

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO – UFRPE
UNIDADE ACADEMICA DE SERRA TALHADA – UAST
CURSO DE AGRONOMIA

**INFLUÊNCIA DO PORTA-ENXERTO NA EFICIÊNCIA DA ATIVIDADE
FOTOQUÍMICA EM MUDAS ENXERTADAS DE VIDEIRA SUBMETIDAS AO
ESTRESSE SALINO**

ADRIANA DA SILVA NUNES

SERRA TALHADA
PERNAMBUCO – BRASIL

2019

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO – UFRPE
UNIDADE ACADEMICA DE SERRA TALHADA – UAST
CURSO DE AGRONOMIA

**INFLUÊNCIA DO PORTA-ENXERTO NA EFICIÊNCIA DA ATIVIDADE
FOTOQUÍMICA EM MUDAS ENXERTADAS DE VIDEIRA SUBMETIDAS AO
ESTRESSE SALINO**

ADRIANA DA SILVA NUNES

Monografia apresentada ao Curso de Agronomia da
Universidade Federal Rural de Pernambuco -
Unidade Acadêmica de Serra Talhada, como
requisito básico para conclusão do curso.

Orientador: Dr. Sérgio Luiz Ferreira da Silva

SERRA TALHADA
PERNAMBUCO – BRASIL

2019

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Sistema Integrado de Bibliotecas da UFRPE
Biblioteca da UAST, Serra Talhada - PE, Brasil.

N972i Nunes, Adriana da Silva

Influência do porta-enxerto na eficiência da atividade fotoquímica em mudas enxertadas de videira submetidas ao estresse salino / Adriana da Silva Nunes. – Serra Talhada, 2019.

57 f. : il.

Orientador: Sérgio Luiz Ferreira da Silva

Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em bacharelado em Agronomia) – Universidade Federal Rural de Pernambuco. Unidade Acadêmica de Serra Talhada, 2019.

Inclui referência e anexos.

1. Videira. 2. Salinidade. 3. Fotossíntese. I. Silva, Sérgio Luiz Ferreira da, orient. II. Título.

CDD 630

**INFLUÊNCIA DO PORTA-ENXERTO NA EFICIÊNCIA DA ATIVIDADE
FOTOQUÍMICA EM MUDAS ENXERTADAS DE VIDEIRA SUBMETIDAS AO
ESTRESSE SALINO**

ADRIANA DA SILVA NUNES

Monografia apresentada ao Curso de Agronomia da
Universidade Federal Rural de Pernambuco -
Unidade Acadêmica de Serra Talhada, como
requisito básico para conclusão do curso.

Orientador: Dr. Sérgio Luiz Ferreira da Silva

APROVADA em _____ de _____ de _____

Dr. Adriano do Nascimento Simões
(UFRPE/ UAST)

Dr^a Rosa Honorato de Almeida
(UFRPE/ UAST)

Dr. Sérgio Luiz Ferreira da Silva
(Orientador)

SERRA TALHADA
PERNAMBUCO – BRASIL

2019

*A minha mãe Maria José da Silva Nunes, minha inspiração de amor, bondade e gratidão;
Ao meu pai Aluizio Nunes, que me ensina a sorrir das coisas bobas da vida, e a erguer a
cabeça diante das dificuldades, confiando mais em Deus;
Aos meus irmãos Evandro, Wellington e Luciano, por todos os conselhos e todo o apoio que
tem me dado e, principalmente, por acreditarem tanto em mim;
E aos meus queridos sobrinhos Thomas, Nicole e Débora, por me fazerem lembrar que a vida
é muito mais simples do que parece, e que devemos usufruir dela com mais leveza e mais
amor.*

Dedico

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus, por me ensinar e me inspirar a ser uma pessoa melhor a cada dia, por cuidar tão bem de mim, nunca me abandonando, e me guiar até esse momento.

Aos meus pais Maria José e Aluizio, por sempre me apoiarem até mesmo nos meus sonhos mais estranhos, me dando amor e carinho. Vocês são um dos meus maiores exemplos de vida. Obrigada por todo o esforço que fizeram para que eu conseguisse realizar o nosso sonho. Amo vocês!;

Aos meus irmãos Evandro, Wellington e Luciano, sempre torcer por mim. Vocês não fazem ideia do quanto eu amo vocês e como eu me orgulho das pessoas maravilhosas que se tornaram e da família linda que formaram;

A Universidade Federal Rural de Pernambuco /Unidade Acadêmica de Serra Talhada, pelo curso e por disponibilizar o espaço e estrutura para o desenvolvimento da pesquisa;

Ao Programa de Pós-Graduação em Produção Vegetal da Universidade Federal Rural de Pernambuco/ Unidade Acadêmica de Serra Talhada, pela disponibilização do espaço e dos seus equipamentos;

A Capes por disponibilizar os equipamentos para o desenvolvimento da pesquisa, e a FACEPE por conceder a bolsa de iniciação científica, sendo uma das grandes motivadoras deste trabalho;

A todos os professores do curso, pelos conhecimentos transmitidos, orientações e amizade, em especial ao Professor Sérgio Luíz Ferreira da Silva pela orientação neste trabalho e pelos sábios conselhos durante nossa convivência;

Aos antigos membros do Grupo de Pesquisa Agrícola do Semiárido (GPAS) (Carlos, Thialla, Edson, Daniel, Manuevely e Jurascir), por todo o apoio, conselhos, ensinamentos, companheirismo e todo o carinho;

Aos membros atuais do GPAS (Thaís, Marcela, Maiany, João Pedro, Vitor e João Paulo);

Aos mestres Raliuson e Maria Aparecida (Cidinha), por todo apoio, que me deram durante o experimento e nos demais momentos durante a graduação;

A minha irmã de coração Alessandra Quitéria (kiki), por todo o apoio, carinho e amizade, e por mesmo distante, sempre se fazer tão presente. Agradecer também a sua mãe Dona Aurenice e sua irmã Ana Clara (Aninha), por todo o carinho e apoio durante todos esses anos;

À todos os meus colegas da turma de Agronomia 2014.2, Lauizy Andrade, Fernando Augusto, Carina Andrade, Antônio Genessis (Tony), Cibely Oliveira, Pedro Felipe, e Joel Andrade. Assim como aqueles que não fazem parte da turma, mas por serem almas tão lindas foram adotados por todos nós como Astrogilda Batista, Antônio Marcos e Keyla Rodrigues, por terem compartilhado ótimos momentos juntos de alegrias, saudades, desesperos, e até as vezes, de desavenças, lágrimas e tristezas, mas, graças a Deus, sempre unidos.

Agradeço em especial aos meus amigos, Tamires Keila, Rayles Moreira, Tamires Eduvirgem, Simone Andréa, Patrícia Apolinário, Erison Martins, Jardel Moreira, Yuri Rafael, por todos os momentos de descontração vividos, todo o cuidado, todo o amor, toda a parceria desenvolvida ao longo do curso. Obrigada por tudo Meu “Centrão” e companhia !

A minha outra irmã que a UAST me deu Maria Agda, por toda paciência, todo carinho, confiança, companheirismo, e todo apoio que deu não somente a mim, mas também a Tamires Eduvirgem, formando um trio maravilhoso;

As minhas antigas vizinhas Dona Edileuza e Carmem, por todas as orações;

As amigas do quarto cinco estrelas, da residência feminina (Eliane e Arianne), por retirar a seriedade de morar na universidade, fazendo com que cada dia tenha sua singularidade e que vários deles sejam inesquecíveis;

Ao professor/amigo João Amorim, por todo apoio dentro e fora de sala de aula, todos os conselhos, todo o carinho;

Aos funcionários da UAST, em especial a Andrea, Aline, Dona Joaquina, Lucimar e Seu Cícero, Por ser aquelas pessoas que são Luz em nossos caminhos.

Muito Obrigada!

SUMÁRIO

LISTA DE ABREVIATURAS E SIMBOLOS.....	i
LISTA DE TABELAS	iii
LISTA DE FIGURAS	iv
RESUMO	vii
ABSTRACT.....	viii
1. INTRODUÇÃO	17
2. REFERENCIAL TEÓRICO	19
2.1. Início da Viticultura Tropical Brasileira	19
2.2. Importância Econômica da Viticultura no Semiárido	19
2.3. Salinização dos Solos	20
2.4. Efeito da Salinidade Sobre as Plantas	22
2.5. Atividade Fotoquímica.....	23
2.6. Efeitos da Salinidade na Atividade Fotoquímica	24
2.7. Utilização de Porta-enxerto na Resistência a Estresses em Plantas	25
3. OBJETIVOS	27
3.1. Objetivo Geral.....	27
3.2. Objetivos Específicos.....	27
4. MATERIAL E MÉTODOS	27
4.1. Material Vegetal e Condições de Crescimento	27
4.2. Tratamento Salino	29
4.3. Medidas de Fluorescência de Clorofila <i>a</i>	30
4.4. Curva de Fotossíntese em resposta a Luz.....	31
4.5. Potencial da Água da Folha (Ψ_w)	31
4.6. Biometria do Caule e Raíz	32
4.7. Determinação da Massa Seca	32
4.8. Delineamento Experimental e Análise Estatística.....	32
5. RESULTADOS E DISCUSSÕES	33
5.1. Análise das Modificações Morfológicas	33
5.2. Massa Seca	36
5.3. Avaliação das Características Fisiológicas.....	37
5.3.1. Potencial hídrico foliar (Ψ_w).....	37
5.4. Fluorescência da Clorofila <i>a</i>	38

5.4.1.	Rendimento quântico potencial.....	38
5.4.2.	Queenching não fotoquímico	39
5.4.3.	Quenching fotoquímico.....	41
5.4.4.	Eficiência do fotossistema II (ϕ PSII).....	42
5.4.5.	Taxa de transporte de elétrons (ETR).....	43
5.4.6.	Fluorescência inicial (F0) e fluorescência máxima (Fm).....	44
5.5.	Curva de fotossíntese (A) em relação a luz.....	47
6.	CONCLUSÃO	49
7.	BIBLIOGRAFIA CITADA.....	50

LISTA DE ABREVIATURAS E SIMBOLOS

A – Taxa de fotossíntese líquida

ATP- Adenosina trifosfato

CE - Condutividade elétrica

CODEVASF- Companhia de desenvolvimento dos Vales do São Francisco e do Paraíba

CONAB- Companhia Nacional de Abastecimento

dS . m⁻¹ – Decisiemens por metro, unidade de condutividade elétrica

DFFF – Densidade de fluxo de fótons fotossinteticamente ativos

EMBRAPA- Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária

EROS – Espécies reativas de oxigênio

ETR - Taxa de transporte de elétrons

ECs - Condutividade elétrica do extrato de saturação

EAL - Estado adaptado à luz

F_o - Fluorescência mínima em plantas aclimatadas ao escuro

F_m - Fluorescência máxima em plantas aclimatadas ao escuro

F_o' - Fluorescência mínima em plantas aclimatadas a luz

F_m'- Fluorescência máxima em plantas aclimatadas a luz

F_v/F_m - Eficiência quântica potencial

IAC – Instituto Agronômico de Campinas

mM – Milimolar

MS- Massa seca

MF- Massa fresca

NADPH – Nicotinamida adenina dinucleotídeo fosfato

NPQ – Quenching de dissipação não fotoquímico

PSI - Fotossistema I

PSII - Fotossistema II

PAR - Radiação fotossinteticamente ativa

qP - Quenching de dissipação fotoquímico

QA - Quinona a

Ψ_w - Potencial da água da folha

$\Delta F/F_m'$ - Eficiência quântica atual do fotossistema II

$\mu\text{mol de fótons m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ - Micromol de fótons por metro quadrado por segundo(DFFF)

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1.** Comprimento de caule e raiz de mudas de videira Itália enxertadas sobre os porta-enxertos Itália (auto-enxertia) e IAC 572, submetidas à salinidade (0, 50 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em câmara de crescimento sob condições controladas (FITOTRON).....33
- Tabela 2.** Massa seca de folha, caule e raiz de mudas de videira Itália enxertadas sobre os porta-enxertos Itália (auto-enxertia) e IAC 572, submetidas à salinidade (0, 50 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em câmara de crescimento sob condições controladas (FITOTRON) 37
- Tabela 3.** Fluorescência mínima (F0) e Fluorescência Máxima (Fm) em folhas adaptadas ao escuro de mudas de videira Itália enxertadas sobre os porta enxertos Itália (auto-enxertia) e IAC 572 submetidas a salinidade (0, 50 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em câmara de crescimento (FITOTRON) sob condições controladas.45

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1.** Esquema de ganho e uso de energia de uma planta cultivada sob estresse salino. Adaptação do conceito de Millar, A. H. e Lambers, H., baseado em dados e no raciocínio de Amthor (2000) e Van der Werf et al., (1988). 25
- Figura 2.** Chegada e transplante de mudas enxertadas de videira. Letras destacadas representam: (A) chegada das mudas enxertadas à casa de vegetação; (B) transplante das mudas para vasos de polietileno de 2,5 L. 28
- Figura 3.** Transferência das mudas para a câmara climática FITOTRON (SGC 120). Letras destacadas representam: (A) transferência das mudas de videira para a câmara climática; (B) lado externo da câmara climática FITOTRON (SGC 120), equipamento no qual o experimento com videiras enxertadas foi realizado. 29
- Figura 4.** Pré-aclimação de folhas isoladas de videira enxertada para as medidas de atividade fotoquímica. 30
- Figura 5.** Determinação do potencial hídrico foliar de videiras submetidas a diferentes concentrações salinas. 32
- Figura 6.** Aspecto visual de mudas de videira da variedade Itália enxertada sobre os porta-enxertos: IAC 572 e Itália, submetidas a tratamento salino (0, 50 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em condições de câmara climatizada (FITOTRON). 34
- Figura 7.** Efeitos visíveis (clorose e necrose foliar) de danos causados pelo do sal, em mudas submetidas às concentrações de 50 e 100 mM de NaCl durante 25 dias, em condições de câmara de crescimento (FITOTRON). 36
- Figura 8.** Mudanças do potencial hídrico em mudas enxertadas de videiras enxertadas da variedade Itália enxertadas sobre os porta-enxertos Itália (auto-enxertia) e IAC

572, submetidas à salinidade (0, 50 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em câmara de crescimento sob condições controladas (FITOTRON). 38

Figura 9. Eficiência quântica potencial no PSII (Fv/Fm) em folhas de mudas de videira enxertadas com a variedade Itália sobre os porta-enxertos Itália (auto-enxertia) e IAC 572 submetidas a tratamento salino (0, 50 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em condições de câmara climatizada (FITOTRON). 39

Figura 10. Quenching não fotoquímico (NPQ) em folhas de mudas de videira enxertadas com a variedade Itália sobre os porta-enxertos Itália (auto-enxertia) e IAC 572, submetidas a tratamento salino (0, 50 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em condições de câmara climatizada (FITOTRON). 40

Figura 11. Quenching fotoquímico (qP) em folhas de mudas de videiras enxertadas com a variedade Itália sobre os porta-enxertos Itália (auto-enxertia) e IAC 572, submetidas a tratamento salino (0, 50 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em condições de câmara climatizada (FITOTRON). 42

Figura 12. Rendimento quântico efetivo do fotossistema II (ϕ PSII) em folhas de mudas de videira enxertadas com a variedade Itália sobre os porta-enxertos Itália (auto-enxertia) e IAC 572 submetidas a tratamento salino (0, 50 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em condições de câmara climatizada (FITOTRON). 43

Figura 13. Taxa de transporte de elétrons (ETR) em folhas de mudas de videira enxertadas submetidas a tratamento salino (0, 50 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em condições de câmara climatizada (FITOTRON). 44

Figura 14. Fluorescência mínima (Fo') em folhas adaptadas a luz, em folhas de videira Itália enxertadas sobre os porta enxertos: Itália e IAC 572, submetidas a salinidade (0, 50 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em câmara de crescimento (FITOTRON) sob condições controladas. 46

Figura 15. Fluorescência máxima (F_m') em folhas adaptadas a luz, em folhas de videira Itália enxertadas sobre os porta enxertos: Itália e IAC 572, submetidas a salinidade (0, 50 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em câmara de crescimento (FITOTRON) sob condições controladas.....47

Figura 16. Curva de fotossíntese (A) em relação a luz, em folhas de videira Itália enxertadas sobre os porta-enxertos: Itália e IAC 572, em plantas do tratamento salino (0 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em câmara de crescimento (FITOTRON) sob condições controladas.....48

NUNES, Adriana da Silva. Influência do Porta-Enxerto na Eficiência da Atividade Fotoquímica em Mudas Enxertadas de Videira Submetidas ao Estresse Salino, 2019. 57p. Monografia (Graduação em Agronomia) – Universidade Federal Rural de Pernambuco/ Unidade Acadêmica de Serra Talhada, Pernambuco, Brasil.

