

**TOLERÂNCIA À SALINIDADE EM VIDEIRAS PETITE SYRAH
ENXERTADA SOBRE DIFERENTES PORTA-ENXERTOS**

LUCIANA DE SÁ RIBEIRO

**UNIVERSIDADE ESTADUAL DO NORTE FLUMINENSE
DARCY RIBEIRO**

**CAMPOS DOS GOYTACAZES – RJ
FEVEREIRO – 2009**

**TOLERÂNCIA À SALINIDADE EM VIDEIRAS PETITE SYRAH
ENXERTADA SOBRE DIFERENTES PORTA-ENXERTOS**

LUCIANA DE SÁ RIBEIRO

Dissertação apresentada ao Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, como parte das exigências para obtenção do título de Mestre em Genética e Melhoramento de Plantas.

Orientador: Prof. Ricardo Enrique Bressan-Smith

CAMPOS DOS GOYTACAZES – RJ
FEVEREIRO – 2009

TOLERÂNCIA À SALINIDADE EM VIDEIRAS PETITE SYRAH ENXERTADA SOBRE DIFERENTES PORTA-ENXERTOS

LUCIANA DE SÁ RIBEIRO

Dissertação apresentada ao Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuária da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, como parte das exigências para obtenção do título de Mestre em Genética e Melhoramento de Plantas.

Aprovada em 17 de fevereiro de 2009

Comissão Examinadora:

Prof. Ernany Santos Costa (Doutor, Fisiologia Vegetal) - UFF

Prof. Alexandre Pio Viana (Doutor, Melhoramento de Fruteiras) - UENF

Dr^a Silvia Aparecida Martim (Doutor, Fisiologia Vegetal) - UENF

Prof. Ricardo Enrique Bressan-Smith (Doutor, Fisiologia Vegetal) - UENF
Orientador

Aos meus pais Ulisses e Luzinete; aos meus irmãos Luciene; Welton e Lucilene; à
minha avó Maria Quitéria; aos meus sogros Francisco e Edna; às minhas
queridas tias Inês e Fátima e aos meus amores
Charles e Caio.

Dedico com todo amor

AGRADECIMENTOS

Primeiramente a “Deus” por me dar saúde, força e conhecimentos para superar todas as barreiras impostas sobre o objetivo final, a conclusão dessa pesquisa;

À minha família, Charles Alves Matias e Caio Matias de Sá, por enfrentar as mesmas dificuldades que enfrentei, e mesmo assim ter apoiado com a maior força que o homem necessita: o “amor”;

Aos meus pais, Ulisses Francisco Ribeiro e Luzinete Maria de Sá Ribeiro, pela educação e amor que contribuíram para o meu caráter pessoal, pelo apoio incondicional a minha formação profissional e nas minhas decisões;

Aos meus sogros Francisco Matias de Araújo (Chiquinho do ouro) e Edna da Silva Lima, pelo apoio e incentivo em todos os momentos;

Aos meus irmãos, à minha avó, cunhados, sobrinhos, minhas tias Inês e Fátima e à senhora Aurelina, pelo apoio, orações, confiança, amizade e incentivo em todos os momentos;

A Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro (UENF) e ao Programa de Genética e Melhoramento de plantas, pela oportunidade de realização deste curso e pela concessão da bolsa de estudo;

Ao meu Orientador na pós-graduação. Prof. Ricardo Bressan-Smith, pela orientação, ensinamentos e oportunidade de fazer parte de sua equipe de pesquisa;

À minha co-orientadora e amiga Bárbara França Dantas pesquisadora da Embrapa Semi-Árido, pela amizade, confiança, apoio e, principalmente, pelos valiosos ensinamentos na Iniciação Científica;

Ao Dr. Amantino Martins Nicoli da Embrapa Transferência de Tecnologia da cidade de Sete Lagoas - MG e Dr. José Luiz Hernandez do IAC da cidade de Jundiaí - SP, pela doação dos materiais vegetais;

Ao prof. Celso Valdevino Pommer, pela cooperação no desenvolvimento desse estudo e, principalmente, pela amizade;

Ao prof. Alexandre Pio Vianna, pelo apoio nas fases de elaboração dos ensaios, auxílio na análise estatística e pelas valiosas sugestões;

Ao prof. Ernany Santos Costa e à Dr^a. Sílvia Aparecida Martim por ter aceitado o convite para compor a banca de avaliação deste trabalho e pelas valiosas sugestões;

Ao prof. Eliemar Campostrini (Mazinho) pela cooperação no desenvolvimento desse estudo;

Ao laboratório de Nutrição Mineral de Plantas, por permitir a realização das análises químicas dos nutrientes potássio e sódio. Ao técnico de laboratório do setor de Nutrição Mineral de Plantas, José Accácio, pelo acompanhamento constante das análises químicas e a Geisa pela colaboração nas análises do laboratório;

Ao funcionário Daniel que faz parte da Secretaria do Programa de Pós-Graduação em Genética e Melhoramento de Plantas, pela ajuda e incentivo para realização do término do meu trabalho;

Aos técnicos do laboratório de sementes da Embrapa Semi-Árido, Alberto (Beto) e Manoel Lins (Zizinho), pelo convívio, apoio, por diversos momentos de alegria e principalmente amizade durante minha Iniciação Científica;

A Amanda Oliveira Martins amiga querida conquistada em Campos, pela ajuda na realização dos experimentos, apoio e amizade;

Aos amigos Marlon, Viviane, Simony, Gleidson, Leandro, Mirella e Aroldo pela amizade e ajuda na realização de algumas etapas;

Aos amigos conterrâneos, Marcos (Chocolate), Graziela, Marilene e Francinaide, pela amizade e auxílio na realização de algumas etapas;

Aos amigos e familiares de Petrolina pelo incentivo, orações que me ajudaram cada um a seu modo, a construir essa grande vitória;

A todos os colegas do curso de Pós-graduação em Genética e Melhoramento de Plantas e da Produção Vegetal, pela qual convivi e das quais guardarei eternas recordações;

A todos que de uma maneira ou de outra contribuíram para a realização desta etapa de minha vida. Muito obrigado!

SUMÁRIO

LISTA DE SÍMBOLOS, ABREVIATURAS E NOMENCLATURAS.....	vii
RESUMO.....	ix
ABSTRACT.....	xi
1. INTRODUÇÃO.....	01
2. HIPÓTESE.....	03
3. OBJETIVOS.....	04
3.1. Objetivo geral.....	04
3.2. Objetivos específicos.....	04
4. REVISÃO DE LITERATURA.....	05
4.1. Aspectos gerais da cultura da videira.....	05
4.2. Salinidade.....	07
4.3. Respostas das plantas à salinidade.....	09
4.4 O estresse oxidativo como resposta secundária à salinidade.....	10
4.5 Resposta fotossintética à salinidade.....	11
4.6. Salinidade na cultura da videira.....	13
4.7. Fluorescência da clorofila a.....	15
5. MATERIAL E MÉTODOS.....	17
5.1. Condições experimentais.....	17
5.2. Material vegetal.....	18
5.2.1. Copa.....	19
5.2.2. Porta-enxertos.....	20

5.3. Condições de crescimento.....	21
5.4 Indução à salinidade.....	22
5.5. Características avaliadas.....	22
5.5.1. Medições de trocas gasosas e variáveis climáticas.....	22
5.5.2. Determinação do rendimento quântico máximo por meio da fluorescência da clorofila <i>a</i>	23
5.5.3. Determinação de integridade de membranas.....	24
5.5.4. Quantificação dos nutrientes (K^+ e Na^+) na folha.....	24
5.5.5. Medições no comprimento do ramo.....	25
5.6. Análise estatística dos dados.....	25
6. RESULTADOS.....	26
6.1. Trocas gasosas.....	26
6.2. Efeito da salinidade sobre a eficiência fotoquímica.....	32
6.3. Teores de Nutrientes (Na^+ e K^+) em genótipos de videira sob salinidade.....	40
6.4. Comprimento do ramo e integridade de membranas relativa em genótipos de videira sob salinidade.....	43
7. DISCUSSÃO.....	47
8. CONCLUSÕES.....	55
9. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	56
APÊNDICE.....	71

LISTA DE SÍMBOLOS, ABREVIATURAS E NOMENCLATURAS

$\cdot\text{O}_2^-$: Ânion superóxido

$\cdot\text{OH}$: Radical hidroxila

$^1\text{O}_2$: Oxigênio singleto reativo

A_N/C_i : Eficiência carboxilativa

A_N/E : Eficiência no uso da água

A_N : Taxa fotossintética líquida ($\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$)

Ca^{2+} : Íon cálcio

C_i : Concentração interna de CO_2 ($\mu\text{L L}^{-1}$)

Cl^- : Íon cloro

CE: Condutividade elétrica

CO_2 : Dióxido de carbono

DPV: Déficit de pressão de vapor atmosférico

E: Taxa de transpiração ($\text{mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$)

ERO's: espécies reativas de oxigênio

ETR: Taxa de transporte de elétrons

F_M : Fluorescência máxima

F_O : Fluorescência inicial

F_V/F_M : Rendimento quântico máximo do fotossistema II

F_V : Fluorescência variável

H_2O_2 : Peróxido de hidrogênio

K^+ : Íon potássio

Mg⁺²: Íon magnésio

Na⁺: Íon de sódio

NaCl: Cloreto de sódio

NPQ: “Quenching” não-fotoquímico

PIR: Porcentagem de integridade relativa

PSI: Fotossistema I

PSII: Fotossistema II

qN: “Quenching” não-fotoquímico

qP: “Quenching” fotoquímico

Rubisco: Ribulose 1,5-bifosfato carboxilase/oxigenase

T (°C) : Temperatura em graus Celsius

UR: Umidade relativa do ar

RESUMO

RIBEIRO, Luciana de Sá; M,Sc,; Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. Fevereiro de 2009. Tolerância à salinidade em videiras Petite Syrah enxertada sobre diferentes porta-enxertos; Orientador: Ricardo Enrique Bressan-Smith.

