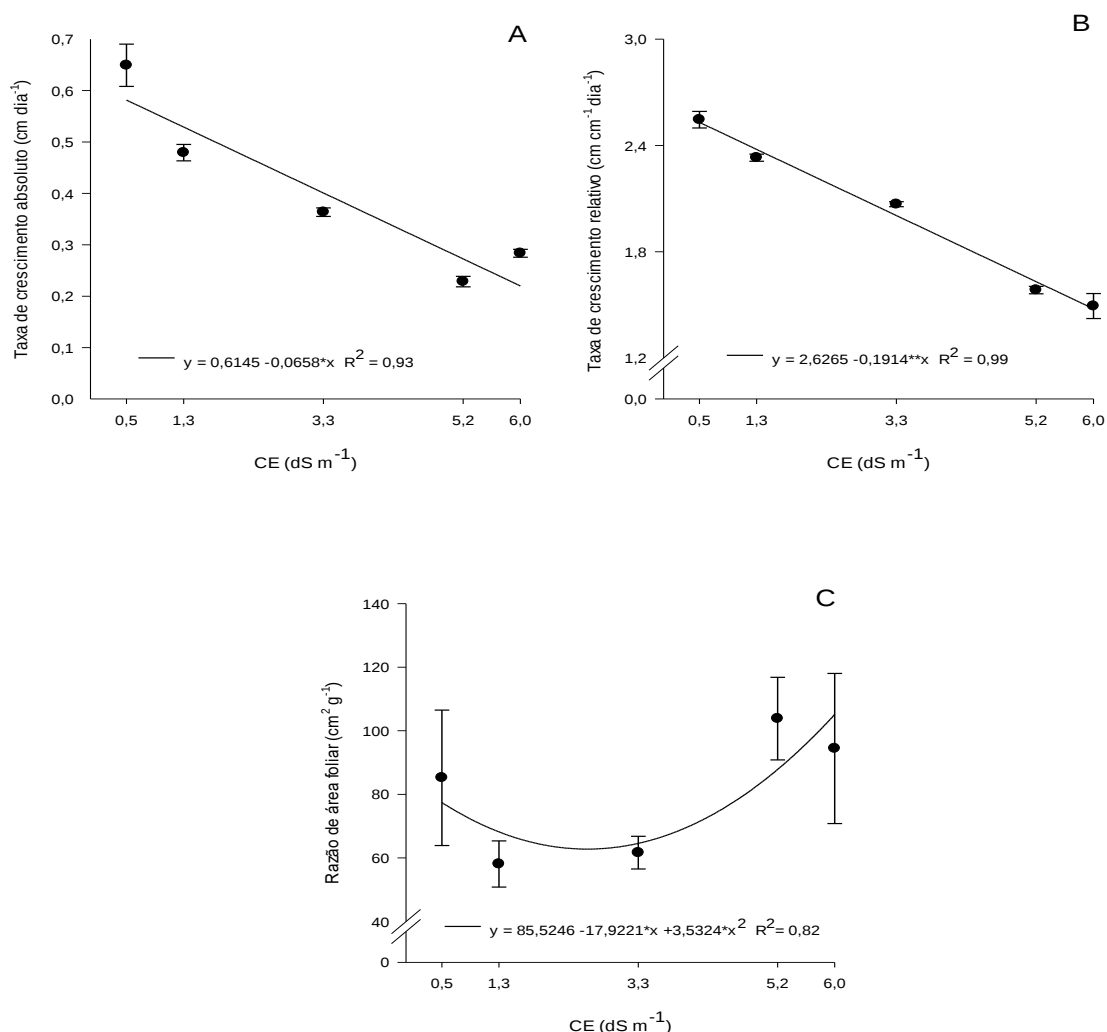


Figura 3 - Taxa de crescimento absoluto (**A**), taxa de crescimento relativo (**B**), razão de área foliar (**C**) de plantas de *Capsicum chinense* submetidas ao estresse salino e prolina. * e ** indicam diferenças significativas pelo teste F a 0,05 ou 0,01 de probabilidade, respectivamente.

Em relação às trocas gasosas, observou-se efeito de interação entre os fatores estudados (CE e doses de prolina) para condutância estomática (gs), fotossíntese líquida (A), transpiração (E), concentração interna de carbono (Ci) e eficiência intrínseca da carboxilação instatânea (iCE) nas plantas de pimenta biquinho, ou seja, ambos os fatores interferem de forma simultânea nessas variáveis.

A condutância estomática (gs), fotossíntese líquida (A) e transpiração (E) foram maiores com aplicação da prolina em plantas de pimenta sob concentrações salinas, alcançando valores elevados ($0,1443 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, $10,876 \text{ } \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ e $2,8096 \text{ mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, respectivamente) nas CEa de 0,5118, 5,99 e 5,2897 dS m^{-1} e nas doses de 19,99, 0,0714 e 0,0260 mM de prolina (Figura 4A, B e C). Por sua vez, a concentração de carbono interno (Ci) nas plantas de pimenta foi elevada na CEa 0,0501 dS m^{-1} e dose de 0,5512 mM de prolina ($293,304 \text{ } \mu\text{mol CO}_2 \text{ mol air}^{-1}$), reduzindo com o acréscimo nas doses de prolina (Figura 4D).

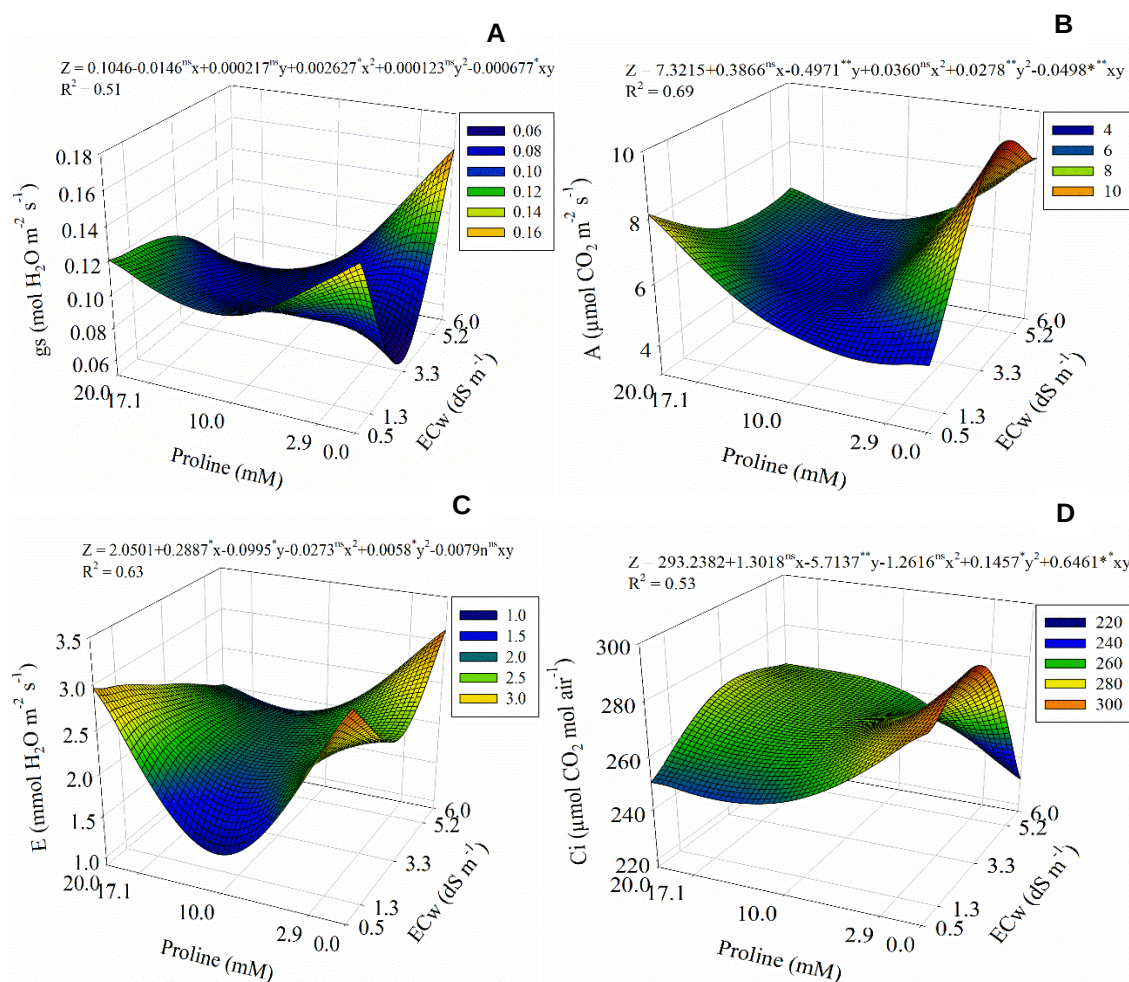
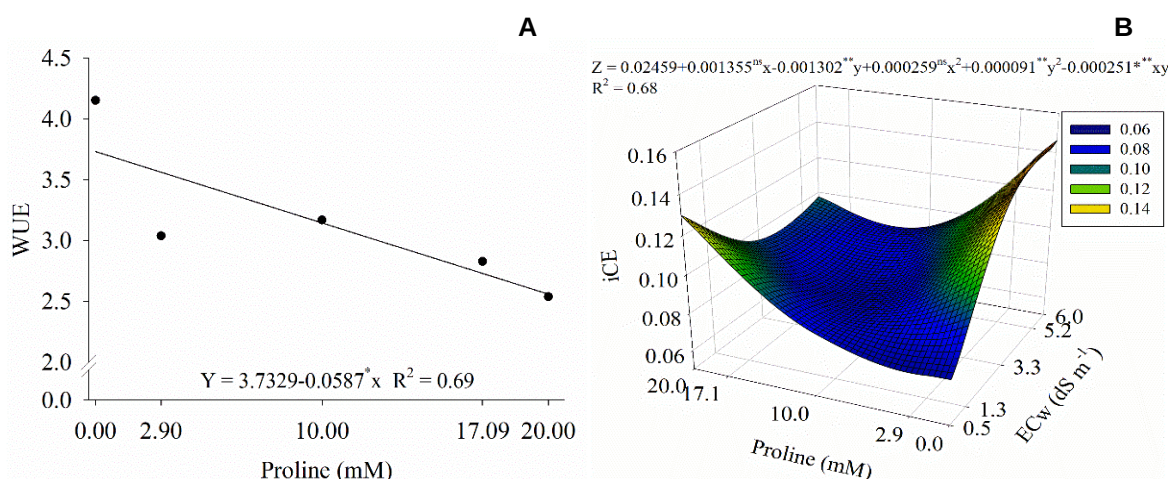


Figura 4 - Condutância estomática (gs – **A**), fotossíntese líquida (A – **B**), transpiração (E – **C**), concentração de CO_2 nos espaços intercelulares (Ci – **D**) de plantas de *Capsicum chinense* submetidas ao estresse salino e prolina. * e ** indicam diferenças significativas pelo teste F a 0,05 ou 0,01 de probabilidade, respectivamente.

Estas melhorias encontradas poderiam ser uma resposta aos papéis da prolina na composição de enzimas e proteínas envolvidas na fotossíntese, incluindo ATP sintase e RuBisCO, importantes para a fixação eficiente de carbono no vegetal (WANDERLEY et al., 2020). Os resultados de aumento de g_s e A , observado neste estudo, sob salinidade, pode estar relacionado ao acúmulo de sais em tecidos específicos das plantas, como vacúolos, evitar que os íons prejudiciais atinjam as partes vitais da célula e mantenha a homeostase iônica (CHAKRABORTY et al., 2018). De acordo com Dell'Aversana et al. (2021), a diminuição da abertura estomatal é um mecanismo de resposta da planta ao estresse salino como uma estratégia para reduzir as perdas de água e absorção de sal, mesmo com um CO_2 diminuindo a entrada nas câmaras subestomáticas.

Em relação à eficiência no uso da água (WUE), observou-se que com o aumento das doses de prolina, as plantas obtiveram redução linear na eficiência do uso da água, com menor valor obtido na maior dose (20,00 mM com $2,5 \mu mol CO_2 mmol H_2O m^{-2} s^{-1}$, diferente da testemunha que apresentou $3,73 \mu mol CO_2 mmol H_2O m^{-2} s^{-1}$ (Figura 5A).

Esse comportamento observado para as respostas de tratamento com prolina pode estar relacionado com o aumento das taxas de transpiração nas plantas submetidas a maiores doses do regulador de crescimento (RIBEIRO et al., 2020). Não obstante, a redução na transpiração com o aumento da salinidade evita a perda de água na forma de vapor, visto que a WUE é dada pela relação entre as taxas de fotossíntese e transpiração, em que os resultados obtidos apontam a quantidade de carbono que a planta fixa para cada unidade de água que ela perde (TAIZ et al., 2017; TIAN et al., 2020).



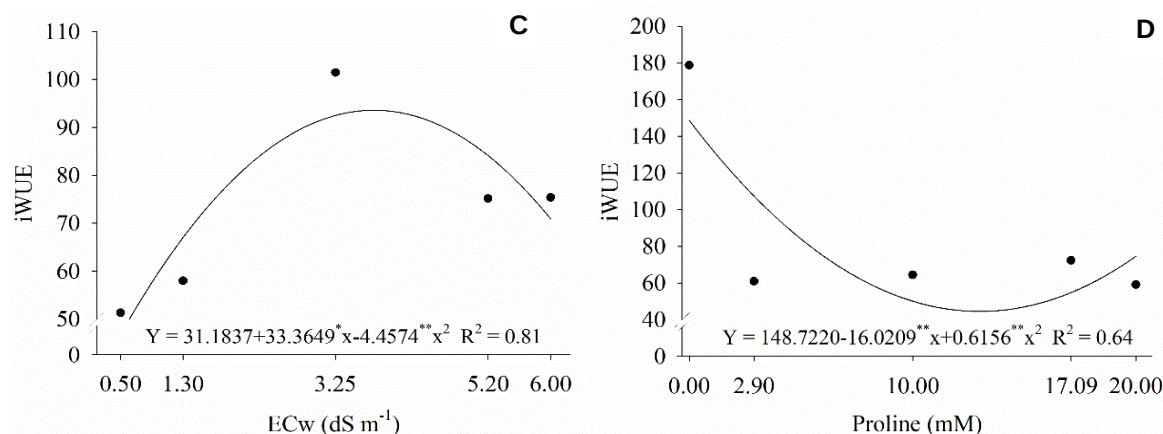


Figura 5 - Eficiência no uso da água (WUE - **A**), eficiência intrínseca de carboxilação (iCE - **B**), eficiência intrínseca no uso da água (iWUE - **C** e **D**) de plantas de *Capsicum chinense* submetidas ao estresse salino e prolina. * e ** indicam diferenças significativas pelo teste F a 0,05 ou 0,01 de probabilidade, respectivamente.

A aplicação de 5,98 mM de prolina aumentou a eficiência da carboxilação instatânea (iCE), com os maiores incrementos (0,1417) na CEa de 0,0836 dS m⁻¹ (Figura 5B). Para a eficiência intrínseca do uso da água (iWUE), a CEa de 3,25 dS m⁻¹ forneceu a melhor resposta, com um valor médio de 92,538 $\mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, com posterior diminuição com o aumento da salinidade, ou seja, as plantas de pimenta com esse nível salino tendem a usar água de forma mais eficiente (Figura 5C). Com a aplicação da prolina, pode-se observar que com o aumento das doses houve uma redução linear na eficiência do uso da água, atingindo ponto mínimo na dose de 10,00 mM e máximo na dose de 0,00 mM, com valores de 50,073 e 148,72 $\mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, respectivamente (Figura 5D).

Esses resultados podem estar relacionados a uma limitação estomática, de modo que sob essas concentrações de prolina e sais, as plantas de pimenta apresentaram uma menor condutância estomática, o que resultou em uma menor perda de água pela transpiração. Além disso, essa diminuição da iWUE pode ter ocorrido devido à combinação entre os efeitos deletérios da salinidade e o fornecimento de excesso do atenuante, resultando em perdas na taxa fotossintética e na eficiência do uso da água (NÓBREGA et al., 2021).

Para o rendimento quântico máximo do fotossistema II (F_v/F_m), pode-se observar que as plantas submetidas à condutividade elétrica de $1,30 \text{ dS m}^{-1}$ apresentaram as maiores médias (0,69) (Figura 6A). Em relação ao tratamento com prolina, os maiores valores de F_v/F_m foram obtidos nas plantas submetidas na dose de $17,09 \text{ mM}$ com 0,67 (Figura 6B).

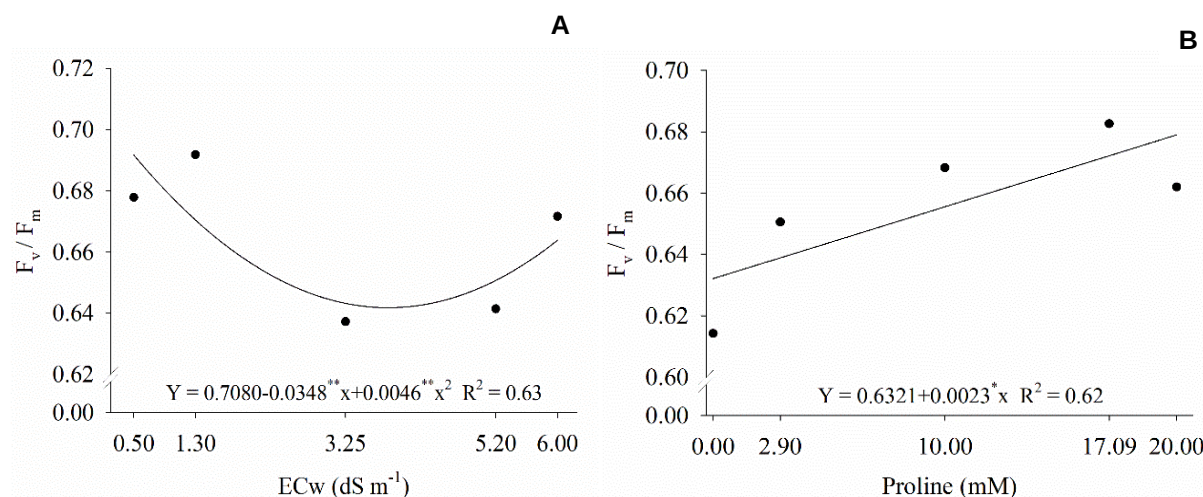


Figura 6 - Rendimento quântico máximo do fotossistema II (F_v/F_m - **A** e **B**) de plantas de *Capsicum chinense* submetidas ao estresse salino e prolina. * e ** indicam diferenças significativas pelo teste F a 0,05 ou 0,01 de probabilidade, respectivamente.

O comportamento observado deixa claro que sob condições de estresse promovidas pela salinidade, a eficiência do PSII e o rendimento foram afetados pelos níveis de sal testados, com declínio até o ponto mínimo de (0,64) na dose de $3,25 \text{ dS m}^{-1}$, com posterior aumento nas maiores doses testadas. Resultado inverso foi observado com uso do atenuante, visto que à medida que foi aplicado maiores doses de prolina, observou-se aumento dos elétrons de forma linear crescente.

Tatagiba et al. (2014) apontam que em muitos casos, elevadas concentrações de sais podem não interferir de forma direta no aparato fotossintético, contudo, podem de forma indireta interferir através do desequilíbrio nutricional e perda de turgor nas folhas.

Os teores de clorofila *a* e *b* tiveram efeito de interação entre os fatores estudados. Para a clorofila *a* e clorofila *b*, observou-se resultados promissores com aplicação da prolina em plantas de pimenta nas CEa de (4, 48 e 5, 14 dS m^{-1} , respectivamente), nas doses de prolina de 5,3280 e 5,5057 mM, alcançando valores

de 11,9222 e 4,3245 $\mu\text{g g}^{-1}$ (Figura 7A e B). A salinidade proporciona maior atividade da clorofilase, enzima responsável pela degradação da clorofila, acarretada possivelmente pela maior translocação do cloro no lugar de nitrato, imposta pela elevada concentração de sais na planta, reduzindo o seu conteúdo de clorofila (IBRAHIM et al., 2018). Resultado similar foi encontrado por Targino et al. (2023), em que observaram maior conteúdo de clorofila b e totais nas concentrações salinas mais elevadas.

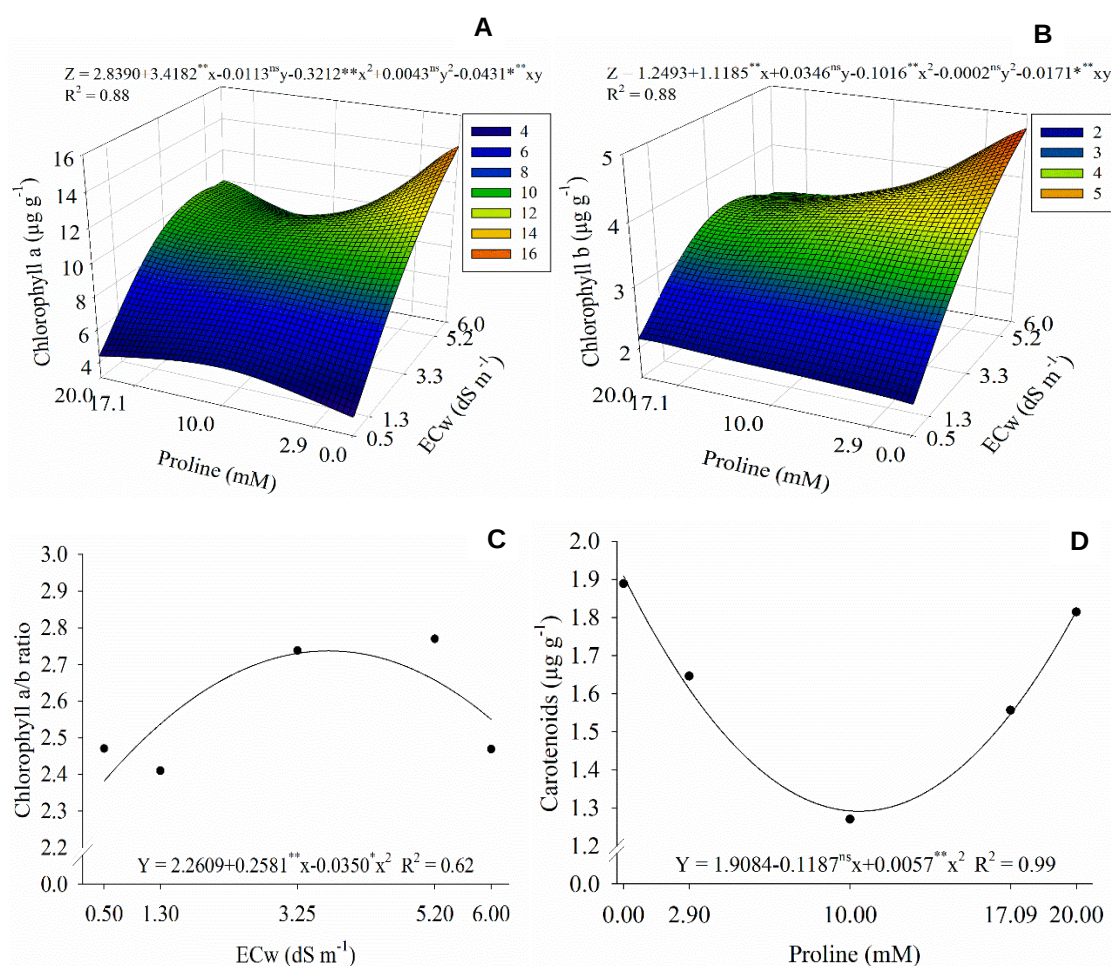


Figura 7 - Clorofila a (A), clorofila b (B), clorofila a/b (C), carotenoides (D) de plantas de *Capsicum chinense* submetidas ao estresse salino e prolina. * e ** indicam diferenças significativas pelo teste F a 0,05 ou 0,01 de probabilidade, respectivamente.

A maior concentração da relação clorofila a/b foram obtidos nas plantas submetidas à condutividade elétrica de 3,68 dS m^{-1} , obtendo um valor de

concentração de clorofila de 2,74 (Figura 7C), com posterior redução nas maiores concentrações testadas. Para carotenoides, efeito inverso foi observado ao utilizar maiores doses de prolina, em que foi observado o ponto mínimo na dose de 10,41 mM com 1,29 $\mu\text{g g}^{-1}$ (Figura 7D), com crescimento linear a medida do aumento das doses, atingindo 1,81 $\mu\text{g g}^{-1}$ na maior dose de prolina (20,00 mM). O estresse ocasionado pela salinidade acarreta a destruição da molécula de clorofila, promovendo instabilidade do complexo pigmento-proteína, reduzindo o teor de clorofila nas plantas (JALEEL et al., 2008).

Para o extravasamento de eletrólitos, observou-se maiores valores (51,61%) na dose de prolina de 0,523 mM e na CEa de 0,1064 dS m^{-1} (Figura 8A). Assim, por mais que a prolina apresente capacidade de mitigação no acúmulo de sais nocivos às plantas, reduzindo o dano à membrana (PANDITA, 2022), as condições apresentadas neste estudo não foram viáveis sob sua utilização para essa variável. Além disso, sob condições de hipersensibilidade, a prolina pode aumentar a produção de EROs, levando à morte celular (REJEB et al., 2014).

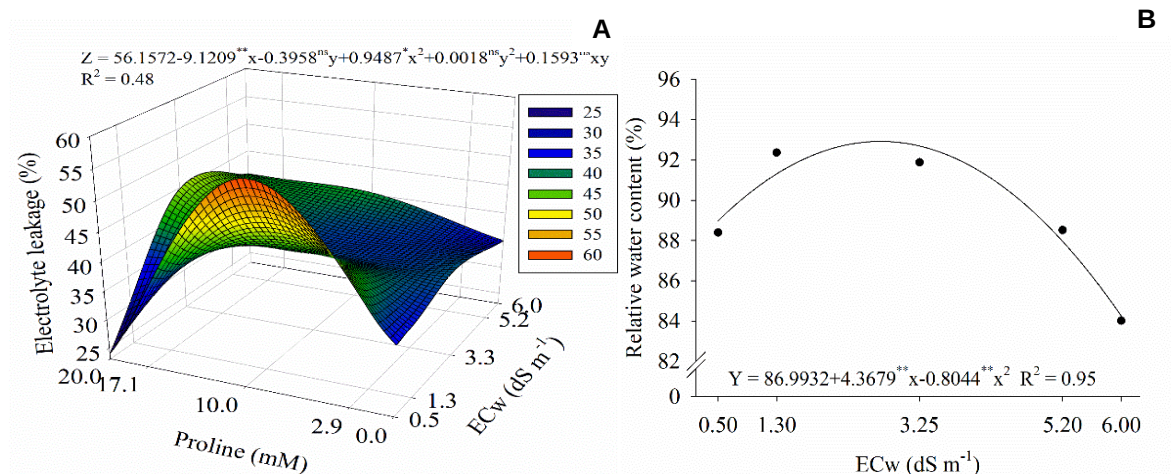


Figura 8 - Extravasamento de eletrólito (**A**), conteúdo relativo de água (**B**) de plantas de *Capsicum chinense* submetidas ao estresse salino e prolina. * e ** indicam diferenças significativas pelo teste F a 0,05 ou 0,01 de probabilidade, respectivamente.