RESUMO

O acúmulo de íons salinos tóxicos (Na^+ e Cl^-) em plantas expostas à salinidade está associado à restrição fotossintética devido ao fechamento de estômatos e distúrbios estruturais e funcionais nos fotossistemas, afetando a atividade fotoquímica. A análise da dinâmica de emissão de fluorescência da clorofila fornece informações importantes acerca de distúrbios que efetivamente limitam a eficiência fotoquímica. Diante deste contexto, o presente estudo tem como objetivo avaliar os efeitos do porta-enxerto nas mudanças da atividade fotoquímica em mudas enxertadas de videira submetidas ao estresse salino. O experimento foi realizado na Universidade Federal Rural de Pernambuco/Unidade Acadêmica de Serra Talhada. As mudas de videira, variedade Itália enxertada sobre os porta-enxertos Itália (auto-enxertia) e IAC 572 (enxerto/porta-enxerto: Itália/Itália e Itália/IAC 572) foram submetidas à salinidade pela adição de NaCl (0, 50 e 100 mM) na solução nutritiva por 25 dias, em câmara de crescimento artificial (FITOTRON – Modelo SGC 120). Ao final do tratamento salino, foi mensurado o potencial hídrico e realizado o estudo de fotossíntese por meio de curvas de assimilação de CO_2 (A/C_i) e atividade fotoquímica em resposta à luz. Em seguida, as plantas foram coletadas e mensurada a massa seca de raízes, caules e folhas. O delineamento adotado foi o DIC em fatorial 2 x 3, duas combinações de enxerto/porta enxerto (Itália/Itália, Itália/IAC 572) e três doses de NaCl (0, 50 e 100 mM) com três repetições. Para análise dos dados, utilizou-se a estatística descritiva. As mudas da combinação Itália/Itália apresentaram menor intensidade de sintomas de toxicidade foliar, em relação à combinação Itália/IAC 572, quando expostas à salinidade. As duas combinações de Enxerto/porta-enxerto se adaptaram as condições de salinidade, de forma a reduzir os impactos causados, pelo tratamento salino. As mudas provenientes da auto-enxertia da Itália apresentaram maiores valores de NPQ, quando submetida ao tratamento de máxima salinidade, representando uma maior proteção do aparato fotossintético por meio da dissipação do excesso de energia, em relação as mudas da combinação Itália/IAC 572. Por meio do qP, do ϕ PSII e da ETR foi evidenciada a maior integridade do aparato fotoquímico em mudas da combinação Itália/Itália em condições de máxima salinidade, quando comparadas à combinação Itália/IAC 572. O comportamento da curva de fotossíntese (A) em relação a luz, demonstrou que mudas da combinação Itália/IAC 572 apresentam bons resultados na ausência de salinidade. Porém são relativamente mais sensíveis ao estresse salino do que as mudas da combinação Itália/Itália. Assim, o estudo mostra que o tipo de porta-enxerto pode ser um fator determinante para a produção de plantas enxertadas de videira visando resistência a salinidade.

Palavras-chave: Salinidade, Fotossíntese, Fluorescência da clorofila, videira, Porta-enxerto.

*Comitê Orientador: Prof. Dr. Sérgio Luiz Ferreira da Silva – Universidade Federal Rural de Pernambuco/Unidade Acadêmica de Serra Talhada.

ABSTRACT

NUNES, Adriana da Silva. Influence of the Rootstock on the Efficiency of Photochemical Activity in Grafted Seedlings Vine Under Stress Saline. 2019. 57p. Monograph (Graduation in Agronomy) – Universidade Federal Rural de Pernambuco/ Unidade Acadêmica de Serra Talhada, Pernambuco, Brazil.

The accumulation of toxic saline ions (Na^+ and Cl^-) in plants exposed to salinity is associated with photosynthetic restraint due to the closure of stomata and structural and functional disturbances in the photosystems, affecting the photochemical activity. The analysis of chlorophyll fluorescence emission dynamics provides important information about disturbances that effectively limit photochemical efficiency. In this context, the present study aims to evaluate the effects of rootstocks on changes in photochemical activity in grafted seedlings of vines submitted to saline stress. The experiment was carried out at the Federal Rural University of Pernambuco / Academic Unit of Serra Talhada. The grape seedlings, Italy variety grafted on Italy rootstocks (self-grafting) and IAC 572 rootstocks (graft / rootstock: Itália/Itália and Itália /IAC 572) were subjected to salinity by the addition of NaCl (0, 50 and 100 mM) in the nutrient solution for 25 days in a artificial growth chamber (FITOTRON - Model SGC 120). At the end of the saline treatment, the water potential was measured and the photosynthesis study was performed through CO_2 assimilation curves (A / CI) and photochemical activity in response to light. The plants were then collected and the dry mass of roots, stems and leaves measured. The design adopted was the DIC in factorial 2 x 3, two combinations of grafts/rootstocks (Itália/Itália e Itália/IAC 572) and three doses of NaCl (0, 50 and 100 mM) with three replicates. Data were analyzed using descriptive statistics. Where the seedlings of the Itália/Itália combination showed lower intensity of foliar toxicity symptoms (chlorosis, dryness and necrosis), in relation to the grafts grafted on the rootstock IAC 572, when exposed to salinity. The two graft / rootstock combinations adapted the salinity conditions, in order to reduce the impacts caused. The seedlings of the Itália / Itália combination showed lower intensity of foliar toxicity symptoms than the Itália / IAC 572 combination when exposed to salinity. The two combinations of graft / rootstock adapted the conditions of salinity, in order to reduce the impacts caused, by saline treatment. The seedlings from the Itália autograft showed higher values of NPQ when submitted to the treatment of maximum salinity, representing a greater protection of the photosynthetic apparatus by means of the dissipation of excess energy, in relation to the seedlings of the combination Itália / IAC 572. By means of the qP, the PSII and the ETR, the highest integrity of the photochemical apparatus in Itália / Itália combination was demonstrated in conditions of maximum salinity, when compared to the combination Itália / IAC 572. The behavior of the photosynthesis curve (A) in relation to light, showed that changes of the Itália / IAC 572 combination show good results in the absence of salinity. However are relatively more sensitive to saline stress than the seedlings of the Italia/Italia combination. Thus, the study shows that the type of rootstock may be a determining factor for the production of grapevine grafts aiming at salinity resistance.

Key words: Salinity, Photosynthesis, Chlorophyll fluorescence, vine, rootstock.

*Advising Committee: Prof. Dr. Sérgio Luiz Ferreira da Silva – Universidade Federal Rural de Pernambuco/Unidade Acadêmica de Serra Talhada

1. INTRODUÇÃO

Dentre as frutas cultivadas com caráter comercial, no Submédio São Francisco, a uva tem destaque, haja vista ser uma das mais consumidas mundialmente. Em 2018, o Brasil importou, aproximadamente, 119,14 milhões de litros de vinhos e outros derivados da fruta. Neste mesmo ano o País exportou cerca de 4,2 milhões de litros de vinhos. (CONAB, 2019). Apresentando significativa importância econômica e social, a cultura abrange grande volume anual de negócios, gera empregos diretos e indiretos no campo, além de promover movimentação nos setores de produção industrial, partindo da produção do vinho, espumantes, suco, polpas, néctar, vinagre entre outros (MELLO; MACHADO, 2017).

Devido ao elevado nível tecnológico do setor agrícola, em 2017, a área plantada com videiras no Brasil foi de 78.028 hectares, cuja produção de uva foi a maior já registrada, em torno de 1.680.020 toneladas. Representando o estado de Pernambuco e da Bahia uma área equivalente a 11.283 hectares, responsáveis por 441,39 mil toneladas deste total (MELLO, 2018). Este aumento da produção é um reflexo dos impactos da agricultura irrigada na região. Dentre os nove polos irrigados espalhados pela região do Vale do São Francisco no projeto de irrigação Senador Nilo Coelho, o mais desenvolvido, a produção de uva abrange 64% da área (CODEVASF, 2018).

Os solos salinos sódicos são predominantes em regiões semiáridas (RIBEIRO et al., 2003), onde seu surgimento é devido a baixa precipitação, alta evaporação de superfície e intemperismo do material de origem dos solos, assim como, a irrigação de baixa eficiência, drenagem insuficiente, uso excessivo de fertilizantes e a natureza do material de origem (EMBRAPA, 2003). Sendo considerado um fator de limitação da produção agrícola por causar perdas na produção e inviabilizar as novas áreas de produção (FLOWERS, 2004; MUNNS et al., 2006; MUNNS; TESTER, 2008), este diminui o potencial hídrico da solução do solo e limita a absorção de água pelas raízes, podendo aumentar a resistência estomática e reduzir a assimilação de CO₂ (MELONI et al., 2003), assim como causar distúrbios na dinâmica fotoquímica, devida a acumulação de íons salinos tóxicos nas folhas (RENTSCH, 1996).

As reações fotoquímicas formam uma série de etapas, realizadas por quatro complexos proteicos localizados na membrana do tilacóide, constituído por dois fotossistemas (PSII e PSI), um complexo citocromo b6f e uma sintase do ATP (NELSON; YOCUM, 2006). Estes distúrbios no aparato fotossintético podem ser analisado por meio da emissão de fluorescência

da clorofila, onde não há destruição dos tecidos vegetativos, permitindo também a obtenção de importantes informações quanto às alterações que limitam a eficiência fotossintética (TAKAHASHI; BADGER, 2011; YAMAMOTO et al., 2008).

A absorção da luz em diferentes comprimentos de onda é feita por pigmentos chamados clorofila *a* e *b*, e carotenoides, quais estão presentes no complexo antena de organismos fotossintetizantes. Ao absorver determinada quantidade de energia, estas moléculas passam do seu estado basal para o estado de excitação, que devido a instabilidade do mesmo, ocorre a liberação desta energia para as demais etapas fotoquímicas, ligada a produção de ATP e poder redutor (qP), ou assumindo outras vias, como a liberação desta energia em forma de calor (NPQ), ou por meio da fluorescência da clorofila, onde neste caso, ocorre o retorno do fóton ao seu estado de origem. Devida a competição entre estes processos de dissipação fotoquímica, através das variações nas taxas de fluorescência, é possível a identificação de ausência ou presença de comprometimentos no processo de fotossíntese (BLANKENSHIP, 2017; CAMPOSTRINI, 1997).

Para a cultura da uva (*Vitis vinífera* L.) o tipo de porta-enxerto é um componente importante do sistema de produção, e deve reunir boas características que aumente a produtividade da cultura, a resistência a pragas e doenças e, sobretudo as espécies de nematóides. Além disso, o porta-enxerto deve enraizar e cicatrizar facilmente na enxertia e resistir às condições adversas de solo, tais como a baixa fertilidade, a alcalinidade, ao déficit hídrico e a elevada salinidade (LEÃO, 2014). Em citrus, foi demonstrado a capacidade de alguns porta-enxertos em aumentar a resistência à salinidade. Entretanto, para outras espécies tal resistência conferida pelo porta-enxerto depende de interações fisiológicas complexas com o enxerto, as quais ainda não são compreendidas (SANTA-CRUZ et al., 2002). Os estudos com porta-enxertos de uva, apesar de ainda limitados, já indicam a existência de variabilidade genética em videiras associada com a resistência ao estresse salino, o que ocorre principalmente em função da capacidade de exclusão de íons tóxicos (Na^+ e Cl^-) dos tecidos da planta (GONG et al., 2011).

Dessa forma, estudos que possam contribuir na elucidação de mecanismos fisiológicos envolvidos com o papel do porta-enxerto na resistência a salinidade em plantas enxertadas de videira, podem auxiliar na identificação e uso de genótipos com maior capacidade de aclimação ao cultivo em áreas propensas a salinização, como aquelas do semiárido brasileiro.

2. REFERENCIAL TEÓRICO

2.1. Início da Viticultura Tropical Brasileira

A introdução da videira no Brasil data de 1532, com a chegada da expedição colonizadora portuguesa, na então capitania de São Vicente, hoje Estado de São Paulo. Estas mudas, que apresentavam qualidade *Vitis vinifera* não frutificaram devido ao clima e solo da região inadequados para seu cultivo (VINHOS DO BRASIL, 2019). A partir desse ponto e através de introduções posteriores, ocorreu a expansão da viticultura para outras regiões do país, sempre com cultivares de *Vitis v.* procedentes de Portugal e Espanha até o século XIX (BOTELHO; PIRES, 2009).

Com o surgimento de muitas doenças fúngicas no campo seu cultivo ficou estagnado, até a chegada de fungicidas sintéticos, em meados do século XX. A inserção deste insumo abriu espaço para a chegada das videiras europeias, que ganharam expressão com o cultivo para vinhos nas regiões Sul e Sudeste, onde sua produção foi restrita até a década de 1960. Até dado momento a viticultura apresentava características de clima temperado, com apenas um ciclo vegetativo anual seguido de um período de pousio, referente à redução da temperatura no inverno. Só então, na década de 60 a partir do cultivo da uva “Itália” na região do semiárido Nordestino, no Vale do submédio São Francisco, que então foi marcado o início da viticultura tropical brasileira (WENDLER, 2009).

A delimitação do Vale do São Francisco abrange parte dos estados da Bahia e Pernambuco. Devido o clima tropical semiárido, que é representado pela expressão de dias e noites quentes e seca moderada a subúmida, a produção de uvas no Vale pode ser programada pelo viticultor, apresentando o potencial de ocorrer ao longo dos doze meses do ano (TONIETTO; FALCADE, 2018).

2.2. Importância Econômica da Viticultura no Semiárido

Devido ao elevado nível tecnológico do setor, em 2017, a área plantada com videiras no Brasil foi de 78.028 hectares, 0,67% inferior em relação no ano anterior. Entretanto, a produção de uva foi a maior já registrada, em torno de 1.680.020 toneladas. Sendo o estado de Pernambuco e Bahia responsáveis por 441,39 mil toneladas deste total (MELLO, 2018).

Abrangendo assim, grande volume anual de negócios como uma das principais frutas na pauta de exportação e importação, a viticultura irrigada é a atividade agrícola que proporciona a maior geração de empregos no Polo Petrolina-PE/Juazeiro-BA, gerando até cinco empregos por hectare/ano (SILVA; CORREIA, 2010). Apesar da inovação tecnológica aplicada a produção, considera-se ainda a média de dois empregos diretos gerados por hectare no campo e quatro empregos indiretos, estimando-se que a vitivinicultura nesta região gera mais de 72 mil ocupações diretas ou indiretas por ano (EMBRAPA, 2010), apresentando como produtos as uvas de mesa, vinho, espumantes, suco, polpas, néctar, vinagre entre outros (EMBRAPA, 2017).

De modo geral, a produção brasileira de uva para mesa, visa o atendimento do mercado local e nacional. Devido, principalmente, ao aumento do consumo da fruta e seus derivados, no ano 2018, o país importou, aproximadamente, 119,14 milhões de litros de vinhos e outros derivados da uva de países como o Chile (43,2%), Portugal (15,0%), Argentina (13,4%), Itália (10,3%) e França (7,0%). E devido a desvalorização do real, neste mesmo ano, o mesmo exportou cerca de 4,2 milhões de litros de vinhos, um aumento de 26,6%, quando comparado ao volume registrado em 2017; sendo este o terceiro ano seguido com aumentos nas exportações brasileiras de vinho (CONAB, 2019).