Este trabalho teve como objetivo avaliar o desempenho fisiológico de porta-enxertos de videira em relação ao desenvolvimento da copa, submetidos à salinidade. Para tanto, plantas de Petite Syrah (*Vitis vinifera L.*) enxertadas em distintos porta-enxertos (420-A, Paulsen 1103 e Harmony) foram submetidas à salinidade durante 33 dias. Para a indução à salinidade utilizou-se quatro tratamentos de NaCl (0, 25, 50 e 100 mM) à solução nutritiva. As avaliações da fluorescência da clorofila *a*, comprimento do ramo, porcentagem de integridade relativa (PIR) foram avaliadas em seis tempos (0, 2, 9, 16, 23 e 33 dias), as trocas gasosas foram avaliadas no início da implantação do estresse (dia 0) e, no final do estresse (dia 33), e no final do período do estresse foram quantificados os teores dos íons Na⁺ e K⁺. Taxa fotossintética, taxa de transpiração e concentração interna de CO₂ ocasionaram pouca alteração em função da salinidade. Os resultados demonstraram que as doses de NaCl impostas aos genótipos apresentaram similaridade nos valores do rendimento quântico do PSII (F_V/F_M). Observa-se decréscimo do quenching não-fotoquímico (qN e NPQ) de todos os genótipos (Petite syrah/420-A, Petite Syrah/Paulsen 1103 e Petite Syrah/Harmony) no final das avaliações. Outra alteração proeminente foi o teor de íon sódio no genótipo Petite Syrah/420-A com aumento gradativo do

desenvolvimento do estresse. O genótipo Petite Syrah/Paulsen 1103 apresentou menor incremento do íon Na^+ foliar. Com relação à porcentagem de integridade relativa (PIR) foi verificado que Petite Syrah/Paulsen 1103 obteve maior valor que os demais genótipos. Quanto maior a concentração e o tempo de exposição ao NaCl, menor será o valor de PIR no genótipo Petite Syrah/420-A. As avaliações do comprimento do ramo diminuíram em todos os genótipos em função da salinidade. Entre os genótipos, o Petite Syrah/420-A teve efeito mais pronunciado, sendo considerado como o mais sensível à salinidade. Entre os genótipos de videira submetidos à salinidade, o Petite Syrah/420-A demonstrou ser o mais sensível, o Petite Syrah/Paulsen 1103 apresentou maior tolerância, assim, o Petite Syrah/Harmony apresentou ser intermediário à salinidade.

ABSTRACT

RIBEIRO, Luciana de Sá, M.Sc.; Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. February, 2009. Salt tolerance in Petite Syrah grapevine scions grafted onto different rootstocks. Adviser: Ricardo Enrique Bressan-Smith.

The objective of this work was to evaluate the physiological effect of grapevine rootstocks on scion development under salt stress condition. Thus, Petite Syrah genotypes (*Vitis vinifera L.*) grafted onto different rootstocks (420-A, Paulsen 1103 and Harmony) were submitted to salt stress during 33 days. Four different NaCl concentrations (0, 25, 50 and 100 mM) were added to the nutritive solution to induce the stress condition. The chlorophyll *a* fluorescence, the length of the branch and the relative integrity percentage (RIP) were evaluated six times (0, 2, 9, 16, 23 and 33 days) while the gas exchanges were evaluated when the stress was implemented (day 0) and in the last stress day (day 33). The ions content (Na⁺ and K⁺) were also evaluated in the end of the stress period. The photosynthetic rate, the transpiration rate and the CO₂ internal concentration were few altered due to the salt stress condition. The results demonstrated that the NaCl doses imposed to the genotypes were similar in relation to the quantum yield values of the PSII (F_V/F_M). It was observed a decrease of the non-photochemical quenching values (qN and NPQ) from all genotypes (Petite syrah/420-A, Petite Syrah/Paulsen 1103 e Petite Syrah/Harmony) in the end of the evaluation. Another significant alteration was the sodium content in the Petite Syrah/420-A genotype during the gradual increase of the stress development. The Petite Syrah/Paulsen

1103 presented the lowest Na⁺ increase in the leaf and also the highest relative integrity percentage (RIP) value when compared with the others genotypes. The higher NaCl concentration and exposure time, the lower RIP value in Petite Syrah/420-A. The length of the branch were decreased in all genotypes as a result of salt stress and the most sensitive genotype was the Petite Syrah/420-A. Among those grapevine genotypes evaluated under salt stress, the Petite Syrah/420-A was the most sensitive to this condition, while the Petite Syrah/Paulsen 1103 was the most tolerant and the Petite Syrah/Harmony was an intermediate between them.

1. INTRODUÇÃO

As plantas frequentemente encontram-se sob situações de estresses, ou seja, sob condições externas que afetam desfavoravelmente seu crescimento, desenvolvimento ou produtividade. De acordo com a natureza do estresse podem ser classificados como: bióticos ou abióticos (Cabraia, 2005).

O estresse biótico resulta da ação de outros organismos vivos, e o estresse abiótico resulta de excesso ou déficit de algum fator físico ou químico do meio ambiente. Entre as condições do ambiente que podem resultar em prejuízos para a planta estão: alagamento, déficit hídrico, altas ou baixas temperaturas, salinidade, excesso ou deficiência de luz, toxidez mineral e deficiência mineral (Cabraia, 2005).

Um dos grandes problemas encontrados para produção agrícola em muitas áreas do mundo, principalmente nas regiões áridas e semi-áridas é a salinidade do solo (Munns, 2002). Atualmente estima-se que 50% das áreas irrigadas do mundo são afetadas por sais ou por problemas de drenagem. No Brasil são aproximadamente 160.000 km² de áreas afetadas por sais, sendo que 89.000 km² estão situados na região Nordeste (Blanco, 1999).

A ocorrência de salinidade é mais comum em regiões áridas e semi-áridas, relacionada com os fatores edafoclimáticos e de fatores advindos da atividade humana, como manejo inadequado da água de irrigação, uso indiscriminado e excessivo de fertilizantes, temperatura elevada, baixa pluviosidade e drenagem deficiente. As chuvas nessas regiões são insuficientes

para proporcionar a evapotranspiração necessária às plantas. Como resultado, os sais não lixiviam, o que favorece o acúmulo gradativo no solo (Suassuna, 1996).

Dentre as fruteiras mais cultivadas no Brasil, destaca-se a cultura da videira, cujo mercado consumidor vem crescendo cada vez mais, e assim propiciando aumento na área cultivada, nas regiões áridas e semi-áridas do país. A produção de uva no Nordeste do Brasil concentra-se na região do Submédio São Francisco, localizada nos sertões pernambucano e baiano, sendo favorecida pela potencialidade dos recursos naturais e pelos investimentos públicos e privados nos projetos de irrigação (Costa et al., 2005). Entretanto essas áreas estão sujeitas às degradações ambientais. Sem o manejo adequado da adubação mineral e irrigação, pode ocorrer a salinização do solo, comprometendo o desempenho da cultura e, em muitos casos, provocar o abandono de áreas de cultivo (Viana et al., 2001).

A salinidade inibe o crescimento das plantas, por reduzir o potencial osmótico do solo, restringindo a disponibilidade de água ou pela acumulação excessiva de íons nos tecidos vegetais, podendo alterar processos metabólicos, tais como fotossíntese, respiração, relações hídricas e reações enzimáticas (Taiz e Zeiger, 2004). Essas alterações metabólicas podem resultar no declínio da produtividade.

A videira é classificada como moderadamente sensível à salinidade, com base na mensuração do seu desenvolvimento vegetativo (Sivritepe e Eris, 1999). Como exemplo, Shani e Ben Gal (2005) realizaram experimento em condições de campo, utilizando seis níveis de salinidade na água de irrigação durante cinco anos, constataram redução no crescimento e na fotossíntese de videira *Vitis vinifera* cultivar Sugraone.