Para o conteúdo relativo de água, observou-se o ponto máximo na concentração salina de 2,71 dS m^{-1} , obtendo 92,9% de conteúdo relativo de água (Figura 8B). Isso pode estar relacionado ao fato de que baixas concentrações de

sódio e cloro ocasionam em ajuste osmótico em algumas espécies vegetais, acumulando esses solutos nos vacúolos das células, reduzindo o potencial osmótico e elevando a pressão de turgescência, mantendo dessa forma o teor de água nas células (HESSINI et al., 2019). Contudo, observou-se uma posterior diminuição a partir dessa concentração ($2,71 \text{ dS m}^{-1}$), atingindo ponto mínimo na concentração salina de $6,00 \text{ dS m}^{-1}$, obtendo 84% de conteúdo relativo de água, como também observado por Bahcesular et al. (2020), afirmando que esse aumento no conteúdo relativo de água não se mantém à medida que as concentrações de sal aumentam.

A análise de componentes principais (ACP) explicou 65.5% da variância original dos dados nos dois primeiros eixos (CP1 e CP2) (Figura 9). No eixo 1, que aglutinou 47% da explicação dos dados, observou-se associação significativa entre assimilação líquida de CO_2 (A), eficiência do uso da água (WUE), eficiência instantânea de carboxilação (iCE), concentração de carbono interno (Ci) e eficiência intrínseca no uso da água (iWUE). O eixo 2, reuniu 18,5% da explicação da variância original, obteve-se associação significativa entre extravasamento de eletrólito (EL), F_v/F_m e condutância estomática (gs).

A prolina fornece proteção contra o estresse salino nas plantas, mantendo a osmorregulação e desintoxicando as EROs, fazendo com que se tenha a preservação da integridade da membrana e estabilize enzimas e outras proteínas (HNILICKOVA et al., 2021).

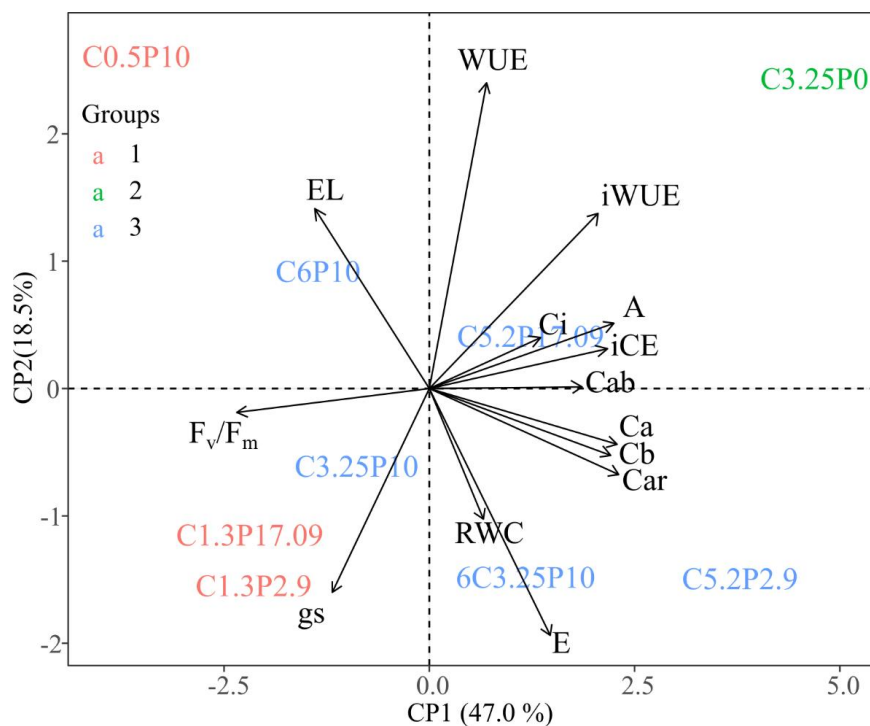


Figura 9 - Principal Component Analysis (PCA). gs – condutância estomática, E – transpiração, Ci – concentração de CO₂ nos espaços intercelulares, A – fotossíntese líquida, WUE – eficiência no uso da água, iWUE – eficiência intrínseca no uso da água, iCE – eficiência intrínseca de carboxilação, Cab – clorofila a/b, Ca – clorofila a, Cb – clorofila b, Car – carotenoides, Fv/Fm – rendimento quântico do fotossistema II, EL – extravasamento de eletrólito, RWC – conteúdo relativo de água.

3.4 CONCLUSÕES

A aplicação de prolina combinada à salinidade moderada da água de irrigação (2,71 e 3,25 dS m⁻¹) estimula as trocas gasosas, clorofilas e extravasamento de pimenta biquinho.

REFERÊNCIAS

- ABOU-SREEA, A. I. B.; ZZAM, C. R.; Al-Taweel S. K. M.; Abdel-Aziz, R. M.; Belal, H. E. E.; Rady, M. M.; Abdel-Kader, A. A. S.; Majrashi, A. Khaled, K. A. M. Natural biostimulant attenuates salinity stress effects in chili pepper by remodeling antioxidant, ion, and phytohormone balances, and augments gene expression. **Plants**, v. 10, n. 11, p. 2316, 2021.
- ANDRADE, E. M. G.; LIMA, G. S.; LIMA, V. L. A.; SILVA, S. S.; GHEVI, H. R.; SILVA, A. A. R. Gas exchanges and growth of passion fruit under saline water irrigation and H₂O₂ application. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 23, p. 945-951, 2019.
- ASSIS, R.; BABA, V. Y.; CINTRA, L. A.; GONÇALVES, L. S. A.; RODRIGUES, R.; VANZELA, A. L. L. Genome relationships and LTR-retrotransposon diversity in three cultivated *Capsicum* L. (Solanaceae) species. **BMC genomics**, v. 21, n. 1, p. 1-14, 2020.
- BAHCESULAR, B.; YILDIRIM, E. D.; KARAÇOCUK, M.; KULAK, M.; KARAMAN, S. Seed priming with melatonin effects on growth, essential oil compounds and antioxidant activity of basil (*Ocimum basilicum* L.) under salinity stress. **Industrial Crops and Products**, v. 146, p. 112165, 2020.
- BAJJI, M.; KINET, J.; LUTTS, S. The use of the electrolyte leakage method for assessing cell membrane stability as a water stress tolerance test in durum wheat. **Plant Growth Regulation**, v. 36, p. 61-70, 2002.
- BARBOZA, G. E.; Garcia, C. C.; González, S. L.; Scaldaferro, M.; Reyes, X. Four new species of *Capsicum* (Solanaceae) from the tropical Andes and an update on the phylogeny of the genus. **PloS One**, v. 14, n. 1, p. e0209792, 2019.
- BARRS, H. D.; WEATHERLEY, P. E. A re-examination of the relative turgidity technique for estimating water deficits in leaves. **Australian Journal of Biological Sciences**, v. 15, n. 3, p. 413-428, 1962.
- BENINCASA, M. M. P. **Análise de crescimento de plantas: noções básicas**. Jaboticabal: Funep, 1988.
- BIANCHI, P. B.; SILVA, L. R. A.; ALENCAR, A. A. S.; SANTOS, P. H. A. D.; PIMENTA, S.; SUDRÉ, C. P.; CORTE, L. E.; GONÇALVES, L. S. A.; RODRIGUES, R. Biomorphological characterization of Brazilian *Capsicum chinense* Jacq. germplasm. **Agronomy**, v. 10, n. 3, p. 447, 2020.
- BRIGGS, G. E.; KIDD, F.; WEST, C. A quantitative analysis of plant growth: part ii. **Annals of applied Biology**, v. 7, n. 2-3, p. 202-223, 1920.
- CAVALCANTI, F. J. A. **Recomendações de adubação para o estado de Pernambuco**. 2a. aproximação. 3 ed. rev. Recife: IPA 1998.

CHAKRABORTY, K.; BASAK, N.; BHADURI, D.; RAY, S.; VIJAYAN, J.; CHATTOPADHYAY, K.; SARKAR, R. K. Ionic basis of salt tolerance in plants: nutrient homeostasis and oxidative stress tolerance. **Plant nutrients and abiotic stress tolerance**, p. 325-362, 2018.

COVA, A. M. W.; BIONE, M. A. A.; PAZ, V. P. S. SANTOS, U. O.; RAFAEL, M. R. S.; MODESTO, F. J. N.; GHEYI, R. H.; SOARES, T. M. Growth of “Biquinho” pepper plants under salt stress in a hydroponic system. **Environmental Sciences Proceedings**, v. 16, n. 1, p. 74, 2022.

DELL’AVERSANA, E.; HESSINI, K.; FERCHICHI, S.; FUSCO, G. M.; WOODROW, P.; CIARMIELLO, L. F.; CARILLO, P. Salinity duration differently modulates physiological parameters and metabolites profile in roots of two contrasting barley genotypes. **Plants**, v. 10, n. 2, p. 307, 2021.

GOMES, M. S.; GONDIM, A. R. O.; LÊDO, E. R. F.; FRANCILINO, A. H.; SILVA, Y. A.; GHEYI, H. R. Response of two pepper species (*Capsicum chinense* Jacq. and *Capsicum frutescens* L.) to salt stress at germination stage in Northeast Brazil. **Revista de Ciencias Agrícolas**, v. 38, n. 2, p. 75-88, 2021.

HAMAIEL, A. F.; HAMADA, M. S.; EZZAT, A. S.; ELHABASHY, HA. Mitigating of salinity stress and amelioration productivity of potato (*Solanum Tuberosum* L.) using soil conditioners and foliar application of osmoprotectants. **Middle East Journal of Agriculture Research**, v. 9, p. 737-748, 2020.

HESSINI, K.; ISSAOUI, K.; FERCHICHI, S.; SAIF, T.; ABDELLY, C.; SIDDIQUE, K. H.; CRUZ, C. Interactive effects of salinity and nitrogen forms on plant growth, photosynthesis and osmotic adjustment in maize. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 139, p. 171-178, 2019.

HNILICKOVA, H.; KRAUS, K.; VACHOVA, P.; HNILICKA, F. Salinity stress affects photosynthesis, malondialdehyde formation, and proline content in *Portulaca oleracea* L. **Plants**, v. 10, n. 5, p. 845, 2021.

HOSSAIN, A.; PRAMANICK, B.; BHUTIA, K. L.; AHMAD, Z.; MOULICK, D.; MAITRA, S.; AHMAD, A.; AFTAB, T. Emerging roles of osmoprotectant glycine betaine against salt-induced oxidative stress in plants: A major outlook of maize (*Zea mays* L.). In: **Frontiers in plant-soil interaction**. Academic Press, 2021. p. 567-587.

IBRAHIM, M. E. H.; ZHU, X.; ZHOU, G.; ALI, A. Y. A.; AHMAD, I.; FARAHK, G. A. Nitrogen fertilizer alleviated negative impacts of NaCl on some physiological parameters of wheat. **Pakistan Journal of Botany**, v. 50, n. 6, p. 2097-2104, 2018.

ILYAS, N.; AMJID, M. W.; SALEEM, M. A.; KHAN, W.; WATTOO, F. M.; RANA, R. M. Quantitative trait loci (QTL) mapping for physiological and biochemical attributes in a Pasban90/Frontana recombinant inbred lines (RILs) population of wheat (*Triticum aestivum*) under salt stress condition. **Saudi Journal of Biological Sciences**, v. 27, n. 1, p. 341-351, 2020.

JALEEL, C. A.; SANKAR, B.; SRIDHARAN, R.; PANNEERSELVAM, R. Soil salinity alters growth, chlorophyll content, and secondary metabolite accumulation in *Catharanthus roseus*. **Turkish Journal of Biology**, v. 32, n. 2, p. 79-83, 2008.

KAYA, C.; ASHRAF, M.; ALYEMENI, M. N.; AHMAD, P. The role of endogenous nitric oxide in salicylic acid-induced up-regulation of ascorbate-glutathione cycle involved in salinity tolerance of pepper (*Capsicum annuum* L.) plants. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 147, p. 10-20, 2020.

KHALID, M. F.; HUSSAIN, S.; ANJUM, M. A.; AHMAD, S.; ALI, M. A.; EJAZ, S.; MORILLON, R. Better salinity tolerance in tetraploid vs diploid volkamer lemon seedlings is associated with robust antioxidant and osmotic adjustment mechanisms. **Journal of Plant Physiology**, v. 244, p. 153071, 2020.

KHALID, M.; REHMAN, H.; AHMED, N.; NAWAZ, S.; SALEEM, F.; AHMAD, S. Using exogenous melatonin, glutathione, proline, and glycine betaine treatments to combat abiotic stresses in crops. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 23, n. 21, p. 12913, 2022.

KHAN, A. R.; HUI, C. Z.; GHAZANFAR, B.; KHAN, M. A.; AHMAD, S. S.; AHMAD, I. Acetyl salicylic acid and 24-epibrassinolide attenuate decline in photosynthesis, chlorophyll contents and membrane thermo-stability in tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) under heat stress. **Pakistan Journal of Botany**, v. 47, n. 1, p. 63-70, 2015.

LI, S.; LI, Y.; HE, X.; LI, Q.; LIU, B.; AI, X.; ZHANG, D. Response of water balance and nitrogen assimilation in cucumber seedlings to CO₂ enrichment and salt stress. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 139, p. 256-263, 2019.

MATEUS, N. B.; BARBIN, D.; CONAGIN, A. Viabilidade de uso do delineamento composto central. **Acta Scientiarum. Technology**, v. 23, p. 1537-1546, 2001.

MEDEIROS, J. F. Qualidade da água de irrigação utilizada nas propriedades assistidas pelo "GAT" nos Estados do RN, PB, CE e avaliação da salinidade dos solos. 173f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Agrícola) - Universidade Federal da Paraíba, 1992.

NATARAJAN, P.; AKINMOJU, T. A.; NIMMAKAYALA, A.; LOPEZ-ORTIZ, C.; GARCIA-LOZANO, M.; THOMPSON, B. J.; STOMMEL, J.; REDDY, U. K. Integrated metabolomic and transcriptomic analysis to characterize cutin biosynthesis between low-and high-cutin genotypes of *Capsicum chinense* Jacq. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 21, n. 4, p. 1397, 2020.

NÓBREGA, J. S.; BEZERRA, A. C.; S RIBEIRO, J. E. S.; SILVA, E. C.; SILVA, T. I.; COSTA, R. N. M.; DIAS, T. J. Growth and gas exchange of purple basil submitted to salinity and foliar nitrogen fertilization. **Journal of Plant Nutrition**, v. 44, n. 18, p. 2729-2738, 2021.

NÓBREGA, J. S.; BRUNO, R. D. L. A.; FIGUEIREDO, F. R. A.; SILVA, T. I.; FÁTIMA, R. T.; RIBEIRO, J. E. S.; NASCIMENTO, R. G. S. Acúmulo de biomassa e pigmentos

fotossintéticos em plantas de *Mesosphaerum suaveolens* (L.) Kuntze sob estresse salino e doses de ácido salicílico. **Research, Society and Development**, v. 9, n. 5, p. e121953286-e121953286, 2020.

OLIVEIRA, F. A.; LOPES, M. A. C.; SÁ, F. V. S.; NOBRE, R. G.; MOREIRA, R. C. L.; PAIVA, E. P. Interação salinidade da água de irrigação e substratos na produção de mudas de maracujazeiro amarelo. **Comunicata Scientiae**, v. 6, n. 4, p. 471-478, 2015.

OLIVEIRA, W. J.; SOUZA, E. R. D.; CUNHA, J. C.; SILVA, Ê. F. D. F.; VELOSO, V. D. L. Leaf gas exchange in cowpea and CO₂ efflux in soil irrigated with saline water. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 21, p. 32-37, 2017.

OMARI ALZHRANI, F. Metabolic engineering of osmoprotectants to elucidate the mechanism (s) of salt stress tolerance in crop plants. **Planta**, v. 253, p. 1-17, 2021.

ONU. Organização das Nações Unidas. **População mundial se aproxima de 8 bilhões**. 2022. Disponível em: <https://www.cnnbrasil.com.br>. Acesso em: 25 de outubro de 2023.

PAN, T.; Liu, M.; Kreslavski, V. D.; Zharmukhamedov, S. K.; Nie, C.; Yu, M.; Kuznetsov, V. V.; Allakhverdiev, S. I.; Shabala, S. Non-stomatal limitation of photosynthesis by soil salinity. **Critical Reviews in Environmental Science and Technology**, v. 51, n. 8, p. 791-825, 2021.

PANDITA, D. Reactive oxygen and nitrogen species: antioxidant defense studies in plants. In: **Plant Perspectives to Global Climate Changes**. Academic Press, 2022. p. 355-371.

PERALTA-CRUZ, C.; RODRÍGUEZ-BUENFIL, I. M.; CABAL-PRIETO, A.; CUERVO-OSORIO, V. D.; ONEY-MONTALVO, J. E.; HERRERA-CORREDOR, J. A.; RAMÍREZ-SUCRE, M. O.; RAMÍREZ-RIVERA, E. D. J. Modeling consumer satisfaction to identify drivers for liking: An online survey based on images of Habanero pepper (*Capsicum chinense* Jacq.). **Journal of Sensory Studies**, v. 36, n. 6, p. e12696, 2021.

REJEB, K. B.; ABDELLY, C.; SAVOURÉ, A. How reactive oxygen species and proline face stress together. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 80, p. 278-284, 2014.

RHOADES, J. D.; KANDIAH, A.; MASHALI, A. M. The use of saline waters for crop production-FAO irrigation and drainage paper 48. **FAO, Rome**, v. 133, 1992.

RIBEIRO, J. E. S.; VIEIRA, S. L.; IARLEY, T. S.; NÓBREGA, J. S.; FIGUEIREDO, F. R. A.; BRUNO, R. L. A.; BANDEIRA, M. A. *Citrullus lanatus* morphophysiological responses to the combination of salicylic acid and salinity stress. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, v. 15, n. 1, 2020.

SANTOS, D. B.; FERREIRA, P. A.; OLIVEIRA, F. G.; BATISTA, R. O.; COSTA, A. C.; CANO, M. A. O. Produção e parâmetros fisiológicos do amendoim em função do estresse salino. **Idesia**, v. 30, n. 2, p. 69-74, 2012.

SANTOS, R. P.; Cruz, A. C. F. D.; Iarema, L.; Kuki, K. N.; Otoni, W. C. Protocolo para extração de pigmentos foliares em porta-enxertos de videira micropropagados. **Revista Ceres**, v. 55, n. 4, 356-364, 2008.

SEMIDA, W. M.; ABDELKHALIK, A.; RADY, M. O.; MAREY, R. A.; ABD EL-MAGEED, T. A. Exogenously applied proline enhances growth and productivity of drought stressed onion by improving photosynthetic efficiency, water use efficiency and up-regulating osmoprotectants. **Scientia Horticulturae**, v. 272, p. 109580, 2020.

SILVA, E. M.; NOBRE, R. G.; SOUZA, L. P.; ARAÚJO, R. H. C. R.; PINHEIRO, F. W. A.; ALMEIDA, L. L. S. Morfofisiologia de porta-enxerto de goiabeira irrigado com águas salinizadas sob doses de nitrogênio. **Comunicata Scientiae**, v. 8, n. 1, p. 32-42, 2017.

SILVA, J. G.; LOPES, K. P.; OLIVEIRA, O. H.; RODRIGUES, M. H. S.; PAIVA, F. J. S. Tolerance to irrigation water salinity in *Physalis* plants: productive aspects. **Bioscience Journal**, v. 36, n. 1, p. 83-96, 2020.

TAIZ, L.; ZEIGER, E.; MOLLER, I. A.; MURPHY, A. **Fisiologia e desenvolvimento vegetal**. Artmed Editora, 2017.

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

TEKINDAL, M. A.; BAYRAK, H.; ÖZKAYA, B.; YAVUZ, Y. Second-order response surface method: factorial experiments an alternative method in the field of agronomy. **Turkish Journal of Field Crops**, v. 19, n. 1, p. 35-45, 2014.

TIAN, F.; HOU, M.; QIU, Y.; ZHANG, T.; YUAN, Y. Salinity stress effects on transpiration and plant growth under different salinity soil levels based on thermal infrared remote (TIR) technique. **Geoderma**, v. 357, p. 113961, 2020.

WANDERLEY, J. A. C.; BRITO, M. E. B.; AZEVEDO, C. A. V. D.; SILVA, F. D. C.; FERREIRA, F. N.; LIMA, R. F. D. Cell damage and biomass of yellow passion fruit under water salinity and nitrogen fertilization. **Revista Caatinga**, v. 33, p. 757-765, 2020.

WELLBURN, A. R. The spectral determination of chlorophylls a and b, as well as total carotenoids, using various solvents with spectrophotometers of different resolution. **Journal of Plant Physiology**, v. 144, n. 3, p. 307-313, 1994.

ZELM, E. V.; ZHANG, Y.; TESTERINK, C. Salt tolerance mechanisms of plants. **Annual Review of Plant Biology**, v. 71, p. 403-433, 2020.

ZHANG, T.; ZHANG, Z.; LI, Y.; HE, K. The effects of saline stress on the growth of two shrub species in the Qaidam Basin of Northwestern China. **Sustainability**, v. 11, n. 3, p. 828, 2019

4 CAPÍTULO II - CARACTERIZAÇÃO ANATÔMICA DE ÓRGÃOS VEGETATIVOS DE PIMENTA BIQUINHO (*Capsicum chinense*)

RESUMO

A pimenta biquinho (*Capsicum chinense* Jacq.) é considerado um vegetal importante e popular em todo o mundo. Podem ser utilizadas frescas no preparo de refeições, na composição de saladas e conservas, ou seca como condimento, e processadas no preparo de geleias, molhos e antepastos. Contudo, a pimenta possui diversidade intra e interespecífica quanto ao tipo de fruto, cor, forma, sabor e composição química, podendo muitas variedades serem classificadas erroneamente. Diante do exposto, objetivou-se caracterizar anatomicamente os órgãos vegetativos de pimenta biquinho. Sementes de pimenta biquinho foram semeadas em bandejas plásticas de 200 células, preenchidas com substrato comercial Mecplant®, colocando-se três sementes por célula. Após a emergência as mudas foram transplantadas para vasos plásticos de polietileno com capacidade volumétrica de 5,0 dm³, preenchidos com 4,5 kg de solo, esterco bovino e adubados de acordo análise do solo. A amostragem das folhas, caule e raiz para análise microscópica foi realizada ao final do experimento (65 dias após o transplante - DAT). Dez folhas totalmente expandidas foram amostradas de quatro plantas por combinação de tratamentos. Os materiais selecionados para as análises anatômicas foram fixados em FAA (5% de formaldeído, 5% de ácido acético e 90% de álcool a 70%) por 48 horas e armazenadas em álcool a 70%. Os cortes foram seccionados transversalmente à mão livre com lâmina cortante, clareadas com hipoclorito de sódio a 1%, coradas com safranina 10%, montadas em lâminas semipermanentes com glicerina e fotomicrografados em um microscópio. A raiz apresenta epiderme irregular, enquanto o caule e a folha apresentam epiderme unisseriadas e cuticularizada e com estômatos e tricomas tectores e glandulares. As características estruturais dos órgãos vegetativos de pimenta biquinho são comuns de espécies da família Solanaceae, auxiliando na identificação de mecanismos que otimizem a captação de luz, como células convexas nas epidermes de caule e folha e também na identificação de mecanismos que aceleraram a perda de água pela planta, como estômatos localizados acima do revestimento da cutícula.

Palavras-chave: anatomia; solanaceae; raiz; caule; folha.

ABSTRACT

The pout pepper (*Capsicum chinense* Jacq.), is considered an important and popular vegetable throughout the world. They can be used fresh in preparing meals, in salads and preserves, or dried as a condiment, and processed in the preparation of jellies, sauces and appetizers. However, pepper has intra and interspecific diversity in terms of fruit type, color, shape, flavor and chemical composition, and many varieties may be misclassified. Given the above, the objective was to anatomically characterize the vegetative organs of biquinho pepper. Biquinho pepper seeds were sown in plastic trays with 200 cells, filled with Mecplant® commercial substrate, placing three seeds per cell. After emergence, the seedlings were transplanted into plastic polyethylene pots with a volumetric capacity of 5.0 dm³, filled with 4.5 kg of soil, cattle manure and fertilized according to soil analysis. Sampling of leaves, stem and root for microscopic analysis was carried out at the end of the experiment (65 days after transplantation - DAT). Ten fully expanded leaves were sampled from four plants per treatment combination. The materials selected for anatomical analyzes were fixed in FAA (5% formaldehyde, 5% acetic acid and 90% 70% alcohol) for 48 hours and stored in 70% alcohol. The sections were sectioned transversely freehand with a cutting blade, bleached with 1% sodium hypochlorite, stained with 10% safranin, mounted on semi-permanent slides with glycerin and photomicrographed under a microscope. The root has an irregular epidermis, while the stem and leaf have uniseriate and cuticularized epidermis with stomata and tectorial and glandular trichomes. The structural characteristics of the vegetative organs of biquinho pepper are common to species from the Solanaceae family, helping to identify mechanisms that optimize light capture, such as convex cells in the stem and leaf epidermis, and also to identify mechanisms that accelerate water loss. throughout the plant, such as stomata located above the cuticle lining.

Key words: anatomy; solanaceae; root; stem; leaf.