Os produtos para a exportação são originados de produções localizadas no Vale do Submédio São Francisco, região que apresenta a atuação de grandes empresas do setor agrícola. Para as demais regiões viticultoras do país, a produção de uvas de mesa, fica inserida na agricultura familiar, em pequenas propriedades rurais (EMBRAPA, 2016).

Para obtenção de uma boa produtividade, a cultura da videira deve ter seu desenvolvimento sob condições de baixa umidade climática, repercutindo em menor incidência de doenças, e reduzidos eventos de precipitação, que refletem em menor impacto sobre a qualidade do produto. Sendo ideal a utilização da irrigação para suprir as necessidades hídricas de cada fase fenológica da cultura (TEIXEIRA et al., 2012).

2.3. Salinização dos Solos

Ribeiro et al., (2003) em suas pesquisas, constatam que no Brasil os solos salinos sódicos tem ocorrência no Rio Grande do Sul, na região Pantanal Matogrossense e, predominantemente no Semiárido Nordeste. Partindo deste pressuposto, com ênfase para a região semiárida brasileira, onde há um intenso processo de salinização e sodicidade, devido à

baixa precipitação, alta evaporação de superfície e intemperismo de rochas nativas, há um somatório de preocupações quanto a aceleração destes processos por meio da irrigação de baixa eficiência, drenagem insuficiente e uso excessivo de fertilizantes (EMBRAPA, 2003).

O tipo predominante de rochas que origina o solo desta região pode liberar vários tipos de sais solúveis, principalmente cloretos de sódio, cálcio e magnésio, e também sulfatos e carbonatos (SZABOLCS, 1989), sendo os cloretos, elemento de solubilidade elevada e assim como o sulfato, altamente tóxicos para as espécies cultivadas e estando, estes elementos responsáveis pela salinização dos solos, principalmente em ambientes áridos e semiáridos (PEDROTTI et al., 2015).

Devido o crescimento de áreas salinizadas no mundo, o estresse salino já é considerado fator de limitação para a produtividade agrícola, causando perda em cultivos já estabelecidos ou inviabilizando a exploração de novas áreas agrícolas (FLOWERS, 2004; MUNNS et al., 2006; MUNNS; TESTER, 2008).

Há uma redução no rendimento das culturas em cerca de 50% atribuído a esse fator, que vem ameaçando a produtividade agrícola mundial (AMORIM, 2018), devido aos danos que ocasionam modificações nos aspectos morfológicos, processos fisiológicos, bioquímicos e moleculares que se fazem primordiais para a homeostase celular (SHAHBAZ; ASHRAF, 2013; SUZUKI et al., 2015). Entretanto, os efeitos da salinidade dependem de um conjunto de fatores como espécie, cultivar, tipos de sais, intensidade e duração do estresse salino, manejo cultural e da irrigação e condições edafoclimáticas (TESTER; DAVÉNPORT, 2003).

Para ser considerado salino, um solo deve apresentar a condutividade elétrica (CE) do extrato de saturação (ECs) na zona radicular, que exceda 4 dS m^{-1} (aproximadamente 40 mM de NaCl) a temperatura ambiente (25°C) e apresentar sódio trocável a 15% (JAMIL et al., 2011; MUNNS, 2005).

Em virtude do intenso crescimento populacional levar a uma provável expansão das fronteiras agrícolas, as áreas salinizadas estão aumentando a uma taxa de 10% anualmente. Jamil et al., (2011) estimam que mais de 50% das terras agricultáveis estejam salinizadas até 2050, o que impacta na produção agrícola, pois as plantas mais importantes economicamente são glicófitas, ou seja, são sensíveis à salinidade e apresentam redução em seu desenvolvimento com a presença de baixas concentrações salinas (CHEESEMAN, 2015; MUNNS; TESTER, 2008). Isto é devido a salinidade acometer não apenas a problemas na estrutura física do solo, como também a sua composição química, afetando o balanço e a disponibilidade de nutrientes e a fertilidade do substrato (HOGARTH, 2015).

2.4. Efeito da Salinidade Sobre as Plantas

Respostas predominantes quanto ao estresse salino dependem tanto das características do estresse, quanto da severidade, duração, número de exposição e combinação de estresses, ou até mesmo das características específicas da planta, como o genótipo, estágio de desenvolvimento da planta ou do tecido em questão (MUNNS; GILLIHAM, 2015).

Como descreve Amorim (2018) a maiorias das espécies cultivadas demonstram-se sensíveis à salinidade, e apresentam diversos distúrbios em seu metabolismo quando submetidas a condições salinas, que refletem diretamente no desenvolvimento da planta, produtividade e rendimento. Esses distúrbios comprometem o funcionamento celular, resultando na redução do seu crescimento, podendo levar a morte da planta. Tais danos celulares vem em resposta de duas fases das plantas quando sob efeitos da salinidade ao longo do tempo: a fase osmótica e a fase iônica .

O estresse salino prejudica a fisiologia das plantas à níveis celulares através do estresse osmótico e iônico (SILVEIRA et al., 2010); estando o estresse osmótico ligado ao estresse salino, pois o estresse por salinidade envolve excessivas concentrações de íons de sódio que limitam o transporte de água na planta (HSIAO, 1986; JOSET et al., 1996; MUNNS, 2002). Nessa fase, o sal limita o turgor celular dos tecidos vegetais, afetando a expansão das folhas crescentes, o surgimento de folhas novas e o desenvolvimento dos botões laterais, causando conseqüentemente reduções nas taxas de crescimento (MUNNS; TESTER, 2008).

Ocorrendo em seguida a fase iônica, de forma um pouco mais tardia, porém gradativa, que se dá devido ao excesso de Na^+ e Cl^- acumulados que pode chegar a concentrações tóxicas, principalmente para folhas que já atingiram a expansão total e assim perderam a capacidade de excluir estes elementos (MUNNS; TESTE, 2008), ocorrendo também a redução na absorção de outros nutrientes, como o K^+ , Ca^{2+} e o Mg^{2+} (BALL; CHAW; ANDERSON, 1987; HASEGAWA et al., 2000).

Além disso, pode causar interferência na absorção de NO_3^- e na osmorregulação, resultante da concentração de Cl^- no meio de crescimento, afetando os processos fisiológicos e bioquímicos dependentes de K^+ , como a abertura estomática, a respiração, a síntese de proteínas e a eficiência fotossintética, por haver um aumento da concentração de Na^+ nos

tecidos foliares, em virtude da similaridade físico-química entre esses íons (APSE; BLUMWALD, 2007; MAATHUIS; AMTMANN, 1999; WHITE; BROADLEY, 2001).

2.5. Atividade Fotoquímica

A eficiência do processo de fotossíntese envolve a relação entre as reações de luz (atividade fotoquímica) e as de fixação de carbono (Ciclo de Calvin). As reações fotoquímicas formam uma série de etapas, que são realizadas por quatro complexos proteicos localizados na membrana do tilacóide, abrangendo os dois fotossistemas (PSII e PSI), um complexo citocromo b6f e uma sintase do ATP (NELSON; YOCUM, 2006).

A energia dos fótons de luz absorvidos pelos fotossistemas é convertida em energia de excitação, que é necessária para induzir a separação de cargas no centro de reação (MUH et al., 2012). Essa separação de carga conduz o transporte de elétrons entre os dois fotossistemas PSII e PSI, um processo ligado a geração de NADPH e ATP (NELSON; BEN-SHEM, 2004). Assim, os complexos nas membranas dos tilacóides atuam em série para resultar na produção de energia química, que será usada na fixação de carbono durante as reações no Ciclo de Calvin (KOURIL et al., 2012; NEVO et al., 2012).

As plantas superiores apresentam o mesófilo foliar como o tecido fotossintético mais ativo, em que as células que se situam nesta região apresentam muitos cloroplastos, os quais apresentam pigmentos verdes responsáveis pela captação de luz, chamados clorofila (BLANKENSHIP, 2017).

As clorofilas *a* e *b*, são pigmentos que absorvem a luz em comprimento de onda de aproximadamente 550 nm, são os mais presentes em plantas de coloração verde. Entretanto, no complexo antena de organismos fotossintetizantes também se fazem presente os carotenóides, pigmentos que apresentam bandas de absorção na região dos 400 a 500 nm, apresentando uma coloração alaranjada (BLANKENSHIP, 2017).

Como afirma Campostrini (1997) a luz é uma partícula denominada fóton, onde cada unidade contém uma quantidade de energia chamada quantum, representando a luz solar uma chuva de fótons de diferentes frequências. Ao absorver esta energia luminosa (fótons), as moléculas de clorofila *a* alteram temporariamente suas configurações eletrônicas, passando do estado basal para um estado de excitação (nível de energia mais elevado), estado este de maior instabilidade e curta duração ($\approx 10^{-9}$ s). Em conformidade com estudos de Campostrini

(1997) o pesquisador Blankenship (2017) afirma que após absorverem a energia dos fótons, os pigmentos dissipam esta por quatro rotas alternativas de desexcitação:

- Fotoquímica: a energia do estado excitado provoca a ocorrência de reações químicas. Onde esta energia é usada para formação do poder redutor e da molécula de ATP, os quais serão utilizadas na fase bioquímica do processo fotossintético. Representada pelo *quenching* fotoquímico (qP);
- Transferência de energia: a clorofila pode transferir a energia para outra molécula;
- Conversão em calor: o pigmento excitado retorna ao seu estado-base pela conversão direta de energia em calor. Representando o *quenching* não-fotoquímico (NPQ) e
- Fluorescência: neste caso a clorofila excitada reemite um fóton, retornando a seu estado-base. Quando isto ocorre, o comprimento de onda da fluorescência é mais longo (e com menor energia) que o comprimento durante a absorção, pois parte da energia é convertida em calor antes da emissão do fóton fluorescente.

Estes processos de dissipação de energia luminosa pelas moléculas de clorofilas são competitivos, ou seja, no caso de alterações nas taxas fotossintéticas ou na dissipação de calor haverá alterações também na emissão de fluorescência. Sendo assim variações nas taxas de fluorescência, pode mostrar a ausência ou presença de comprometimentos no processo de fotossíntese (CAMPOSTRINI, 1997).

2.6. Efeitos da Salinidade na Atividade Fotoquímica

Entre os estresses abióticos, a salinidade e a seca são os principais fatores que reduzem a produtividade das culturas no mundo. Dessa forma, estão também entre os principais causadores de problemas no sistema fotoquímico das plantas, sendo a salinidade o principal problema para as regiões semiáridas (SALAZAR, 2016).

Em geral, a fotossíntese é um dos primeiros processos a serem afetados pelo estresse salino. O processo pode ser afetado de forma direta, através da redução do CO₂ disponível, devida a redução da abertura estomática, sendo este o primeiro estímulo da planta ao sofrer algum estresse (AMORIM, 2018). No geral, o estresse salino pode afetar os processos fotossintéticos, o que resulta em uma redução da área foliar, teor de clorofila, condutância estomática e pela diminuição da eficiência do fotossistema II (NETONDO et al., 2004).

Isto se dá devido ao investimento energético da planta quando exposta a salinidade (Fig.1).

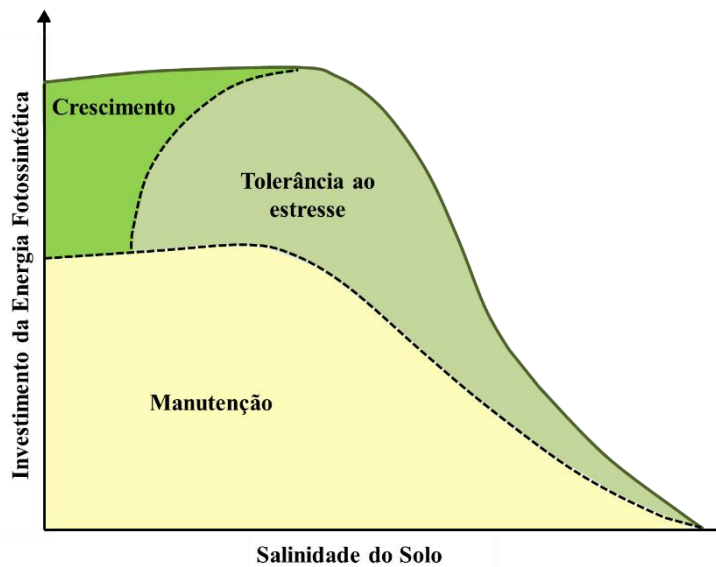


Figura 1. Esquema de ganho e uso de energia de uma planta cultivada sob estresse salino. Adaptação do conceito de Millar, A. H. e Lambers, H., baseado em dados e no raciocínio de Amthor (2000) e Van der Werf et al., (1988).

Segundo Munns e Gilliam (2015) a energia proveniente da fotossíntese em plantas expostas a salinidade é utilizada na produção de biomassa, crescimento e mecanismos de tolerância ao estresse salino, cuja maior proporção energética investida vai para a manutenção da biomassa através da síntese de proteínas, lipídios e carboidratos, e manutenção do gradiente de íons. Entretanto as prioridades para o investimento de energia proveniente da fotossíntese podem mudar a depender do nível do estresse. Em que quanto maior o estresse a pequena proporção energética investida em crescimento, é desviada para a ativação dos mecanismos de tolerância ao sal, estagnando o crescimento, pois o ganho de energia equivale ao gasto energético com manutenção da biomassa e ativação de mecanismos de tolerância ao estresse (AMTHOR, 2000; VAN DER WERFET et al., 1988).

2.7. Utilização de Porta-enxerto na Resistência a Estresses em Plantas

Os mecanismos associados à exclusão foliar de Na^+ e Cl^- incluem desde a seletividade radicular para absorção até a restrição da transferência para a parte aérea (MAATHUIS; AMTMANN, 1999). Entretanto, nem todas as espécies, de importância econômica, apresentam tais características, o que acarretou no aumento de pesquisas com porta-enxertos nos últimos anos.

Segundo pesquisadores da Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (2014), a enxertia é o método de propagação vegetal, no qual é feita a junção de tecidos de plantas

distintas, objetivando a exploração das características de cada segmento, o que torna o segmento inferior (porta-enxerto), responsável por dar suporte, pela absorção de água e nutrientes, assim como, adaptar a planta as condições de substrato e proteger a copa, que se refere ao segmento responsável pela produção.

A adoção da enxertia reduziu a toxicidade iônica nos tecidos foliares e foram essenciais para a resistência ao estresse salino em roseira, porta-enxertos de citros, tomateiro e videira (ESTAÑ et al., 2005; GARCÍA-SÁNCHEZ et al., 2002; PARANYCHIANAKIS; ANGELAKIS, 2008; WAHOME et al., 2001). A utilização de porta-enxertos excludores de íons salinos tóxicos pode resultar no surgimento de plantas enxertadas com maior resistência à salinidade, desde que o genótipo apresente variabilidade genética quanto ao caráter excludor desses íons (ASHRAF; AHMAD, 2000).

O porta-enxerto é um componente muito importante para a cultura da uva (*Vitis vinífera* L.), pois apresenta caracteres que são favoráveis ao desenvolvimento da planta quando cultivada no campo, favorecendo tanto a produtividade, como a qualidade dos frutos e demais produtos derivados da videira (GRANGEIRO; LEÃO; SOARES, 2002; YAMAMOTO et al., 2011).

Referente aos porta-enxertos nas regiões tropicais, o ‘IAC 313 Tropical’, ‘IAC 572’ e ‘IAC 766 Campinas’ são os mais difundidos. O IAC 313 foi base do desenvolvimento da viticultura tropical no Vale do São Francisco, Jales e Pirapora. Entretanto, a partir da década de 1990 a maioria dos novos vinhedos, em todas as áreas tropicais de produção brasileiras, foi implantada com o IAC 572 (CAMARGO; TONIETTO; HOFFMANN, 2011).

Com o uso da fluorescência como um método de medição não destrutiva, revelando mais detalhadamente alterações que podem ser ocasionadas pela presença de sais, durante o desenvolvimento das plantas de videira; é possível encontrar a melhor combinação porta-enxerto/enxerto, conforme os mecanismos de exclusão que podem surgir. Isso ditaria a melhor escolha para a produção em áreas salinizadas ou que apresentam riscos de salinização.