Para a utilização de solos com excessos de sais, com vista à produção agrícola, é necessária a aplicação de correção, que pode se constituir na lixiviação de sais e/ou na aplicação de corretivos químicos. Tais práticas envolvem alto custo e não resolvem, basicamente, o problema. Outras alternativas têm como base a utilização de genótipos tolerantes à salinidade, tanto para reabilitação do solo, quanto para a produção, sendo esta uma alternativa economicamente viável para a região do semi-árido nordestino.

2. HIPÓTESE

Avaliações fisiológicas em distintos genótipos de videira utilizados como porta-enxerto tornam possível diferenciar sua capacidade de tolerância à salinidade.

3. OBJETIVOS

3.1. Objetivo geral

Avaliar o desempenho fisiológico de três porta-enxertos de videira (420-A, Harmony e Paulsen 1103), em relação ao desenvolvimento da copa Petite Syrah, submetidos a distintos níveis de salinidade.

3.2. Objetivos específicos

3.2.1. Verificar o efeito da salinidade em genótipos de videira tendo como indicador a eficiência fotossintética.

3.2.2. Verificar o efeito da salinidade nos três genótipos de videira, por meio da análise de extravasamento do conteúdo celular e, assim, avaliar as diferenças na tolerância entre os genótipos analisados.

4. REVISÃO DE LITERATURA

4.1. Aspectos gerais da cultura da videira

As videiras pertencem à classe dicotyledonea, ordem rhamnales e família Vitaceae. O gênero de grande interesse econômico é o *Vitis*, porém, outros gêneros, como *Parthenocissus*, *Ampelopsis* e *Cissus*, fornecem importantes espécies ornamentais. O gênero *Vitis* é subdividido em duas seções: Muscadínea, com todas as espécies diplóides $2n=2X=40$ cromossomos e Euvitis, também com espécie diplóides $2n=2X=38$ cromossomos. O subgênero Muscadínea apresenta características como gavinhas simples, caule sarmentoso com lenticelas, feixes liberianos dispostos irregularmente, córtex aderente e nós sem diafragma e a Euvitis apresenta gavinhas compostas ou bifurcadas, córtex esfoliável e nós com diafragma (Reisch et al., 1996). A espécie *Vitis vinifera* faz parte da seção Euvitis, que deu origem a mais de 14.000 cultivares por todo o mundo (Reisch et al., 1996).

A atual Groenlândia e outras regiões hiperboreais são o provável centro de origem da videira, a qual teria surgido há milhões de anos atrás, no começo do período Terciário, como comprovam os achados de fósseis dos mais antigos ancestrais da videira (Souza, 1996). A dispersão das videiras por regiões distintas gerou adaptações climáticas nas vinhas (Roberto et al., 2001) que, ao serem cultivadas pelo homem, tiveram vários cruzamentos resultando em diversas

espécies e outras milhares de variedades espalhadas pelo mundo (Alvarenga et al. 1998).

O cultivo da videira teve início há cerca de 6.000 e 5.000 anos a.C., na região Transcausiana, junto à costa leste do mar Negro. Inicialmente, o homem se alimentava apenas dos frutos das vinhas, mas com a evolução dos seus conhecimentos aprendeu a produzir a partir dos frutos, passas, suco e vinho (Alvarenga et al., 1998). O vinho, sendo fortemente associado ao cristianismo, utilizado nos sacramentos da igreja, e à mitologia, acabou por dar à videira um amplo cultivo e disseminação pelo mundo (Roberto et al., 2001).

De acordo com alguns dados históricos, o cultivo da videira no Brasil teve início em 1532, por Martin Afonso de Souza, que registrou o transporte das videiras portuguesas para a então Capitania de São Vicente, hoje Estado de São Paulo. A partir desse ponto e por introduções posteriores, a viticultura expandiu-se para outras regiões do país (Protas et al., 2002).

Segundo dados parciais da UVIBRA – União Brasileira de Vitivinicultura, em 2008 o Brasil produziu 83 milhões de kg de uvas viníferas, um aumento de 13% em relação à quantidade produzida em 2007. A produção de uvas comuns foi de 550 milhões de kg, um aumento de 9% em relação à quantidade produzida em 2007. Esses dados permitem avaliar o quanto a produção de uvas viníferas pode, e deverá crescer nos próximos anos.

Os maiores produtores de uvas no Brasil são Rio Grande do Sul, São Paulo, Paraná, Santa Catarina, Pernambuco, Bahia e Minas Gerais. Embora não apareça nas estatísticas do IBGE, a região Norte do Estado do Rio de Janeiro vem apresentando potencial para o cultivo da videira. Estudos realizados nessa região mostraram que a videira possui ciclo fenológico e necessidade térmica próximos dos encontrados no Noroeste de São Paulo (Murakami et al, 2002; Hespanhol-Viana et al., 2008).

A viticultura foi introduzida no semi-árido brasileiro, em 1950, quando nem se imaginava o potencial existente. Com boas condições de solo, alta temperatura, alta radiação solar e baixo índice de precipitação, a cultura se expandiu acentuadamente, representando, atualmente uma das principais atividades do agronegócio do Vale do São Francisco, localizado entre os estados de Pernambuco e Bahia. Nessa região, embora predomine o cultivo de uvas de mesa, o mercado de uvas para vinhos está em plena expansão (Leão, 2004).

2. Salinidade

O termo salinidade se refere à presença de sais solúveis no solo a ponto de prejudicar o rendimento econômico das culturas (Paz, 2000).

O processo de salinização dos solos ocorre por diversos fatores. Um deles é a existência de depressões ou a baixa declividade que pode promover a acumulação dos sais. Outro fator que favorece a salinização dos solos é a baixa umidade atmosférica, associada a uma elevada demanda evaporativa das regiões áridas e semi-áridas. Além dos fatores naturais, a ação antrópica pode também induzir ou incrementar tal processo, principalmente com a utilização de água salina associada a uma irrigação inadequada, ou com uma drenagem insuficiente em solos com baixa condutividade hidráulica (Queiroz, 1997; Orcutt & Nilsen, 2000).

Os principais sais solúveis encontrados nos solos salinos resultam da combinação dos ânions CO_3^{2-} , HCO_3^- , Cl^- e SO_4^{2-} com cátions Ca^{2+} , Mg^{2+} , K^+ e Na^+ (Orcutt e Nilsen, 2000).

O acúmulo de sais no solo, principalmente os de sódio, causa um decréscimo no potencial osmótico do vegetal, resultando em estresse hídrico. Adicionalmente, o estresse iônico é também ocasionado em plantas expostas ao sal, principalmente o sódio (Na^+) e o cloro (Cl^-) (Ueda et al., 2003).

O estresse hídrico é devido à alta afinidade dos sais com a água, gerando indisponibilidade hídrica para as culturas, mesmo em condições de umidade na zona radicular (Blanco, 1999); por outro lado, o iônico, refere-se aos íons absorvidos pelas plantas, os quais podem provocar desequilíbrio iônico e/ou tóxico para o metabolismo da planta (Câmara e Willadino, 2005).

Estimativas da FAO (2004) mostram que dos 250 milhões de hectares de áreas irrigadas no mundo, aproximadamente 50% já apresentam problemas de salinização e que 10 milhões de hectares são abandonados anualmente em virtude desse problema.

A salinidade dos solos é responsável pelas maiores reduções na produtividade agrícola no mundo (Gouia et al., 1994). O problema é mais grave em regiões áridas e semi-áridas. Entretanto, com o uso intensivo da irrigação e do uso inadequado de fertilizantes químicos, a salinização dos solos tende a aumentar (Medeiros e Ghevi, 1997).

A salinidade é um dos estresses abióticos que induz uma série de respostas no desenvolvimento vegetal em todos os níveis de organização (morfológico, fisiológico, bioquímico e molecular). Essas respostas variam amplamente dependendo do genótipo e da fase fenológica da planta. Enquanto algumas espécies apresentam elevada tolerância à salinidade outras são altamente susceptíveis (Câmara e Willadino, 2005).

De maneira geral, o estresse salino restringe o crescimento das plantas e níveis excessivamente elevados de salinidade causam necrose das células tanto do sistema radicular quanto da parte aérea. A manutenção do estresse e este conjunto de danos permanentes podem resultar na morte da planta (Câmara & Willadino, 2005).

Na região semi-árida nordestina, para assegurar produções agrícolas constantes e satisfatórias, deve ser fornecida água às culturas em caráter suplementar durante, praticamente, todo ano (Reichardt, 1990). As fontes de água para irrigação no Nordeste são reservatórios superficiais (açudes), nos quais a água é armazenada durante as estações chuvosas, e rios, de maneira geral, de boa qualidade. A mais importante fonte é o Rio São Francisco, cuja água contém baixos teores de sais (Cordeiro 2002).

O uso destas águas sob condições adequadas de manejo não deveria oferecer maiores problemas para irrigação. Todavia, essa região apresenta elevada predisposição à degradação oriunda do emprego incorreto de práticas agrícolas possivelmente adotadas, que aliadas à lixiviação incompleta e à intensa evaporação, resultam em aumento dos sais nas camadas superficiais do solo (Cordeiro 2002).