4.1 INTRODUÇÃO

O gênero *Capsicum* pertencente à família Solanaceae, é originário da América Central e do Sul (GONZÁLEZ-LÓPEZ et al., 2021). Os membros dessa família têm vários nomes universais, que incluem pimenta, pimentão, pimenta malagueta e pimenta doce. Espécies de *Capsicum* são vegetais importantes e populares em todo o mundo. Eles contêm uma variedade de compostos bioativos e nutrientes essenciais (MADALA e NUTAKKI et al., 2020).

Os frutos da pimenta contêm vários compostos como capsaicinóides, carotenóides, óleos graxos, óleo essencial, proteínas, elementos minerais e vitaminas, entre outros (OLATUNJI e AFOLAYAN, 2019; SONAWANE e SHINDE, 2021). Quando maduros, os frutos da pimenta são particularmente ricos em vitamina C e outros constituintes que têm valores nutricionais positivos para o ser humano (GUEVARA et al., 2021).

Capsicum compreende 31 espécies pertencentes à família Solanaceae, dentre elas, cinco são domesticadas (*C. annuum*, *C. frutescens*, *C. chinense*, *C. baccatum* e *C. pubescens*) (JESUS et al., 2020). Dentre as espécies cultivadas, *C. chinense* é explorada em várias regiões brasileiras (RIBEIRO et al., 2018), sendo a espécie “Biquinho” um dos mais consumidos e cultivados (MARTINEZ et al., 2021).

A crescente demanda por esse produto em suas diversas formas de consumo tem promovido o desenvolvimento agroindustrial, gerando empregos principalmente na agricultura familiar e contribuindo significativamente para a economia (CARVALHO et al., 2021). Estas pimentas podem ser utilizadas frescas no preparo de refeições, na composição de saladas e conservas, secas como condimento, e processadas no preparo de geleias, molhos e antepastos (SANATOMBI et al., 2020).

O gênero *Capsicum* (pimenta doce e picante) apresenta diversidade intra e interespecífica quanto ao tipo de fruto, cor, forma, sabor e conteúdo bioquímico (DAGNOKO et al., 2013; SHARMA et al., 2021), podendo muitas variedades serem classificadas erroneamente. *C. annuum* pode ser difícil de separar das cultivadas *C. chinense* e *C. frutescens* e suas características morfológicas podem se sobrepor (ZHIGILA et al., 2014; ESPICHÁN et al., 2022). Essas três espécies compartilham o mesmo pool genético ancestral e às vezes são chamadas de “complexo *annuum-chinense* - *frutescens*” (ARACELI et al., 2009; RAWOOF et al., 2020).

Caracteres de frutos e flores, arquitetura da planta, hábitos de crescimento e outros têm sido amplamente utilizados na taxonomia da família Solanaceae (SUDRÉ et al., 2010; BIANCHI et al., 2020). No entanto, características de flores e frutos não são suficientes. Em geral, a combinação de um teste físico (botânico, macroscópico, organoléptico e/ou anatômico) com um teste químico e genético permite maior confiança na garantia de identificação e qualidade (UPTON et al., 2020). Além disso, uma classificação correta das espécies botânicas é essencial para o bom gerenciamento de coleções de germoplasma (DIAS et al., 2013).

No entanto, devido ao grande número de espécies de Solanaceae, a questão terminológica torna-se muito complexa. Várias espécies são conhecidas pelos mesmos nomes populares (ESTEVES et al., 2023) e, dessa forma, um conhecimento sólido sobre os caracteres morfológicos e anatômicos das espécies vegetais pode fornecer informações suficientes para sua separação de outras espécies relacionadas do mesmo gênero (MORANG et al., 2023). Diante do exposto, objetivou-se caracterizar anatomicamente os órgãos vegetativos de *Capsicum chinense* Jacq.

4.2 MATERIAL E MÉTODOS

4.2.1 Local do experimento

O experimento foi realizado em ambiente protegido no Centro de Ciências Agrárias (CCA), Universidade Federal da Paraíba (UFPB), Areia, Paraíba, Brasil (6° 57' 42", 35° 41' 43", 573 m), com clima tipo As', com verões secos e quentes e chuvas no inverno. A temperatura média observada durante o experimento foi de 31,7°C e a umidade relativa de 57,8%, dados registrados diariamente com termohigrômetro digital AKSO® AK28new instalado dentro da área experimental (Figura 10).

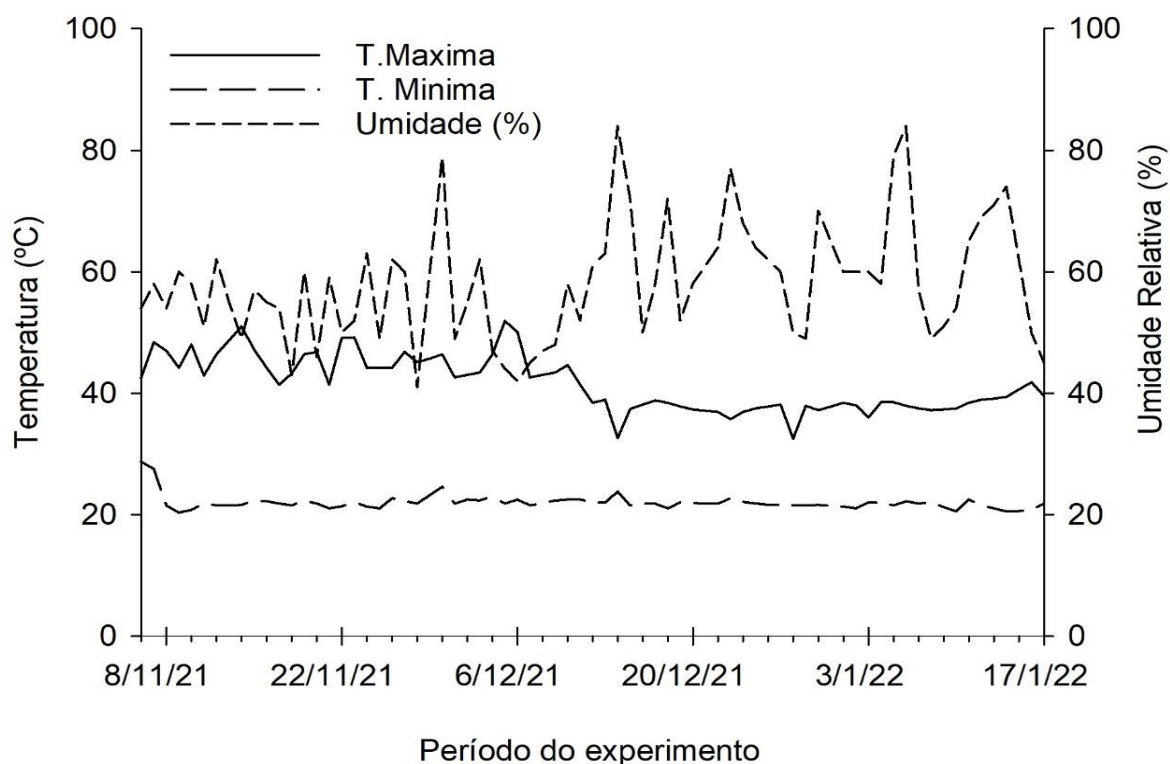


Figura 10 - Temperaturas máximas e mínimas (°C) e umidade relativa (%) no ambiente protegido durante o período experimental.

4.2.2 Material Vegetal

Sementes de pimenta biquinho da marca Feltrin® (*C. chinense*, subcategoria Pimenta Doce) foram semeadas em bandejas plásticas de 200 células, preenchidas com substrato comercial Mecplant®, colocando-se três sementes por célula. Após a emergência as mudas foram transplantadas para vasos plásticos de polietileno com capacidade volumétrica de $5,0 \text{ dm}^{-3}$, preenchidos com 4,5 kg de solo, esterco bovino e adubados com cloreto de potássio, ureia e superfosfato simples de acordo análise do solo e a recomendação para cultura do pimentão (CAVALCANTI, 2008). As irrigações foram realizadas diariamente e com o volume estabelecido pelo método de capacidade de campo.

Na Tabela 1, observa-se as características químicas do substrato utilizado no experimento.

Tabela 3 - Características químicas do substrato utilizado no experimento

Amostra	pH	P	K ⁺	Na ⁺	H ⁺ +Al ³⁺	Al ³⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺	SB	CTC	V	M.O.
de solo	H ₂ O (1:2,5)	--- mg dm ⁻³ ---			-----	cmol _c dm ⁻³ -----					%	g kg ⁻¹
	5,97	45,68	202,0	0,51	9,9	0,5	1,4	1,4	3,31	13,21	25,05	8,16

pH = Potencial hidrogeniônico da solução do solo; P = Fósforo; K⁺= Potássio; Na⁺= Sódio; H⁺+Al³⁺ = Acidez potencial do solo; Al³⁺= Alumínio; Ca²⁺= Cálcio; Mg²⁺= Magnésio; SB= Soma de bases (Ca²⁺ + Mg²⁺ + Na⁺ + K⁺); CTC= Capacidade de troca catiônica= [SB + (H⁺ + Al³⁺)];e, V= Saturação por bases = (SB/CTC) x 100; MO= matéria orgânica.

4.2.3 Análise anatômica

A amostragem das folhas, caule e raiz para análise microscópica foi realizada ao final do experimento (65 DAT). Dez folhas totalmente expandidas foram amostradas de quatro plantas por combinação de tratamentos. Os materiais selecionados para as análises anatômicas foram fixados em FAA (5% de formaldeído, 5% de ácido acético e 90% de álcool a 70%) por 48 horas e armazenadas em álcool a 70% (JOHANSEN, 1940). Os cortes foram seccionados transversalmente à mão livre com lâmina cortante (utilizando isopor como suporte), clareadas com hipoclorito de sódio a 1%, coradas com safranina 10%, montadas em lâminas semipermanentes com glicerina e fotomicrografados em um microscópio.

Para as avaliações anatômicas do caule foram retiradas porções da mesma distância da gema apical. Para a avaliação foliar, foram retiradas folhas sempre do mesmo nó, também considerando a distância deste para a gema apical e para raiz, foram retiradas porções no começo da raiz principal. A espessura da epiderme e cutícula do caule e folha foram determinadas, pela média de cinco diferentes secções do mesmo caule ou folha, através do programa Hayear®.

A contagem dos estômatos foi realizada utilizando-se secções paradérmicas em folhas e caule, e tendo como base 1 mm², através de lâmina milimétrica (câmara de Neubauer). Para a determinação do diâmetro polar e equatorial dos estômatos utilizou-se a média de 30 estômatos com padrão semelhante, com auxílio do programa Hayear®.

O esquema com a representação do local das secções realizados em cada órgão está representado na Figura 11.

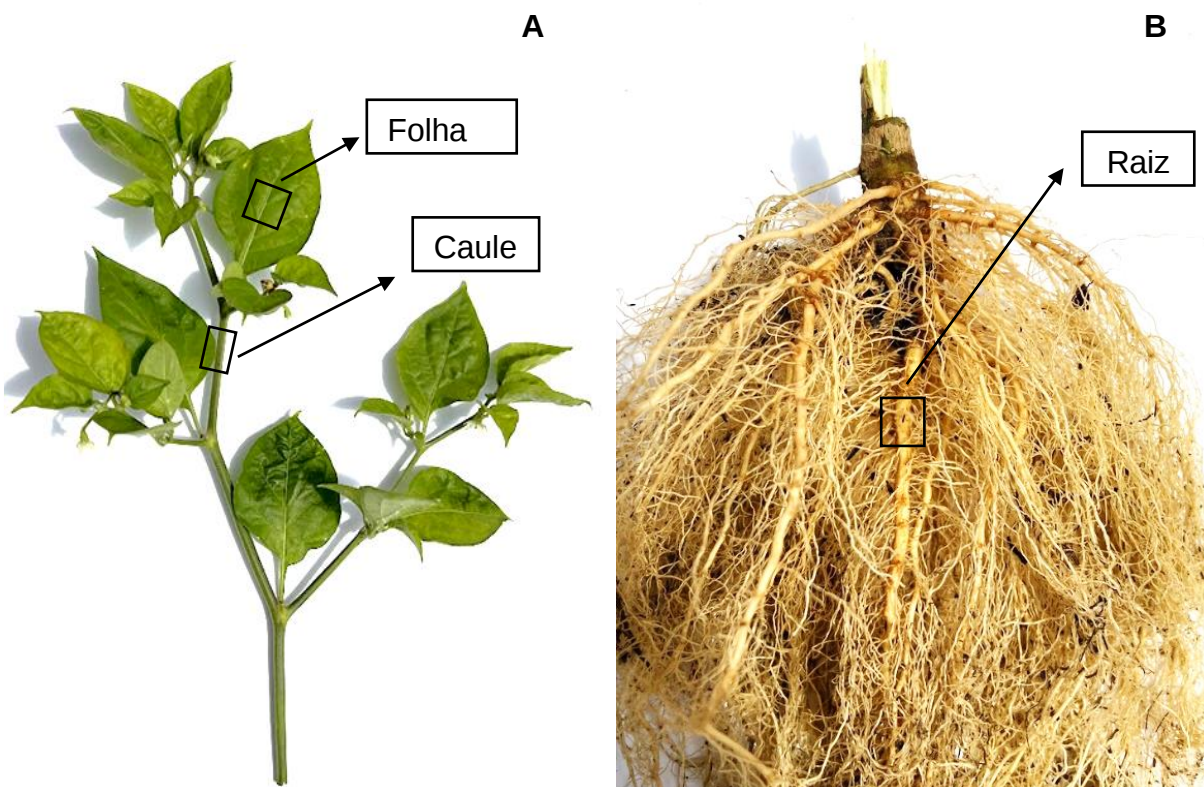


Figura 11 - Localização das secções e das medições de *Capsicum chinense* Jacq. **A.** Folha e caule; **B.** Raiz.

4.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.3.1 Raiz

A raiz em crescimento secundário apresenta epiderme irregular (Figura 12A). O córtex é formado por 4-5 camadas com células parenquimáticas de diferentes tamanhos e formas, onde são encontradas gotículas de óleo (Figura 12B). O sistema vascular é formado pelo xilema primário e secundário, floema secundário e câmbio, formando um cilindro maciço que ocupa cerca de 70% do diâmetro da raiz, com elementos de vaso e raios parenquimáticos (Figura 12 C-D).

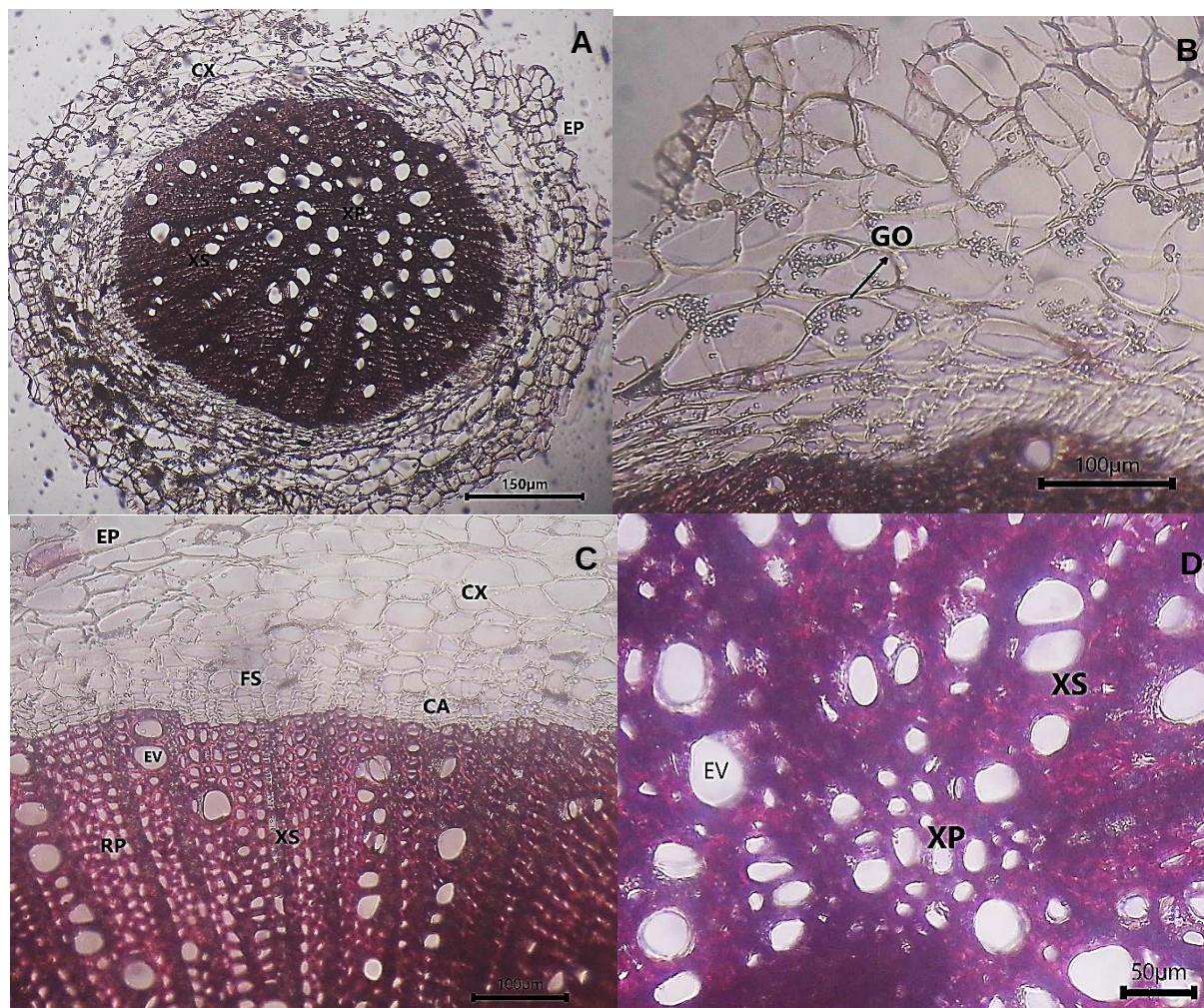


Figura 12 - Raiz de *Capsicum chinense*. **A.** secção transversal da raiz em crescimento secundário. **B.** secção transversal mostrando as estruturas da raiz, com córtex, câmbio, floema secundário xilema secundário, elementos de vaso e raios parenquimáticos. **C.** secção transversal desenvolvimento primário do xilema. **D.** região do córtex contendo gotículas de óleo. (EP = epiderme; CX = córtex; XP= xilema primário; XS = xilema secundário epiderme; FS = floema secundário; CA = câmbio; EV= elementos de vaso; RP= raios de parênquima; GO = gotículas de óleo).

Nas espécies dicotiledôneas, o crescimento secundário causa espessamento das raízes à medida que envelhecem e se desenvolvem. A expansão radial é resultado de divisões celulares que ocorrem dentro do câmbio vascular e do felogênio (KOJS et al., 2023). A deposição de tecidos secundários produzidos por esses câmbios acaba causando a destruição dos tecidos radiculares primários (epiderme, córtex e endoderme) (PRIMO-MILLO E AGUSTÍ, 2020).

Essas mudanças anatômicas dramáticas que ocorrem por meio do desenvolvimento secundário mudam efetivamente o papel funcional de uma raiz da captura de recursos do solo para o transporte axial de água e nutrientes (STROCK et al., 2018). Especificamente, a destruição dos tecidos primários e a deposição de tecidos secundários altamente lignificados e suberizados diminuem a capacidade de absorção das raízes à medida que envelhecem (REWALD et al., 2011; LYNCH et al., 2022). Além disso, a produção desses tecidos secundários serve para fornecer suporte mecânico para a parte aérea em crescimento e aumentar a resistência a herbívoros edáficos e patógenos (STROCK e LYNCH, 2020).

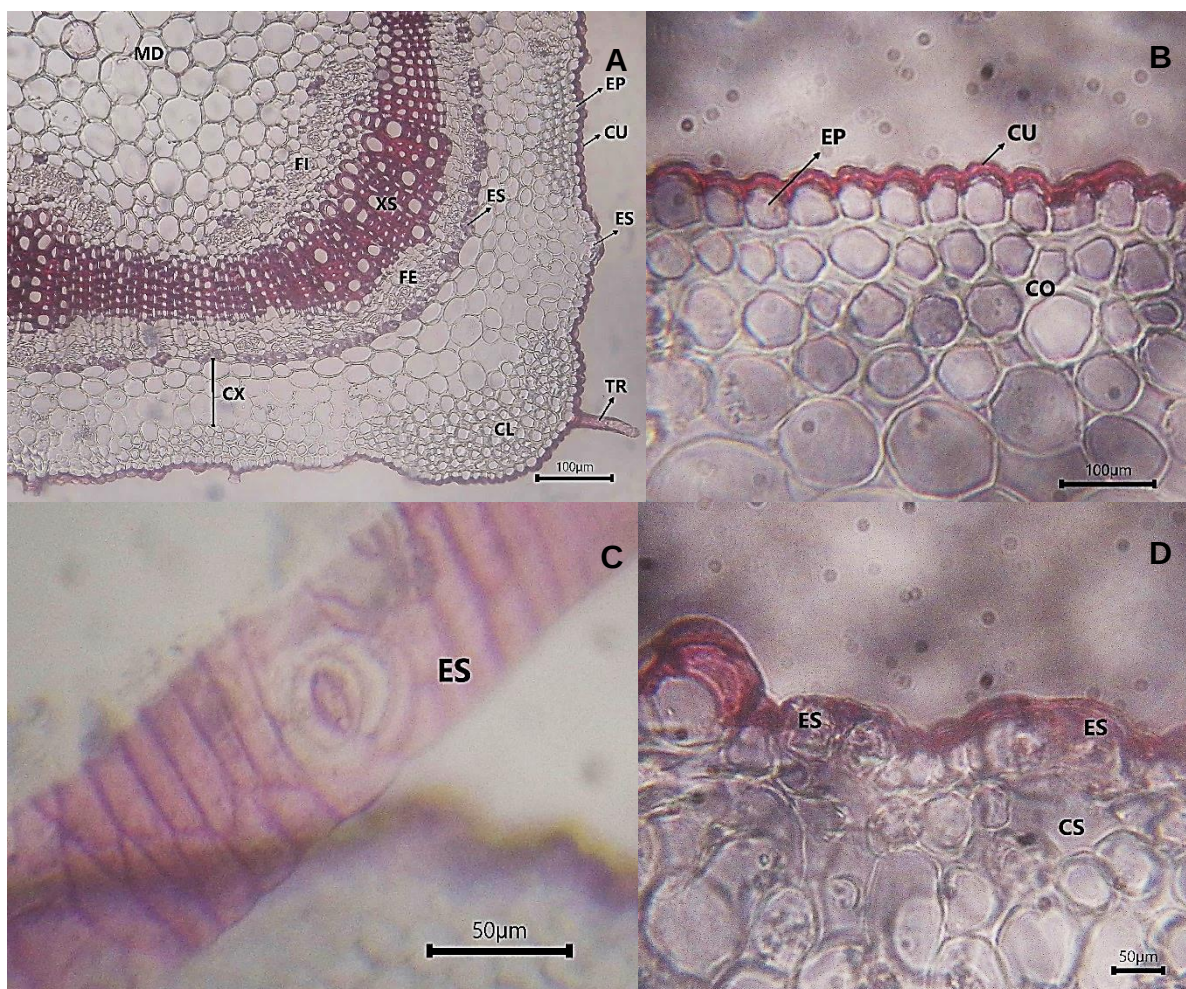
Em raízes de plantas de *C. chinense*, o córtex ocupa um volume reduzido do diâmetro da raiz quando comparado com o cilindro vascular, essa redução do parênquima cortical radicular é comum em espécies de dicotiledôneas durante o crescimento secundário (POSTMA e LYNCH 2011; STROCK e LYNCH, 2020) e ocorre sem perda de funções críticas (LYNCH et al., 2021). A presença de gotículas de óleo, funciona como substância de reserva e ajudam na defesa e nutrição da planta, principalmente em solos pobres em nutrientes (RAMIREZ et al., 2004).

A anatomia do sistema vascular radicular de *C. chinense* corresponde ao padrão registrado para a família Solanaceae por Silva e Agra (2009) e Esteves et al. (2022), como o xilema primário e secundário, floema secundário e câmbio. Segundo Růžicka et al. (2015), o xilema é um componente principal do tecido vascular, juntamente com o floema e o câmbio. Suas principais funções são o transporte de água e solutos provenientes da interface planta-solo para os caules e folhas, além de fornecer suporte mecânico e armazenamento.

A parte essencial do xilema maduro é composta por restos celulares condutores chamados elementos traqueais, os elementos de vasos, são mais comuns do que os traqueídeos, que apareceram mais cedo na evolução da planta (TRIPATHI et al., 2023). Uma das principais vantagens dos elementos de vaso é que eles podem ser interconectados para formar vasos. Além dos elementos de vaso, o tecido do xilema também contém parênquima do xilema (RŮŽIČKA et al., 2015). As células do parênquima do xilema armazenam reservas, funcionam no transporte de curta distância e contribuem para a lignificação do xilema para formar um sistema eficiente de condução de água (PESQUET et al., 2013; MÉNARD e PESQUET, 2015).

4.3.2 Caule

O caule apresenta epiderme uniestratificada e cuticularizada, com presença de cristas elevadas longitudinais, tricomas e estômatos. Em corte transversal, quatro cristas elevadas consistindo em cinco camadas de células colenquimáticas (Figura 13A), cutícula e a epiderme delgadas e convexas com aproximadamente 12,5 μm e 50 μm de espessura, respectivamente (Figura 13B). São encontrados estômatos anisocíticos, com diâmetro polar de 34,47 μm e equatorial de 28,60 μm e câmara subestomática (Figuras 13C-D), além de tricomas tectores pluricelulares e tricomas glandulares unicelulares e pluricelulares (Figura 13E-F).