3. OBJETIVOS

3.1. Objetivo Geral

Avaliar o efeito do genótipo do porta-enxerto na modulação de alterações da atividade fotoquímica em mudas enxertadas de videira quando submetidas à salinidade.

3.2. Objetivos Específicos

Avaliar a influência do porta-enxerto em distúrbios da atividade fotoquímica em plantas enxertadas de videira cultivadas na ausência e presença de salinidade (50 e 100 mM de NaCl), por meio de curvas de indução fotossintética baseado na dinâmica dos seguintes parâmetros fotoquímicos e não fotoquímicos:

- Taxa aparente de transporte de elétrons (ETR);
- Eficiência quântica potencial do PSII (F_v/F_m);
- Eficiência quântica atual do PSII ($\Delta F/F_m'$);
- Quenching fotoquímico (qP) e não fotoquímico (NPQ);
- Fluorescência mínima (F_o), máxima (F_m) em plantas aclimatadas ao escuro;
- Fluorescência mínima (F_o'), máxima (F_m') em plantas aclimatada a luz;
- Outros parâmetros de fluorescência que apresentar significância para a análise.
- Curva de assimilação de CO_2 em relação a luz.
- Potencial hídrico foliar;
- Biometria de Caule e Raíz e
- Determinação da massa seca.

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1. Material Vegetal e Condições de Crescimento

O experimento foi realizado no programa de Pós-Graduação em Produção Vegetal, da Universidade Federal Rural de Pernambuco/Unidade Acadêmica de Serra Talhada. A

variedade IAC 572 resultante do cruzamento de 101-14 MGT (*Vitis riparia* x *Vitis rupestris*) x *Vitis caribaea*, porta-enxerto mais usado no cultivo de uvas rústicas nas regiões tropicais do País; e a Variedade Itália (*Vitis v. L.*), uva de mesa, foram as utilizadas para o presente estudo. As mudas obtidas pela enxertia da variedade Itália sobre os porta-enxertos IAC 572 e Itália (combinações enxerto/ porta-enxerto: Itália/ IAC 572 e Itália/ Itália), foram adquiridas em um viveiro comercial certificado, localizado em Petrolina- PE.

As mudas foram aclimatadas em casa de vegetação durante 15 dias. Ao longo deste período foram transferidas para vasos de polietileno de 2,5L em uma mistura de vermiculita + areia (proporção 1/1) e irrigadas com solução nutritiva Hoagland e Arnon (1950) diluída ½ a cada dois dias (Fig. 2).



Figura 2. Chegada e transplante de mudas enxertadas de videira. Letras destacadas representam: (A) chegada das mudas enxertadas à casa de vegetação; (B) transplante das mudas para vasos de polietileno de 2,5 L.

Finalizada a aclimação, as plantas foram transferidas para uma câmara de crescimento artificial de plantas (FITOTRON – Modelo SGC 120), com as condições controlada de temperatura (30°C dia e 28°C noite), umidade relativa (60% dia e 65% noite), concentração de CO₂ (390±20 µmol. mol⁻¹), fotoperíodo (12 horas/12 horas) e Densidade de Fluxo de Fótons Fotossinteticamente Ativos (DFFF) média de 400 µmol fótons m⁻²s⁻¹ (Fig. 3).



Figura 3. Transferência das mudas para a câmara climática FITOTRON (SGC 120). Letras destacadas representam: (A) transferência das mudas de videira para a câmara climática; (B) lado externo da câmara climática FITOTRON (SGC 120), equipamento no qual o experimento com videiras enxertadas foi realizado.

4.2. Tratamento Salino

Decorrido um período de quatro dias para aclimação das mudas à câmara climática, dividiu-se os grupos de plantas em três condições experimentais, sendo um o controle (irrigações com solução nutritiva diluída (1/2) + 0 mM de NaCl), outro o de salinidade moderada (irrigação com solução nutritiva diluída (1/2) + 50 mM de NaCl), e o de salinidade severa (irrigação com solução nutritiva diluída (1/2) + 100 mM de NaCl). O tratamento salino teve uma duração de 25 dias em condições da câmara de crescimento. Para a aplicação da solução salina (solução nutritiva + NaCl) foi adotado um intervalo de dois dias, nos quais

estas aplicações foram intercaladas com a irrigação utilizando água e solução nutritiva diluída (1/2). Sendo as irrigações do experimento baseadas na capacidade de campo dos vasos.

4.3. Medidas de Fluorescência de Clorofila *a*

Finalizado o tratamento salino foram obtidas as características da fluorescência da clorofila *a*, com base em curvas de indução da fluorescência utilizando um fluorômetro modelo MINI-PAM-II (Photosynthesis Yield Analyzer/WALZ). As mudas de videira enxertadas (Itália/IAC 572 e Itália/Itália), submetidas à condição de salinidade (50 e 100 mM de NaCl), ou não (0 mM de NaCl), cultivadas sob luz moderada ($400 \mu\text{mol f\u00f3tons m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$), foram parcialmente aclimatadas ao escuro com as pinças específicas para tais leituras, onde uma folha foi recoberta por um período de 50 minutos antes da medição, para possibilitar a verificação da F_m , para a obtenção do F_v/F_m (Fig.4).



Figura 4. Pré-aclimação de folhas isoladas de videira enxertada para as medidas de atividade fotoquímica.

Os parâmetros de Fluorescência da clorofila estudados consistiram na:

- Eficiência na taxa de transporte de elétrons no PSII (ETR);

$$\text{ETR} = \phi_{IIe} \times \text{FFF}$$

- Eficiência quântica potencial (F_v/F_m);

$$(F_m - F_0)/F_m$$

- Eficiência quântica atual do ($\Delta F/F_m'$) do PSII;

$$Y(II) = (F_m' - F)/F_m'$$

- Quenching fotoquímico (qP) ;

$$qP = \frac{F_m' - F'}{F_m' - F_0'}$$

- Não fotoquímico (NPQ);

$$NPQ = \frac{F_m}{F_m'} - 1$$

- Fluorescência mínima (F_0) e máxima (F_m) em plantas aclimatadas a luz e
- Fluorescência mínima (F_0') e máxima (F_m') em plantas aclimatadas ao escuro.

4.4. Curva de Fotossíntese em resposta a Luz

Para estudo da atividade fotossintética após o 25º dia de tratamento salino, foram elaboradas curvas de luz através da utilização de um analisador portátil de fotossíntese (IRGA, modelo LI-6400XT, LI-COR, EUA). Dando início as medições, foram selecionadas folhas maduras e totalmente expandidas, assim como nas análises de fluorescência da clorofila. A radiação fotossinteticamente ativa (PAR) foi definida por meio de um gradiente de luz (0, 50, 100, 200, 300, 400, 800, 1000, 1600 e 2000 $\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$), iniciando pelas maiores intensidades luminosas, as reduzindo de forma linear. Os parâmetros internos na câmara do IRGA durante as leituras foram para concentração de CO_2 de 380 $\mu\text{mol mol}^{-1}$ e temperatura de 28 °C, já a quantidade de luz azul na câmara foi mantida em 10% da DFFF para maximização da abertura estomática.

4.5. Potencial da Água da Folha (Ψ_w)

O potencial da água da folha (Ψ_w) foi determinado após o 25º dia de tratamento salino, utilizando uma câmara de pressão de Scholander (Scholander et al., 1965), modelo 3035 da “Soil Moisture Equipment Corp”, Santa Bárbara, Califórnia (EUA) (Fig.5). Para tal avaliação, foram utilizadas folhas maduras e completamente expandidas, assim como na determinação da curva de fotossíntese em resposta a luz.



Figura 5. Determinação do potencial hídrico foliar de videiras submetidas a diferentes concentrações salinas.

4.6. Biometria do Caule e Raíz

Após o 25º dia de tratamento salino, com o fim das análises fotoquímicas, as mudas foram retiradas dos vasos e foi feita a biometria do caule e da raiz destas plantas, com o auxílio de fita métrica.

4.7. Determinação da Massa Seca

Seguida da biometria, as mudas foram separadas em folhas, caule e raiz, para a obtenção da massa seca. Onde esta foi obtida após a secagem deste material em estufa de circulação forçada de ar (modelo MA035/5) à temperatura de $65^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$, por 72 horas.

4.8. Delineamento Experimental e Análise Estatística

O delineamento adotado foi o DIC em fatorial 2 x 3, duas combinações de enxerto/porta enxerto (Itália/Itália, Itália/IAC 572) e três doses de NaCl (0, 50 e 100 mM) com três repetições. A descrição dos dados referentes a pesquisa se deu por meio da estatística descritiva, a partir do uso de média e desvio padrão.

5. RESULTADOS E DISCUSSÕES

5.1. Análise das Modificações Morfológicas

Para caracterizar o nível de estresse nos grupos de plantas que estavam em condições de salinidade moderada (50 mM) e extrema (100 mM), indicadores de estresse foram observados e calculados neste experimento. O primeiro destes a ser determinado foi o comprimento de caule e da raiz das mudas (Tab. 1). Os resultados demonstraram um decréscimo no tamanho das plantas expostas ao tratamento salino (Fig. 6).

Em ambas combinações foi observado um declínio no crescimento das mudas de acordo com o aumento da concentração de NaCl (Tab. 1). Em que mudas provenientes da auto-enxertia (Itália/Itália) apresentaram os maiores comprimentos de caule em condições normais e com salinidade moderada (Tab. 1). Entretanto, as mudas resultantes da combinação Itália/IAC 572 apresentaram, ao fim do tratamento salino, um maior comprimento de caule e raiz, mas com maior número de folhas com sinais de toxidez iônica, quando comparadas as da combinação Itália/Itália (Fig.6).

Tabela 1. Comprimento de caule e raiz de mudas de videira Itália enxertadas sobre os porta-enxertos Itália (auto-enxertia) e IAC 572, submetidas à salinidade (0, 50 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em câmara de crescimento sob condições controladas (FITOTRON)

Mudas	NaCl (mM)	Caule (cm)	Raíz (cm)
Itália/Itália	0	106,55±11,85	30,93±8,15
	50	81,9±15,5	28,57±6,37
	100	68,75±8,65	26,87±1,93
Itália/IAC 572	0	89,05±8,75	29,37±1,59
	50	71,05±7,55	32,07±3,50
	100	80,05±1,35	32,13±3,44

Os valores são médias de três repetições ± desvio padrão.

Estes efeitos deletérios podem ser causados por um efeito osmótico onde o aumento da concentração de sal solúvel da solução do substrato impõe uma seca osmótica na planta e um efeito tóxico, devido a concentração de íons de sódio e cloreto no tecido foliar adiando o desenvolvimento de gemas apicais, levando a uma redução do número de folhas (MARSCHNER et al., 1986; OLIVEIRA, 2006).



Figura 6. Aspecto visual de mudas de videira da variedade Itália enxertada sobre os porta-enxertos: IAC 572 e Itália, submetidas a tratamento salino (0, 50 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em condições de câmara climatizada (FITOTRON).

Revelando que as mudas da combinação Itália/IAC 572, possuem maior sensibilidade ao sal. Sensibilidade esta facilmente perceptível em folhas maduras e completamente expandidas (Fig.7), onde as plantas desenvolvidas em condições salinas apresentaram pontos cloróticos que surgiram nas bordas ou nos espaços entre as nervuras da folha, evoluindo para uma necrose do tecido, mais acentuada com a elevação do conteúdo salino na solução (Fig.7). Esta clorose e queima das folhas devido à fitotoxidez por sais, pode ser em decorrência de alterações no balanço hormonal, redução generalizada da atividade metabólica da planta e da perda da turgescência das células guarda (FERREIRA et al., 2001).

Menor intensidade de sintomas de toxicidade foliar foi observada em mudas provenientes da auto-enxertia da variedade Itália, no tratamento salino (50 e 100 mM de NaCl). As folhas já maduras, completamente expandidas, próximas a base do caule foram as que apresentaram maior suscetibilidade. De forma que, ocorreu a queda das folhas em estágios mais avançados dos sintomas, sendo a queda das folhas diretamente proporcional ao

incremento salino (Fig.7). Em que esta resposta, pode esta atrelada a função do etileno como mecanismo de proteção, excluindo partes vegetativas muito danificadas, e as altas concentrações de sais presentes nestas.

Quanto às mudas da combinação Itália/IAC 572, estas apresentaram sintomas de toxicidade foliar mais generalizada, afetando desde as folhas maduras, que se encontravam próximas a base do caule, como também, as folhas jovens que surgiam em seu ápice. Isto é resultado de toxidez causada em folhas totalmente expandidas, reduções da expansão celular em folhas jovens, causando, geralmente, uma diminuição na área foliar (MUNNS; TESTER, 2008).

Na literatura há vários registros em que plantas submetidas a diferentes níveis de salinidade, não manifestaram sintomas visuais de estresse por salinidade (CAVALCANTI et al., 2004; GARCIA et al., 2007) o que aconteceu em algumas plantas da auto enxertia da Itália/Itália. É provável que tais respostas indique que as mudas da combinação Itália/Itália concentraram uma maior quantidade de sais em suas raízes, quando comparadas as mudas da combinação Itália/IAC 572, o que explicaria, em parte, o reduzido número de sintomas foliares de estresse salino (VIECCELLI, 2014).

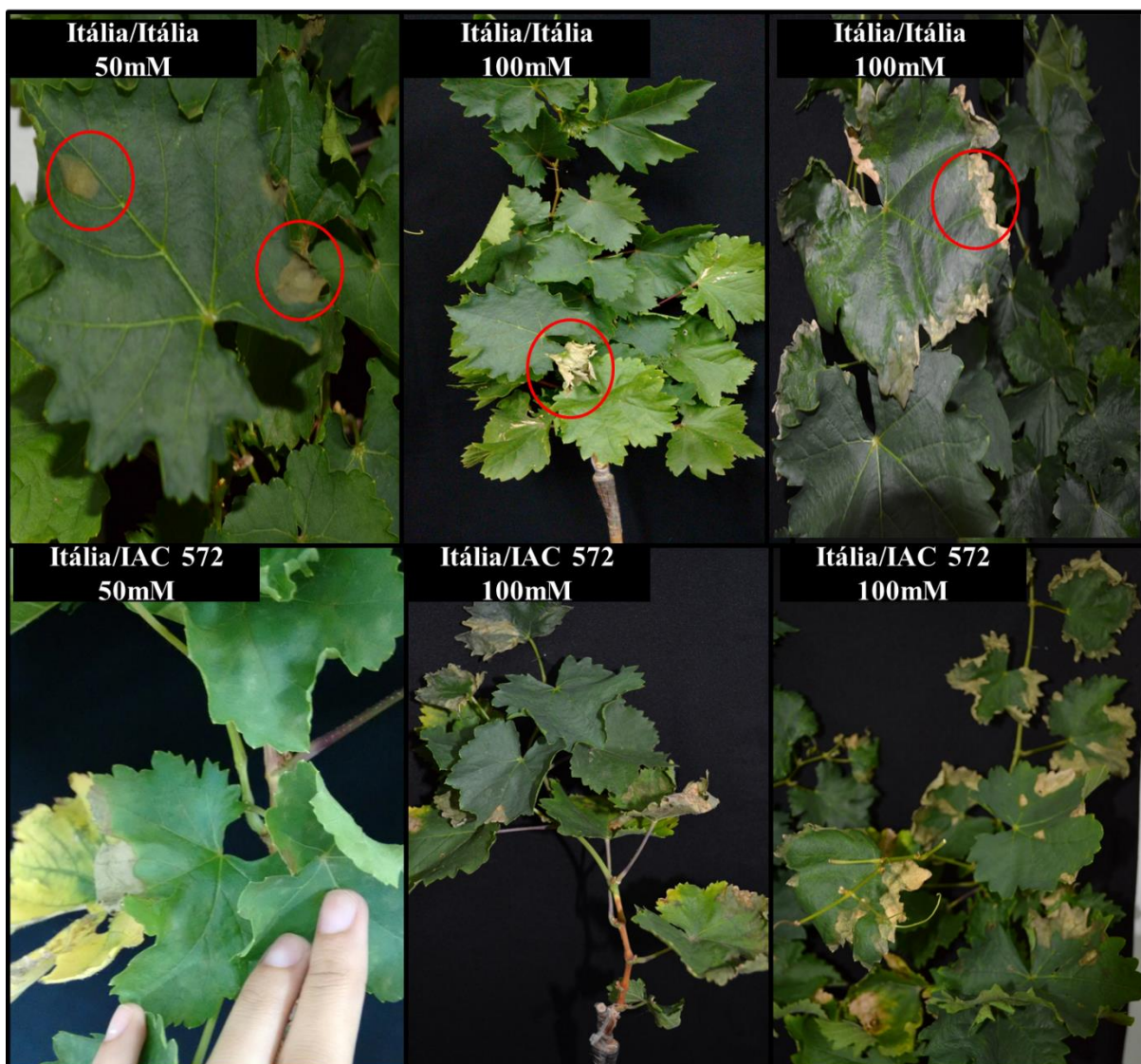


Figura 7. Efeitos visíveis (clorose e necrose foliar) de danos causados pelo do sal, em mudas submetidas às concentrações de 50 e 100 mM de NaCl durante 25 dias, em condições de câmara de crescimento (FITOTRON).