O Vale do São Francisco, localizado no semi-árido brasileiro, tem contribuído para o crescimento da área cultivada com videira, tanto pelo aumento em produtividade como pela expansão de área colhida a cada safra (Agrianual, 2003). Mesmo com elevados índices de produtividade do cultivo da videira, o Vale do São Francisco está inserido em região cujas condições edafoclimáticas promovem o acúmulo de íons inorgânicos nos solos. Isto é intensificado pelo manejo inadequado do sistema solo-água-plantas (Araújo et al., 2004). A maioria dos solos salinos dessa região é do tipo Aluvial, onde predominam os sais de sódio (Fernandes, 1993).

Com o agravamento dos problemas da salinidade do solo, o emprego de métodos biológicos para recuperação, como a lixiviação dos sais no solo e a drenagem agrícola, embora seja bastante promissor, torna-se praticamente inviável tanto no aspecto ambiental quanto financeiro. Desta forma, genótipos tolerantes à salinidade tornam-se alternativas aceitáveis para se conviver com problemas da salinidade, além de reincorporar os solos salinizados ao processo de produção agrícola (Miranda et al., 2002).

4.3. Resposta das plantas à salinidade

A maioria do estresse salino sob as plantas é provocado pelos sais de sódio, particularmente o NaCl. As espécies vegetais quando expostas à salinidade são classificadas basicamente em halófitas e glicófitas. As halófitas crescem em ambientes com altas concentrações de sais, e as glicófitas não são capazes de se desenvolver em ambientes com alta concentração de sais (Orcutt e Nielsen, 2000).

As halófitas são tolerantes à salinidade porque absorvem água nas condições adversas, através da diminuição do potencial osmótico pela acumulação de íons salinos (Bradley e Morris, 1991). As halófitas são conhecidas pela habilidade de se adaptar e viver em habitat salino, pela facilidade em selecionar Na^+ e Cl^- e sequestrar para os vacúolos (Muhling e Lauchli, 2002). Essas plantas são modelos viáveis de estudo dos mecanismos que elas usam para sobreviver em altas concentrações de sal, com o intuito de melhorar a tolerância de espécies vegetais não halófitas (Gorham, 1995).

Os efeitos do estresse salino nas plantas são classificados em primários e secundários. Os efeitos primários incluem os efeitos tóxicos específicos dos sais, danos na permeabilidade das membranas e desequilíbrio metabólico em termos de fotossíntese, respiração, anabolismo e catabolismo de aminoácidos, proteínas e ácidos nucleicos. Os efeitos secundários da salinidade incluem efeitos osmóticos e deficiência de nutrientes induzida pela competição do Na^+ e do Cl^- com os demais nutrientes minerais durante o processo de absorção (Levitt, 1980). Nos efeitos primários os danos podem reduzir significativamente os rendimentos e sua magnitude dependendo do tempo, da concentração de íons, da tolerância das plantas e do uso da água pelas culturas. Normalmente, a toxicidade é provocada

pelos íons cloreto, sódio e boro, entretanto, muitos outros micronutrientes são tóxicos às plantas, mesmo em pequenas concentrações (Dias, 2003). E no efeito secundário o excesso de sal absorvido pelas plantas promove desequilíbrio iônico e danos ao citoplasma, refletidos em injúrias, principalmente, nas bordas das folhas, a partir de onde a planta perde por transpiração, principalmente água, havendo nestas regiões acúmulo do sal translocado do solo e intensa toxidez de sais (Lima, 1997).

Os solutos compatíveis, acumulados de forma proporcional às variações do potencial osmótico, reduzem o potencial hídrico da planta, garantido o fluxo contínuo da água no sistema do solo, da planta e da atmosfera. Essa redução no potencial hídrico, ou ajuste osmótico ocorre tanto em halófitas quanto em glicófitas (Hasegawa et al., 2000). O ajuste osmótico ocorre através da síntese e acúmulo de solutos orgânicos no citoplasma, lúmen, matriz ou estroma das organelas (Niu et al., 1995; Yeo, 1998), os quais equilibram a pressão osmótica dos íons (tipicamente Na^+ e Cl^-) seqüestrados no vacúolo.

O ajuste osmótico contribui na manutenção da absorção de água e turgescência celular, possibilitando o funcionamento de processos fisiológicos como abertura estomática, fotossíntese e expansão celular (Serraj e Sinclair, 2002). O estresse osmótico é efetivo no início da exposição ao sal (horas ou poucos dias) e a toxicidade do íon torna-se importante depois do prolongamento à exposição (Munns, 2002).

4.4. O estresse oxidativo como resposta secundária à salinidade

Uma das alterações bioquímicas que ocorrem quando as plantas são sujeitas a estresses abióticos, entre eles a salinidade, é a produção de espécies reativas de oxigênio (ERO's), como superóxido (O_2^-), peróxido de hidrogênio (H_2O_2), oxigênio singleto ($^1\text{O}_2$) e radical hidroxila (OH^-) (Meloni et al., 2003).

A toxidez das ERO's é devida às suas reações com numerosos compostos celulares, que causam uma cascata de reações oxidativas, sendo o efeito mais comum, a degradação da membrana celular (Prochazkova et al., 2001). Ocorre, também, a inativação de enzimas, degradação de proteínas, danos em DNA e RNA, e peroxidação de lipídios (Yu e Rengel, 1999). A peroxidação lipídica é o processo através do qual os radicais livres retiram elétrons dos lipídios das

membranas das células, resultando em dano para a célula. Em alguns casos uma alta estabilidade da membrana pode ser correlacionada à tolerância a estresses abióticos (Premachandra et al., 1992).

As ERO's têm sido tradicionalmente, consideradas produtos tóxicos do metabolismo aeróbico (Rentel e Knight, 2004). Entretanto, nos últimos anos, tornou-se aparente que células vegetais produzem níveis endógenos basais de ROS (Wohlgemut et al., 2002). Dessa forma, as ERO's estariam atuando como moléculas sinalizadoras, com o que, um aumento no acúmulo de H₂O₂ e alterações no estado redox, alertariam a célula vegetal para uma possível mudança do ambiente (Foyer e Noctor, 2003).

Embora as ERO's possam atuar como moléculas sinalizadoras quando atingem altas concentrações, elas são extremamente danosas para a célula, sobretudo para o sistema de membranas. Assim, as plantas dispõem de um sistema de defesa mediado por enzimas antioxidantes, incluindo um sistema enzimático, que compreende a superóxido dismutase, ascorbato peroxidase, guaiacol peroxidase, catalase, glutathione redutase e tioredoxina redutase, e um sistema não-enzimático composto por moléculas antioxidantes, como ácido ascórbico, glutathione, carotenóides, a-tocoferol (Mittler, 2002) e compostos fenólicos (Sakihama et al., 2002).

Os efeitos do estresse por sal (NaCl) em respostas antioxidantes têm sido estudados em um número significativo de espécies de plantas incluindo trigo, arroz, batata, amora, tomate, citros, algodão e ervilha. Esses estudos indicam que as respostas antioxidativas estão muito correlacionadas com a sensibilidade e tolerância das cultivares ao estresse salino (Bandeoglu et al., 2004), uma vez que o acúmulo de ERO's resulta em uma série de processos degenerativos celulares, incluindo a peroxidação de lipídios de membrana e o disparador da morte celular programada (Gechev et al., 2002). A estabilidade da membrana pode ser correlacionada à tolerância a estresses abióticos (Premachandra et al., 1992).

4.5. Resposta fotossintética à salinidade

A fotossíntese é um processo pelo qual plantas, algas e bactérias fotossintetizantes convertem a energia solar em uma forma quimicamente estável de energia, para sintetizar compostos orgânicos. Essa transdução energética é

complexa, envolvendo diversos mecanismos físicos e químicos (Strasser et al., 1999).

O processo fotossintético ocorre no cloroplasto. A dupla membrana do cloroplasto, interna e externa, separa o sistema fotossintético do citoplasma; no interior do cloroplasto localiza-se um sistema de membranas altamente organizado, denominado membranas tilacoidais ou tilacóide, cercados por uma matriz aquosa, o estroma. A membrana tilacoidal possui um sistema altamente complexo de proteínas inseridas na bicamada lipídica, incluindo também um espaço aquoso denominado lúmen (Steffen, 2003).

A fotossíntese é tradicionalmente dividida em duas fases: fase fotoquímica, que consiste na reação de transferência de elétrons, e a fase bioquímica, que consiste na biossíntese de sacarídeos pela fixação de CO₂. Essas reações ocorrem em uma enorme escala e são responsáveis pela produção do oxigênio atmosférico e, indiretamente, por quase toda biomassa da biosfera (Hankamer e Barber, 1997).

Sendo a fotossíntese um processo físico-químico dependente de luz, ela também pode ser influenciada pelas condições do meio em que a planta se encontra (Devlin, 1976). Portanto, diferentes estresses ambientais podem afetar a eficiência fotossintética de uma planta, prejudicando a taxa de reações químicas inerentes ao processo ou a organização estrutural dos componentes envolvidos. Nesse sentido, a configuração dos complexos protéicos ao longo da membrana tilacoidal representa papel fundamental, pois, ao atuarem sobre o sistema, os estresses ambientais podem danificá-los, prejudicando seu funcionamento (Opanasenko et al., 1999).