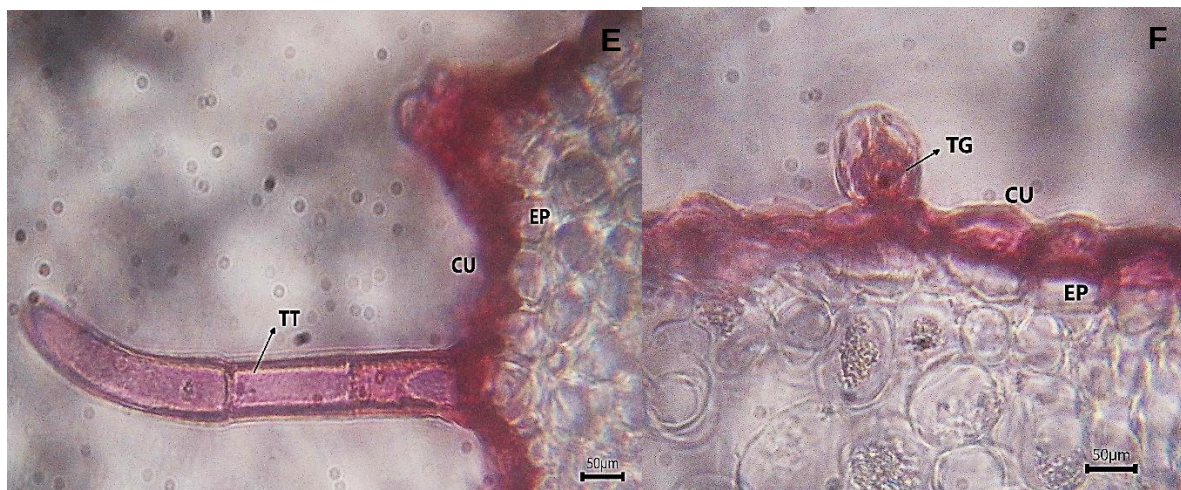


Figura 13 - Caule de *Capsicum chinense*. **A.** secção transversal do caule em crescimento secundário. **B.** secção transversal mostrando epiderme, cutícula e camadas de colênquima. **C.** secção paradérmico com estômato. **D.** região da epiderme com o complexo estomático (estômato e câmara estomática). **E.** tricoma tector pluricelular; **F.** tricoma glandular pluricelular. (EP = epiderme; CU= cutícula; CX = córtex; ES = estômato; CS = câmara subestomática; EQ = esclerênquima; TR= tricoma; TT= tricoma tector; TG= tricoma glandular; CL = crista longitudinal; FI = floema interno; FE= floema externo; MD = medula; CO = colênquima).

A maioria das características estão envolvidas na redução da perda de água da planta: cutícula espessa e revestimentos resinosos, estômatos afundados, vestimenta espessa, curso em zigue-zague de um poro da câmara subestomática até a superfície, compostos aromáticos, orientação do caule paralela ou quase paralela aos raios de luz incidentes e espaços aéreos intercelulares no clorênquima. Eles e outros autores também reconheceram que certos arranjos de células facilitam a penetração da luz e ajudam a manter as temperaturas frias do caule, mas dão grande ênfase aos dispositivos de economia de água (ZHANG et al., 2020).

As células da epiderme espessamente cutinizadas são uma adaptação extremamente importante para proteger o clorênquima de vida longa dos caules dos danos causados pelos raios ultravioleta (ALIKARIEVA, 2022). Um aumento na refletividade de 10% pode reduzir substancialmente a temperatura da planta (HE et al., 2020). Além disso, a cutícula que recobre a epiderme nos diferentes órgãos da planta, serve de barreira efetiva à perda de água, protegendo assim, a planta contra a dessecação (TAIZ et al., 2017).

Em *C. chinense*, os estômatos se projetam acima do revestimento da cutícula, com saliências externas muito longas nas células-guarda, característica comum em Solanaceae e Asteraceae com caules revestidos de cutícula e resina (ZHANG et al., 2020). Contudo, a presença de estômatos projetados acima da superfície acelera a transpiração, um dispositivo para perda de água. Além disso, com os estômatos projetados as câmaras mais intrincadas com pequenas aberturas retêm umidade, reduzindo o tempo de abertura dos estômatos (ŠANTRŮČEK et al., 2022). Em segundo lugar, diminui o comprimento do caminho para a difusão de gases reduzindo a eficiência do uso da água, e consequentemente reduzindo a assimilação do carbono (HE et al., 2020).

C. chinense tem dois conjuntos de tricomas: os tricomas glandulares que diferem apenas pela presença de uma cabeça secretora e os tricomas tectores pluricelulares. Os tricomas são de altura variável, apresentando uma possível adaptação estrutural ao tamanho dos herbívoros (BUCKLEY et al., 2023). Além disso, os tricomas glandulares de solanáceas também desempenham um papel mecânico (BAR e SHTEIN, 2019), enquanto os tricomas não glandulares em diferentes espécies podem sintetizar várias substâncias defensivas, como alcaloides, terpenoides, fenóis e lectinas (FRERIGMANN et al., 2012; SOETAERT et al., 2013; KOUDOUNAS et al., 2015; SANTOS TOZIN et al., 2016).

O córtex é alongado e consiste em três camadas. Logo abaixo da epiderme encontram-se três a quatro camadas de colênquima hipodérmico, seguidas internamente por três a quatro camadas de células parenquimáticas. E uma camada de células corticais internas de células esclerenquimática. Os câmbios interfasciculares são estreitos, de modo que os feixes vasculares estão compactamente arranjados no cilindro vascular, e são classificados como bicolaterais. O crescimento secundário ocorre em um estágio inicial, formando poucas camadas de floema secundário e um amplo cilindro de xilema secundário. O floema externo e interno consiste em tubos crivados, células companheiras e células parenquimatosas associadas. O xilema se dispõe como um cilindro contínuo, maciço, com elementos de vaso distribuídos radialmente. Uma zona cambial evidencia-se, seguida do floema interno disposto em feixes radiais. No centro existem várias camadas de células parenquimáticas grandes, de tamanhos irregulares e paredes delgadas, formando a medula (Figura 14).

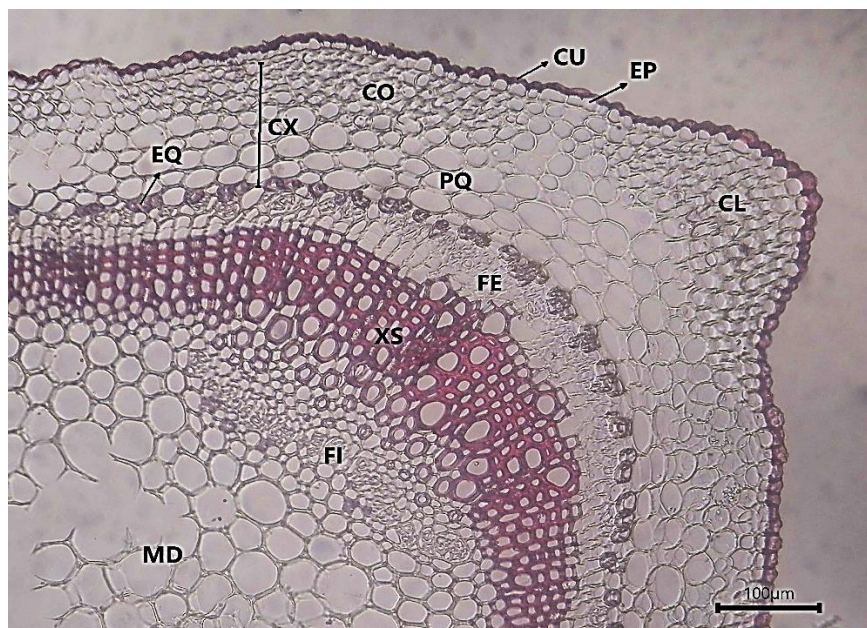


Figura 14 - Córtex do caule de *Capsicum chinense*. (EP = epiderme; CU= cutícula; CX = córtex; EQ = esclerênquima; CL = crista longitudinal; XS= xilema secundário; FI = floema interno; FE= floema externo; MD = medula; CO = colênquima; PQ= parênquima de preenchimento).

A presença de hipoderme colenquimatosa, explica a presença de estômatos não afundados, sugerindo que a hipoderme é importante como filtro UV sempre que a epiderme não cumpre sua função (SERRA et al., 2023). A profundidade do clorênquima, onde os cloroplastos são mais densos, parece estar relacionada à penetração da luz. Especialmente a transparência da cutícula, epiderme e hipodérmica pode influenciar a quantidade de luz que atinge o clorênquima e, portanto, pode ser um importante controle na profundidade do clorênquima (ZHANG et al., 2020).

Existem algumas razões para suspeitar que o clorênquima denso do caule é uma estrutura fotossintética relativamente ineficiente quando comparado com o mesofilo paliçádico foliar. A absorção de CO₂ em xerófitas de caule verde é bastante baixa, o que pode resultar de um maior contato das células corticais, ou seja, menos área de parede para difusão de CO₂. Nas folhas, as principais diferenças na absorção de CO₂ de mesofilo paliçádico versus esponjoso parecem estar relacionadas a diferenças na quantidade de parede celular presente para difusão de CO₂ e número de cloroplastos (HE et al., 2020). A difusão de CO₂ provavelmente

não é muito influenciada pelo tamanho absoluto dos espaços aéreos intercelulares, para Sun et al. (2021) o clorênquima do caule consiste em células que tendem a permanecer unidas pela lamela média. Supunha-se, portanto, que o tecido denso resultante deveria ser relativamente ineficiente para a fotossíntese se comparado com o mesofilo paliçádico foliar.

A camada de células corticais internas de esclerenquimática, permite que os órgãos da planta resistam às tensões de alongamento, flexão, peso e pressão, protegendo as células de paredes finas. As células do esclerênquima apresentam ampla variação na forma, estrutura, origem e desenvolvimento e frequentemente não possuem protoplastos vivos na maturidade (SCHNEIDER et al., 2021).

O floema interno ocorre nos caules de todas as plantas solanáceas (PATIL et al., 2014) e permanece próximo ao protoxilema. No entanto, o floema interno é geralmente separado do protoxilema por algumas camadas de células de parênquima. Surge na margem interna do anel procambial por divisões longitudinais irregulares em células situadas no lado interno do procâmbio e se diferencia centrifugamente em elementos do floema (PATIL et al., 2014). A diferenciação do floema interno pode ocorrer antes, depois ou simultaneamente com a origem do floema normal externo (ZOZIMO et al., 2011; PATIL et al., 2014).

O xilema secundário é um tecido complexo, formado por diferentes tipos celulares organizados em dois sistemas distintos: o axial (ou vertical) e o radial (ou horizontal), ambos derivados do câmbio. Tanto no sistema axial quanto no radial ocorrem células vivas e células mortas, isto é, desprovidas de protoplasto. A proporção e o arranjo de tais células variam, consideravelmente, de acordo com as espécies e, de algum modo, com a época do ano em que são formadas e com o órgão em que se desenvolvem, a saber, caule ou raiz (APPEZZATO-DA-GLÓRIA e CARMELLO-GUERREIRO, 2006).

Quanto ao câmbio, sua atividade, produz, por divisões periclinais, xilema secundário para dentro e floema secundário para fora. Através de divisões anticlinais, o câmbio promove o crescimento em espessura do órgão. Com a atividade cambial e a produção dos tecidos secundários, os tecidos primários vão se distanciando cada vez mais, sendo o floema primário empurrado para a periferia e o xilema primário para mais próximo da medula (RODRIGUES et al., 2015).

4.3.3 Folha

A folha, em secção transversal, apresenta epiderme unisseriada, cuticularizada e com presença de células especializadas em ambas as superfícies, como estômatos (lâmina foliar anfiestomática) e tricomas (tectores e glandulares) e mesofilo heterogêneo ou assimétrico, com presença de feixe vascular, parênquima paliçádico e parênquima lacunoso (Figura 15).

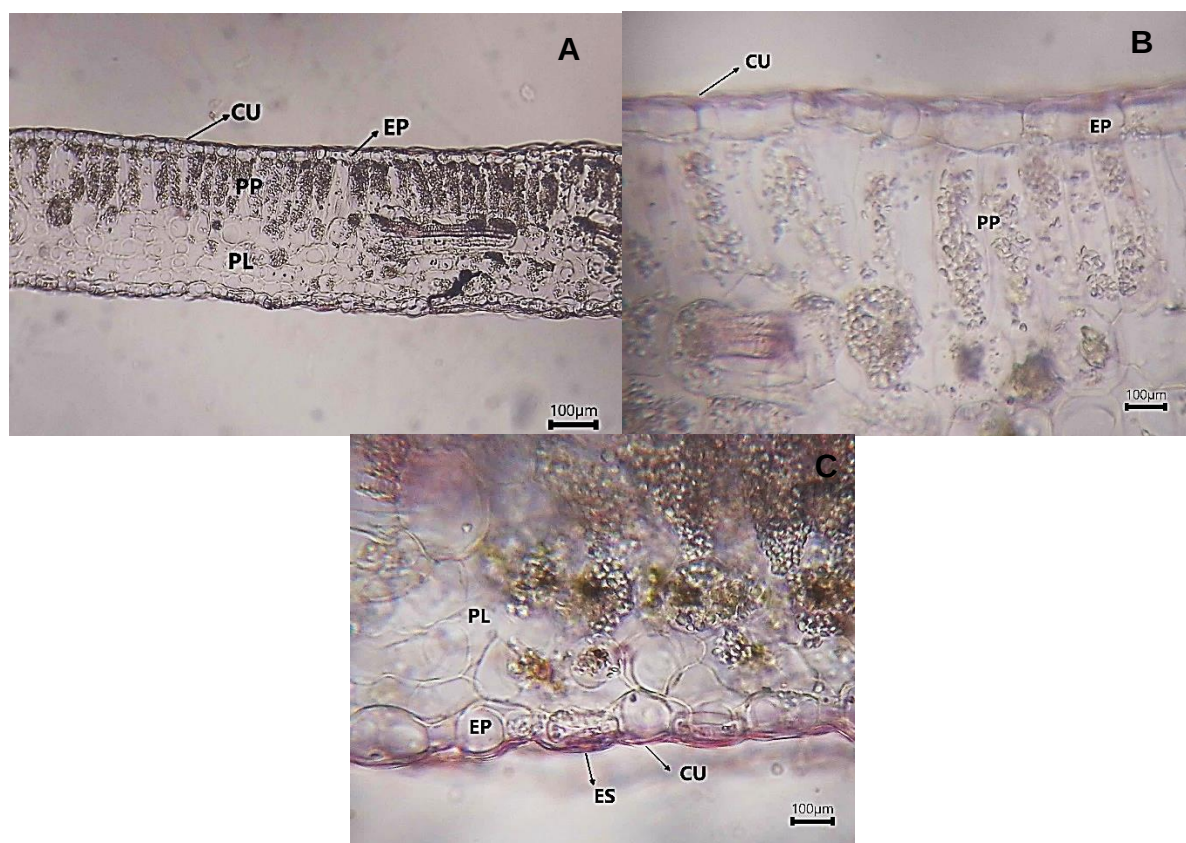


Figura 15 - Folha de *Capsicum chinense*. **A.** secção transversal evidenciando o parênquima paliçádico e lacunoso; **B.** secção transversal da epiderme adaxial; **C.** Secção transversal da epiderme abaxial. (EP = epiderme; CU= cutícula; PP= parênquima paliçádico; PL = parênquima lacunoso; XI = xilema; FL = floema; TR = tricoma; ES = estômato).

Em muitos aspectos, a anatomia foliar de *C. chinense* corresponde ao padrão registrado para família Solanaceae por Metcalfe e Chalk (1950), como o mesofilo dorsiventral e estômatos anisocítico, caracteres também encontrados em outras

espécies da família (NURIT-SILVA et al., 2007; LIMA et al., 2009; NURIT-SILVA et al., 2011).

A epiderme unisseriada, cuticularizada e com presença de células especializadas (estômatos) em ambas as superfícies são importantes para redução da perda de água por transpiração, proteção mecânica e trocas gasosas através dos estômatos. (HASANUZZAMAN et al., 2023). A epiderme também é um compartimento dinâmico de armazenamento de vários produtos metabólicos (DIETZ et al., 1994), e o local de percepção da luz envolvido nos movimentos circadianos das folhas e na indução fotoperiódica (MAYER et al., 1973). A epiderme é uma importante camada protetora contra lesões induzidas por radiação UV-B na região do mesofilo da folha (WANG et al., 2020), e em algumas folhas a parte superior as células epidérmicas atuam como lentes, focalizando a luz sobre o cloroplasto das células do parênquima paliádico subjacentes.

O padrão anfiestomática de distribuição dos estômatos observados em espécies de *C. chinense*, foram previamente relatados para espécies de solanáceas por Dias et al. (2013) e Zhigila et al. (2014). Segundo Parkhurst (1978) e Nurit-Silva e Agra. (2011), a característica anfiestomática pode representar um meio de aumentar a taxa fotossintética para permitir trocas gasosas eficientes (RICHARDSON et al., 2017). A prevalência de estômatos nas superfícies adaxiais é provavelmente uma adaptação à perda de água (WALL et al., 2022), uma vez que a saturação da pressão do vapor de água é exponencial dependendo da temperatura do tecido, a superfície adaxial da folha é ligeiramente mais quente, levando a uma maior evaporação do lado adaxial em comparação com o lado abaxial (EL-DEMERDASH et al., 2021).

Tricomas tectores pluricelulares, longos e com paredes delgadas, ocorrem em ambas as superfícies epidérmicas. A base desses tricomas é constituída de células relativamente pequenas, sendo que a célula apical é alongada e termina em ponta aguda (Figura 16A). Na face abaxial, há tricomas glandulares capitados unicelulares sem atividade secretora e tricomas glandulares pluricelulares com atividade secretora, apresentando, em sua maioria, 2-5 células (Figuras 16B-E).

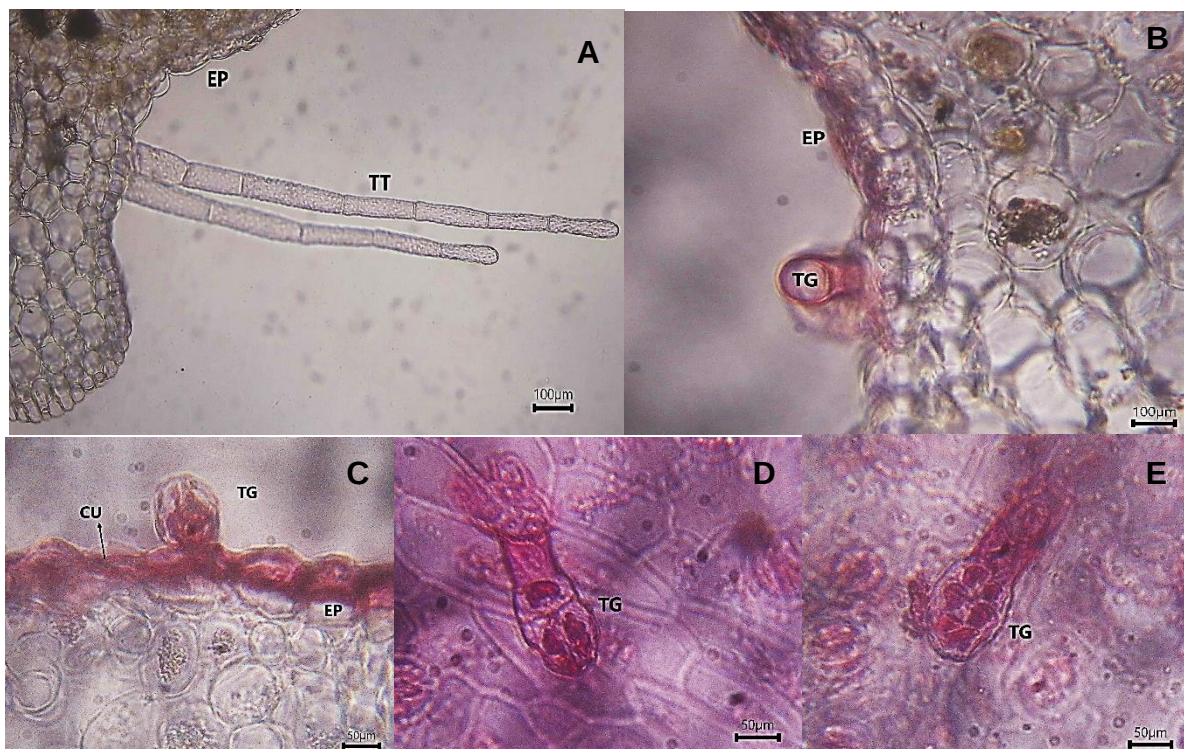


Figura 16 - Tricomas em folhas de *Capsicum chinense*. **A.** Tricoma tector pluricelular; **B.** tricoma glandular unicelular; **C.** tricoma glandular com ápice secretor contendo duas células; **D.** tricoma glandular com ápice secretor contendo três células; **E.** tricoma glandular com ápice secretor contendo 5 células. (EP = epiderme; CU= cutícula; PP= parênquima paliçádico; PL = parênquima lacunoso; XI = xilema; FL = floema; TR = tricoma; ES = estômato).

Os tricomas, em geral, têm sido muito bem estudados por seu papel na defesa das plantas contra herbívoros (KARIYAT et al., 2017, 2019; WATTS e KARIYAT, 2021). Eles também são altamente induzíveis por herbivoria (TRAW e DAWSON, 2002; KARIYAT et al., 2013), estresse hídrico (BOSU e WAGNER, 2014), e por danos mecânicos (GONZÁLES et al., 2008), têm efeitos distintos em diferentes herbívoros (KARLEY et al., 2016; TOZIN et al., 2017), variam entre as superfícies das folhas (WATTS e KARIYAT, 2021) e possuem múltiplos modos de ação (KAUR e KARIYAT, 2020).

A morfologia dos tricomas tem importância taxonômica, sendo utilizada como caráter diagnóstico para delimitação em nível genérico e específico (ZHIGILA et al., 2014; BELLO et al., 2017). As folhas de *C. chinense* são constituídos por diferentes tipos de tricomas, sendo o tipo tectores pluricelulares o mais característico da seção e o tipo predominante. Apesar de ser um tipo de tricoma comum observado na

espécie estudada, tricomas semelhantes também são registrados para outras espécies do gênero *Capsicum* (DIAS et al., 2013). A presença de tricomas glandulares também é uma característica das espécies de muitas outras Solanaceae (KOUL et al., 2021).

Alguns tricomas glandulares são caracterizados por possuírem células especializadas que produzem substâncias resinosas não voláteis e muitas vezes pegajosas, como acilaçúcares ou certos diterpenóides, enquanto os tricomas que produzem compostos voláteis geralmente contêm um espaço de armazenamento que permite a retenção dos voláteis em seu estado líquido, que são liberados apenas quando os tricomas são danificados, por exemplo após herbivoria (SCHUURINK e TISSIER, 2022). Ao contrário dos tricomas glandulares, os tricomas não glandulares afetam a alimentação e a oviposição de herbívoros devido à sua estrutura (KAUR et al., 2023). Por exemplo, Tian et al. (2012) descobriram que no tomate, os mutantes com alta densidade de tricomas não glandulares afetam negativamente a alimentação e o crescimento do besouro da batata do Colorado (*Leptinotarsa decemlineata*). Além disso, descobriu-se que os tricomas não glandulares causam danos pós-ingestão ao romper a membrana intestinal peritrófica das lagartas (KARIYAT et al., 2017).

A epiderme adaxial é composta por cutícula com 13,97 μm de espessura e parede celular sinuosa, com espessura aproximada de 123,47 μm . Ainda na face adaxial, foram encontrados 7 estômatos anisocítico por mm^2 ; o diâmetro polar de cada estômato é cerca 3,21 μm e o equatorial é de 2,10 μm (Figura 17A). Já a epiderme abaxial é composta por parede celular sinuosa medindo 145,07 μm de espessura e a cutícula, 18,06 μm , onde são encontrados em torno de 67 estômatos por mm^2 , anisocítico e anomocíticos; o diâmetro polar é cerca de 3,12 μm e o equatorial é de 1,90 μm (Figura 17B).

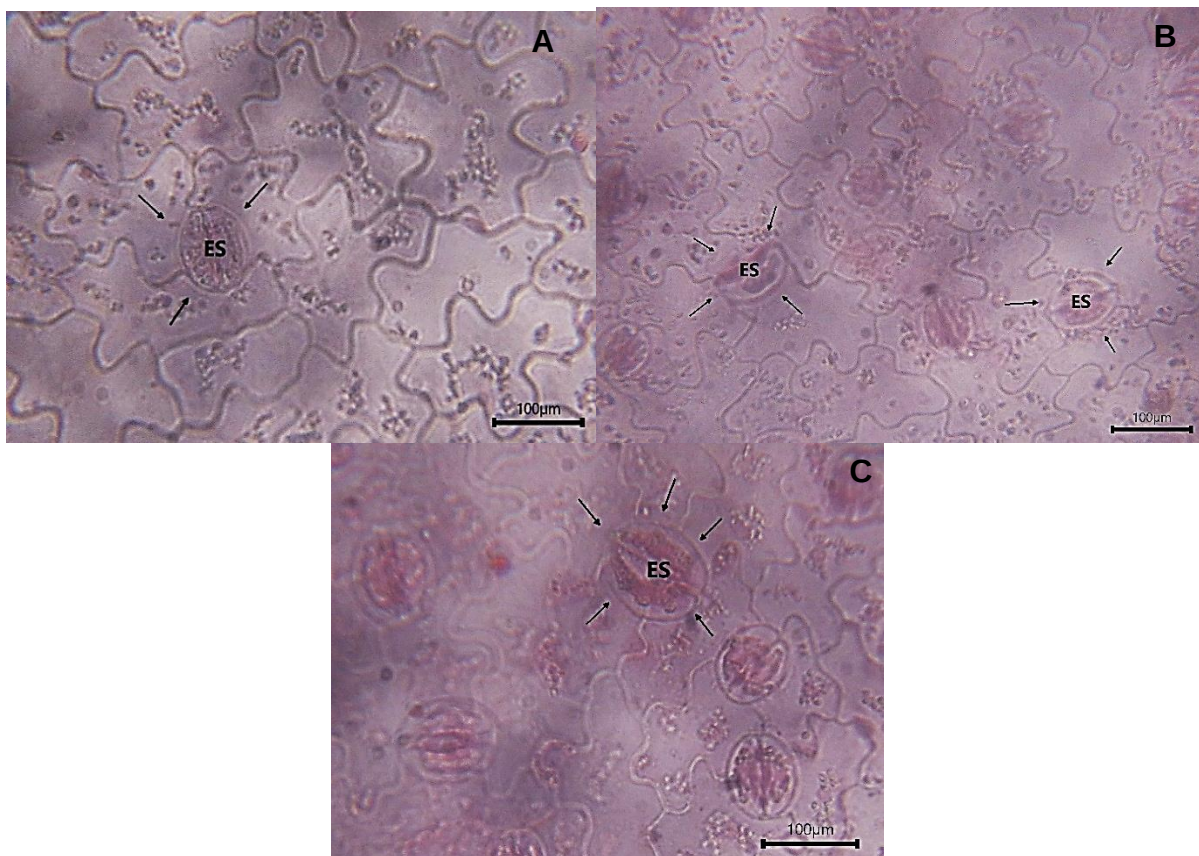


Figura 17 - Folha *Capsicum chinense*. **A.** secção paradérmica da epiderme adaxial; **B.** secção paradérmica da epiderme abaxial.; **C.** secção paradérmica da epiderme abaxial (Células subsidiárias; ES = estômato).