5.2. Massa Seca

Para melhor elucidar o estresse provocado pelo acréscimo das concentrações salinas nos tecidos dessas mudas de videira, foi determinada a massa seca (Tab.2). Em que para a combinação Itália/Itália a massa seca foliar não variou. Para a combinação Itália/IAC 572, o incremento dos níveis salinos proporcionou a redução da massa seca foliar, onde o tratamento de maior concentração salina (100 mM) apresentou menores resultados (Tab.2).

A massa seca de caule foi a mesma no controle e no tratamento de 50 mM, ocorrendo uma elevação desta com a máxima concentração salina na combinação Itália/Itália, diferentemente das mudas da combinação Itália/IAC 572, onde observou-se uma redução da

massa seca de caule de acordo com o incremento de máxima concentração salina (100mM)(Tab.2).

Quanto a massa seca de raiz das mudas da combinação Itália/Itália constatou-se um aumento com a elevação do nível salino, obtendo as maiores massas radiculares no tratamento de 50 mM. Comportamento semelhante pode ser observado em mudas da combinação Itália/IAC 572, onde o tratamento de concentração moderada (50 mM) apresentou os maiores valores de massa seca, e a elevação dessa concentração proporcionou a redução da mesma (Tab.2). Resultados semelhantes aos encontrados por Amorim (2018), na avaliação da variedade “Vitória” sobre quatro porta-enxertos, incluindo o IAC 572.

Tabela 2. Massa seca de folha, caule e raiz de mudas de videira Itália enxertadas sobre os porta-enxertos Itália (auto-enxertia) e IAC 572, submetidas à salinidade (0, 50 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em câmara de crescimento sob condições controladas (FITOTRON)

Mudas	NaCl (mM)	Folha (g . planta ⁻¹)	Caule (g . planta ⁻¹)	Raiz (g . planta ⁻¹)
Itália/Itália	0	4,94±1,23	8,77±0,13	2,09±0,06
	50	4,37±1,59	7,88±1,10	3,77±1,31
	100	5,21±0,13	11,23±0,86	2,6±0,18
Itália/IAC 572	0	5,45±0,04	19,55±1,44	3,21±0,09
	50	5,46±0,05	19,72±3,35	4,29±0,34
	100	3,35±0,60	14,96±0,33	2,37±0,16

Os valores são médias de três repetições ± desvio padrão.

Tais respostas corroboram com o que foi descrito por Negrão et al., (2017), que um dos indicadores de estresse é a redução do crescimento da parte aérea, alterando assim a alocação da biomassa entre a parte aérea e a raiz. Entretanto, quando submetidos a concentrações mais elevadas que 50 mM, nota-se um decréscimo em valores de massa da raiz. O que pode ser uma redução do crescimento devido ao maior investimento da energia proveniente da fotossíntese em manutenção e defesa da planta contra os efeitos da salinidade, resultando na estagnação ou redução dos tecidos (AMTHOR, 2000; VAN DER WERFET et al., 1988).

5.3. Avaliação das Características Fisiológicas

5.3.1. Potencial hídrico foliar (Ψ_w)

Para melhor relacionar o estresse provocado pelo déficit hídrico foliar, foi determinado o potencial hídrico das mesmas, em que mudas de ambas as combinações (Itália/Itália e Itália/IAC 572) reduziram seu potencial hídrico foliar a medida que a concentração salina aumentava (Fig.8). Em algumas espécies vegetais, a capacidade de diminuição do potencial hídrico foliar vem sendo associada com sua respectiva tolerância à deficiência hídrica e/ou a salinidade (MESQUITA et al., 2012).

Todavia, quando comparada às mudas da auto enxertia da variedade Itália e as mudas da combinação Itália/IAC 572, ambas apresentaram redução nos valores de potencial hídrico foliar com a elevação das concentrações salinas (Fig.7). O que pode significar que as plantas criaram um gradiente hídrico favorável com o solo, por meio do ajuste osmótico ou osmorregulação; ocorrendo o decréscimo do potencial osmótico das células, devido o acúmulo de solutos, que possibilitam o influxo da água para a planta (HELLEBUST, 1976; MUNNS, 1986).

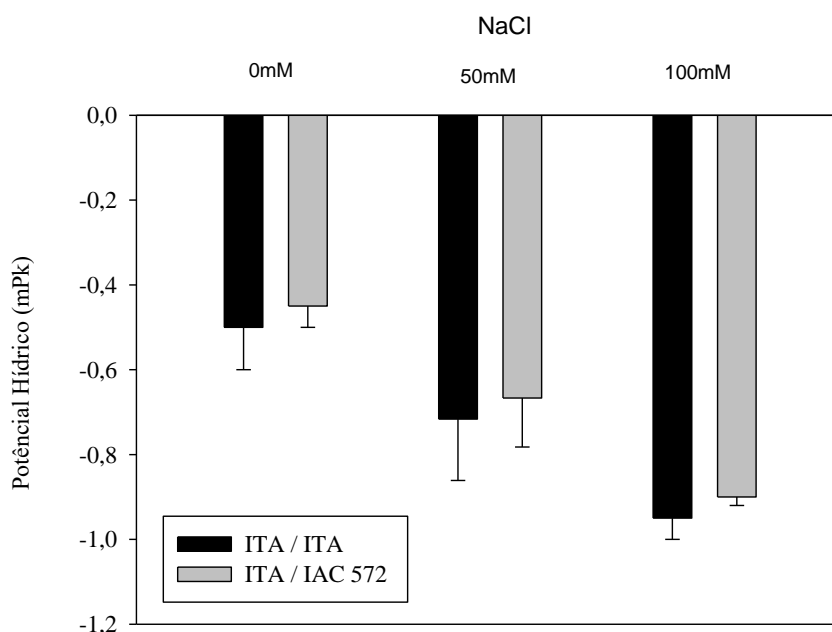


Figura 8. Mudanças do potencial hídrico em mudas enxertadas de videiras enxertadas da variedade Itália enxertadas sobre os porta-enxertos porta-enxertos Itália (auto-enxertia) e IAC 572, submetidas à salinidade (0, 50 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em câmara de crescimento sob condições controladas (FITOTRON).

5.4. Fluorescência da Clorofila *a*

5.4.1. Rendimento quântico potencial

Através da fotoquímica que nos permite estudar de maneira não destrutiva o real estado dos centros de reações no PSII (CARVALHO; WARE; RUBAN, 2015). A eficiência quântica potencial no fotossistema II, obtida pela razão Fv/Fm, foi encontrada. Este é um parâmetro usado como um indicador de sensibilidade do desempenho fotossintético da planta (TAIZ; ZEIGER, 2004).

Mudanças na relação Fv/Fm são atribuídas a mudanças na eficiência do 'quenching' não fotoquímico e, valores menores que 0,83 são indicadores de danos de fotoinibição. Os pesquisadores Bolhàr-Nordenkampf e Örquist (1993) estabeleceram o valor da relação Fv/Fm entre 0,75 e 0,85 em plantas saudáveis na ausência de estresse (biótico ou abiótico). Dessa forma, se consideradas estas relações estabelecidas por Bolhàr-Nordenkampf e Örquist (1993) e por Taiz e Zeiger (2004), como parâmetros indicadores de estresse, os valores encontrados indicam que todas as plantas de ambas as combinações, submetidas a todos os níveis salinos, não sofreram estresse. Pois as mudas apresentaram resultados semelhantes ou aproximados a 0,800 (Fig.9).

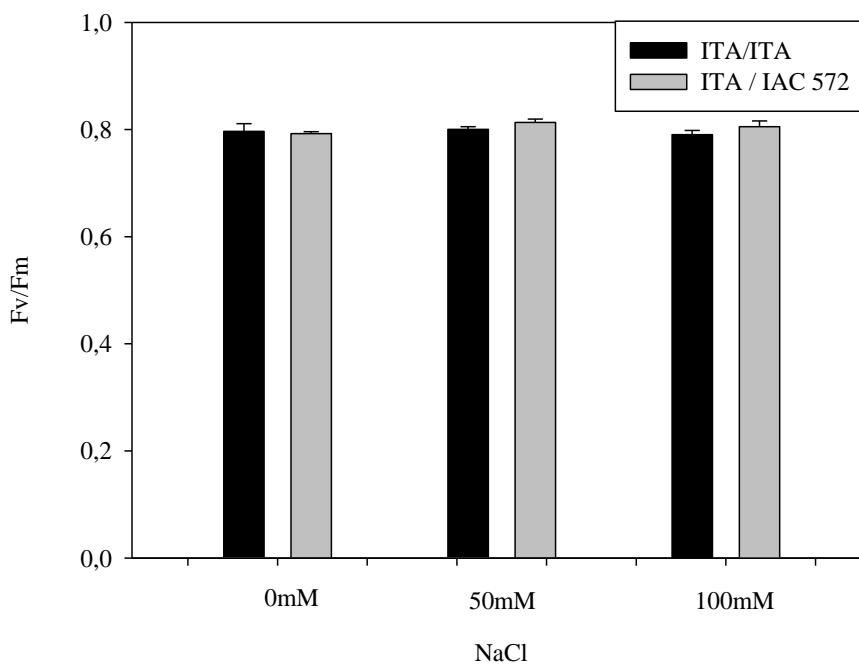


Figura 9. Eficiência quântica potencial no PSII (Fv/Fm) em folhas de mudas de videira enxertadas com a variedade Itália sobre os porta-enxertos Itália (auto-enxertia) e IAC 572 submetidas a tratamento salino (0, 50 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em condições de câmara climatizada (FITOTRON).

5.4.2. Queenching não fotoquímico

O quenching não fotoquímico (NPQ) foi amplamente induzido nos três tratamentos (Fig.10). O tratamento controle das mudas da combinação Itália/Itália, apontou um comportamento de crescimento linear dos valores de NPQ com o aumento do fluxo de fótons na câmara. As mudas do tratamento controle da combinação Itália/IAC 572 apresentaram comportamento semelhante, entretanto menores valores foram encontrados no aumento da concentração de fótons, mas esses valores encontraram estabilidade nos maiores fluxos de fótons.

A combinação Itália/Itália no tratamento salino de 50 mM (salinidade moderada) apresentou comportamento semelhante ao tratamento controle da mesma combinação, diferentemente do comportamento encontrado no mesmo tratamento salino nas mudas da combinação Itália/IAC 572, onde estas apresentaram valores de NPQ maiores.

O quenching não fotoquímico das mudas da combinação Itália/IAC 572 no tratamento de salinidade extrema (100 mM) apresentou valores semelhantes aos tratamentos controle de ambas as combinações, por outro lado, as mudas da combinação Itália/Itália deste mesmo tratamento salino denotaram os maiores valores de NPQ com o aumento do fluxo de fótons (Fig.10)

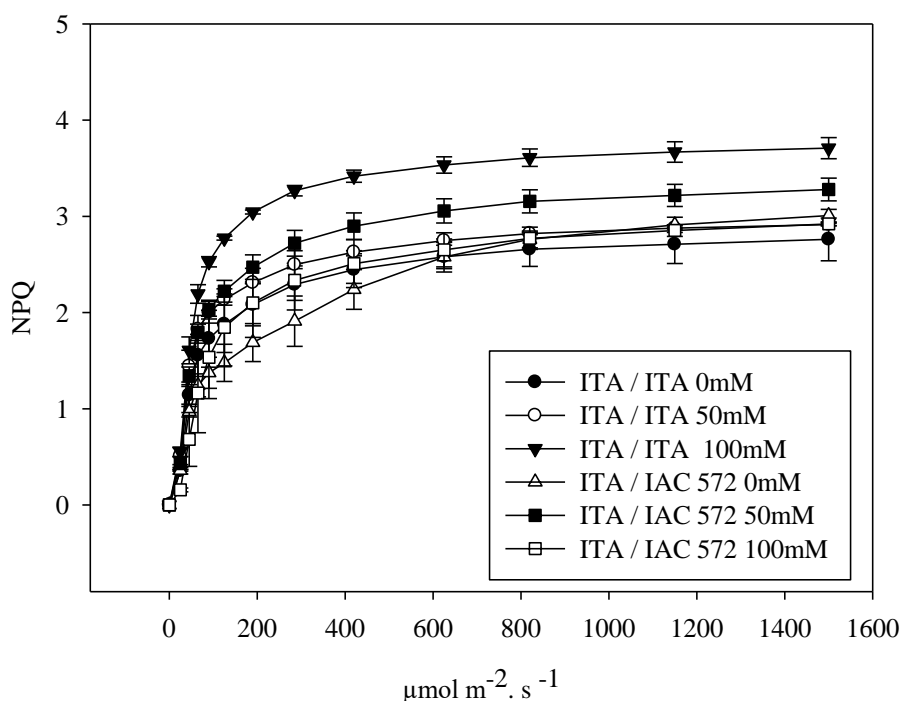


Figura 10. Quenching não fotoquímico (NPQ) em folhas de mudas de videira enxertadas com a variedade Itália sobre os porta-enxertos Itália (auto-enxertia) e IAC 572, submetidas a tratamento salino (0, 50 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em condições de câmara climatizada (FITOTRON).

O quenching não fotoquímico é responsável pela dissipação do excesso de energia absorvida no PSII, em forma de calor. Pois, a alta exposição à luz além de provocar a rápida saturação dos centros de reação fotossintética, levando a seu fechamento e reduzindo a fração energética utilizada na fotossíntese (Björkman; Demmig-Adams, 1995), pode ainda danificar o centro de reação do PSII, que promove a divisão da água e a evolução do oxigênio (Powles, 1984; Barber, 1995; Ohad et al., 1984). Podendo o excesso de luz danificar os pigmentos da antena, de forma a levar a um declínio da eficiência fotossintética, e em condições extremas, levar a morte celular fotossintética, do tecido ou organismo. Sendo assim, quanto maior o quenching não fotoquímico, maior a dissipação de energia, ou seja, maior a fotoproteção (RUBAN, 2016).

5.4.3. Quenching fotoquímico

O quenching fotoquímico (qP) representa a dissipação de energia, que é usada para a formação do poder redutor e da molécula de ATP (Trifosfato de adenosina), os quais são utilizados na fase bioquímica do processo fotossintético. Onde os resultados mostraram que as plantas do tratamento controle (0 mM de NaCl) da combinação Itália/IAC 572, se destacaram quanto a alta dissipação de energia mensurada com o aumento do fluxo de fótons (Fig.11). A combinação Itália/Itália no tratamento controle obteve valores menores, semelhante ao tratamento de sanidade moderada (50 mM) de ambas as combinações. O tratamento de máxima concentração salina (100 mM) da combinação Itália/Itália apresentou valores de qP semelhantes aos tratamentos de 50 mM. Grande destaque pode ser dado aos baixos valores de quenching fotoquímico obtido no tratamento de 100 mM das mudas da combinação Itália/IAC 572 (Fig.11).