Diversos estresses exercem sobre o organismo um aumento no custo da manutenção, refletindo em sua respiração. Alta temperatura, luz excessiva, doenças e a salinidade mostraram um aumento na respiração com redução na fotossíntese (Takemura et al., 2000). Com aumento de CO₂, foi demonstrado que a salinidade interfere diretamente na fotossíntese, provavelmente pela inibição parcial da atividade da Rubisco, enzima primordial da fase bioquímica de fixação do carbono (Nazaenko, 1992).

A membrana tilacoidal também pode se adequar a condições de estresse abiótico. Isso requer respostas em curto prazo, como transição de estado e

aumento nos componentes de dissipação de energia e respostas a longo prazo, como mudanças na razão do fotossistema I/II (PSI/PSII) (Aro et al., 2001).

A salinidade também resulta em um significativo acúmulo de sódio e cloro nas folhas, induzindo redução no teor de pigmentos e, portanto decréscimo na eficiência fotossintética (Lu e Vonshak, 2002).

4.6. Salinidade na cultura da videira

Existe uma variabilidade na adaptação à salinidade entre espécies e dentro das espécies, devendo-se avaliar o comportamento de diferentes genótipos, para identificação e caracterização de indivíduos mais adaptados (Larcher, 2004). O conhecimento do comportamento e da variabilidade genética das plantas em relação aos fatores ambientais pode fornecer subsídios para o entendimento das estratégias adaptativas e da dinâmica evolutiva das espécies.

A videira apresenta problemas de crescimento sob condições de salinidade; entretanto foi classificada como moderadamente sensível, com base na mensuração do seu desenvolvimento vegetativo (Schaffer e Andersen 1994). Várias características associadas à tolerância a estresses abióticos em plantas podem indicar adaptabilidade de genótipo e ajudar a selecionar material genético mais resistente e produtivo.

Os processos de crescimento são particularmente sensíveis aos efeitos dos sais, de forma que a taxa de crescimento pode servir de critério para avaliar o grau de estresse e a capacidade da planta de superar a salinidade. Mesmo em culturas que podem ser consideradas tolerantes, ocorre redução do crescimento em maior ou menor proporção com o incremento de NaCl (Larcher 2004).

Diferentes cultivares (Green Hungariam e Ribier) de videira foram estudadas por Anguiano-Fuentes (1987), indicando o comportamento diferencial entre os genótipos estudados, expostos em solos normal e salino. Para a cultivar Green Hungariam, a salinidade do solo afetou o crescimento dos brotos e já para a cultivar Ribier, a única variável de crescimento afetada pela salinidade foi o diâmetro do caule, indicando sua maior tolerância à salinidade.

A salinidade da água de irrigação ou do solo pode provocar várias respostas fisiológicas da planta, dentre as quais as modificações na fotossíntese, como fechamento dos estômatos e perda da turgescência dos tecidos. A

transpiração influencia no processo de absorção e distribuição de água e sais minerais, contribuindo para o resfriamento da planta, em especial da folha, devido ao consumo de energia pela vaporização da água. A perda dessa água por meio da transpiração pode ser controlada pelo fechamento dos estômatos. Esse processo, entretanto, eleva a temperatura foliar (Luttge, 1997), concorrendo para a perda da turgescência dos tecidos. Na ausência de transpiração, a temperatura da folha pode chegar, inclusive, a um nível letal (Lambers, 1998).

São vários os fatores ambientais (luz, umidade relativa, água) que influenciam o mecanismo de abertura e fechamento dos estômatos. Plantas sob condições salinas fecham os seus estômatos precocemente (O'Leary, 1975), e esse fenômeno se deve à redução da permeabilidade das raízes à água, dando origem ao estresse hídrico.

O potássio desempenha papel fundamental na abertura e fechamento dos estômatos e a carência deste nutriente mineral pode causar um decréscimo na taxa de fotossíntese (Paiva, 1997), ocasionando uma redução no crescimento das plantas. O fechamento estomático é, provavelmente, um dos primeiros mecanismos de defesa da planta contra a dessecação, como também é o fator mais importante de controle da fixação do carbono. A salinidade provoca redução na taxa fotossintética, na condutância estomática e na taxa de transpiração, processos essenciais para o crescimento, desenvolvimento e produção dos cultivos (Gheyi et al., 2005).

A análise dos efeitos da salinidade, em plantas de videira da variedade Sultana, expostas a três tipos de solo e cinco níveis de salinidade na água de irrigação, durante seis anos, mostra a redução da fotossíntese e da condutância estomática, correlacionado com a presença de Na^+ nas folhas (Prior et al., 1992).

O comportamento diferenciado de porta-enxertos (IAC 313, 420-A, IAC 766, Ripária do Traviú, IAC 572) de videiras a condições de salinidade foi estudado por Viana et al. (2001), que compararam várias concentrações de NaCl, aos teores de Na^+ , K^+ , Mg^{2+} e Ca^{2+} no material vegetal. Dentre os porta-enxertos de videiras estudados, os porta-enxertos IAC 313 e 420-A apresentaram mais sensíveis à salinidade, alocando grande quantidade de sódio nas folhas e apresentando restrições na absorção de K^+ , Mg^{2+} e Ca^{2+} no material vegetal. As mais tolerantes, IAC 766, Ripária do Traviú e IAC 572, apresentaram maior retenção de Na e uma pequena redução nos teores de K^+ , Mg^{2+} e Ca^{2+} .

A salinidade interfere na nutrição mineral das plantas, podendo levar a deficiências de alguns nutrientes essenciais e também à toxidez por outros. A redução da concentração de K^+ em função do incremento da salinidade é reconhecida como mecanismo de tolerância, de algumas plantas e a capacidade de algumas plantas de absorção seletiva de K^+ está associado à extrusão de Na^+ (Câmara e Willadino, 2005).

Em experimentos conduzidos com quatro porta-enxertos de videira com seis níveis de salinidade em duas variedades de copas (Itália e Superior) e os porta-enxertos (IAC 572, Courdec, 1613, Salt Creek e 420-A), os autores observaram decréscimo no transporte de K^+ , Ca^{2+} e de Mg^{2+} nos porta-enxertos medianamente tolerantes (IAC 572, Courdec 1613, Salt Creek) e no sensível (420-A) e nas variedades de copas (Itália e Superior), à medida que se aumentava o nível de salinidade (Araújo et al., 2004).

4.7 A fluorescência da clorofila a

A energia proveniente da luz pode ser dissipada por três vias competitivas: processo fotoquímico da fotossíntese, fluorescência (luz) e dissipação não-fotoquímica (calor). Então, o comprometimento do processo fotossintético pode ser detectado quando ocorrem alterações na emissão da fluorescência. Nesse contexto, a fluorescência consiste na emissão de radiação na região do visível, ou seja, do vermelho e vermelho distante, sendo considerada proveniente das moléculas de clorofilas associadas ao fotossistema II (PSII) (Campostrini, 1998; Raven et al., 2001).

A medição da fluorescência da clorofila a é um método não destrutivo que pode ser utilizado como ferramenta para avaliar os processos fotossintéticos. Como a fluorescência inicial (F_0), a fluorescência máxima (F_M), o rendimento quântico máximo (F_V/F_M), os “quenchings” fotoquímico (qP), não-fotoquímico (qN e NQP) e taxa de transporte de elétrons (ETR). É um método muito sensível para estimar o funcionamento do PSII, caracterizando, dessa forma, o funcionamento do aparelho fotossintético, submetido a diferentes estresses abióticos (Krauser e Weis, 1991). O valor de F_0 representa a emissão de luz pelas moléculas de clorofila a excitadas, antes de a energia ser transferida para o centro de reação do PSII (Mathis e Paillotin, 1981).

O valor da fluorescência inicial (F_0) é alterado por estresses ambientais, devido a mudanças estruturais nos pigmentos fotossintéticos do PSII (Adams et al., 1992). A indução da fluorescência da clorofila envolve uma fase transiente, que é rápida (fase ODP), e uma fase não transiente, lenta (fase SMT). A fluorescência transiente da clorofila é conhecida como fluorescência variável (F_v), representando a fluorescência entre os níveis O (F_0 – fluorescência inicial) e P (F_M – fluorescência máxima) (Krause e Weis, 1991).

Fatores genéticos e ambientais, como salinidade, temperatura, radiação, seca, fertilidade e textura do solo entre outros, afetam o crescimento das plantas e os efeitos têm sido pesquisados usando medições da eficiência máxima do PSII estimada através da razão entre a fluorescência variável e a máxima (F_v/F_M) (Pereira, 2001).

Em condições normais as plantas apresentam a razão de F_v/F_M entre 0,75 a 0,85, verificada em diferentes espécies e entre variedades de uma mesma espécie (Butler e Kitajima, 1975). Contudo, a redução no valor de F_v/F_M pode representar tanto uma regulação fotoprotetora reversível como uma inativação irreversível do fotossistema II (PSII) (Long et al., 1994; Araus et al., 1998).