O padrão de células epidérmicas foliares observado neste trabalho, que possui paredes anticlinais de células epidérmicas sinuosas e convexas, é um tipo comum na família e já relatado em outros gêneros: *Geminata* (ROJAS, 2007), *Brevantherum* (ROJAS e MESA, 1991), *Acanthophora* (GRANADA-CHACÓN e BENITEZ-ROJAS, 2005) e *Crinitum* (NURIT-SILVA et al., 2011; ARAÚJO et al., 2010), entre outros. As células epidérmicas geralmente variam em tamanho e forma entre os táxons estudados. A forma das células epidérmicas é principalmente irregular. As paredes anticlinais são ligeiramente lobuladas e sinuosas. A forma da parede anticlinal das células epidérmicas é resultado da adaptação ambiental, as espécies mesofíticas geralmente têm paredes sinuosas, enquanto as xerófitas têm paredes retas (MONDAL e MOKTAN, 2022). Ali et al. (2020), sugeriu que as condições ambientais, como a umidade, temperatura e salinidade desempenham um papel significativo na determinação do padrão das paredes anticlinais. O padrão da

parede celular é uma daquelas características epidérmicas de importância taxonômica em nível específico.

De acordo com Metcalfe e Chalk (1950) e Inamdar e Patel (1976), tipos anisocíticos de estômatos têm estado presentes em folhas de muitas espécies de solanáceas. Segundo Gbile (1986) e Karatella e Gill (1986), os estômatos representam uma característica útil na classificação e identificação das espécies desse gênero.

O mesofilo apresenta organização dorsiventral e é composto por uma camada de parênquima paliçádico voltada para a epiderme da face adaxial e três a quatro camadas de parênquima lacunoso voltadas para a epiderme da face abaxial, com células de diferentes tamanhos (Figura 18A). A nervura central é biconvexa, mais proeminente na face abaxial, formada por um feixe vascular central e voltado para a epiderme abaxial, com tecido parenquimático diferenciado circulando toda a nervura. Após à epiderme, há duas ou três camadas de colênquima do tipo anelar. No xilema os elementos traqueais são organizados radialmente e separados por células parenquimáticas, circundados externamente pelo floema com elementos crivados e células parenquimáticas (Figura 18B).

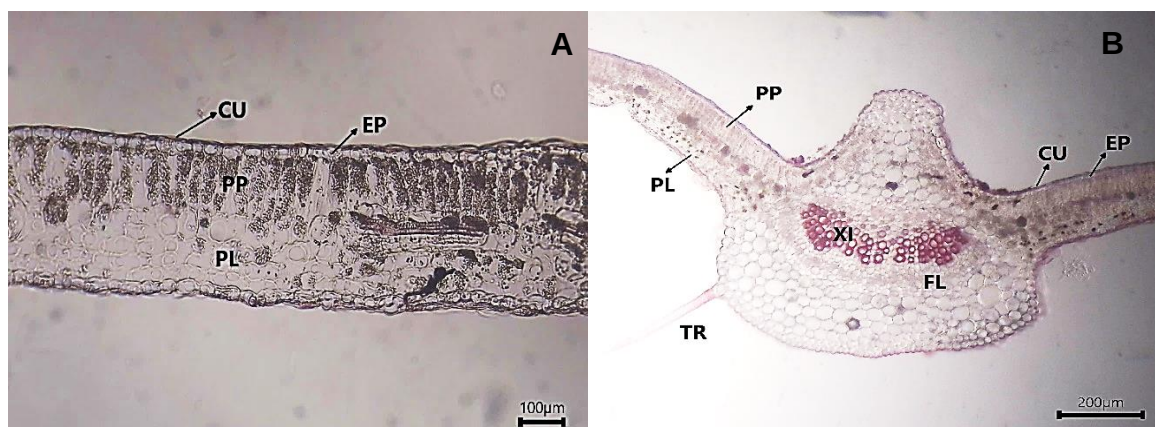


Figura 18 - Folha de *Capsicum chinense*. **A.** secção transversal evidenciando o parênquima paliçádico e lacunoso; **B.** secção transversal do mesofilo. (CU= cutícula; EP = epiderme; PP = parênquima paliçádico; PL= parênquima lacunoso; XI= xilema; FL = floema; TR = tricoma).

Segundo Fahn (1990), de modo geral, o mesofilo sofre diferenciação para formar os tecidos fotossintetizantes na planta adulta e por isso, está repleto de

cloroplastos. A forma das células do mesofilo afeta o gradiente de luz em uma folha. Quando a luz é colimada, as células da paliçada colunares e alinhadas verticalmente permitem que uma porção considerável da luz penetre mais profundamente na folha (TERASHIMA e SAEKI, 1983; VOGELMANN e MARTIN, 1993; VOGELMANN e EVANS, 2002), especialmente quando os cloroplastos estão dispostos ao longo as paredes celulares anticlinais (verticais) (GORTON et al., 1999). A intensidade da luz torna-se mais fraca com o aumento da profundidade na folha, e as células esponjosas de forma irregular alternadas com espaços de ar aumentam a reflexão e a refração da luz, o que aumenta o comprimento do caminho óptico através de uma folha e, portanto, aumenta a absorção de luz (OGUCHI et al., 2018).

No parênquima lacunoso de *C. chinense* existem poucos espaços intercelulares, o que em plantas, com alta capacidade fotossintética, representa uma vantagem adaptativa, pois quanto maior a superfície interna livre nas folhas, mais rápidas e eficientes serão as trocas gasosas, possibilitando intensa fotossíntese nos períodos em que a água se encontra disponível (ELIAS et al., 2003).

À medida que a folha se desenvolve, as células em sua epiderme, mesofilo e feixe vascular se diferenciam de maneiras distintas, dependendo de suas posições em relação aos lados adaxial e abaxial da folha. Por exemplo, as células do mesofilo adaxial se alongam ao longo do eixo adaxial-abaxial e são densamente compactadas, enquanto as células do mesofilo abaxial desenvolvem uma forma complexa e o tecido possui muitos espaços aéreos. No feixe vascular, as células adaxial e abaxial diferenciam-se em células do xilema e do floema, respectivamente (NAKATA e TAKAHARA, 2022). O floema conduz assimilados fotossintéticos e o xilema água e os minerais, que podem produzir padrões complexos, sendo composto por vários tipos de células, que são induzidas por sinais hormonais (ALONI, 2021).

4.4 CONCLUSÕES

As características estruturais dos órgãos vegetativos de *Capsicum chinense* são comuns de espécies da família Solanaceae. Identificou-se características anatômicas que auxiliam na otimização da captação de luz, como células convexas nas epidermes de caule e folha, e também foram observados estômatos localizados acima do revestimento da cutícula, sendo uma característica relacionada a uma

maior perda de água pela planta. Os resultados encontrados melhoram o conhecimento sobre a biologia da espécie, como presença de tricomas e cutícula, e sua importância na defesa.

REFERÊNCIAS

- AGUILAR-MELÉNDEZ, A.; MORRELL, P. L.; ROOSE, M. L.; KIM, S. C. Genetic diversity and structure in semiwild and domesticated chiles (*Capsicum annuum*; Solanaceae) from Mexico. **American Journal of Botany**, v. 96, n. 6, p. 1190-1202, 2009.
- ALIKARIEVA, D. M. Morphological and anatomical features of the structure of vegetative and generative organs of *Lycium chinense* mill. and *Lycium barbarum* l. solanaceae juss. in the conditions of Uzbekistan. **RA Journal Of Applied Research**, v. 8, n. 2, p. 131-146, 2022.
- ALI, M.; BAHADUR, S.; HUSSAIN, A.; SAEED, S.; KHURAM, I.; ULLAH, M.; SHAO, J. W.; AKHTAR, N. Foliar epidermal micromorphology and its taxonomic significance in *Polygonatum* (Asparagaceae) using scanning electron microscopy. **Microscopy Research and Technique**, v. 83, n. 11, p. 1381-1390, 2020.
- ALONI, R. Phloem and Xylem differentiation. **Vascular Differentiation and Plant Hormones**, p. 101-130, 2021.
- APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B.; CARMELLO-GUERREIRO, S. M. Anatomia vegetal. rev. atual. **Viçosa: Universidade Federal de Viçosa**, 2006.
- ARAÚJO, N. D.; COELHO, V. P. M.; AGRA, M. F. Estudo farmacobotânico comparativo de folhas de *Solanum crinitum* Lam., *Solanum gomphodes* Dunal e *Solanum lycocarpum* A. St.-Hil., Solanaceae. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 20, p. 666-674, 2010.
- BAR, M.; SHTEIN, I. Plant trichomes and the biomechanics of defense in various systems, with Solanaceae as a model. **Botany**, v. 97, n. 12, p. 651-660, 2019.
- BARANETZKY, J. Recherches sur la faisceaux bicollatéraux. **Annales des Sciences Naturelles; Botanique**, v. 12, p. 262– 332, 1900.
- BELLO, A. O.; OLADIPO, O. T.; SAHEED, S. A. Leaf epidermal studies of some *Solanum* (Solanaceae) species in Nigeria. **Phytologia Balcanica**, v. 23, n. 1, p. 55-63, 2017.
- BIANCHI, P. A.; SILVA, L. R. A.; ALENCAR, A. A. S.; SANTOS, P. H. A. D.; PIMENTA, S.; SUDRÉ, C. P.; CORTE, L. E.; GONÇALVES, L. S. A.; RODRIGUES, R. Biomorphological characterization of Brazilian *Capsicum chinense* Jacq. germplasm. **Agronomy**, v. 10, n. 3, p. 447, 2020.
- BOSU, P. P.; WAGNER, M. R. Effects of induced water stress on leaf trichome density and foliar nutrients of three elm (*Ulmus*) species: implications for resistance to the elm leaf beetle. **Environmental Entomology**, v. 36, n. 3, p. 595-601, 2014.

BUCKLEY, J.; WIDMER, A.; MESCHER, M. C.; MORAES, C. M. Experimental warming increases the vulnerability of high-elevation plant populations to a specialist herbivore. **Functional Ecology**, 2023.

CARVALHO, N.; MATA, L. R.; RIBEIRO, P. G.; MOREIRA, A. D. C.; PINEDO, A. S.; RIBEIRO, C. D. C.; BUSO, G. S. C. Morphological and anatomical characterization of peduncle, flower and fruit related to easy fruit abscission of *Capsicum chinense* (Solanaceae) genotypes. **Gene Conserve**, v. 20, n. 80, 2021.

CAVALCANTI, F. J. A. **Recomendações de adubação para o estado de Pernambuco**. 2a. aproximação. 3 ed. rev. Recife: IPA 1998.

DAGNOKO, S.; YARO-DIARISSO, N.; SANOGO, P. N.; ADETULA, O.; DOLO-NANTOUMÉ, A.; GAMBY-TOURÉ, K.; THÉRA, A. T.; KATILÉ, S.; DIALLO-BA, D. Overview of pepper (*Capsicum* spp.) breeding in West Africa. **African Journal of Agricultural Research**, v. 8, n. 13, p. 1108-1114, 2013.

DIAS, G. B.; GOMES, V. M.; MORAES, T. M.; ZOTTICH, U. P.; RABELO, G. R.; CARVALHO, A. O.; GONÇALVES, L. S. A. M.; RODRIGUES, R.; CUNHA, M. Characterization of *Capsicum* species using anatomical and molecular data. **Genetics and Molecular Research**, v. 12, n. 4, p. 6488-6501, 2013.

DIETZ, K.; HOLLENBACH, B.; HELLWEGE, E. The epidermis of barley leaves is a dynamic intermediary storage compartment of carbohydrates, amino acids and nitrate. **Physiologia Plantarum**, v. 92, n. 1, p. 31-36, 1994.

EL-DEMERDASH, M. M.; EL-SAYED, A. S.; GEORG, N. M.; ABOU-ELNOUR, A.; NOSIER, H. Biosystematic studies of some Egyptian species of *Cestrum* (Solanaceae). **Molecular Biology Reports**, v. 48, n. 5, p. 4497-4515, 2021.

ELIAS, S. R. M.; ASSIS, R. M.; STACCIARINI-SERAPHIN, E.; REZENDE, M. H. Anatomia foliar em plantas jovens de *Solanum lycocarpum* A. St.-Hil. (Solanaceae). **Brazilian Journal of Botany**, v. 26, p. 169-174, 2003.

ESPICHÁN, F.; ROJAS, R.; QUISPE, F.; CABANAC, G. MARTI, G. Metabolomic characterization of 5 native Peruvian chili peppers (*Capsicum* spp.) as a tool for species discrimination. **Food Chemistry**, v. 386, p. 132704, 2022.

ESTEVES, M. C. S.; VIEIRA, J. S.; CURY, G. Caracterização anatômica dos órgãos vegetativos de três *Solanum* sp. L. Juss. (Solanaceae) espécie conhecida popularmente como medicinal. **Revista Fitos**, 2023.

EVERT, R. F.; EICHHORN, S. E. Esau's Plant Anatomy: Meristems, Cells, and Tissues of the Plant Body: Their Structure, Function, and Development, John Wiley & Sons. **Inc, New Jersey**, 2006.

FAHN, A. **Plant Anatomy**. 4th Edn., Pergamon Press. New York, 1900.

FRERIGMANN, H.; BÖTTCHER, C.; BAATOUT, D.; GIGOLASHVILI, T. Glucosinolates are produced in trichomes of *Arabidopsis thaliana*. **Frontiers in Plant Science**, v. 3, p. 242, 2012.

GBILE, Z. O. *Solanum nigrum* Complex in Nigeria. **Solanaceae, Biology and Systematics**, p. 159, 1986.

GONZALES, W. L.; NEGRITTO, M. A.; SUAREZ, L. H.; GIANOLI, E. Induction of glandular and non-glandular trichomes by damage in leaves of *Madia sativa* under contrasting water regimes. **Acta Oecologica**, v. 33, n. 1, p. 128-132, 2008.

GONZÁLEZ-LÓPEZ, J.; RODRÍGUEZ-MOAR, S.; SILVAR, C. Correlation analysis of high-throughput fruit phenomics and biochemical profiles in native peppers (*Capsicum* spp.) from the primary center of diversification. **Agronomy**, v. 11, n. 2, p. 262, 2021.

GORTON, H. L.; WILLIAMS, W.E.; VOGELMANN, T. C. Chloroplast movement in *Alocasia macrorrhiza*. **Physiologia Plantarum**, v. 106, n. 4, p. 421-428, 1999.

GRANADA-CHACÓN, W. A.; ROJAS, C. E. B. Morfología de tricomas foliares en especies de *Solanum* sección *Acanthophora* (Solanaceae), presentes en Venezuela. **Sida, Contributions to Botany**, p. 1675-1694, 2005.

GUEVARA, L.; DOMÍNGUEZ-ANAYA, M. A.; ORTIGOSA, A.; GONZÁLEZ-GORDO, S.; DÍAZ, C.; VICENTE, F.; CORPOS, F. J.; PÉREZ DEL PALACIO, J.; PALMA, J. M. Identification of compounds with potential therapeutic uses from sweet pepper (*Capsicum annuum* L.) fruits and their modulation by nitric oxide (NO). **International Journal of Molecular Sciences**, v. 22, n. 9, p. 4476, 2021.

HASANUZZAMAN, M. D.; ZHOU, M.; SHABALA, S. How does stomatal density and residual transpiration contribute to osmotic stress tolerance?, **Plants**, v. 12, n. 3, p. 494, 2023.

HE, Y.; YU, H.; OZAKI, A.; DONG, N. Thermal and energy performance of green roof and cool roof: A comparison study in Shanghai area. **Journal of Cleaner Production**, v. 267, p. 122205, 2020.

INAMDAR, J. A.; PATEL, R. C. Ontogeny of normal and abnormal stomata in seedlings of some *Solanaceae*. **Phyton**, v. 17, n. 3-4, p. 265-376 1976.

JESUS, G. C. R.; FREITAS NETO, E. C.; BARRAQUE, M. J. M.; MESQUITA, P. H. G.; CURVÊLO, C. R. S.; CANTUÁRIO, F. S.; SALOMÃO, L. C.; PEREIRA, A. I. A. Qualidade e produtividade de variedades botâncias de pimenta (*Capsicum chinense*) fora da região Amazônica seu centro de diversificação. **Brazilian Journal of Development**, v. 6, n. 5, p. 32378-32389, 2020

JOHANSEN, D. A. **Plant microtechnique**. McGraw-Hill Book Company, Inc: London; 530p, 1940.

KARATELA, Y. Y.; GILL, L. S. Observation on the developmental studies of stomatal differentiation in the epidermis of Solanaceae. **Feddes Repertorium**, 1986.

KARIYAT, R. R.; BALOGH, C. M.; MORASKI, R. P.; DE MORAES, C. M.; MESCHER, M. C.; STEPHENSON, A. G. Constitutive and herbivore-induced structural defenses are compromised by inbreeding in *Solanum carolinense* (Solanaceae). **American Journal of Botany**, v. 100, n. 6, p. 1014-1021, 2013.

KARIYAT, R. R.; RAYA, C. E.; CHAVANA, J.; CANTU, J.; GUZMAN, G.; SASIDHARAN, L. Feeding on glandular and non-glandular leaf trichomes negatively affect growth and development in tobacco hornworm (*Manduca sexta*) caterpillars. **Arthropod-Plant Interactions**, v. 13, p. 321-333, 2019.

KARIYAT, R. R.; SMITH, J. D.; STEPHENSON, A. G.; MORAES, C. M.; MESCHER, M. C. Non-glandular trichomes of *Solanum carolinense* deter feeding by *Manduca sexta* caterpillars and cause damage to the gut peritrophic matrix. **Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 284, n. 1849, p. 20162323, 2017.

KARLEY, A. J.; MITCHELL, C.; BROOKES, C.; MCNICOL, J.; O'NEILL, T.; ROBERTS, H.; GRAHAM, J.; JOHNSON, S. N. Exploiting physical defence traits for crop protection: leaf trichomes of *Rubus idaeus* have deterrent effects on spider mites but not aphids. **Annals of applied biology**, v. 168, n. 2, p. 159-172, 2016.

KAUR, J.; KARIYAT, R. Role of trichomes in plant stress biology. **Evolutionary ecology of plant-herbivore interaction**, p. 15-35, 2020.

KAUR, S.; KHANAL, N.; DEARTH, R.; KARIYAT, R. Morphological characterization of intraspecific variation for trichome traits in tomato (*Solanum lycopersicum*). **Botanical Studies**, v. 64, n. 1, p. 1-17, 2023.

KOJS, P.; MIODEK, A.; MIODEK, A. P.; WŁOCH, W. Vascular Cambium—Between the hammer and the anvil: A tensile stress hypothesis on the mechanism of radial growth of broadleaved trees. **Forests**, v. 14, n. 4, p. 823, 2023.

KOUDOUNAS, K.; MANIOUDAKI, M. E.; KOURTI, A.; BANILAS, G.; HATZOPOULOS, P. Transcriptional profiling unravels potential metabolic activities of the olive leaf non-glandular trichome. **Frontiers in Plant Science**, v. 6, p. 633, 2015.

KOUL, M.; THOMAS, L.; KARMAKAR, K. Functional aspects of solanaceae trichomes in heavy metal detoxification. **Nordic Journal of Botany**, v. 39, n. 5, 2021.

LIMA, V. F. G. A. P.; SOUZA, I. L.; FERREIRA, M. S.; HUGENSCHMIDT, R. I. C.; SILVA, V. S. Estudo anatômico da folha de duas espécies de *Solanaceae* ocorrentes no núcleo cabuçu (Guarulhos, SP). **Revista do Instituto Florestal**, v. 21, n. 2, p. 117-129, 2009.

LYNCH, J. P.; STROCK, C. F.; SCHNEIDER, H. M.; SIDHU, J. S.; AJMERA, I.; GALINDO-CASTAÑEDA, T.; KLEIN, S. P.; HANLON, M. T. Root anatomy and soil resource capture. **Plant and Soil**, v. 466, p. 21-63, 2021.

MADALA, N.; NUTAKKI, M. K. Hot pepper-history-health and dietary benefits & production. **International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences**, v. 9, n. 4, p. 2532-2538, 2020.

MARTINEZ, M.; SANTOS, C. P.; VERRUMA-BERNARDI, M. R.; CARRILHO, E. N. V. M.; SILVA, P. P. M.; SPOTO, M. H. F.; CIARROCCHI, I. R.; SALA, F. C. Agronomic, physical–chemical and sensory evaluation of pepper hybrids (*Capsicum chinense* Jacquin). **Scientia Horticulturae**, v. 277, p. 109819, 2021.

MAYER, W.; MOSER, I.; BUNNING, E. Epidermis as site of light perception in circadian leaf movement and photoperiodic induction. **Zeitschrift fur Pflanzenphysiologie**, v. 70, n. 1, p. 66-73, 1973.

MÉNARD, D.; PESQUET, E. Cellular interactions during tracheary elements formation and function. **Current opinion in plant biology**, v. 23, p. 109-115, 2015.

MONDAL, S; MOKTAN, S. Micro-morphological characters in Polypodiaceae and its taxonomic significance. **Webbia**, v. 77, n. 2, p. 285-305, 2022.

MORANG, A.; CHETIA, T.; BORUAH, T. micromorphological, anatomical and biochemical analysis of some divisive *Capsicum annuum* varieties of North East India. **Proceedings of the National Academy of Sciences, India Section B: Biological Sciences**, v. 93, n. 1, p. 257-275, 2023.

NAKATA, M. T.; TAKAHARA, M. Mechanics of Reversible Deformation during Leaf Movement and Regulation of Pulvinus Development in Legumes. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 23, n. 18, p. 10240, 2022.

NURIT-SILVA, K.; AGRA, M. F. Estudo morfoanatômico de órgãos Vegetativos de *Solanum caavurana* Vell. (Solanaceae). **Latin American Journal of Pharmacy**, v. 28, n. 5, p. 675-81, 2009.

NURIT-SILVA, K.; AGRA, M. F. Leaf epidermal characters of *Solanum sect. Polytrichum* (Solanaceae) as taxonomic evidence. **Microscopy Research and Technique**, v. 74, n. 12, p. 1186-1191, 2011.

NURIT-SILVA, K.; AGRA, M.; BARACHO, G. S.; BASÍLIO, I. J. L. D. Estudo farmacobotânico de folhas de *Nicotiana glauca* (Solanaceae). **Latin American Journal of Pharmacy**, v. 26, n. 4, p. 499, 2007.

OGUCHI, R.; ONODA, Y.; TERASHIMA, I.; THOLEN, D. Leaf anatomy and function. **The leaf: a platform for performing photosynthesis**, p. 97-139, 2018.

OLATUNJI, T. L.; AFOLAYAN, A. J. Comparative quantitative study on phytochemical contents and antioxidant activities of *Capsicum annuum* L. and *Capsicum frutescens* L. **The Scientific World Journal**, v. 2019, 2019.

PATIL, V. S.; KOYANI, R. D.; SANGHVI, G. V.; RAJPUT, K. S Structure and development of internal phloem in *Solanum pseudocapsicum* (Solanaceae). **IAWA journal**, v. 35, n. 1, p. 1-11, 2014.

POSTMA, J. A.; LYNCH, J. P. Root cortical aerenchyma enhances the growth of maize on soils with suboptimal availability of nitrogen, phosphorus, and potassium. **Plant Physiology**, v. 156, n. 3, p. 1190-1201, 2011.

PRIMO-MILLO, E.; AGUSTÍ, M. Vegetative growth. In: **The Genus Citrus**. Woodhead Publishing, 2020. p. 193-217.

RAMIREZ, G. C.; VALENZUELA, F. E.; MARTIN, P. C. S. Nuevos antecedentes sobre desarrollo temprano, morfología y anatomía de las raíces proteiformes de *Gevuina avellana*. **Agro Sur**, v. 32, n. 2, p. 33-44, 2004.

RAWOOF, A.; CHHAPEKAR, S. S.; JAISWAL, V.; BRAHMA, V.; KUMAR, N.; RAMCHIARY, N. Single-base cytosine methylation analysis in fruits of three *Capsicum* species. **Genomics**, v. 112, n. 5, p. 3342-3353, 2020.

REWALD, B.; EPHRATH, J. E.; RACHMILEVITCH, S. A root is a root is a root? Water uptake rates of Citrus root orders. **Plant, Cell & Environment**, v. 34, n. 1, p. 33-42, 2011.

RIBEIRO, C. S. C.; CARVALHO, S. I. C.; HEINRICH, A. G.; REIFSCHNEIDER, F. J. B. et al. BRS Tui: a new Biquinho-type pepper cultivar released by Embrapa. **Horticultura Brasileira**, v. 36, p. 526-528, 2018.

RICHARDSON, F.; BRODRIBB, T. J.; JORDAN, G. J. Amphistomatic leaf surfaces independently regulate gas exchange in response to variations in evaporative demand. **Tree Physiology**, v. 37, n. 7, p. 869-878, 2017.

RODRIGUES, A. C.; AMANO, É.; ALMEIDA, S. L. **Anatomia vegetal**. Florianópolis: Biologia/EaD/UFSC, 2015.

ROJAS, C. B.; MESA, P. R. axonomía y anatomía de "Solanum" sect. "Brevantherum" seithe ("Solanaceae") en Venezuela. In: Anales del Jardín Botánico de Madrid. **Real Jardín Botánico**, 1991. p. 67-76.

RŮŽIČKA, K.; URSACHE, R.; HEJÁTKO, J.; HELARIUTTA, Y. Xylem development—from the cradle to the grave. **New Phytologist**, v. 207, n. 3, p. 519-535, 2015.

SANATOMBI, K.; RAJKUMARI, S. Effect of processing on quality of pepper: A review. **Food Reviews International**, v. 36, n. 6, p. 626-643, 2020.

SANTOS TOZIN, L. R.; SILVA, S. C. M.; RODRIGUES, T. M. Non-glandular trichomes in Lamiaceae and Verbenaceae species: morphological and histochemical features indicate more than physical protection. **New Zealand Journal of Botany**, v. 54, n. 4, p. 446-457, 2016.