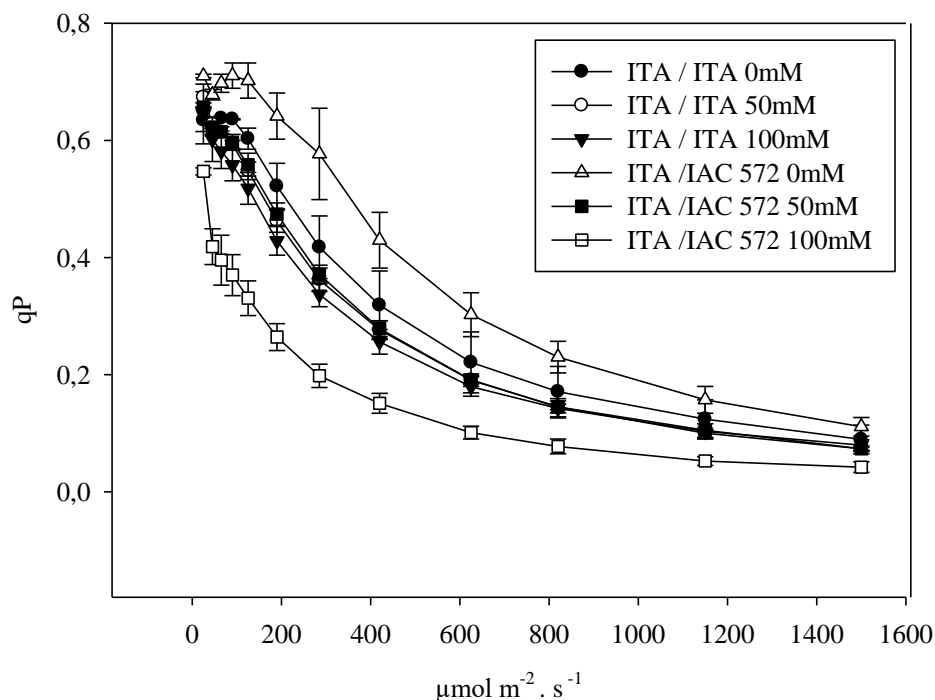


Figura 11. Quenching fotoquímico (qP) em folhas de mudas de videiras enxertadas com a variedade Itália sobre os porta-enxertos Itália (auto-enxertia) e IAC 572, submetidas a tratamento salino (0, 50 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em condições de câmara climatizada (FITOTRON).

5.4.4. Eficiência do fotossistema II (ϕ PSII)

O rendimento quântico efetivo do fotossistema II é um parâmetro da Fluorescência da clorofila a em estado adaptado à luz (EAL), que mede a quantidade de luz absorvida pela clorofila relacionada ao PSII que está sendo realmente empregada na redução do pool de plastoquinona A (QA). De acordo com Tester e Bacic (2005), o funcionamento do fotossistema II (PSII) indica eficiência na utilização da radiação fotoquímica e, portanto, na assimilação de carbono pelas plantas, ajudando no diagnóstico da integridade do aparato fotossintético frente aos problemas ambientais.

Todas as mudas apresentaram tendência de decréscimo da eficiência do fotossistema II em função do tempo. As plantas da combinação Itália/Itália, obtiveram valores de eficiência próximos, mesmo sob diferentes tratamentos salinos. Por outro lado, mudas do tratamento controle da combinação Itália/IAC 572 apresentaram os maiores valores de rendimento quântico no PSII, seguidos dos valores medianos obtidos pelas concentrações de 50 mM dessa mesma combinação. Nessa mesma linha, mudas da combinação Itália/IAC 572 submetidas ao tratamento de salinidade máxima apresentaram os menores valores de eficiência atual do

fotossistema (Fig. 12). Vários autores relataram a redução da eficiência do fotossistema II em plantas submetidas a diferentes formas de estresse, como por excesso de energia luminosa (DOS ANJOS, 2010) ou por estresse salino (LUCENA, 2009), como aconteceu também neste experimento.

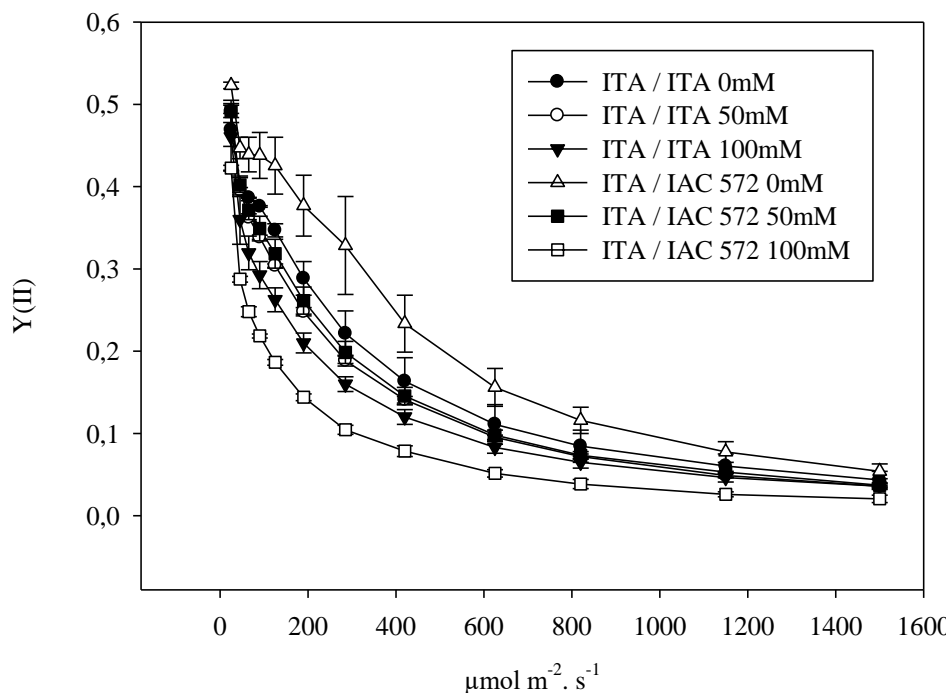


Figura 12. Rendimento quântico efetivo do fotossistema II (ϕ PSII) em folhas de mudas de videira enxertadas com a variedade Itália sobre os porta-enxertos Itália (auto-enxertia) e IAC 572 submetidas a tratamento salino (0, 50 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em condições de câmara climatizada (FITOTRON).

5.4.5. Taxa de transporte de elétrons (ETR)

De acordo com Mohammed et al., (1995), os valores de ETR aumentam segundo a intensidade da irradiância até a saturação dos carreadores de elétrons, já as diferenças das taxas de redução observadas nessas características acontecem pelo fato de parte dos elétrons envolvidos nos processos fotoquímicos ser utilizado em outros processos que não a fixação de carbono (BAKER, 2008).

A ETR das mudas da combinação Itália/Itália variou ligeiramente, em todos os níveis de salinidade. Já as mudas da combinação Itália/IAC 572 apresentaram intensas variações em seus resultados de ETR, onde no tratamento controle, estas mudas foram destaque na alta taxa de transporte de elétrons, no tratamento de 50 mM estas se assemelharam às mudas da auto

enxertia e no tratamento de máxima salinidade (100 mM) as mudas expressaram as menores taxas de ETR (Fig.13).

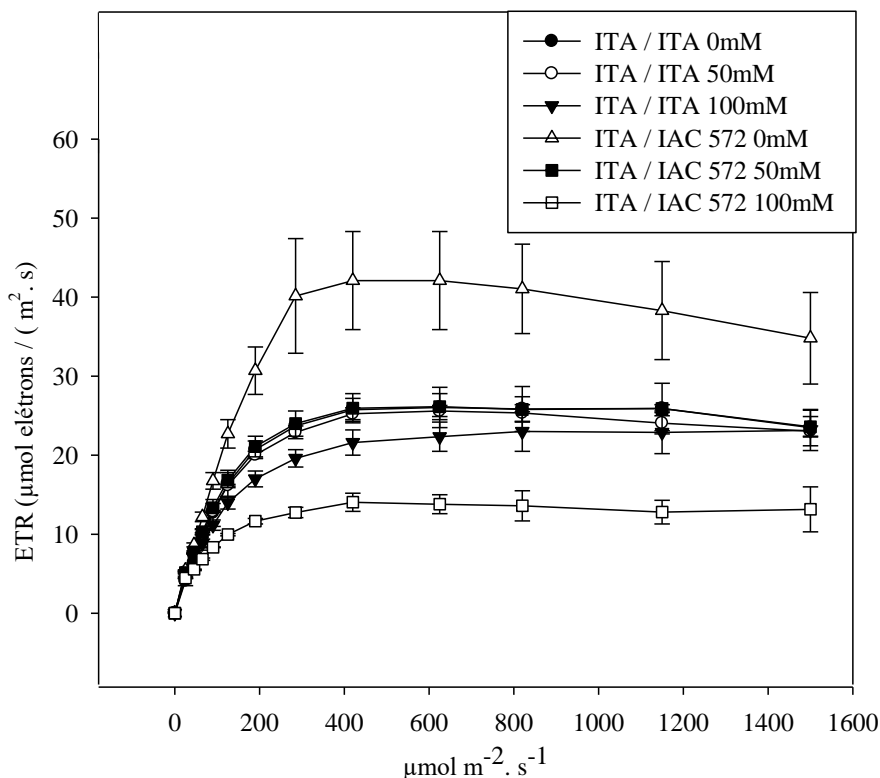


Figura 13. Taxa de transporte de elétrons (ETR) em folhas de mudas de videira enxertadas com a variedade Itália sobre os porta-enxertos Itália (auto-enxertia) e IAC 572 submetidas a tratamento salino (0, 50 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em condições de câmara climatizada (FITOTRON).

5.4.6. Fluorescência inicial (F0) e fluorescência máxima (Fm)

A emissão da fluorescência mínima (F0) que representa a emissão de luz pelas moléculas de clorofilas *a* excitadas, anterior a dissipação de energia para o centro de reação do PSII (CAMPOSTRINI, 1997), apresentou acréscimo com o aumento da concentração salina, em mudas provindas da auto enxertia da variedade Itália. Esta tendência de aumento nos valores de F0 pode ser devido ao surgimento de danos ao PSII, sendo indicadora da ocorrência de estresse (VIECCELLI, 2014). Diferentemente das respostas de mudas da combinação Itália/IAC 572, quais apresentaram um decréscimo dos valores de F0 de acordo com o acréscimo das concentrações salinas.

Onde segundo Vieccelli (2014) a tendência à diminuição nos valores de F0, mostra que pode ter ocorrido estresse inicialmente sobre estas plantas, entretanto ocorreu a recuperação do PSII para todas as concentrações salinas (Tab.3). Já a Fm é a fluorescência

que ocorre quando todos os centros de reação estão fechados (STRASSER et al., 2004). Nessa condição, toda a energia absorvida será dissipada como fluorescência, obtendo-se assim a fluorescência máxima (GOVINDJEE, 1995). Nos valores de F_m , ocorreu queda em ambas as combinações com o acréscimo do sal (Tab.3).

Tabela 3. Fluorescência mínima (F_0) e Fluorescência Máxima (F_m) em folhas adaptadas ao escuro de mudas de videira Itália enxertadas sobre os porta enxertos Itália (auto-enxertia) e IAC 572 submetidas a salinidade (0, 50 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em câmara de crescimento (FITOTRON) sob condições controladas.

Mudas	NaCl (mM)	F_0	F_m
Itália/Itália	0	537,00±4,00	2700,00±11,00
	50	595,00±3,00	2798,00±84,00
	100	550,00±1,50	2602,00±77,00
Itália/IAC 572	0	562,00±3,50	2766,50±11,50
	50	551,50±4,50	2903,50±9,50
	100	545,50±3,50	2768,50±114,50

Os valores são médias de três repetições ± desvio padrão.

As respostas da taxa de fluorescência mínima em resposta ao fluxo de fótons em folhas adaptadas a luz, em mudas da combinação Itália/Itália do tratamento controle apresentaram taxas semelhantes ao tratamento de máxima salinidade da mesma combinação. Apresentando estes valores considerados baixos de fluorescência mínima, enquanto que o tratamento controle da combinação supracitada denotou maiores taxas de fluorescência mínima ao fim da curva que os demais tratamentos.

As mudas da combinação Itália/IAC 572 submetidas ao tratamento controle obtiveram ao final da curva taxas de fluorescência mínima semelhantes as mudas do tratamento de 50 mM das plantas de auto enxertia, enquanto que os demais tratamentos (50 e 100 mM) apresentaram valores relativamente pequenos (Fig.14).

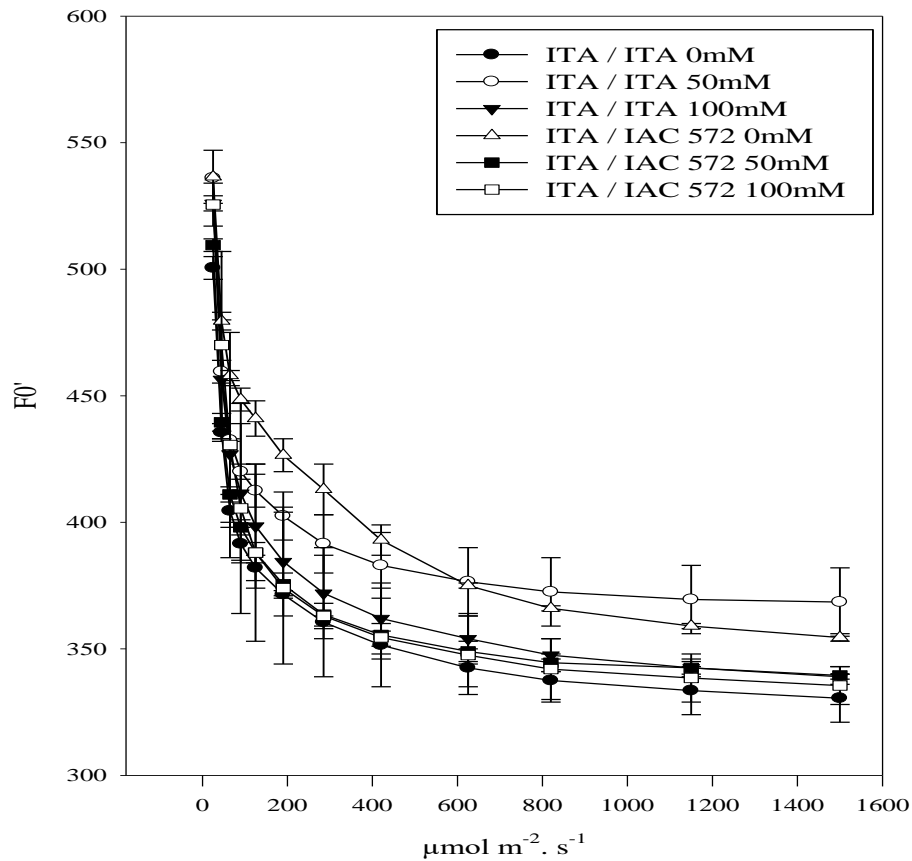


Figura 14. Fluorescência mínima (F_o') em folhas adaptadas a luz, em folhas de videira Itália enxertadas sobre os porta enxertos: Itália e IAC 572, submetidas a salinidade (0, 50 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em câmara de crescimento (FITOTRON) sob condições controladas.

Já quanto as taxas de fluorescência máxima de plantas adaptadas à luz as mudas da combinação Itália/Itália apresentaram resultados muito semelhantes, em todos as concentrações testadas, ao longo da curva. Apenas o tratamento controle da combinação Itália/IAC 572 apresentou uma alteração na taxa de F_m' no início da curva, mas se assemelha aos demais no fim da curva (Fig.15).