O “quenching” fotoquímico (q_P) é a dissipação causada pelo processo fotoquímico, ou seja, é causado pela utilização da energia para a redução do NADP. O “quenching” não-fotoquímico (q_N e NPQ) representa todas as outras formas de dissipação de energia, principalmente calor (Campostrini, 1998).

A variável NPQ é um bom indicador do fluxo de energia como calor. Seu aumento pode ocorrer como resultado do processo de proteção do dano fotoinduzido na folha (Maxwell e Johnson, 2000). Alguns pesquisadores demonstraram que NPQ está intimamente associado com a determinação da dissipação do calor através do ciclo das xantofilas (Flexas et al., 1999; Chen e Cheng, 2003; Jiang et al., 2005).

Atualmente muitos estudos têm sido realizados com o uso de medidas da fluorescência da clorofila *a* associadas ao fotossistema II (Newton e McBeath, 1996). Essa técnica tem sido proposta para caracterizar a tolerância à salinidade em diferentes espécies de importância agrônômica (Mekkaoui et al., 1989; Monneveux et al., 1990).

5. MATERIAL E MÉTODOS

5.1. Condições experimentais

O experimento foi instalado em casa de vegetação com 50% de sombreamento, localizada nas dependências da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro (UENF), de 04/06 a 15/12/2007 em Campos dos Goytacazes, RJ (41°18'O; 21°45'S).

O delineamento experimental utilizado foi em blocos ao acaso em esquema fatorial 3 x 4 x 6, considerando os seguintes fatores: três porta-enxertos (420-A, Harmony e Paulsen 1103) com uma copa (Petite Syrah), quatro tratamentos (0, 25, 50 e 100 mM de NaCl) e seis períodos de avaliação (0, 2, 9, 16, 23 e 33 dias após a indução à salinidade). O experimento conteve, portanto, 12 tratamentos, com quatro repetições, totalizando 48 (quarenta e oito) vasos, contendo cada somente uma planta (Figura 2).

O material propagativo da cultivar de videira vinífera Petite Syrah foi proveniente do Centro de Frutas do IAC, de Jundiaí-SP. O material dos porta-enxertos estudados foi proveniente da Embrapa Transferência de Tecnologia / SNT-ENSET da cidade de Sete Lagoas-MG.



Figura 1 – Condução do experimento na casa de vegetação dos genótipos de videira Petite Syrah/Paulsen 1103, Petite Syrah/ Harmony e Petite Syrah/420-A submetidos a quatro tratamentos (0, 25, 50 e 100 mM de NaCl), avaliados em seis períodos de exposição ao NaCl (0, 2, 9, 16, 23 e 33) com quatro repetições.

5.2. Material Vegetal

A enxertia é um método de propagação que consiste em unir um segmento de planta com uma ou mais gemas sobre outra planta, baseando-se na união dos tecidos entre os dois indivíduos (César, 1996).

A porção inferior é comumente chamada de porta-enxerto ou cavalo e tem por função absorver água e nutrientes e servir de suporte para a copa. A porção superior é chamada de enxerto ou cavaleiro e é responsável pela formação da copa encarregando-se de nutrir o porta-enxerto, florir e frutificar (Simão, 1998).

A enxertia da videira passou a ser uma prática obrigatória na viticultura após o surgimento da filoxera (*Daktulosphaira vitifoliae*) (Biasi e Pires, 2003). Após inúmeras tentativas de controle desta praga, que para se alimentar suga a seiva das folhas e raízes levando a planta à morte, a solução mais viável foi a enxertia das variedades européias (*Vitis vinifera*) sobre porta-enxertos americanos, resistentes ao ataque deste inseto. Atualmente, a utilização da enxertia evoluiu para a solução de outros problemas da viticultura, visando além

da defesa antifiloxérica, a resistência a nematóides, o aumento do vigor vegetativo, a produção e resistência à salinidade (Sousa, 1996).

Os porta-enxertos não só apresentam grande variação em vigor, em consequência das diferentes exigências nutricionais e capacidade de absorção de água e nutrientes, pois suas raízes apresentam seletividade na absorção de íons da solução do solo, como também influenciam as videiras enxertadas na absorção do potássio e do magnésio, (Wolpert et al., 2005).

A enxertia é utilizada, dentre outros, para trocar cultivares de plantas estabelecidas e para obter benefícios do porta-enxerto, como tolerar condições desfavoráveis do solo. Diversos tipos de enxertia são utilizados para formação de mudas de videira, sendo divididos em dois grupos: a garfagem e a borbulhia. Na garfagem enxerta-se um segmento do ramo da cultivar copa contendo uma ou duas gemas, enquanto na borbulhia enxerta-se apenas uma pequena porção do ramo contendo uma gema acompanhada ou não de tecidos do lenho. A enxertia é realizada durante o período de crescimento vegetativo (Biasi e Pires, 2003).

Portanto, torna-se assim necessário o estudo sobre a melhor combinação de porta-enxerto e variedade produtora para as condições edafoclimáticas do Vale do São Francisco. Foram escolhidos os materiais descritos a seguir, na busca da combinação entre a copa e porta-enxertos sob condições de salinidade.

5.2.1. Copa

- Petite Syrah

'Syrah' é uma das mais antigas castas cultivadas. Algumas referências sugerem que seria originária de Schiraz, na Pérsia, outras, que seria nativa da Vila de Siracusa, na Sicília. Independentemente de sua origem, 'Syrah' é cultivada na França há muito tempo, principalmente em Côtes-du-Rhône, Isère e Drôme. Da França, expandiu-se por muitos países, sendo hoje uma das cultivares tintas mais plantadas no mundo. Chegou ao Rio Grande do Sul em 1921, procedente dos vinhedos Vila Cordélia, de São Paulo. Até 1970, não logrou espaço nos vinhedos comerciais do Estado. Desde então, entretanto, acompanhando a história de outras viníferas finas francesas, começou a ser plantada comercialmente em Santana do Livramento e na Serra Gaúcha, a partir

de mudas importadas por vinícolas destas regiões. É uma casta muito vigorosa e produtiva, características que, aliadas à sua alta sensibilidade a podridões do cacho, a torna de difícil cultivo nas condições ambientais da Serra Gaúcha. Todavia, nas condições semi-áridas do nordeste, tem mostrado ótimo desempenho na região do submédio São Francisco. O vinho de 'Syrah' é característico pelo seu aroma e buquê. No Rio Grande do Sul é chamada 'Petite Syrah', nome que a distingue da 'Calitor', aqui conhecida como 'Syrah'; 'Schiraz', nos Estados Unidos e na Austrália; 'Hermitage', também na Austrália; 'Balsamina', na Argentina (Camargo, 1993).

5.2.2. Porta-enxertos

- 420-A

Obtido do cruzamento entre as espécies *Vitis berlandieri* e *Vitis riparia*, realizado em 1887, na França, por Millardet e de Grasset. É um porta-enxerto pouco vigoroso, que apresenta certa dificuldade de enraizamento (Pires et al., 2003). Pode ser uma boa opção para o cultivo de uvas para vinhos finos. No entanto, trabalho realizado por Viana (1997) mostra que o porta-enxerto 420-A é sensível à salinidade.

- Harmony

Porta-enxerto obtido do cruzamento entre as espécies *Vitis berlandieri* e *Vitis riparia*. Apresenta vigor médio, as estacas apresentam bom índice de pegamento. É usado em pequena escala no Rio Grande do Sul, devido às suas características agrônômicas indesejáveis, como menos vigor e menos produtivo (Pires et al., 2003). O porta-enxerto Harmony está sendo estudado para adaptação a diferentes condições ambientais (Leão, 2004).

- Paulsen 1103

É um porta-enxerto do grupo *berlandieri x rupestris*. Teve grande difusão no Rio Grande do Sul e em Santa Catarina nos últimos anos porque apresenta tolerância à fusariose, doença comum nas zonas vitícolas da Serra Gaúcha e do

Vale do Rio do Peixe. É vigoroso, enraíza com facilidade e apresenta bom pegamento de enxertia. Tem demonstrado boa afinidade geral com as diversas cultivares (Camargo, 2003).

5.3. Condições de crescimento

Os materiais propagativos utilizados foram estacas lenhosas dos porta-enxertos com quatro gemas, tendo aproximadamente 35 cm de comprimento, sendo previamente enraizadas no dia 14/06/2007 em sacos de polietileno preto perfurados com dimensões de 18 x 26 cm, em areia lavada e vermiculita na proporção de (1:4 v/v), visando favorecer a formação de um sistema radicular mais desenvolvido e ramificado (Leão, 2004). Realizaram-se irrigações com solução nutritiva Ouro Verde® (produto comercial) a cada oito dias após o plantio dos porta-enxertos. As estacas cresceram durante 75 dias, quando já apresentavam folhas expandidas. Após esse período, as estacas foram enxertadas com Petite Syrah por garfagem, no dia 29/08/2007.