ŠANTRŮČEK, J. The why and how of sunken stomata: does the behaviour of encrypted stomata and the leaf cuticle matter?. **Annals of Botany**, v. 130, n. 3, p. 285-300, 2022.

SCHNEIDER, H. M.; STROCK, C. F.; HANLON, M. T.; VANHEES, D. J.; PERKINS, A. C.; AJMERA, I. B.; SIDHU, J. S.; MOONEY, S.; BROWN, K. M.; LYNCH, J. P. Multiseriate cortical sclerenchyma enhance root penetration in compacted soils. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 118, n. 6, p. e2012087118, 2021.

SCHUURINK, R.; TISSIER, A. Glandular trichomes: micro-organs with model status?. **New Phytologist**, v. 225, n. 6, p. 2251-2266, 2020.

SERRA, M.; CASAS, A.; TEIXEIRA, J. A.; BARROS, A. N. Revealing the beauty potential of grape stems: harnessing phenolic compounds for cosmetics. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 24, n. 14, p. 11751, 2023.

SHARMA, P.; KAUR, M.; SHARMA, A.; BHARDWAJ, N. Breeding vegetables for protected cultivation: A review. **Himachal Journal of Agricultural Research**, v. 47, n. 1, p. 1-17, 2021.

SOETAERT, S. S. A.; VAN NESTE, C. M.; VANDEWOESTYNE, M. L.; HEAD, S. R.; GOOSSENS, A.; VAN NIEUWERBURGH, F. C.; DEFORCE, D. L. Differential transcriptome analysis of glandular and filamentous trichomes in *Artemisia annua*. **BMC Plant Biology**, v. 13, n. 1, p. 1-14, 2013.

SONAWANE, V. B.; SHINDE, H. P. Anthracnose disease of *Capsicum annuum* L. and its biocontrol management: A Review. **Applied Ecology and Environmental Sciences**, v. 9, n. 2, p. 172-176, 2021.

STROCK, C. F.; LYNCH, J. P. Root secondary growth: an unexplored component of soil resource acquisition. **Annals of Botany**, v. 126, n. 2, p. 205-218, 2020.

STROCK, C. F.; MORROW, L. R.; LYNCH, J. P. Reduction in root secondary growth as a strategy for phosphorus acquisition. **Plant Physiology**, v. 176, n. 1, p. 691-703, 2018.

SUDRÉ, C. P.; GONÇALVES, L. S. A.; RODRIGUES, R.; AMARAL JÚNIOR, A. D.; RIVA-SOUZA, E. M.; BENTO, C. D. S. Genetic variability in domesticated *Capsicum* spp. as assessed by morphological and agronomic data in mixed statistical analysis. **Genetics and Molecular Research**, v. 9, n. 1, p. 283-294, 2010.

SUN, X.; ANDREW, I. G.; HARRIS, P. J.; HOSKIN, S. O.; JOBLIN, K. N.; HE, Y. Mapping pectic-polysaccharide epitopes in cell walls of forage chicory (*Cichorium intybus*) leaves. **Frontiers in Plant Science**, v. 12, p. 762121, 2021.

TAIZ, L.; ZEIGER, E.; MØLLER, I. M.; MURPHY, A. **Fisiologia e desenvolvimento vegetal**. Artmed Editora, 2017.

TERASHIMA, I.; SAEKI, T. Light environment within a leaf I. Optical property of paradermal sections of *Camellia* leaves with special reference to differences in the optical properties of palisade and spongy tissues. **Plant and Cell Physiology**, v. 24, n. 8, p. 1493-1501, 1983.

TIAN, D.; TOOKER, J.; PEIFFER, M.; CHUNG, S. H.; FELTON, G. W. Role of trichomes in defense against herbivores: comparison of herbivore response to woolly and hairless trichome mutants in tomato (*Solanum lycopersicum*). **Planta**, v. 236, p. 1053-1066, 2012.

TOZIN, L. R. S.; MARQUES, M. O. M.; RODRIGUES, T. M. Herbivory by leaf-cutter ants changes the glandular trichomes density and the volatile components in an aromatic plant model. **AoB Plants**, v. 9, n. 6, p. plx057, 2017.

TRAW, B. M.; DAWSON, T. E. Differential induction of trichomes by three herbivores of black mustard. **Oecologia**, v. 131, p. 526-532, 2002.

TRIPATHI, S. N.; SAHNEY, M.; TRIPATHI, A.; PANDEY, P.; JATAV, H. S.; MINKINA, T.; RAJPUT, V. D. Elucidating the anatomical features, adaptive and ecological significance of *Kopsia fruticosa* Roxb. (Apocynaceae). **Horticulturae**, v. 9, n. 3, p. 387, 2023.

UPTON, R.; DAVID, B.; GAFNER, S.; GLASL, S. Botanical ingredient identification and quality assessment: strengths and limitations of analytical techniques. **Phytochemistry Reviews**, v. 19, n. 5, p. 1157-1177, 2020.

VOGELMANN, T. C.; EVANS, J. R. Profiles of light absorption and chlorophyll within spinach leaves from chlorophyll fluorescence. **Plant, Cell & Environment**, v. 25, n. 10, p. 1313-1323, 2002.

VOGELMANN, T. C.; MARTIN, G. The functional significance of palisade tissue: penetration of directional versus diffuse light. **Plant, Cell & Environment**, v. 16, n. 1, p. 65-72, 1993.

WALL, S.; VIALET-CHABRAND, S.; DAVEY, P.; VAN RIE, J.; GALLE, A.; COCKRAM, J.; LAWSON, T. Stomata on the abaxial and adaxial leaf surfaces contribute differently to leaf gas exchange and photosynthesis in wheat. **New Phytologist**, v. 235, n. 5, p. 1743-1756, 2022.

WANG, D.; SUN, Y.; TU, M.; ZHANG, P.; WANG, X.; WANG, T.; LI, J. Response of *Zebrina pendula* leaves to enhanced UV-B radiation. **Functional Plant Biology**, v. 48, n. 9, p. 851-859, 2021.

WATTS, S.; KARIYAT, R. Picking sides: feeding on the abaxial leaf surface is costly for caterpillars. **Planta**, v. 253, p. 1-6, 2021.

WILLMER, C.; FRICKER, M. **Stomata**. Springer Science & Business Media, 1996.
ZHANG, Y.; XIONG, T.; NANDAKUMAR, D. K.; TAN, S. C. Structure architecting for salt-rejecting solar interfacial desalination to achieve high-performance evaporation with in situ energy generation. **Advanced Science**, v. 7, n. 9, p. 1903478, 2020.

ZHIGILA, D. A.; ABDULRAHAMAN, A. A.; KOLAWOLE, O. S.; OLADELE, F. A. Fruit morphology as taxonomic features in five varieties of *Capsicum annuum* L. Solanaceae. **Journal of Botany**, v. 2014, 2014.

ZÓZIMO, E.; TAMAIO, N.; VIEIRA, R.C. Development of intraxylary phloem in the stem of *Combretum rotundifolium* (Combretaceae). **IAWA journal**, v. 32, n. 1, p. 14-24, 2011.

5. CAPÍTULO III - VARIAÇÃO ANATÔMICA DE FOLHAS DE *Capsicum chinense* Jacq. SUBMETIDAS A APLICAÇÃO DE PROLINA E ESTRESSE SALINO

RESUMO

As plantas respondem às condições salinas por várias estratégias, dentre elas a modificação na morfologia e anatomia das plantas. Entre os osmoprotetores, a prolina desempenha um papel fundamental na indução da tolerância ao sal, por meio da preservação do turgor celular, estabilização das membranas, eliminação de espécies reativas de oxigênio. Portanto, o objetivo deste trabalho foi investigar como a aplicação de prolina exógena atua na anatomia de folhas de pimenta biquinho (*Capsicum chinense* Jacq.) cultivadas em condição de estresse salino. Dez folhas totalmente expandidas foram amostradas de quatro plantas por tratamento, os quais corresponderam à combinação de cinco níveis de salinidade da água de irrigação (0,50; 1,3; 3,25; 5,2 e 6,0 dS m⁻¹) e cinco doses de prolina (0,0; 2,90; 10; 17,09 e 20 mM). Os materiais selecionados para as análises anatômicas foram fixados em FAA (5% de formaldeído, 5% de ácido acético e 90% de álcool a 70%) por 48 horas e armazenados em álcool 70%. Os cortes foram seccionados transversalmente à mão livre com lâmina cortante, clareadas com hipoclorito de sódio 1%, coradas com safranina 10%, montadas em lâminas semipermanentes com glicerina e fotomicrografadas em um microscópio. As variáveis analisadas foram a espessura da cutícula adaxial e abaxial (μm), espessura da epiderme adaxial e abaxial (μm), comprimento e diâmetro do feixe vascular (μm), espessura do parênquima paliçádico e lacunoso (μm), espessura da lâmina foliar (μm), razão entre parênquima paliçádico e parênquima lacunoso (μm), e densidade estomática da epiderme adaxial e abaxial (μm^2). O estresse salino afetou negativamente a anatomia de folhas de pimenta biquinho, causando alterações estruturais significativas. A aplicação de prolina na concentração de 5,35 mM aumentou a espessura da cutícula adaxial. Por outro lado, 20 mM de prolina aumentou a espessura da epiderme abaxial, relação parênquima paliçádico/parênquima esponjoso e densidade estomática, indicando uma adaptação positiva das folhas. Os resultados obtidos reforçam a ideia de que a prolina promove melhorias na anatomia das folhas de pimenta, podendo ser uma alternativa para aumentar a tolerância aos efeitos do estresse salino. Contudo, mais estudos devem ser realizados para melhor compreender a forma de ação da prolina na sinalização do sistema de defesa das plantas.

Palavras-chave: salinidade; anatomia; epiderme; cutícula; estômatos.

ABSTRACT

Plants respond to saline conditions through several strategies, including modifications in plant morphology and anatomy. Among osmoprotectants, proline plays a fundamental role in inducing salt tolerance, through preservation of cell turgor, stabilization of membranes, elimination of reactive oxygen species. Therefore, the objective of this work was to investigate how the application of exogenous proline acts on the anatomy of biquinho pepper leaves (*Capsicum chinense* Jacq.) cultivated under saline stress conditions. Ten fully expanded leaves were sampled from four plants per treatment, which corresponded to the combination of five irrigation water salinity levels (0.50; 1.3; 3.25; 5.2 and 6.0 dS m⁻¹) and five doses of proline (0.0; 2.90; 10; 17.09 and 20 mM). The materials selected for anatomical analyzes were fixed in FAA (5% formaldehyde, 5% acetic acid and 90% 70% alcohol) for 48 hours and stored in 70% alcohol. The sections were transversely sectioned freehand with a cutting blade, bleached with 1% sodium hypochlorite, stained with 10% safranin, mounted on semi-permanent slides with glycerin and photomicrographed under a microscope. The variables analyzed were the thickness of the adaxial and abaxial cuticle (μm), thickness of the adaxial and abaxial epidermis (μm), length and diameter of the vascular bundle (μm), thickness of the palisade and lacunous parenchyma (μm), thickness of the leaf blade (μm), ratio between palisade parenchyma and lacune parenchyma (μm), and stomatal density of the adaxial and abaxial epidermis (μm^2). Salt stress negatively affected the anatomy of biquinho pepper leaves, causing significant structural changes. The application of proline at a concentration of 5.35 mM increased the thickness of the adaxial cuticle. On the other hand, 20 mM proline increased the thickness of the abaxial epidermis, palisade parenchyma/spongy parenchyma ratio and stomatal density, indicating a positive adaptation of the leaves. The results obtained reinforce the idea that proline promotes improvements in the anatomy of pepper leaves, and could be an alternative to increase tolerance to the effects of salt stress. However, more studies must be carried out to better understand how proline acts in signaling the plant defense system.

Keywords: salinity; anatomy; epidermis; cuticle; stomata.

5.1 INTRODUÇÃO

As pimentas do gênero *Capsicum* estão presentes no cotidiano, sendo utilizadas frescas no preparo de refeições, na composição de saladas e conservas, secas como condimento/tempero, e processadas no preparo de geleias, molhos e antepastos (SANATOMBI e RAJKUMARI, 2020). Dentre as espécies cultivadas, *Capsicum chinense* Jacq. é explorada em várias regiões brasileiras (RIBEIRO et al., 2018), sendo o genótipo “Biquinho” um dos mais consumidos e cultivados (MARTINEZ et al., 2021). No entanto, esta cultura pode ser afetada por vários estresses abióticos, incluindo a salinidade (SÁ et al., 2019).

A salinidade é o estresse ambiental enfrentado por plantas em diversos ambientes, especialmente áridos e semiáridos (AL-ELWANY et al., 2022). A restrição de rendimento resultante da salinidade do solo ou da água de irrigação levou à desertificação de cerca de um terço das terras irrigadas em todo o mundo (SHAABAN et al., 2022). Cerca de 23% das terras agrícolas e 33% das terras irrigadas são afetadas pela salinidade, que está aumentando continuamente devido à aplicação não judiciosa de fertilizantes e irrigação (CHOURASIA et al., 2022). Em meados deste século, estima-se que 50% das terras agrícolas sejam afetadas pelo estresse salino (ZAMAN et al., 2018; CHOURASIA et al., 2022).

A salinidade aumenta o conteúdo de espécies reativas de oxigênio (ROS) nas células vegetais, como superóxido (O_2), peróxido de hidrogênio (H_2O_2) e radicais hidroxila (OH) que são superproduzidos a partir de cloroplastos durante a fotossíntese (SACHDEV et al., 2021). O acúmulo de ROS causa efeitos profundos ou irreversíveis no desenvolvimento de tecidos e órgãos, muitas vezes levando ao crescimento anormal ou à morte da planta (MITTLER, 2017; TOGNETTI et al., 2017). Além disso, ROS interagem com modificadores epigenéticos e hormônios para controlar os processos de desenvolvimento da planta e as respostas ao estresse (ZENG et al., 2017; KONG et al., 2018). Sendo assim, em níveis mais altos, os ROS representam uma ameaça significativa que pode eventualmente levar a danos no DNA e ao tempo incorreto de morte celular programada diretamente (HUANG et al., 2019).

As plantas respondem às condições salinas por várias estratégias e abordagens, dentre elas homeostase e compartimentação de íons, transporte de íons, adaptação osmótica e estimulação da maquinaria antioxidante e biossíntese de

poliaminas (FREITAS et al., 2019). Além disso, a modulação de mudanças morfoanatômicas em raízes, caules e folhas, e no tamanho, número e ultraestrutura de cloroplastos, mitocôndrias e peroxissomos leva a planta a se adaptar durante a salinidade (ACOSTA-MOTOS et al., 2017). Assim, altos níveis de salinidade frequentemente exibem uma redução no crescimento vegetativo, com folhas menores, espessamento da cutícula e redução na área foliar (MBARKI et al., 2018).

Outra estratégia é a rápida remoção dos impactos nocivos das EROs, através da produção de osmólitos compatíveis como a prolina. A prolina funciona como um osmólito compatível, melhorando a solubilidade de compostos hidrofóbicos, combatendo a acidose citoplasmática e mantém as proporções $\text{NADP}^+/\text{NADPH}$ necessárias para o metabolismo celular (BUTT et al., 2020). A aplicação de prolina pode melhorar a eficiência do uso da água e as relações hídricas da planta sob condições de estresse salino, inibindo o efluxo de água ao estabilizar a membrana celular e reduzir a transpiração através da regulação estomática. Além disso, a prolina aplicada via foliar melhora a condutância estomática, a transpiração, as taxas fotossintéticas e a eficiência do uso da água (KAYA e TUNA, 2006), além de reduzir o potencial hídrico da célula, mantendo a absorção de água mesmo sob baixos potenciais hídricos do solo.

Essas adaptações desempenham um papel importante na conservação da água nos tecidos vegetais sob condições de estresse. Portanto, o objetivo deste trabalho foi investigar como a aplicação de prolina exógena atua na anatomia de folhas de pimenta biquinho (*Capsicum chinense* Jacq.) cultivadas em condição de estresse salino.

5.2 MATERIAL E MÉTODOS

5.2.1 Local do experimento

O experimento foi realizado em ambiente protegido no Centro de Ciências Agrárias (CCA), Universidade Federal da Paraíba (UFPB), Areia, Paraíba, Brasil (6° 57' 42" S, 35° 41' 43" W, 573 m), com clima tipo As', com verões secos e quentes e chuvas no inverno. A temperatura média observada durante o experimento foi de 31,7°C e a umidade relativa de 57,8%, dados registrados diariamente com termo-

higrômetro digital AKSO® AK28new instalado dentro da área experimental (Figura 19).

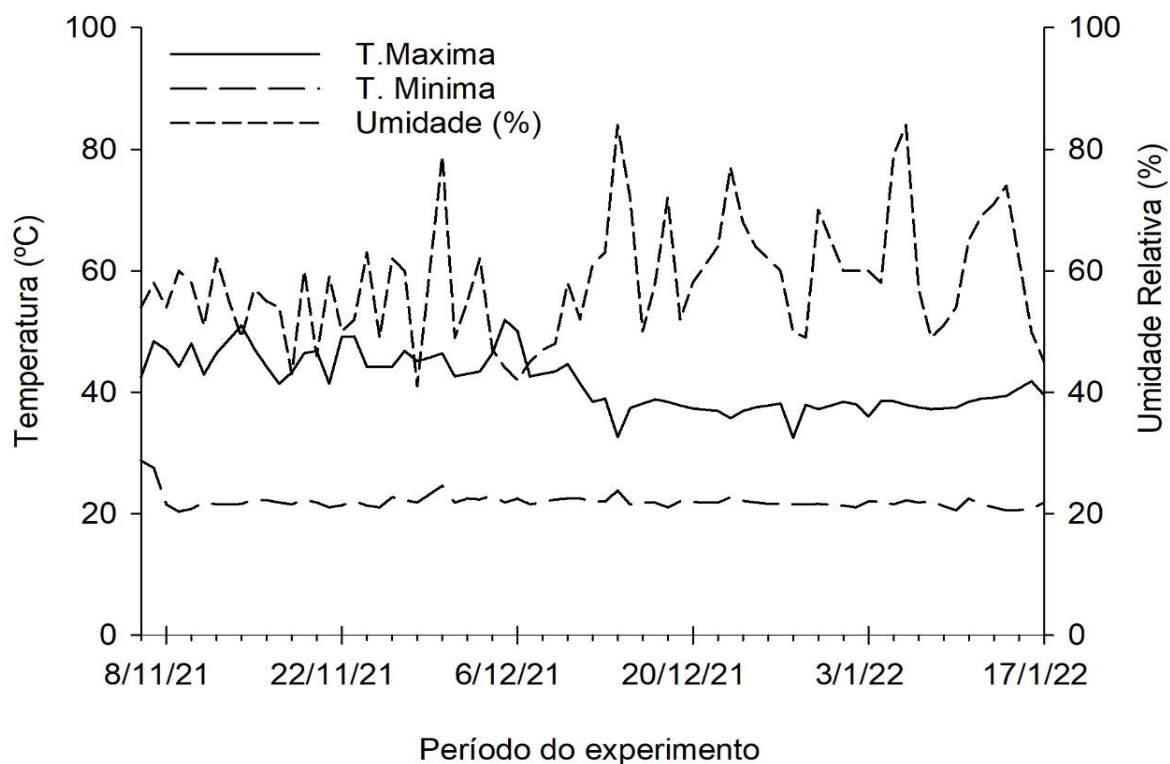


Figura 19 - Temperaturas máximas, mínimas e umidade relativa no ambiente protegido durante o período experimental.

5.2.2 Design Experimental

O experimento foi realizado em delineamento de blocos casualizados, em esquema fatorial incompleto 5 x 5 (salinidades da água de irrigação: 0,50; 1,3; 3,25; 5,2 e 6,0 dS m⁻¹ × doses de prolina: 0,0; 2,90; 10; 17,09 e 20 mmol L⁻¹), geradas através da matriz experimental Composto Central de Box (CCB) (MATEUS et al., 2001), com valores mínimos (- α) e máximos (α), respectivamente de 0,5 e 6,0 dS m⁻¹ e 0,0 e 20 mmol L⁻¹, totalizando nove combinações, com quatro repetições e quatro plantas por repetição (Tabela 1).

Tabela 4 - Tratamentos gerados pela matriz Composto Central de Box.

Tratamentos	Condutividade elétrica (dS m ⁻¹)	Prolina (mmol)
1	0,50	10,0
2	1,30	2,90
3	1,30	17,09
4	3,25	0,00
5	3,25	10,0
6	3,25	20,0
7	5,20	2,90
8	5,20	17,09
9	6,00	10,0

5.2.3 Material Vegetal

Sementes de pimenta biquinho da marca Feltrin® (*Capsicum chinense* Jacq. subcategoria Pimenta Doce) foram semeadas em bandejas plásticas de 200 células, preenchidas com substrato comercial Mecplant®, colocando três semente por célula. Após a emergência as mudas foram transplantadas para vasos plásticos de polietileno com capacidade volumétrica de 5,0 dm³, preenchidos com 4,5 kg de solo, esterco bovino e adubados de acordo análise do solo (Tabela 2) e a recomendação para cultura do pimentão (CAVALCANTI, 2008). As irrigações foram realizadas diariamente e com o volume estabelecido pelo método de capacidade de campo.

Tabela 5 - Características químicas do substrato utilizado no experimento

Amostra	pH	P	K ⁺	Na ⁺	H ⁺ +Al ⁺³	Al ⁺³	Ca ⁺²	Mg ⁺²	SB	CTC	V	M.O.
de solo	H ₂ O (1:2,5)	--- mg dm ⁻³ ---			-----	cmol _c dm ⁻³ -----					%	g kg ⁻¹
	5,97	45,68	202,0	0,51	9,9	0,5	1,4	1,4	3,31	13,21	25,05	8,16

pH = Potencial hidrogeniônico da solução do solo; P = Fósforo; K⁺= Potássio; Na⁺= Sódio; H⁺+Al⁺³ = Acidez potencial do solo; Al⁺³= Alumínio; Ca⁺²= Cálcio; Mg⁺²= Magnésio; SB= Soma de bases (Ca²⁺ + Mg²⁺ + Na⁺ + K⁺); CTC= Capacidade de troca catiônica= [SB + (H⁺ + Al³⁺)];e, V= Saturação por bases = (SB/CTC) x 100; MO= matéria orgânica.

5.2.4 Análise anatômica

A amostragem das folhas para análise microscópica foi realizada ao final do experimento (60 DAT). Dez folhas totalmente expandidas foram amostradas de quatro plantas por tratamento. Os materiais selecionados para as análises anatômicas foram fixados em FAA (5% de formaldeído, 5% de ácido acético e 90% de álcool a 70%) por 48 horas e armazenadas em álcool a 70% (JOHANSEN, 1940). Os cortes foram seccionados transversalmente à mão livre com lâmina cortante (utilizando isopor como suporte), clareadas com hipoclorito de sódio a 1%, coradas com safranina 10%, montadas em lâminas semipermanentes com glicerina e fotomicrografados em um microscópio.

5.2.5 Variáveis analisadas

Para avaliação da espessura da cutícula adaxial (μm), espessura da cutícula abaxial (μm), espessura da epiderme adaxial (μm), espessura da epiderme abaxial (μm), comprimento do feixe vascular (μm), diâmetro do feixe vascular (μm), espessura do parênquima paliçádico (μm), espessura do parênquima lacunoso (μm), espessura da lâmina foliar (μm), razão parênquima paliçádico e parênquima lacunoso (μm), densidade estomática da epiderme adaxial (μm^2) e densidade estomática da epiderme abaxial (μm^2) foram retiradas folhas sempre do mesmo nó (Figura 20).

A espessura da epiderme e cutícula do caule e folha foram determinadas pela média de cinco diferentes secções do mesmo caule ou folha, através do programa Hayear®. A contagem dos estômatos foi realizada utilizando-se secções paradérmicas em folhas, e tendo como base 1 mm², através de lâmina milimétrica (câmara de Neubauer).

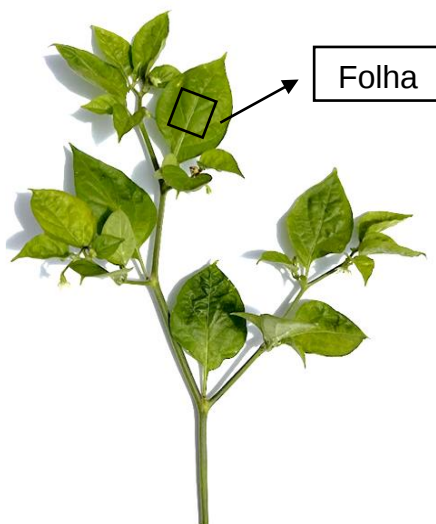


Figura 20 - Localização das secções e das medições de *Capsicum chinense* Jacq.

5.2.6 Análise estatística

Os dados foram submetidos ao teste de normalidade (Shapiro-Wilk) e homogeneidade das variâncias (Bartlett). Foram ainda submetidos à análise de variância a 5% de probabilidade pelo teste F ($p < 0,05$), e nos casos significativos aplicou-se a análise de regressão. Os dados com efeito para a interação entre CEa x P foram representados por meio da superfície de respostas e nos casos de efeito isolado regressão linear ou quadrática. Para o procedimento estatístico utilizou-se o programa R (R CORE TEAM, 2021).

5.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Para a espessura da cutícula adaxial, a aplicação foliar de prolina promoveu melhorias nas plantas de pimenta, com maior valor ($15,97 \mu\text{M}$) nas plantas submetidas à concentração de $5,35 \text{ mM}$ e baixa CEa de $0,50 \text{ dS m}^{-1}$ (Figura 21A e 4). A prolina pode funcionar como um sinal metabólico que pode regular os antioxidantes, além de eliminar EROs diretamente, ajudando as células vegetais a sobreviverem sob condições de estresse (LIANG et al., 2013; FU et al., 2018). A prolina influencia diretamente a espessura da cutícula, fortalecendo a barreira física da planta e contribui para uma melhor proteção ao estresse (MERWAD et al., 2018).