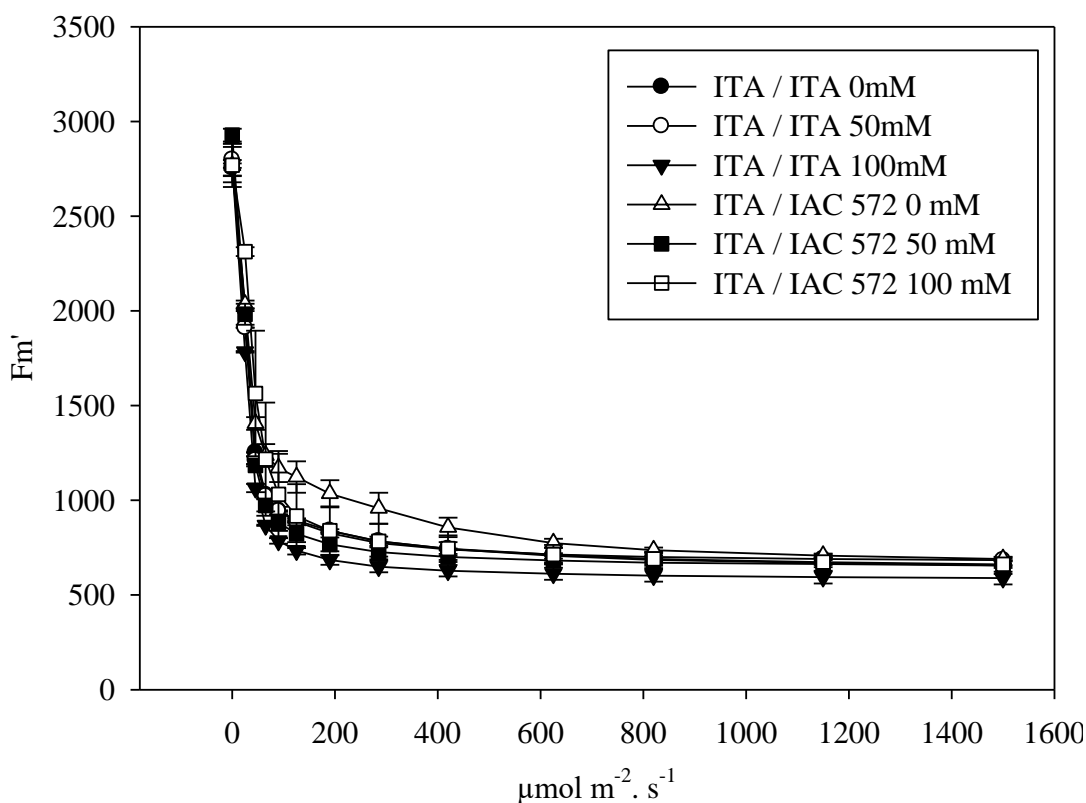


Figura 15. Fluorescência máxima (F_m') em folhas adaptadas a luz, em folhas de videira Itália enxertadas sobre os porta enxertos: Itália e IAC 572, submetidas a salinidade (0, 50 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em câmara de crescimento (FITOTRON) sob condições controladas.

5.5. Curva de fotossíntese (A) em relação a luz

As taxas fotossintéticas também demonstraram um acréscimo com a elevação da densidade de fótons na curva. A combinação Itália/IAC 572 quando em condições normais apresentou um pico em $2000 \mu\text{mol m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$, representando a melhor combinação para o cultivo em condições normais. Quando sob condições de salinidade severa (100 mM de NaCl) ambas as combinações apresentaram comportamento similar, com a redução das taxas fotossintéticas (Fig.16). Essas respostas indicaram que a combinação Itália/IAC 572 é a mais eficiente para usar luz alta sob condições normais, porém na presença de NaCl a 100 mM apresenta uma extrema redução em sua eficiência assim como a combinação Itália/Itália.

Existem diferentes causas que podem explicar esse efeito do sal sobre a fotossíntese, e um dos primeiros mecanismos da planta, trata-se do fechamento estomático (AROCHA et al., 2012; SHABALA; MUNNS, 2012; PENELLA et al., 2015), para redução da perda de água

pela planta. Outras seriam o dano de membrana e o desequilíbrio na homeostase de K^+ no citosol do mesofilo foliar (AMORIN, 2018).

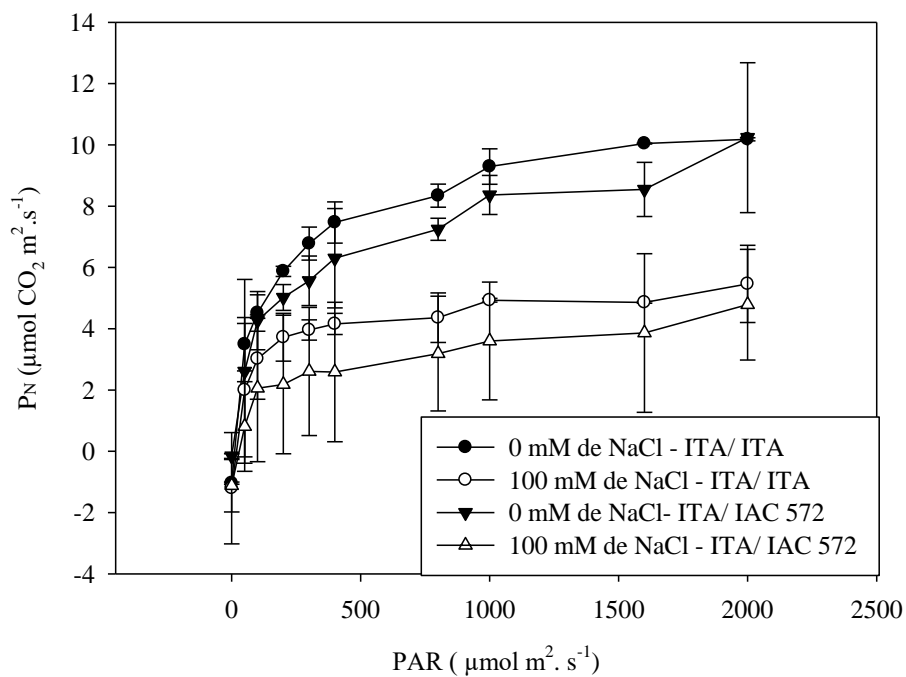


Figura 16. Curva de fotossíntese (A) em relação a luz, em folhas de videira Itália enxertadas sobre os porta-enxertos: Itália e IAC 572, em plantas do tratamento salino (0 e 100 mM de NaCl) durante 25 dias em câmara de crescimento (FITOTRON) sob condições controladas.

6. CONCLUSÃO

Os resultados mostram que o genótipo do porta-enxerto influencia características fisiológicas de eficiência fotossintética (trocas gasosas e fotoquímica) de mudas enxertadas de videira, na ausência e presença de salinidade. Na ausência do sal, as mudas enxertadas sobre o porta-enxerto IAC 572 (Itália/IAC 572) apresentaram melhor atividade fotoquímica, indicado pelos parâmetros de ETR, qP, NPQ e ϕ PSII, comparadas aquelas sobre o porta-enxerto Itália (Itália/Itália). Por outro lado, as mudas sobre o porta-enxerto Itália (Ita/Ita) expressaram melhor eficiência fotoquímica (ETR, qP, NPQ e ϕ PSII) associada a menor toxicidade foliar e maior assimilação de carbono (Pn) sob salinidade, em relação as mudas com o porta-enxerto IAC 572. Assim, o estudo mostra que o tipo de porta-enxerto pode ser um fator determinante para a produção de plantas enxertadas de videira visando resistência a salinidade.

7. BIBLIOGRAFIA CITADA

AMORIM, T. L. **Mecanismos fisiológicos de resistência a salinidade conferidos pelo porta-enxerto em mudas enxertadas de videira**. 2018, 85 f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Unidade Acadêmica de Serra Talhada, Serra Talhada, PE. 2018.

AMTHOR, J.S. The McCree–de Wit–Penning de Vries–Thornley respiration paradigms: 30 years later. **Annals of Botany** 86:1–20. 2000.

APSE, M.P.; BLUMWALD, E. Na⁺ transport in plants. **FEBS Letters**, v.581, p. 2247-2254, 2007.

AROCA, R.; PORCEL, R.; RUIZ-LOZANO, J.M. Regulation of root water uptake under abiotic stress conditions. **Journal of Experimental Botany**; 63: 43-57. 2012.

ASHRAF, M.; AHMAD, S. Influence of sodium chloride on ion accumulation, yield components and fibre characteristics in salt-tolerant and salt-sensitive lines of cotton (*Gossypium hirsutum* L.). **Field Crops Res.**, v.66, p.115-127, 2000.

AYERS, R. S.; WESTCOT, D. W. A qualidade da água na agricultura. Campina Grande: UFPB, 1991. 218 p. (Estudos FAO; Irrigação e Drenagem; 29. revisado 1) (AROCA et al., 2012)=AROCA R, PORCEL R, RUIZ-LOZANO JM. Regulation of root water uptake under abiotic stress conditions. **Journal of Experimental Botany**, 2012; 63: 43-57.

BALL, M.C.; CHAW, W.S.; ANDERSON, J.M. Salinity induced potassium deficiency causes loss of functional photosystem II in leaves of the grey mangrove, *Avicennia marina*, through depletion of the atrazine-binding polypeptide. **Aust. J. Plant Physiol.** v.14, p. 351-361, 1987.

BAKER, N. R. Chlorophyll Fluorescence: A Probe of Photosynthesis In Vivo. Department of Biological Sciences, University of Essex, Colchester **Annu. Rev. Plant Biol.** p. 89-113, 2008.

BARBER, J. Molecular-basis of the vulnerability of photosystem-II to damage by light. **Aust J Plant Physiol** 22: 201–208. 1995.

BJÖRKMAN, O.; DEMMIG-ADAMS, B. Regulation of photosynthetic light energy capture, conversion and dissipation in leaves of higher plants. In: Schulze ED and Caldwell MM., eds, *Ecophysiology of Photosynthesis: Ecological Studies*. **Springer-Verlag**, Berlin. 1995.

BLANKENSHIP, R. E. [Trad. Rosa, L. M. G.] Fotossíntese: Reações Luminosas. In: TAIZ, L.; ZEIGER, E.; MØLLER, I.M.; MURPHY, A. *Fisiologia e Desenvolvimento Vegetal*. Porto Alegre: **Artmed**, 6 ed. p. 172-202, 2017.

BOLHÀR-NORDENKAMPF, H. R.; ÖQUIST, G. O. Chlorophyll fluorescence as a tool in photosynthesis research. In: HALL, D. O. et al. (Ed.). *Photosynthesis and production in a changing environment: a field and laboratory manual*. **London: Chapman e Hall**, p. 193-206. 1993.

BOTELHO, R. V.; PIRES E. J. P. Viticultura Como Opção de Desenvolvimento Para os Campos Gerais. In: ENCONTRO DE FRUTICULTURA DOS CAMPOS GERAIS. 2009.

Campos Gerais. **Anais...** Ponta Grossa, Universidade Estadual de Ponta Grossa, 2009, v.1, p. 40-54.

CAMARGO, U.A.; TONIETTO J.; HOFFMANN.A , Progressos Na Viticultura Brasileira. **Rev. Bras. Frutic.**, v. Especial, p. 144-149, 2011.

CAMPOSTRINI E. **Fluorescência da clorofila a: considerações teóricas e aplicações práticas.** Universidade Estadual do Norte Fluminense, Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias. 1997. Disponível em:< http://www.uenf.br/Uenf/Downloads/CENTRO_CCTA_1629_1112121492.pdf>. Acesso em: 05/01/2019.

CARVALHO, F.E.; WARE, M.A.; RUBAN, A.V. Quantificando a dinâmica da tolerância à luz em plantas de Arabidopsis durante a ontogênese. **Plant, Cell & Environment** , vol. 38, n . 12, p. 2603–17,2015. PubMed , doi: 10.1111 / pce.12574.

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

CHEESEMAN, J.M. The evolution of halophytes, glycophytes and crops, and its implications for food security under saline conditions. **New Phytologist**, v. 206, p. 557–570, 2015.

COMPANHIA DE DESENVOLVIMENTO DOS VALES DO SÃO FRANCISCO E DO PARAÍBA- CODEVASF. **Principais Perímetros Irrigados.** (2018). Disponível em: <<https://www.codevasf.gov.br/principal/perimetros-irrigados/elenco-de-projetos/senador-nilo-coelho>> Acesso em 27/03/2019.

COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO-CONAB. **Análise Mensal: Uva Industrial.** (2019). Disponível em:< https://www.conab.gov.br/...uva/.../25155_11dbd8819472b7f02feb424a105c3c75> Acesso em: 05/ 07/2019.

DOS ANJOS, L. **Plasticidade e aclimação foliar à irradiância e espécies da floresta da mata atlântica.** 2010. 109 f. Tese (Doutorado em Botânica) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG, 2010.

EHLIG, E. F. Effects of salinity on four varieties of table grapes grown in sand culture. **Proceedings of the American Society for Horticultural Science**, Alexandria, v. 76, p. 323-331, 1960.

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA (EMBRAPA). **Salinidade em Áreas irrigadas.** 2003. Disponível em:< <https://www.embrapa.br/busca-de-publicacoes/-/publicacao/155537/salinidade-em-areas-irrigadas>> Acesso em: 13/01/2019.

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA (EMBRAPA). **Importância econômica e social.** (2010). Disponível em:<http://www.agencia.cnptia.embrapa.br/gestor/uva_de_mesa/arvore/CONT000gmy19lph02wx5ok0liq1mqktpyht.html> Acesso em: 17/01/2019.

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA (EMBRAPA). **A enxertia e o controle de pragas de solo no cultivo do tomateiro**. 2014. Disponível em:<
<https://www.embrapa.br/busca-de-noticias/-/noticia/3428168/a-enxertia-e-o-controle-de-pragas-de-solo-no-cultivo-do-tomateiro>>. Acesso em : 15 /01/2019.

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA (EMBRAPA). **Desempenho da vitivinicultura brasileira em 2015**. 2016. Disponível em:<
<https://www.embrapa.br/busca-de-noticias/-/noticia/9952204/artigo-desempenho-da-vitivinicultura-brasileira-em-2015>>. Acesso em : 22/01/2019.

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA (EMBRAPA). **Produção de vinhos, sucos e derivados**. 2017. Disponível em:<
http://vitibrasil.cnpqv.embrapa.br/index.php?opcao=opt_02&interno=1>. Acesso em : 17/01/2019.

ESTAÑ, M.T.; MARTINEZ-RODRIGUEZ, M.M.; PEREZ- ALFOCEA, F.; FLOWERS, T.J.; BOLARIN, M.C. Grafting raises the salt tolerance of tomato through limiting the transport of sodium and chloride to the shoot. **J. Expt. Bot.** v.56, p.703–712, 2005.
Disponível em:<
https://www.researchgate.net/publication/320932043_Tomato_Grafting_A_Global_Perspecti
ve > Acesso em: 12/01/2019.

FERREIRA, R. G.; TAVORA, F. J. A. F.; FERREYRA HERNANDEZ, F. F. Distribuição da matéria seca e composição química das raízes, caule e folhas de goiabeira submetida a estresse salino. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 36, n. 1, p. 79-88, 2001.

FERREIRA-SILVA, S. L.; VOIGT, E.L.; VIÉGAS, R.A.; PAIVA, J.R.; SILVEIRA, J.A. G. Influência de porta-enxertos na resistência de mudas de cajueiro ao estresse salino. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 44, n. 4, p. 361-367, 2009.

FLOWERS, T. J. Improving crop salt tolerance. **J. Exp. Bot.**, v.55, n.369, p.307-319, 2004.

GARCIA, G. de O.; FERREIRA, P. A.; MIRANDA, G. V.; NEVES, J. C. L.; MORAES, W. B.; SANTOS, D. B. Teores foliares dos macronutrientes catiônicos e suas relações com o sódio em plantas de milho sob estresse salino. **Idesia (Arica)**, n. 25, v. 3, p. 93-106, 2007.

GARCÍA-SÁNCHEZ, F.; MARTÍNEZ, V.; JIFON, J.; SYVERTSEN, P. J.; GROSSER, W.J. Salinity reduces growth, gas exchange, chlorophyll and nutrient concentrations in diploid sour orange and related allotetraploid somatic hybrids. **J. Hortic. Sci. Biotech.**, p. 379-386, 2002.

GONG, H., BLACKMORE, D., CLINGELEFFER, P., SYKES, S., JHA, D., TESTER, M., WALKER, R. Contrast in chloride exclusion between two grapevine genotypes and its variation in their hybrid progeny. **Journal of Experimental Botany**, v. 62, No. 3, p. 989–999, 2011.