As irrigações foram ministradas uma vez ao dia, em volume suficiente para saturar o substrato, até o pegamento dos enxertos. Após 59 dias das enxertias (28/10/2007), as plantas foram transplantadas para vasos plásticos de 3,6L, de modo a danificar o mínimo possível o sistema radicular. O substrato utilizado foi areia de rio, tratada com ácido clorídrico (Muriático), concentrado comercial diluído na proporção 1:4 v/v, para se extrair íons contaminantes do substrato. Após esse procedimento, a areia foi lavada com água até que a acidez fosse reduzida a valor de pH 6.0, quando então foi feita lavagem final com água deionizada. No fundo de cada vaso foi colocado cascalho fino, a fim de reduzir a evaporação, o aparecimento de algas e favorecer o controle da salinidade.

Até o início da imposição à salinidade, as plantas foram irrigadas com solução nutritiva contendo 4,0 mmol L⁻¹ de K⁺; 3,50 mmol L⁻¹ de Ca⁺²; 0,80 mmol L⁻¹ de H₂PO₄⁻¹; 1,0 mmol L⁻¹ de SO₄⁻²; 2,0 mmol L⁻¹ de Mg⁺²; 12,2 mmol L⁻¹ de NO⁻³; 4,0 µmol L⁻¹ de Fe; 20 µmol L⁻¹ de Mn; 3,0 µmol L⁻¹ de Zn; 40 µmol L⁻¹ de B; 0,5 µmol L⁻¹ de Cu; 0,5 µmol L⁻¹ de Mo (Viana et al., 2001).

5.4. Indução à salinidade

Procedeu-se aclimatização dos enxertos durante 15 dias, sendo logo em seguida, no dia 12/11/2007 aplicados os tratamentos com NaCl: 0, 25, 50 e 100 mM à solução nutritiva, correspondendo, respectivamente, às condutividades elétricas (CE) de 1,02; 3,58; 5,48; e 10,84 dS cm⁻¹. O pH da solução foi mantido em 5.5 ± 0.5 com controle diário, corrigido com NaOH ou HCl 1N. A solução nutritiva foi renovada sempre que a condutividade elétrica atingia 60% da concentração inicial utilizada (Tomaz et al., 2000), a fim de se assegurarem condições mais uniformes nos tratamentos. O volume drenado em cada unidade experimental foi descartado.

As características foram avaliadas no tempo 0, 2, 9, 16, 23 e 33 dias após a indução à salinidade.

5.5. Características avaliadas

5.5.1. Medições de trocas gasosas e variáveis climáticas

As avaliações das trocas gasosas foram realizadas com o auxílio do analisador de gás no infravermelho (IRGA), acoplado ao sistema portátil de medição de fotossíntese LI-6200 (Li-Cor, USA), com área da câmara de 6 cm², volume de 0,25 L, com luz artificial de 900 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Com as medições, foram obtidas a Taxa Fotossintética Líquida (A_N , $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$), a Concentração Interna do CO₂ ($\mu\text{L L}^{-1}$) e a Transpiração (E , $\text{mmol}^{-2} \text{s}^{-1}$). Foram feitas as avaliações no período de 9h às 10h30min no dia 0 e no dia 33 do período experimental, sempre na primeira folha totalmente expandida e sadia, a partir do ápice.

Para o monitoramento das variáveis climáticas, foram obtidos por meio da estação evapotranspirométrica da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro (UENF), localizada a 500m da área experimental, pertencente ao Laboratório de Engenharia Agrícola dessa universidade (LEAG). Foram obtidos os valores da umidade relativa do ar (%) e a temperatura do ar (°C). Ambos foram programados para coletar e armazenar dados a cada cinco minutos hora. As medições utilizadas nesse trabalho foram durante o período experimental nos horários de 6h às 17h.

A partir dos dados armazenados de umidade relativa do ar e temperatura do ar, calcularam-se os valores do déficit de pressão de vapor atmosférico (DPV), segundo a equação apresentada por Naves-Barbiero et al. (2000):

$$DPV = 0,611375e^t * (1-UR/100)$$

Na qual t é calculado pela equação:

$$t = 17,502 * (T_{ar}) / (240,97 + T_{ar})$$

5.5.2. Determinação do rendimento quântico máximo por meio da fluorescência da clorofila a

A quantificação da indução da fluorescência através de equipamentos modulados fornece informações sobre a capacidade do aparelho fotossintético na utilização da energia luminosa e seus efeitos na escala de minutos. Tais equipamentos baseiam-se na aplicação de pulsos de luz modulada para excitar as moléculas de clorofila dos centros de reação em uma dada região de tecido foliar previamente adaptada ao escuro.

As variáveis da fluorescência da clorofila a nesse estudo foram obtidas a partir do dia 0 até o final das avaliações (dia 33) por meio de um fluorímetro modulado MINI-PAM (Walz, Germany), sempre na mesma folha e logo após as medições das trocas gasosas.

Inicialmente, as folhas a serem avaliadas foram adaptadas por 30 minutos no escuro, com auxílio de pinças apropriadas (DLC-8) ao sensor do MINI-PAM, para que os centros de reação do PSII se mantivessem no estado aberto (condição em que os aceptores primários estejam oxidados).

A fluorescência inicial foi obtida com luz modulada de baixa intensidade ($< 0,1 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$), para não induzir efeito na fluorescência variável. A fluorescência máxima foi determinada com um pulso de luz saturante ($6\ 000 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) de 0,3s, reproduzida na frequência de 600 Hz, ocasionando o fechamento de todos os centros de reação do PSII, foram obtidas a fluorescência inicial (F_0) e a fluorescência máxima (F_M). O emprego do fluorímetro modulado permite que outros parâmetros da fluorescência da clorofila a, relacionados a processos fotoquímicos da atividade fotossintética, possam ser obtidos. Como: a

fluorescência variável (F_V) é determinada pela diferença entre F_M e F_0 , que representa o incremento da fluorescência a partir de F_0 até F_M , com os valores de F_V e F_M foi obtido o rendimento quântico máximo ($F_V / F_M = F_M - F_0 / F_M$), o “quenching” fotoquímico: $qP = (F_M' - F) / (F_M' - F_0)$ e os “quenchings” não-fotoquímicos: $qN = (F_M - F_M') / (F_M - F_0)$ e $NPQ = (F_M - F_M') / F_M'$.

5.5.3. Determinação de integridade de membranas

Foram coletados semanalmente da folha expandida, cinco discos de 1 cm de diâmetro, que foram lavados três vezes em água ultrapura e colocados imersos em 15 mL de água ultrapura em um tubo de ensaio durante 24 horas de repouso em refrigerador a 9°C. Os tubos foram retirados do refrigerador e assim que a temperatura da solução dos tubos entrou em equilíbrio com o ambiente foram realizadas as leituras de condutividade (condutividade livre – CL).

Terminadas as leituras, os tubos foram submetidos à temperatura de 80°C por 30 minutos em banho-maria e retornaram para geladeira por 16 horas. Após esse repouso, os tubos foram retirados da geladeira e assim que a temperatura da solução dos tubos entrou em equilíbrio com a temperatura ambiente realizaram-se novas leituras de condutividade (condutividade total - CT). A determinação de integridade de membrana (PIR) realizou-se como descrito por Vasquez-Tello et al., (1990).

A integridade de membrana foi obtida pelas seguintes fórmulas:

Porcentagem de integridade absoluta (PIA):

$$PIA = [1 - (CL/CT)] \times 100$$

Porcentagem de integridade relativa (PIR)

$$PIR = (PIA_{\text{tratamento}} / PIA_{\text{controle}}) \times 100$$

5.5.4. Quantificação dos nutrientes (K^+ e Na^+) na folha

No final do experimento foram coletadas todas as folhas das plantas e devidamente lavadas com água deionizada, para retirada de impurezas externa; identificadas e secas em estufa com circulação forçada de ar à temperatura de

70°C, durante 48 horas. As folhas foram trituradas em moinho, tipo Wiley, sendo em seguida armazenadas em frascos hermeticamente fechados. Para análise dos íons K⁺ e Na⁺ adotou-se a metodologia de Malavolta et al., (1997), na qual se adicionaram 2 mL de H₂SO₄ concentrado a 0,1g de matéria seca acomodadas em tubos de vidro, deixando-os repousar por quinze minutos. Posteriormente, os tubos foram acomodados em uma chapa de aquecimento ainda fria na qual se elevou a temperatura de 200°C. Após o aparecimento de um líquido escuro, os tubos foram retirados da chapa aquecida e resfriados à temperatura ambiente adicionando-se cinco gotas de H₂O₂, sendo recolocados na chapa com a temperatura entre 260-208°C até o aparecimento da coloração clara definitiva. Ao final, ajustou-se o volume dos substratos para 100 mL com água destilada, e as leituras foram realizadas no espectrofotômetro de absorção atômica com chama ar acetileno (AAS4, ZEISS, Alemanha).