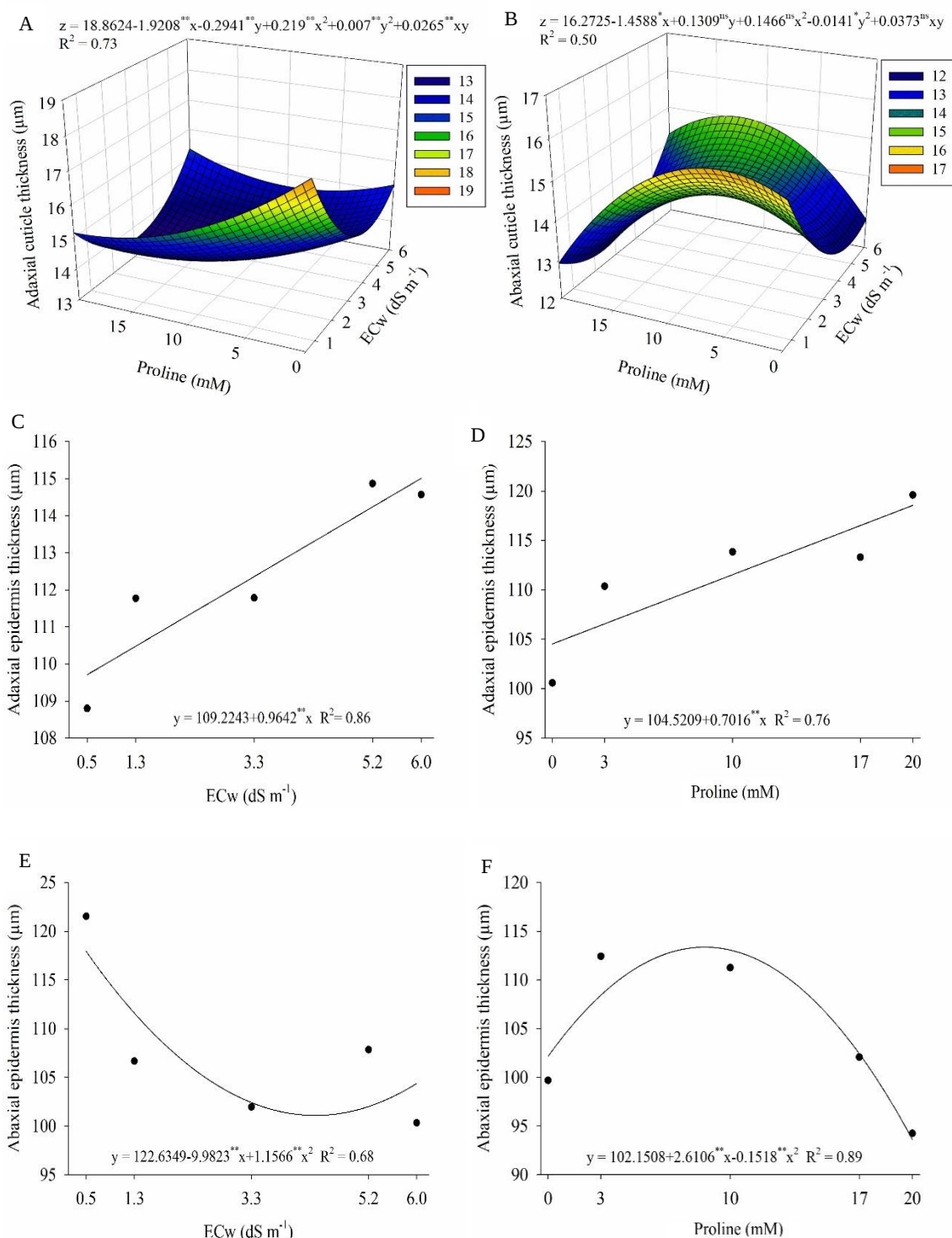


Figura 21 - Espessura da cutícula adaxial (A), espessura da cutícula abaxial (B), espessura da epiderme adaxial (C e D) e espessura da epiderme abaxial (E e F) de mudas de *Capsicum chinense* Jacq. submetidas ao estresse salino e prolina. * e ** indicam diferenças significativas pelo teste F a 0,05 ou 0,01 de probabilidade, respectivamente.

Contudo, a espessura da cutícula abaxial não foi favorecida pela aplicação de prolina, com maior valor de 17,91 μM em plantas cultivadas sob CEa de 0,52 dS m^{-1} e pulverizadas sob concentração de 0,02 mM (Figura 21B e 4). Plantas expostas a condições salinas passam por desequilíbrios osmóticos, levando a um acúmulo de sal nas folhas e aumento na espessura da cutícula abaxial como uma barreira física adicional para reduzir a perda de água por transpiração e a entrada excessiva de sal nas células foliares (SHAHID et al., 2020; SPIEKERMAN e DEVOS, 2020; FENG et al., 2020). Os resultados indicam que, embora a prolina tenha um papel benéfico em vários aspectos da resposta ao estresse salino, sua aplicação específica não aumentou a espessura da cutícula abaxial.

Para a espessura da epiderme adaxial, a salinidade da água causou um efeito linear crescente, com aumento de 5,30% em plantas sob maior condição salina quando comparado com as plantas sob o menor nível de CEa (0,5 dS m^{-1}) (Figura 21C e 4). Tal resultado foi observado com o aumento das doses de prolina, com aumento de 13,42% na maior dose (20 mM) quando comparado com a menor dose utilizada (Figura 21D e 4). Os resultados podem ter ocorrido pelo efeito do aminoácido prolina acarretar o aumento do crescimento e número de células, aumentando consequentemente a espessura da epiderme adaxial (ALNAJJAR et al., 2020).

A espessura da epiderme abaxial apresentou uma redução linear com o aumento da salinidade da água, até a CEa de 4,31 dS m^{-1} , obtendo valores de 101,09 μM , com posterior tendência de aumento (Figura 21E e 4). Os resultados aqui encontrados sugerem que a salinidade elevada inicialmente compromete a estrutura da epiderme abaxial, refletindo as dificuldades das plantas em manter processos fisiológicos normais, contudo, após certo ponto, as plantas podem ativar mecanismos de adaptação que levam a um aumento na espessura da epiderme, possivelmente como uma resposta para mitigar os efeitos adversos do estresse salino e melhorar a resistência à salinidade (ACOSTA-MOTOS et al., 2017). O estresse salino ocasiona alterações nos processos fisiológicos e morfológicos das plantas, como reduções no potencial osmótico, diminuindo, assim, a absorção de água e nutrientes pelo vegetal (SOUSA et al., 2022; KHAN et al., 2024).

No entanto, observou-se crescimento linear com o aumento das concentrações de prolina, com maior valor de 113,37 μM na concentração de 8,59

mM, com posterior redução com o aumento das concentrações (Figura 21F e 4). A prolina contribui para o aumento da respiração, o que leva à produção de compostos energéticos (ATP), necessários para que ocorra a divisão e crescimento celular (TAHA et al., 2001; ALNAJJAR et al., 2011).

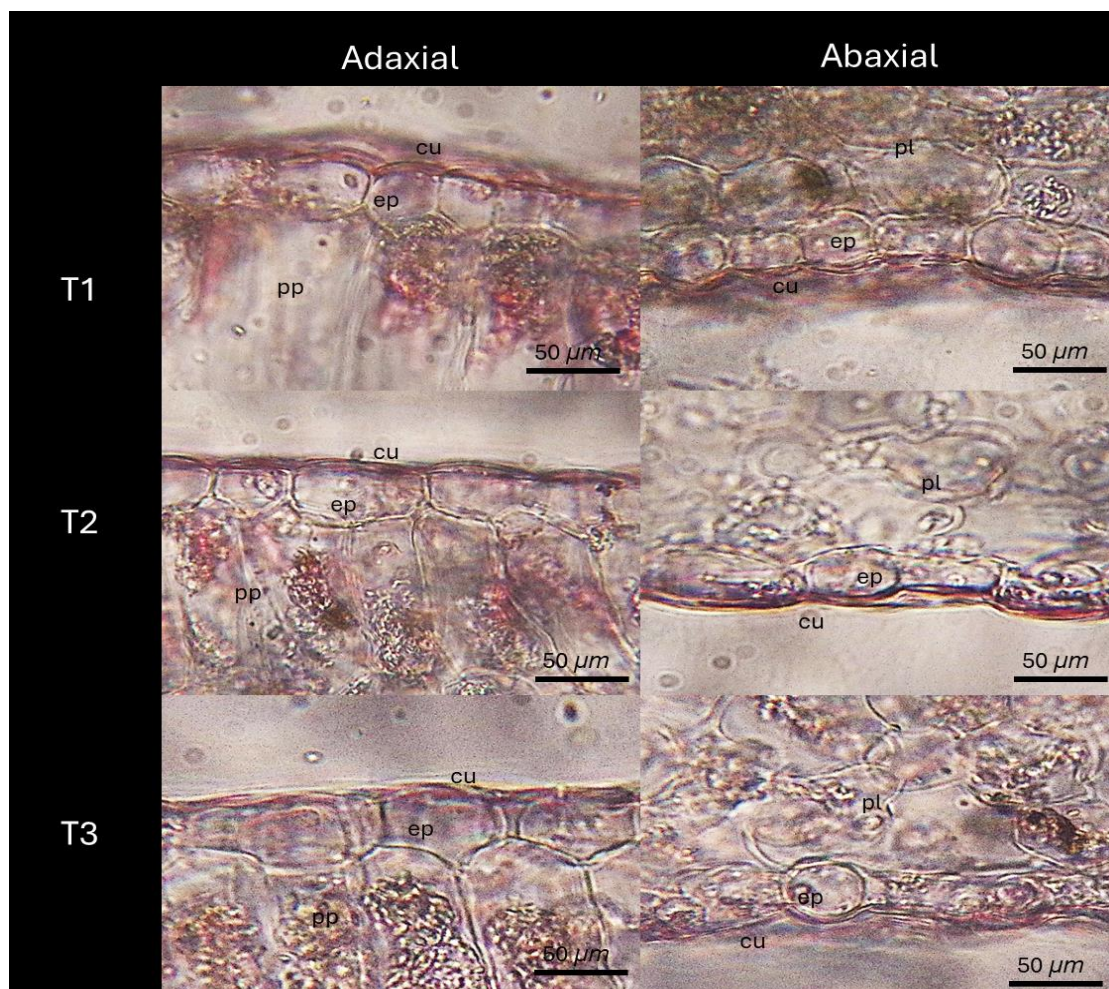


Figura 22 - Espessura da epiderme adaxial e abaxial e da cutícula da face abaxial e adaxial foliar de *Capsicum chinense* Jacq submetidas ao estresse salino e prolina. ep = epiderme; cu= cutícula; pp= parênquima paliçádico; pl = parênquima lacunoso. (continua)

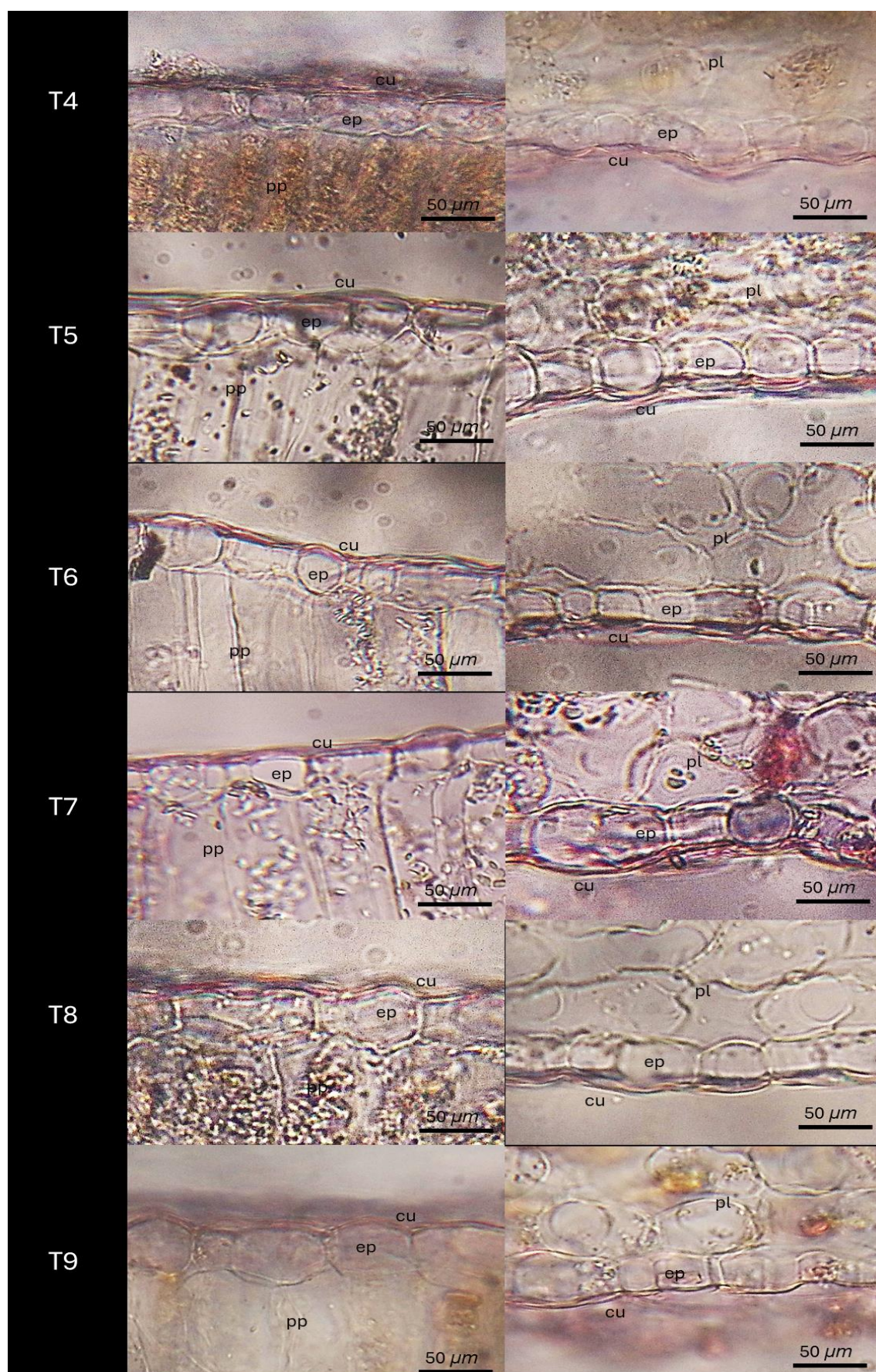


Figura 4. Continuação

Neste estudo, a redução no diâmetro do feixe vascular foi observada com o aumento da salinidade da água, com redução até a CEa de 4,96 dS m⁻¹ (246,73 µm), com posterior tendência de aumento (Figura 23A e 6). Além disso, o diâmetro do feixe vascular das plantas foi reduzido linearmente com o aumento das concentrações de prolina, com redução de 15,12% na maior concentração (20 mM) quando comparado com as plantas submetidas sem o uso do atenuante (Figura 23B e 24). A diminuição do diâmetro dos feixes vasculares está diretamente relacionada à redução da área dos vasos do xilema, que como elementos condutores são responsáveis pelo transporte de diversos elementos, resultando na modificação do seu diâmetro (ORTEGA et al., 2006).

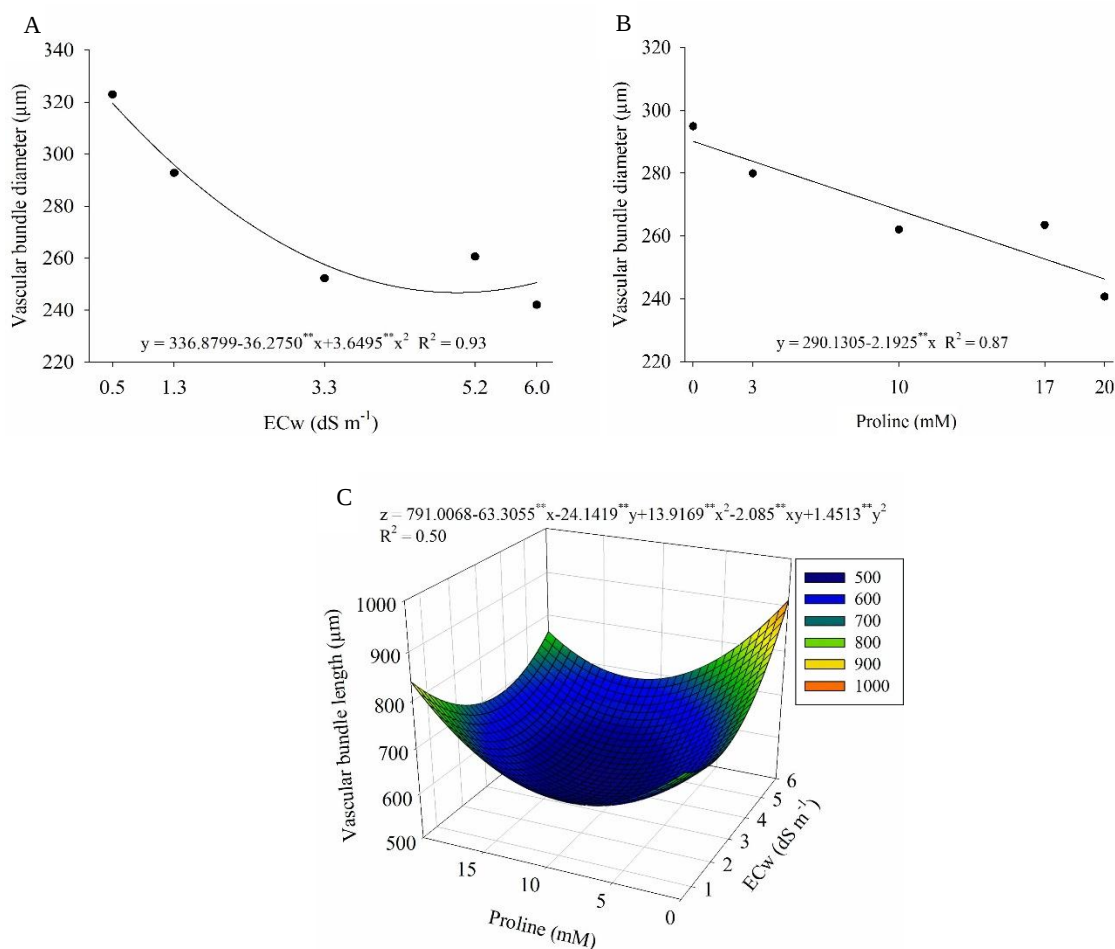


Figura 23 - Diâmetro do feixe vascular (A e B) e comprimento do feixe vascular (C) de mudas de *Capsicum chinense* Jacq. submetidas ao estresse salino e prolina. * e ** indicam diferenças significativas pelo teste F a 0,05 ou 0,01 de probabilidade, respectivamente.

O maior comprimento do feixe vascular (910,14 μM) ocorreu em plantas sob CEa de 5,99 dS m^{-1} e 0,05 mM de prolina (Figura 23C e 6). Possivelmente, isso pode ter ocorrido como uma forma de adaptação das plantas ao estresse, facilitando o transporte mais eficiente de água e nutrientes para compensar as condições adversas do estresse salino, garantindo assim, a sobrevivência do vegetal (ABDELAAL et al., 2021; PANDEY et al., 2022).

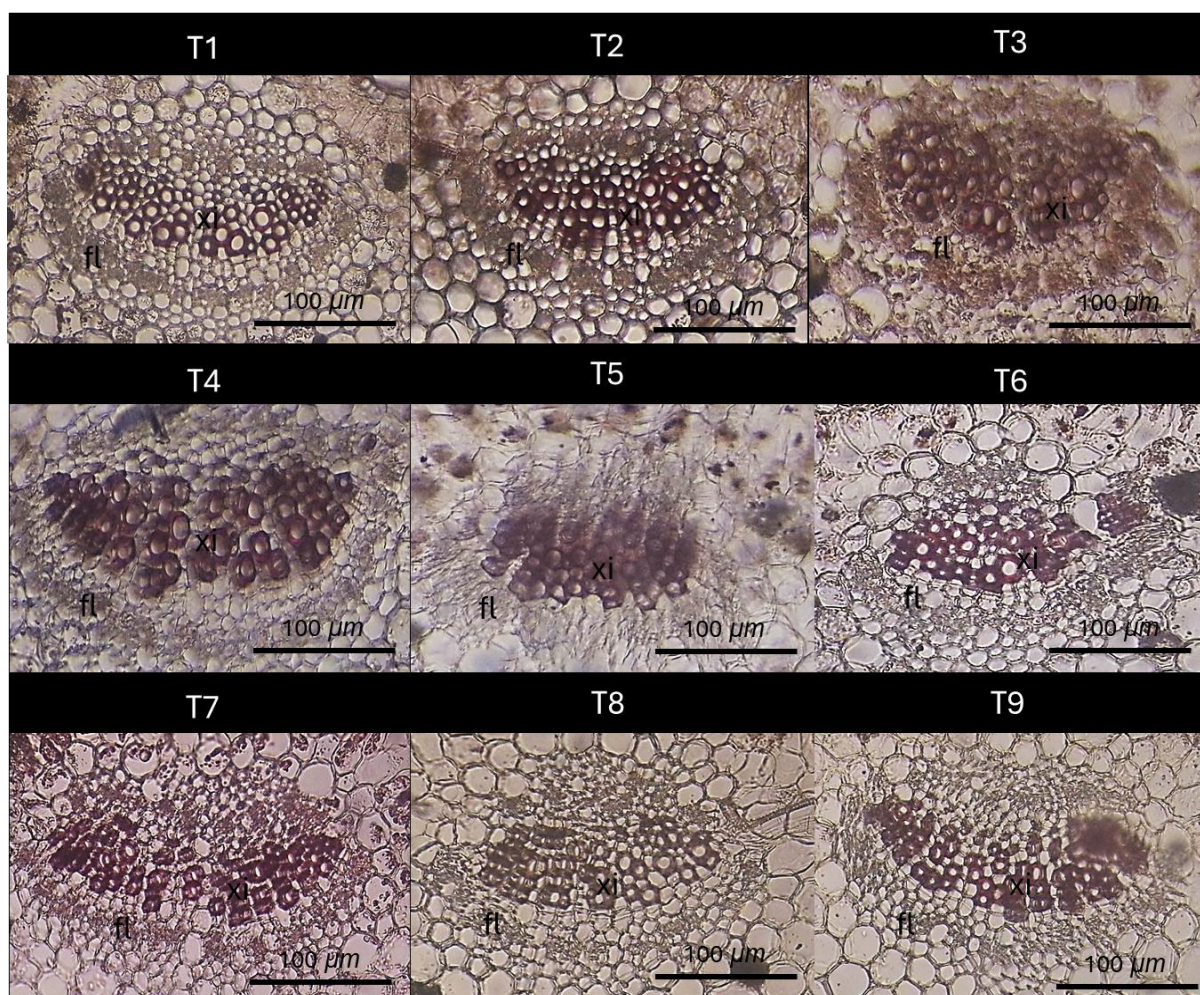


Figura 24 - Feixe vascular da folha de *Capsicum chinense* Jacq. submetidas ao estresse salino e prolina. xi = xilema; fl = floema

A maior espessura foliar (404,39 μm) ocorreu em plantas produzidas sob CEa de 5,99 dS m^{-1} e sem aplicação de prolina (0,00 mM) (Figura 25A e 26). Isso foi observado para a espessura do parênquima lacunoso, com maiores valores (251,76 μm) sob CEa de 5,99 dS m^{-1} e sem aplicação de prolina (0,04 mM) (Figura 25B e 26). Provavelmente, ocorreu uma adaptação à perda de água pela planta (WALL et al., 2022). No parênquima lacunoso de *C. chinense*, existem poucos espaços intercelulares, o que em plantas com alta capacidade fotossintética, representa uma vantagem adaptativa, pois quanto maior a superfície interna livre nas folhas, mais rápidas e eficientes serão as trocas gasosas, possibilitando intensa fotossíntese nos períodos em que a água se encontra disponível (ELIAS et al., 2003).

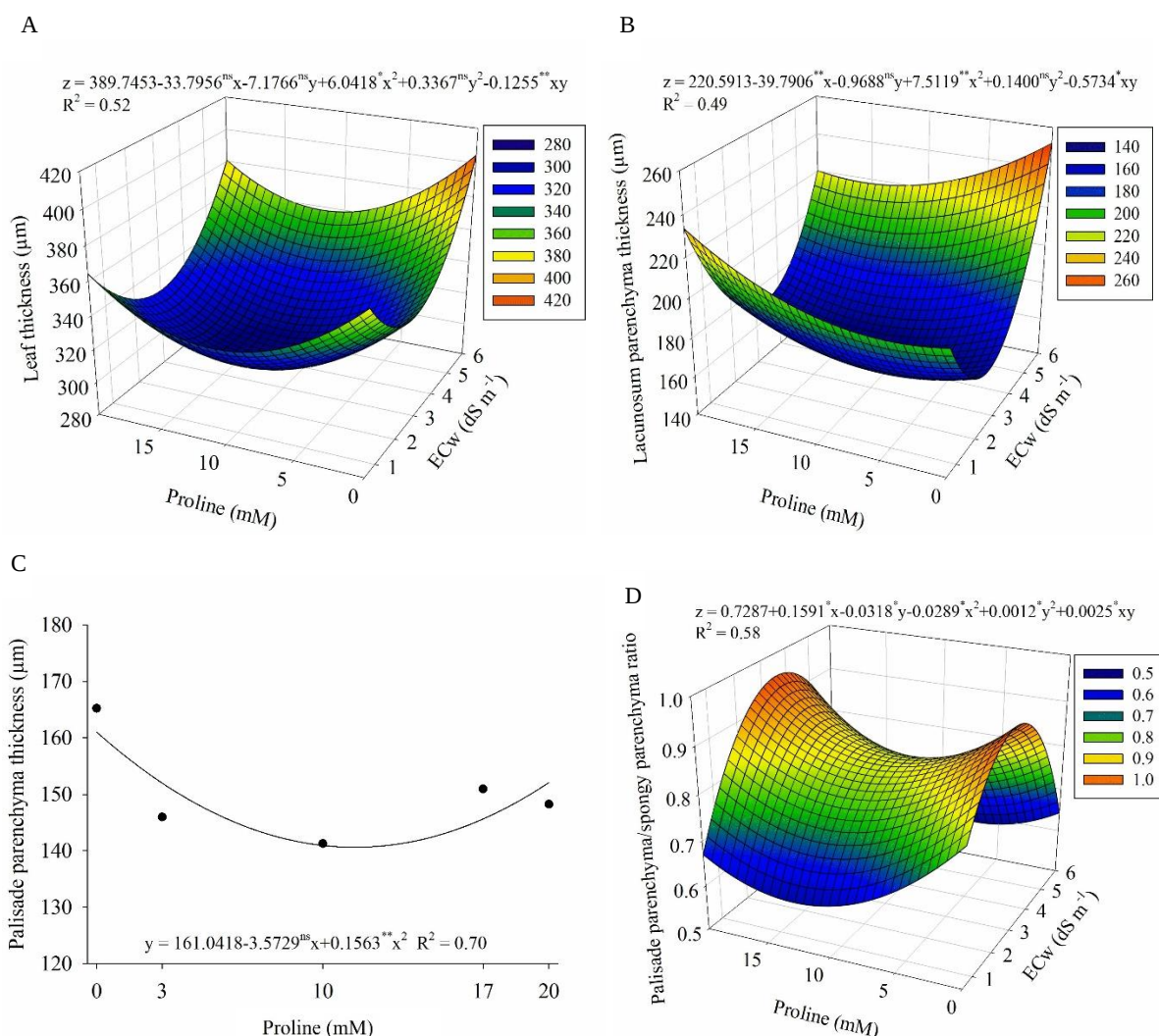


Figura 25 - Espessura foliar (A), espessura do parênquima lacunoso (B), espessura do parênquima paliçádico (C) e relação parênquima paliçádico/parênquima

esponjoso (D) de mudas de *Capsicum chinense* Jacq. submetidas ao estresse salino e prolina. * e ** indicam diferenças significativas pelo teste F a 0,05 ou 0,01 de probabilidade, respectivamente.