GOVINDJEE, G. Sixty-three years since kautsky: chlorophyll a fluorescence. **Aust. J. Plant Physiology**, v. 22, p. 131-160, 1995.

GRANGEIRO, L.C.; LEÃO, P.C.S.; SOARES, J.M. Caracterização fenológica e produtiva da variedade de uva superior seedless cultivada no vale do São Francisco. **Rev. Bras. Fruticultura**, v. 24, n. 2, p. 552-554, 2002.

HASEGAWA, P.M.; BRESSAN, R.A.; ZHU, J.-K.; BOHNERT, H.J. Plant cellular and molecular response to high salinity. **Ann. Rev. Plant Physiol. Plant mol. Biol.** v.51. p. 463-499, 2000.

HELLEBUST, J.A. Osmoregulation. **Ann. Rev. Plant Physiol.**, v. 27, p. 485-91, 1976.

HOAGLAND, D.R.; ARNON, D.L. The water culture methods for growing plants without soil. **Calif. Agric. Exp. Stn.**, (Bulletin, 347), 1950.

HOGARTH, P.J. The Biology of Mangroves and Seagrasses. **Oxford University Press UK**, 2015.

HSIAO, T.C. Additive and interactive effects of soil salinity and water regimes on crop-growth responses and osmoregulation. In: Letey, J. (ed.): Soil and Plant Interactions with Salinity. **Agr. Exp. Stat. Univ. Calif. Spec. Publ.** 3315. p. 18-22, 1986.

JAMIL, A.; RIAZ, S.; ASHRAF, M.; FOOLAD, M.R. Gene expression profiling of plants under salt stress. **Crit. Rev. Plant Sci.** v.30 , n.5, p. 435–458, 2011.

JOSET, F.; JEANJEAN, R.; HAGEMANN, M. Dynamics of the response of cyanobacteria to salt stress: deciphering the molecular events. **Physiol. Plant.** v. 96, p. 738-744, 1996.

KOUŘIL, R.; DEKKER, J.P.; BOEKEMA, E.J. Supramolecular organization of photosystem II in green plants. *Biochimica et Biophysica Acta* , vol. 1817, n. 1, 2012, p. 2–12. **PubMed** , doi: 10.1016 / j.bbabi.2011.05.024.

LEÃO, P.C.S. **Cultivo da Videira. Sistema de Produção** .(2014). Disponível em <<http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Uva/CultivodaVideira/index.htm>> Acessado em: 23/04/2019.

LUCENA, C. C. **Crescimento vegetativo, absorção de nutrientes e trocas gasosas em mangueiras submetidas a estresse salino**. 2009. 116 f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG, 2009.

MAATHUIS, F.J.M.; AMTMANN, A. K⁺ nutrition and Na⁺ toxicity: the basis of cellular K⁺/Na⁺ ratios. **Ann. Bot.**, v.84, p.123-133, 1999.

MARSCHNER, H.; RÖMHELD, V.; HORST, W. J. ; MARTIN, P. Root-induced changes in the rhizosphere: Importance for the mineral nutrition of plants. **Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde** , vol. 149, n. 4, 1986, p. 441-56. DOI.org (Crossref) , doi: 10.1002 / jpln.19861490408.

MELLO, L. M. R. Vitivinicultura Brasileira: panorama 2017. Bento Gonçalves: **Embrapa Uva e Vinho**, 2018.

- MELLO, L. M. R.; MACHADO, C. A. E. **Banco de dados de uva, vinho e derivados** .(2017). Disponível em: <
http://vitibrasil.cnpuv.embrapa.br/index.php?opcao=opt_02&interno=1>. Acessado
 28/05/2019.
- MELONI, D.A.; OLIVA, M.A.; MARTINEZ, C.A.; CAMBRAIA, J. Photosynthesis and activity of superoxide dismutase, peroxidase and glutathione reductase in cotton under salt stress. **Environmental and Experimental Botany**, v. 49, p. 69-76, 2003.
- MESQUITA, F. de O.; CAVALCANTE, L. F.; PEREIRA, W. E.; REBEQUI, A. M.; LIMA NETO, A. J. de; NUNES, J. C. Produção de mudas de maracujazeiro amarelo submetidas à salinidade em solo com biofertilizante bovino. **Ciencia Del Suelo**, v. 30, n. 1, p. 31-41, 2012.
- MOHAMED, G. H.; BINDER, W. D.; GILLES, L. Chlorophyll fluorescence: a review of its practical forestry applications and instrumentation. **Scandinavian Journal of Forage Research**, v. 10, p. 383-410, 1995.
- MÜH, F.; GLÖCKNER, C.; HELLMICH, J.; ZOUNI, A. Light-induced quinone reduction in photosystem II. **Biochim Biophys Acta**, v. 1817, p. 44–65, 2012.
- MUNNS, R. Why measure osmotic adjustment. **Aust. J. Plant Physiol.**, v. 15, p. 717-26, 1986.
- MUNNS, R. Comparative physiology of salt and water stress. **Plant Cell Environ.** v. 25, p. 239-250, 2002.
- MUNNS, R., GILLIHAM, M. Salinity tolerance of crops – what is the cost? **New Phytologist**. v. 208, p. 668-673. doi:10.1111/nph.13519. 2015.
- MUNNS, R.; RICHARD, A.; JAMES, R. A.; LAUCHLI, A. Approaches to increasing the salt tolerance of wheat and other cereals. **J. Exp. Bot.**, v.57, n.5, p.1025-1043, 2006.
- MUNNS, R.; TESTER, M. Mechanisms of salinity tolerance. **Annu Rev Plant Biol.**, v.59, p.651-681, 2008.
- NEGRÃO, S.; SCHMOCKEL, S. M. ; TESTER, M.. Evaluating physiological responses of plants to salinity stress. **Annals of Botany** 119: 1–11, 2017 doi:10.1093/aob/mcw191.
- NELSON, N.; BEN-SHEM, A. The complex architecture of oxygenic photosynthesis. **Nat. Rev. Mol. Cell Biol.** v. 5, p. 971–982, 2004.
- NELSON, N.; YOCUM, C. Structure and function of PS I and II. **Annual Review of Plant Biology**, v. 57, p. 521–565, 2006.
- NETONDO, G. W.; ONYANGO, J. C.; BECK, E. Sorghum and Salinity: II. Gas Exchange and Chlorophyll Fluorescence of Sorghum under Salt Stress. **Crop Science**; Madison Vol. 44, Ed. 3. 806-811, 2004.
- NEVO, R.; CHARUVI, D.; TSABARI, O.; REICH, Z. Composition architecture and dynamics of the photosynthetic apparatus in higher plants. **Plant J**, v. 70, p. 157–76, 2012.

- OHAD, I.; KYLE, D.J.; ARNTZEN, C.J. Membrane protein damage and repair: removal and replacement of inactivated 32-kilodalton polypeptides in chloroplast membranes. **J Cell Biol** 99: 481–485 . 1984.
- PARANYCHIANAKIS, N.V.; ANGELAKIS, A.N. The effect of water stress and rootstock on the development of leaf injuries in grapevines irrigated with saline effluent. **Agric. Water Manag.**, v.95, p.375-382, 2008.
- PEDROTTI, A.; CHAGAS, R. M.; RAMOS, V. C.; PRATA, A. P. DO N.; TADEU, L. A. A.; SANTOS, P.B. Causas e consequências do processo de salinização dos solos . **Revista Eletrônica em Gestão, Educação e Tecnologia Ambiental**, vol. 19, n. 2, 2015. Santa Maria, p. 1308-1324.
- PENELLA, C.; NEBAUER, S.G.; QUIÑONES, A.; SAN BAUTISTA, A.; LÓPEZ-GALARZA, S.; CALATAYUD, A. Some rootstocks improve pepper tolerance to mild salinity through ionic regulation. **Plant Science**.v.230, p.12–22. , 2015.
- POWLES, S.B. Photoinhibition of photosynthesis induced by visible-light. **Ann Rev Plant Physiol Plant Mol Biol** 35: 15–44.1984.
- QIN, L., KANG, W. HUAI, QI, Y. LING, ZHANG, Z. WEN, & WANG, N. The influence of silicon application on growth and photosynthesis response of salt stressed grapevines (*Vitis vinifera* L.). **Acta Physiologiae Plantarum**, , 38(3), p.1–9. 2016.
- RENTSCH, D.; HIRNER, B.; SCHMELZER, E.; FROMMER, W. B. Salt stress-induced proline transporters and salt stress-repressed broad specific amino acid permeases identified by suppression of a yeast amino acid targeting mutant. **Plant Cell**, v.8, p. 1437–1446, 1996.
- RIBEIRO, M. R.; FREIRE, F. J.; MONTENEGRO, A. A. A. Solos halomórficos no Brasil: Ocorrência, gênese, classificação, uso e manejo sustentável. In: CURI, N.; MARQUES, J. J.; GUILHERME, L. R. G.; LIMA, J. M.; LOPES, A. S; ALVAREZ, V. H. (eds.). Tópicos em Ciência do Solo. **Rev. Bras. Cienc. Solo.**, v.3, p.165-208, 2003.
- RUBAN, A. V. Nonphotochemical Chlorophyll Fluorescence Quenching: Mechanism and Effectiveness in Protecting Plants from Photodamage. *Fisiologia Vegetal* , vol. 170, n. 4, 2016, p. 1903–16. **PubMed Central** , doi: 10.1104 / pp.15.01935.
- SALAZAR, A. H. **Tolerância ao estresse abiótico (salinidade e seca) e influência de porta-enxertos na qualidade de frutos em passiflora spp.** 2016, 112 f. Tese (Doutorado em fitotecnia) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG, 2016.
- SANTA-CRUZ, A.; MARTINEZ-RODRIGUEZ, M.M.; PEREZ-ALFOCEA, F.; ROMERO-ARANDA, R.; BOLARIN, M.C. The rootstock effect on the tomato salinity response depends on the shoot genotype. **Plant Science**, v. 162, p.825–831, 2002.
- SCHOLANDER, P. F.; HAMMEL, H. T.; HEMINGSSEN, E. A.; BRADSTREET, E. D. Hydrostatic pressure and osmotic potentials in leaves of mangroves and some other plants. **Proc. Natl. Acad. Sci.**, v.51, p.119-125, 1965.
- SHABALA, S, MUNNS R. Salinity Stress: physiological constraints and adaptive mechanisms. In: Shabala S, editor. **Plant Stress Physiology**. CAB International, 2012. p. 59-93.

SHAHBAZ, M.; ASHRAF, M. Improving Salinity Tolerance in Cereals. Revisões Críticas. **Plant Sciences**, vol. 32, n. 4, 2013, p. 237-49. Taylor e Francis + NEJM, doi: 10.1080 / 07352689.2013.758544.

SILVA, P. C. G.; CORREIA, R. C. Caracterização social e econômica da cultura da videira. In: LEAO, P. C. de S. (Org.). Cultivo da videira. 2ed. **Embrapa Semiárido**, p. 1-10, 2010.

SILVEIRA, J.A.G.; SILVA, S.L.F.; SILVA, E.N.; VIEGAS, R.A. **Mecanismos biomoleculares envolvidos com a resistência ao estresse salino em plantas**. In: GHEYI, H.R.; DIAS, N.S.; LACERDA, C.F. (Eds.). **Manejo da salinidade na agricultura: Estudos básicos e aplicados**. Fortaleza: Instituto Nacional de Ciência e Tecnologia em Salinidade. p. 161-179, , 2010.

STRASSER, R. J.; TSIMILLI-MICHAEL, M.; SRIVASTAVA, A. **Analysis of the Chlorophyll a fluorescence transient**. In: PAPAGEORGIOU, C.; GOVINDJEE (Ed.). **Chlorophyll fluorescence: a signature of photosynthesis**. Dordrecht: SpringerVerlag, 2004. p. 321-362.

SUZUKI, N., DEVIREDDY A.R., INUPAKUTIKA, M. A., BAXTER A., MILLER, G., SONG, L., SHULAEV, E., AZAD, R., SHULAEV, V., MITTLER, R. Ultra-fast alterations in mRNA levels uncover multiple players in light stress acclimation in plants. **The Plant Journal**, 2015, v. 84, p. 760-772. doi: 10.1111/tpj.13039.

SYKES, S. R. The inheritance of salt exclusion in woody perennial fruit species. **Plant and Soil**, Dordrecht, v. 146, p. 123-129, 1992.

SZABOLCS, I. Salt-Affected Soils. **Boca Raton, FL: CRC Press** 125. 1989

TAIZ, L.; ZEIGER, E. Fisiologia Vegetal. 3ed. Porto Alegre: ed. Porto Alegre: **Artmed**. 719p. 2004.

TAKAHASHI, S.; BADGER, M.R. **Photoprotection in plants: a new light on photosystem II damage**. v. 16, p. 53-60, 2011.

TEIXEIRA, A. H. C.; TONIETTO, J.; PEREIRA, G. E.; ANGELOTTI, F. Delimitação da aptidão agroclimática para videira sob irrigação no Nordeste Brasileiro. **Rev. Bras. Eng. Agríc. Ambient.**, v. 16, n. 4, ENCICLOPÉDIA BIOSFERA, Centro Científico Conhecer, v.13 n.24; p. 399-407, 2012.

TESTER, M.; BACIC, A. Abiotic stress tolerance in grasses. From model plants to crop plants. **Plant Physiology**, v. 137, p. 791-793, 2005.

TESTER, M.; DAVÉNPORT, R. Na⁺ tolerance and Na⁺ transport in higher plants. **Ann. Bot.**, v. 19, n. 5, p. 503-527, 2003.

TONIETTO, J.; FALCADE, I. Indicações Geográficas de Vinhos do Brasil: A Estruturação e a Valorização da Produção nos Territórios do Vinho, **Territoires du vin**, 2018. Disponível em:< <http://preo.u-bourgogne.fr/territoiresduvin/index.php?id=1570>> Acesso em: 07/01/2019.

VAN DER WERF, A.; KOOIJMAN, A.; WELSCHEN, R.; LAMBERS, H. Respiratory energy costs for the maintenance of biomass, for growth and for ion uptake in roots of *Carex diandra* and *Carex acutiformis*. **Physiologia Plantarum** 72:483-491. 1988.

VIECCELLI, J. C. **Intensidade da Murcha-de-Ceratocystis em Mangueira Submetida a Diferentes Níveis de Salinidade**. 2014. Tese (Doutorado em Fitotecnia) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2014.

Vinhos do Brasil. **História**. 2019. Disponível em:<
<http://www.vinhosdobrasil.com.br/pt/vinho-brasileiro/historia>> Acesso em: 13/01/2019.

WAHOME, P.K.; JESCH, H.H.; GRITTNER, I. Mechanisms of salt stress tolerance in two rose rootstocks: *Rosa chinensis* Major and *R. rubiginosa*. **Sci. Hortic.**, v.87, p.207-216, 2001.

WALKER B.J., STRAND D.D., KRAMER D.M., COUSINS A.B. The response of cyclic electron flow around photosystem I to changes in photorespiration and nitrate assimilation. **Plant Physiology**, v.165, p.453–462. 2014.

WENDLER, D. F. **Sistema de gestão ambiental aplicado a uma vinícola: um estudo de caso**. 2009, 176 f. Dissertação (Mestrado). Universidade Federal de Santa Maria.

WHITE, P.J.; BROADLEY, M.R. Chloride in soils and its uptake and movement within the plant: a review. **Annals of Botany**, v.88, p.967-988, 2001.

YAMAMOTO, L.Y.; ASSIS, A.M.; MORAIS, H.; SOUZA, F.S.; MIOTTO, L.C.V.; SATO, A.J.; SOUZA, R.T.; ROBERTO, E.R. **Evolução da maturação da uva ‘BRS Clara’ sob cultivo protegido durante a safra fora de época**. *Bragantia*, Campinas, v. 70, n. 4, p.825-831, 2011.

YAMAMOTO, Y.; AMINAKA, R.; YOSHIOKA, M.; KHATOON, M.; KOMAYAMA, K. Quality control of photosystem II: impact of light and heat stresses. **Photosynthesis Researcher**, v. 98, p. 589-608, 2008.