Houve redução da espessura do parênquima paliçádico com o aumento das concentrações de prolina, com maior redução (140,62 μM) na concentração de 11,42 mM (Figura 25C e 26), e posterior tendência de crescimento com o aumento das concentrações do atenuante. Por outro lado, observou-se que a relação parênquima paliçádico/parênquima esponjoso foi maior (0,95 μM) em plantas produzidas sob CEa de 3,61 dS m^{-1} e aplicação de prolina na concentração de 19,99 mM (Figura 25D e 26). A prolina desempenha um papel importante na adaptação das plantas ao estresse salino (MANSOUR e ALI, 2017; SHAFI et al., 2019), e, em concentrações mais altas, pode influenciar a morfologia e a fisiologia das células, afetando a organização do parênquima paliçádico (MBARKI et al., 2018; PATRIARCA et al., 2021).

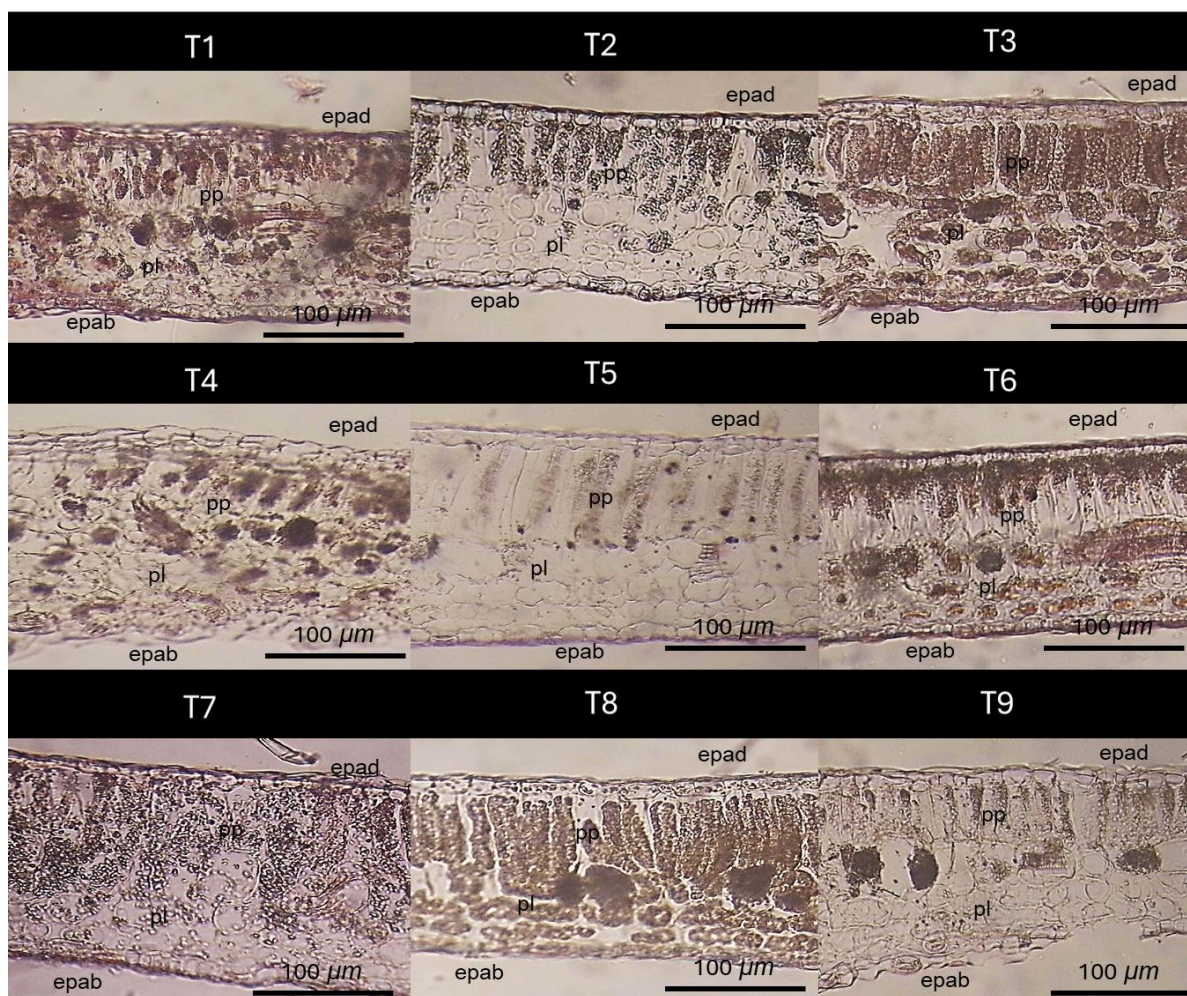


Figura 26 - Secção transversal evidenciando o parênquima paliçádico e lacunoso da folha de *Capsicum chinense* Jacq. submetidas ao estresse salino e prolina. epda= epiderme adaxial; pp = parênquima paliçádico; pl= parênquima lacunoso; epab= epiderme abaxial.

Para a densidade estomática da epiderme abaxial (Figura 27 e 28), o maior valor ($53,29 \mu\text{M}^2$) foi obtido nas plantas submetidas à CEa de $0,50 \text{ dS m}^{-1}$ e concentração de prolina de $19,97 \text{ mM}$. Os estômatos apresentam papel crucial na regulação da transpiração, e, com base na sua densidade na superfície das folhas e no mecanismo de fechamento em resposta a estímulos ambientais, conseguem realizar um controle rigoroso sobre a perda de água pelas plantas (BARBIERI et al., 2012). Assim, os resultados reforçam a discussão de que a densidade estomática é um fator importante na capacidade das plantas de controlar a transpiração e, conseqüentemente, a sua eficiência no uso da água.

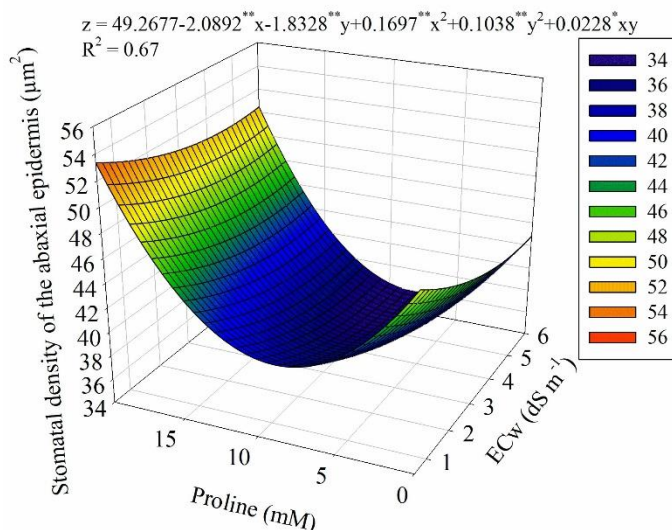


Figura 27 - Densidade estomática da epiderme abaxial da folha de *Capsicum chinense* Jacq. submetidas ao estresse salino e prolina. * e ** indicam diferenças significativas pelo teste F a 0,05 ou 0,01 de probabilidade, respectivamente.

Em ambientes salinos, a redução na densidade estomática na folha pode ser criticamente importante para evitar a perda desnecessária de água, e, por isso, os resultados aqui observados sugerem que sob alta salinidade as plantas diminuem a densidade estomática, reduzindo a taxa de transpiração para garantir a

sobrevivência quando a água é um fator limitante (WASIM e NAZ, 2020). Resultados semelhantes foram relatados em halófitas, por Naz et al. (2016), com *Sporobolus ioclados*.

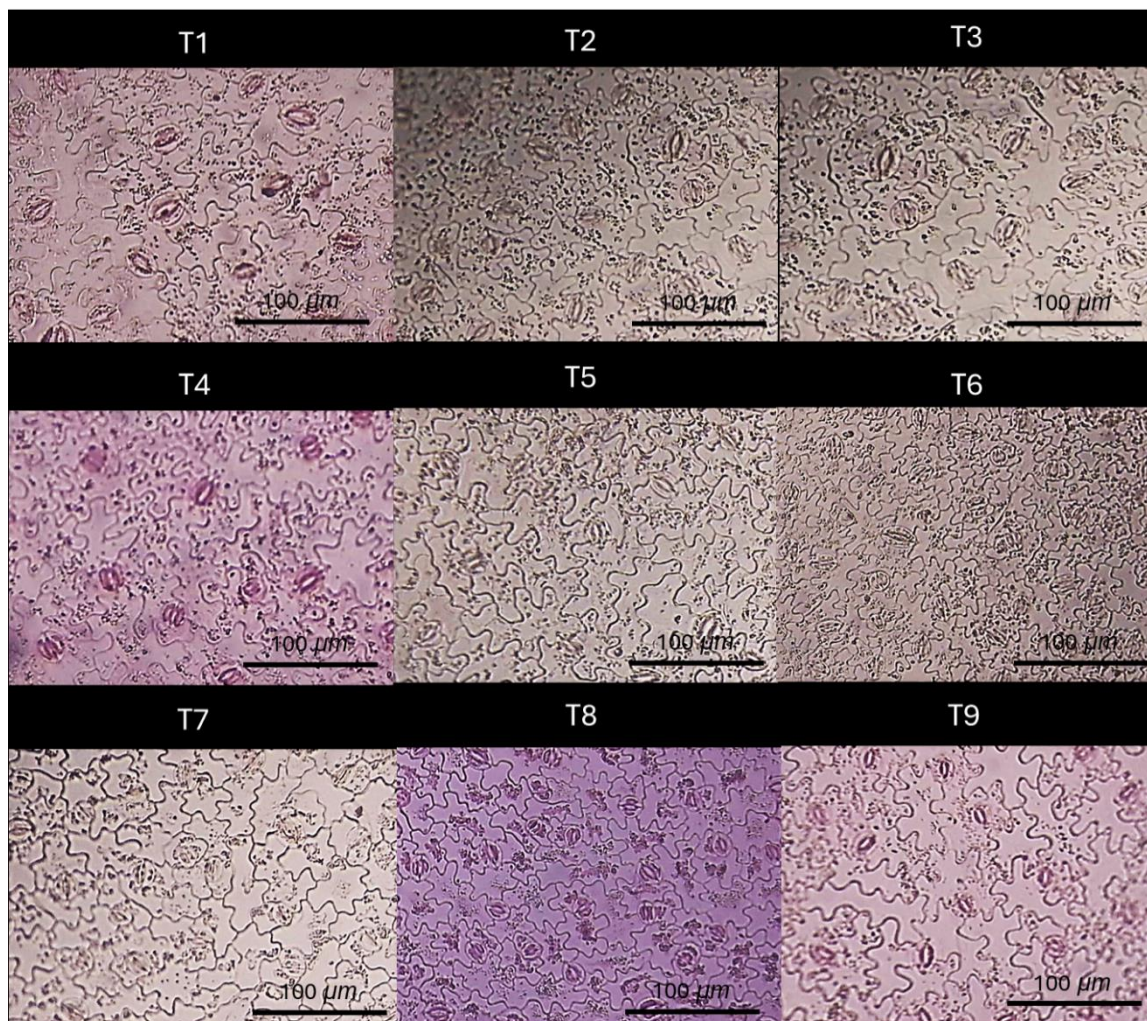


Figura 28 - Densidade estomática da epiderme abaxial da folha de *Capsicum chinense* Jacq. submetidas ao estresse salino e prolina.

5.4 CONCLUSÕES

1. O estresse salino afetou negativamente a anatomia de folhas de pimenta biquinho, causando alterações estruturais significativas;
2. A aplicação de prolina na concentração de 5,35 mM aumentou a espessura da cutícula adaxial. Por outro lado, 20 mM de prolina aumentou a espessura da epiderme abaxial, relação parênquima paliádico/parênquima esponjoso e densidade estomática.

3. Maior espessura da cutícula e epiderme das folhas podem ser benéficas na proteção física e redução da perda de água, eficiência fotossintética e, resposta ao estresse. Assim, os resultados obtidos reforçam a ideia de que a prolina promove melhorias na anatomia das folhas de pimenta, podendo ser uma alternativa para aumentar a tolerância aos efeitos do estresse salino.
4. Mais estudos devem ser realizados para melhor compreender a forma de ação da prolina na sinalização do sistema de defesa das plantas.

REFERÊNCIAS

- ABDELAAL, K.; ALKAHTANI, M.; ATTIA, K.; HAFEZ, Y.; KIRÁLY, L.; KÜNSTLER, A. The role of plant growth-promoting bacteria in alleviating the adverse effects of drought on plants. **Biology**, v. 10, n. 6, p. 520, 2021.
- ACOSTA-MOTOS, J.R.; ORTUÑO, M.F.; BERNAL-VICENTE, A.; DIAZ-VIVANCOS, P.; SANCHEZ-BLANCO, M.J.; HERNANDEZ, J.A. Plant responses to salt stress: adaptive mechanisms. **Agronomy**, v. 7, n. 1, p. 18, 2017.
- AL-ELWANY, O.A.; HEMIDA, K.A.; EL-MAGEED, T. A. A.; EL-SAADONY, M. T.; ABUQAMAR, S. F.; EL-TARABILY, K. A.; TAHA, R. S. Impact of folic acid in modulating antioxidant activity, osmoprotectants, anatomical responses, and photosynthetic efficiency of *Plectranthus amboinicus* under salinity conditions. **Frontiers in Plant Science**, v. 13, 2022.
- ALNAJAR, M. A. H.; UBAID, A. R.; AL-APRESAM, W. F. F. Effect of proline treatment on seed germination and growth seedlings of date palm *Phoenix dactylifera* L. irrigated by Shatt-Alarab water. **Basrah Journal For Date Palm Research**, v. 10, n. 2, 2011.
- ALNAJJAR, M A.; ALPRESEM, W. F.; IBRAHIM, M. A. Effect of amino acid proline treatment on anatomical characteristics of leaves and roots of date palm seedlings *Phoenix dactylifera* L. developed under saline stress conditions. **Plant Archives**, v. 20, n. 1, p. 755-760, 2020.
- BARBIERI, G.; VALLONE, S.; ORSINI, F.; PARADISO, R.; PASCALE, S.; NEGRE-ZAKHAROV, F.; MAGGIO, A. Stomatal density and metabolic determinants mediate salt stress adaptation and water use efficiency in basil (*Ocimum basilicum* L.). **Journal of Plant Physiology**, v. 169, n. 17, p. 1737-1746, 2012.
- BUTT, M.; SATTAR, A.; ABBAS, T.; SHER, A.; IJAZ, M.; UL-ALLAH, S.; SHAHEEN, M.R.; KALEEM, F. Foliage applied proline induces salt tolerance in chili genotypes by regulating photosynthetic attributes, ionic homeostasis, and antioxidant defense mechanisms. **Horticulture, Environment, and Biotechnology**, v. 61, p. 693-702, 2020.
- CAVALCANTI, F.J.A. (Coord.). Recomendações de adubação para o estado de Pernambuco: 2a. aproximação. 3 ed. rev. Recife: IPA. 212 p., 2008.
- CHOURASIA, K.N.; MORE, S.J.; KUMAR, A.; KUMAR, D.; SINGH, B.; BHARDWAJ, V.; KUMAR, A.; DAS, S.K.; SINGH, R.K.; ZINTA, G.; TIWARI, K.; LAL, M. KSalinity responses and tolerance mechanisms in underground vegetable crops: An integrative review. **Planta**, v. 255, n. 3, p. 1-25, 2022.
- ELIAS, S. R. M.; ASSIS, R. M.; STACCIARINI-SERAPHIN, E.; REZENDE, M. H. Anatomia foliar em plantas jovens de *Solanum lycocarpum* A. St.-Hil. (Solanaceae). **Brazilian Journal of Botany**, v. 26, p. 169-174, 2003.

FENG, S.; REN, L.; SUN, H.; QIAO, K.; LIU, S.; ZHOU, A. Morphological and physiological responses of two willow species from different habitats to salt stress. **Scientific Reports**, v. 10, n. 1, p. 18228, 2020.

FREITAS, P.A.F.; CARVALHO, H.H.; COSTA, J.H.; MIRANDA, R.D.S.; SARAIVA, K.D.D.C.; OLIVEIRA, F.D.B.; COELHO, D.G.; PRISCO, J.T.; GOMES-FILHO, E. Salt acclimation in sorghum plants by exogenous proline: physiological and biochemical changes and regulation of proline metabolism. **Plant cell reports**, v. 38, p. 403-416, 2019.

FU, Y.; MA, H.; CHEN, S.; GU, T.; GONG, J. Control of proline accumulation under drought via a novel pathway comprising the histone methylase CAU1 and the transcription factor ANAC055. **Journal of Experimental Botany**, v. 69, n. 3, p. 579-588, 2018.

HUANG, H.; ULLAH, F.; ZHOU, D. X.; YI, M.; ZHAO, Y. Mechanisms of ROS regulation of plant development and stress responses. **Frontiers in Plant Science**, v. 10, p. 800, 2019.

JOHANSEN, D. A. **Plant microtechnique**. McGraw-Hill Book Company, Inc: London; 530p, 1940.

KAYA, C.; TUNA, L.; HIGGS, D. Effect of silicon on plant growth and mineral nutrition of maize grown under water-stress conditions. **Journal of plant nutrition**, v. 29, n. 8, p. 1469-1480, 2006.

KHAN, M. N.; ALSOAMI, M. A.; SIDDIQUI, Z. H.; ALOMRANI, M. A. M.; KALAJI, H. M. Regulation of Na⁺/H⁺ antiport system and nitrogen metabolism by melatonin and endogenous hydrogen sulfide confers resilience to drought and salt stress. **South African Journal of Botany**, v. 164, p. 152-166, 2024.

KONG, X.; TIAN, H.; YU, Q.; ZHANG, F.; WANG, R.; GAO, S.; DING, Z. PHB3 maintains root stem cell niche identity through ROS-responsive AP2/ERF transcription factors in Arabidopsis. **Cell Reports**, v. 22, n. 5, p. 1350-1363, 2018.

LIANG, X.; ZHANG, L.; NATARAJAN, S. K.; BECKER, D. F. Proline mechanisms of stress survival. **Antioxidants & Redox Signaling**, v. 19, n. 9, p. 998-1011, 2013.

MANSOUR, M.M.F.; ALI, E.F. Evaluation of proline functions in saline conditions. **Phytochemistry**, v. 140, p. 52-68, 2017.

MARTINEZ, M.; SANTOS, C.P.; VERRUMA-BERNARDI, M.R.; CARRILHO, E.N.V.M.; SILVA, P.P.M.; SPOTO, M.H.F.; CIARROCCHI, I.R.; SALA, F.C. Agronomic, physical–chemical and sensory evaluation of pepper hybrids (*Capsicum chinense* Jacquin). **Scientia Horticulturae**, v. 277, p. 109819, 2021.

MATEUS, N.B.; BARBIN, D.; CONAGIN, A. Viabilidade de uso do delineamento composto central. **Acta Scientiarum. Technology**, v. 23, p. 1537-1546, 2001.

MBARKI, S.; SYTAR, O.; CERDA, A.; ZIVCAK, M.; RASTOGI, A.; HE, X.; BRESTIC, M. Strategies to mitigate the salt stress effects on photosynthetic apparatus and productivity of crop plants. **Salinity Responses and Tolerance in Plants, Volume 1: Targeting Sensory, Transport and Signaling Mechanisms**, p. 85-136, 2018.

MERWAD, A. R. M.; DESOKY, E. S. M.; RADY, M. M. Response of water deficit-stressed *Vigna unguiculata* performances to silicon, proline or methionine foliar application. **Scientia Horticulturae**, v. 228, p. 132-144, 2018.

MITTLER, R. ROS are good. **Trends in plant science**, v. 22, n. 1, p. 11-19, 2017.

NAZ, N.; FATIMA, S.; HAMEED, M.; NASEER, M.; BATOOL, R.; ASHRAF, M.; AHMAD, K. S. Adaptations for salinity tolerance in *Sporobolus ioclados* (Nees ex Trin.) Nees from saline desert. **Flora**, v. 223, p. 46-55, 2016.

ORTEGA, L.; FRY, Stephen C.; TALEISNIK, E. Why are *Chloris gayana* leaves shorter in salt-affected plants? Analyses in the elongation zone. **Journal of Experimental Botany**, v. 57, n. 14, p. 3945-3952, 2006.

PANDEY, A. K.; ZORIĆ, L.; SUN, T.; KARANOVIC, D.; FANG, P.; BORIŠEV, M.; XU, P. The anatomical basis of heavy metal responses in legumes and their impact on plant–rhizosphere interactions. **Plants**, v. 11, n. 19, p. 2554, 2022.

PATRIARCA, E. J.; CERMOLA, F.; D'ANIELLO, C.; FICO, A.; GUARDIOLA, O.; CESARE, D.; MINCHIOTTI, G. The multifaceted roles of proline in cell behavior. **Frontiers in cell and developmental biology**, v. 9, p. 728576, 2021.

RIBEIRO, C.S.C.; CARVALHO, S.I.C.; HEINRICH, A.G.; REIFSCHNEIDER, F.J.B. BRS Tui: a new Biquinho-type pepper cultivar released by Embrapa. **Horticultura Brasileira**, v. 36, p. 526-528, 2018.

SÁ, F.V.S.; SOUTO, L.S.; PAIVA, E.P.; TORRES, S.B.; OLIVEIRA, F.A. Initial development and tolerance of pepper species to salinity stress. **Revista Caatinga**, v. 32, p. 826-833, 2019.

SACHDEV, S.; ANSARI, S.A.; ANSARI, M.I.; FUJITA, M.; HASANUZZAMAN, M. Abiotic stress and reactive oxygen species: Generation, signaling, and defense mechanisms. **Antioxidants**, v. 10, n. 2, p. 277, 2021.

SANATOMBI, K.; RAJKUMARI, S. Effect of processing on quality of pepper: A review. **Food Reviews International**, 2020, 36.6: 626-643.

SHAABAN, A.; AL-ELWANY, O. A.; ABDOU, N. M.; HEMIDA, K. A.; EL-SHERIF, A. M.; ABDEL-RAZEK, M. A.; SEMIDA, W.M.; MOHAMED, G.F.; ABD EL-MAGEED, T. A Filter mud enhanced yield and soil properties of water-stressed *Lupinus termis* L. in saline calcareous soil. **Journal of Soil Science and Plant Nutrition**, v. 22, n. 2, p. 1572-1588, 2022.

SHAFI, A.; ZAHOOR, I.; MUSHTAQ, U. Proline accumulation and oxidative stress: Diverse roles and mechanism of tolerance and adaptation under salinity stress. **Salt Stress, Microbes, and Plant Interactions: Mechanisms and Molecular Approaches: Volume 2**, p. 269-300, 2019.

SHAHID, M. A.; SARKHOSH, A.; KHAN, N.; BALAL, R. M.; ALI, S.; ROSSI, L.; GARCIA-SANCHEZ, F. Insights into the physiological and biochemical impacts of salt stress on plant growth and development. **Agronomy**, v. 10, n. 7, p. 938, 2020.

SOUSA, H. C.; SOUSA, G. G. D.; CAMBISSA, P. B.; LESSA, C. I.; GOES, G. F.; SILVA, F. D.; VIANA, T. V. D. A. Gas exchange and growth of zucchini crop subjected to salt and water stress. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 26, p. 815-822, 2022.

SPIEKERMAN, J. J.; DEVOS, K. M. The halophyte seashore paspalum uses adaxial leaf papillae for sodium sequestration. **Plant Physiology**, v. 184, n. 4, p. 2107-2119, 2020.

TAHA, H. S.; BEKHEET, S. A.; SAKER, M. M. Factors affecting in vitro multiplication of date palm. **Biologia Plantarum**, v. 44, p. 431-433, 2001.

TOGNETTI, V. B.; BIELACH, A.; HRTYAN, M. Redox regulation at the site of primary growth: auxin, cytokinin and ROS crosstalk. **Plant, Cell & Environment**, v. 40, n. 11, p. 2586-2605, 2017.

WALL, S.; VIALET-CHABRAND, S.; DAVEY, P.; VAN RIE, J.; GALLE, A.; COCKRAM, J.; LAWSON, T. Stomata on the abaxial and adaxial leaf surfaces contribute differently to leaf gas exchange and photosynthesis in wheat. **New Phytologist**, v. 235, n. 5, p. 1743-1756, 2022.

WASIM, M. A.; NAZ, N. Anatomical adaptations of tolerance to salt stress in *Cenchrus ciliaris* L., a saline desert grass. **Journal of Animal & Plant Sciences**, v. 30, n. 6, 2020.

ZAMAN, M.; SHAHID, S.A.; HENG, L.; SHAHID, S.A.; ZAMAN, M.; HENG, L. Soil salinity: Historical perspectives and a world overview of the problem. **Guideline for salinity assessment, mitigation and adaptation using nuclear and related techniques**, p. 43-53, 2018.

ZENG, J.; DONG, Z.; WU, H.; TIAN, Z.; ZHAO, Z. Redox regulation of plant stem cell fate. **The EMBO journal**, v. 36, n. 19, p. 2844-2855, 2017.