5.5.5. Medição do comprimento do ramo

A primeira leitura foi feita no momento do plantio para que fossem conhecidas as alturas iniciais das plantas, sendo as demais medidas efetuadas semanalmente durante o experimento. Foi utilizada uma fita métrica para se determinar o comprimento do ramo em metro (m), medida entre o ápice e base do ramo.

5.6. Análise estatística dos dados

O ensaio seguiu em arranjo fatorial 3x4x6 (3 combinações copa/porta-enxertos, 4 tratamentos de NaCl e 6 períodos de avaliação), sendo que para: determinação da fluorescência da clorofila *a*, determinação da integridade de membranas e a medição do comprimento do ramo as análises foram realizadas em 6 períodos de avaliação; as análises de trocas gasosas foram realizadas em 2 períodos de avaliação e a medição do comprimento do ramo foi realizada em 1 período de avaliação. Os graus de liberdade dos fatores e suas interações foram desdobrados via análise de variância e comparados via erro padrão da média ($p < 0,05$), com o auxílio do software SAS (Statistical Analysis System) e posteriormente foi utilizado o software Origin 6.0 para plotar os dados em gráficos.

6. RESULTADOS

O experimento foi realizado, no dia 12/11/2007 a 15/12/2007 na cidade de Campos dos Goytacazes, localizada na região Norte do Rio de Janeiro.

No decorrer do período experimental quando as plantas foram impostas à salinidade, a temperatura média do ar variou de 22,0 °C a 25,2°C, a umidade relativa do ar de 67,5 a 94,1% e o déficit de pressão de vapor (DPV), entre a folha e o ar, variou de 0,29 a 1,73 KPa (Figura 1A do Apêndice).

A temperatura do ar e a umidade relativa constituem fatores abióticos que afetam o crescimento e o desenvolvimento dos vegetais de diferentes formas. A temperatura influencia no suprimento de energia, por outro lado, a umidade relativa do ar poderá afetar a turgescência das células foliares, o que se refletirá, na transpiração, na absorção e na assimilação do CO₂ e, conseqüentemente na redução do processo fotossintético (Alvarenga, 2001).

1. Trocas gasosas

Na análise de variância das três combinações de copa/porta-enxerto (Petite Syrah/420-A, Paulsen 1103 e Harmony) submetidos aos tratamentos de NaCl (controle, 25, 50 e 100mM) em dois períodos de avaliação (dia 0 e dia 33), para variável taxa fotossintética líquida (A_N), houve efeito significativo para os fatores variedade (copa/porta-enxertos), dose de NaCl, tempo de exposição ao NaCl e para interação variedade e dose e tempo em 1% e 5% de probabilidade

pelo teste F. Para a variável taxa de transpiração (E), houve efeito significativo para os fatores variedade, tempo e para interação variedade e tempo em 1% e 5% de probabilidade pelo teste F e para variável concentração interna de CO₂ (C_i) houve efeito significativo para os fatores variedade, dose, tempo e para interação variedade e tempo, dose e tempo e variedade e dose e tempo em 1% e 5% de probabilidade pelo teste F (Tabela 1).

Tabela 1 - Resumo da análise de variância dos genótipos de videira submetidos a quatro tratamentos de NaCl (controle, 25, 50 e 100 mM) em dois períodos de avaliação (dia 0 e dia 33) para as variáveis taxa fotossintética líquida (A_N), transpiração (E) e concentração interna de CO₂ (C_i)

Fontes de variação	GL	Quadrados médios		
		A _N	E	C _i
Repetição	3	4,1333	12,0091	40,3416
Variedade (V)	2	42,9455**	53,8039*	3827,7203**
Dose (D)	3	62,2683**	14,4644 ^{ns}	328,0785*
Tempo (T)	1	30,5439*	14631,2940**	13958,7266**
V x D	6	8,8186 ^{ns}	16,4525 ^{ns}	163,4394 ^{ns}
V x T	2	6,6707 ^{ns}	47,3779*	587,6799**
D x T	3	14,5319 ^{ns}	8,7548 ^{ns}	441,2916**
V x D x T	6	15,4502*	6,5313 ^{ns}	340,3044**
CV %		22,8600	9,0411	2,4134
média		11,3986	30,4183	303,3985

ns – não- significativo (p > 0,05); ** - Significativo (p < 0,01); * - Significativo (p < 0,05) pelo teste F

Para taxa fotossintética líquida, embora não significativo apresentaram menores valores na dose 50 mM de NaCl do genótipo Petite Syrah/420-A, no primeiro dia de avaliação (dia 0). As plantas controle apresentaram um valor de A_N de $10,83 \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2}\text{s}^{-1}$, enquanto que as plantas tratadas com NaCl apresentaram queda de 52% atingindo um valor de $5,11 \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2}\text{s}^{-1}$ (Figura 2A). O genótipo Petite Syrah/Harmony na dose de 100 mM apresentou redução no final da avaliação de 18% em relação ao primeiro dia de avaliação (Figura 2C). No dia 33 o genótipo de Petite Syrah/Paulsen 1103, a partir da dose de 25 mM de NaCl apresentou incremento na taxa fotossintética em relação aos outros genótipos (Figura 2B).

Durante o estresse, no dia 33, houve uma tendência de aumento da taxa de transpiração (E) em relação ao início das avaliações (dia 0) (Figura 3). Os valores da taxa de transpiração variaram de 16,6 a $20,08 \text{ mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ nas plantas controle do dia 0, destacando-se os genótipos Petite Syrah/420-A e Petite Syrah/Paulsen 1103 por terem apresentado a menor e a maior taxa transpiratória, respectivamente (Figura 3A e 3B). Já nas plantas submetidas aos tratamentos no final da avaliação, o genótipo Petite Syrah/Harmony destacou-se com a maior taxa transpiratória (Figura 3C), ainda que não significativo. Além disso, de uma forma geral a variável concentração interna de CO_2 (C_i) se manteve superior nas plantas submetidas à salinidade ao longo do experimento (Figura 4).

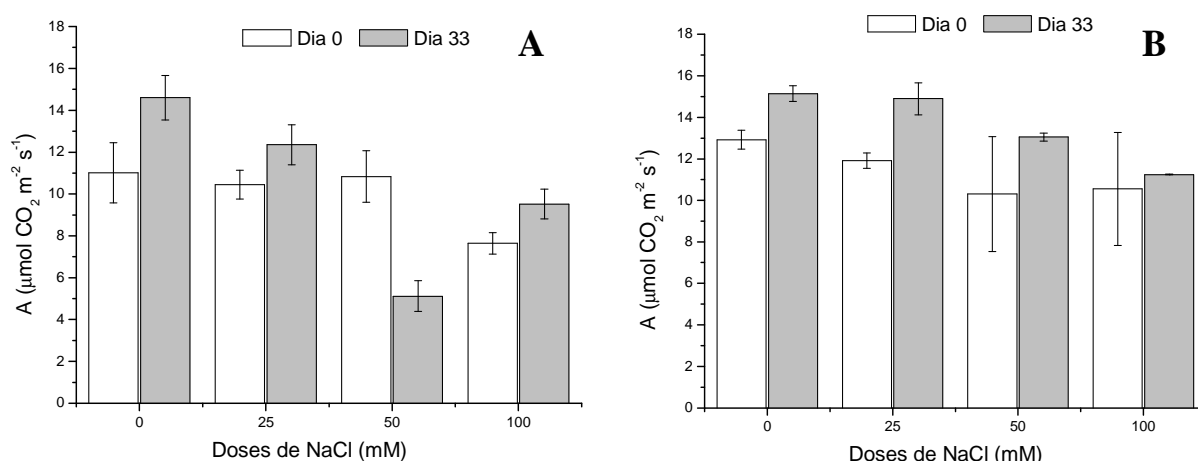


Figura 2, Cont.

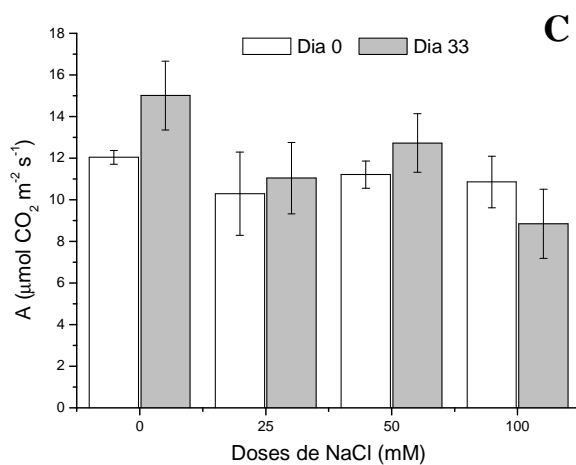


Figura 2 – Taxa fotossintética líquida de CO₂ (A_N) em folhas dos genótipos de videira Petite Syrah/420-A (A), Petite Syrah/Paulsen 1103 (B) e Petite Syrah/Harmony (C) submetidos a quatro tratamentos de NaCl (controle, 25, 50 e 100 mM) em dois períodos de avaliação (dia 0 e dia 33).

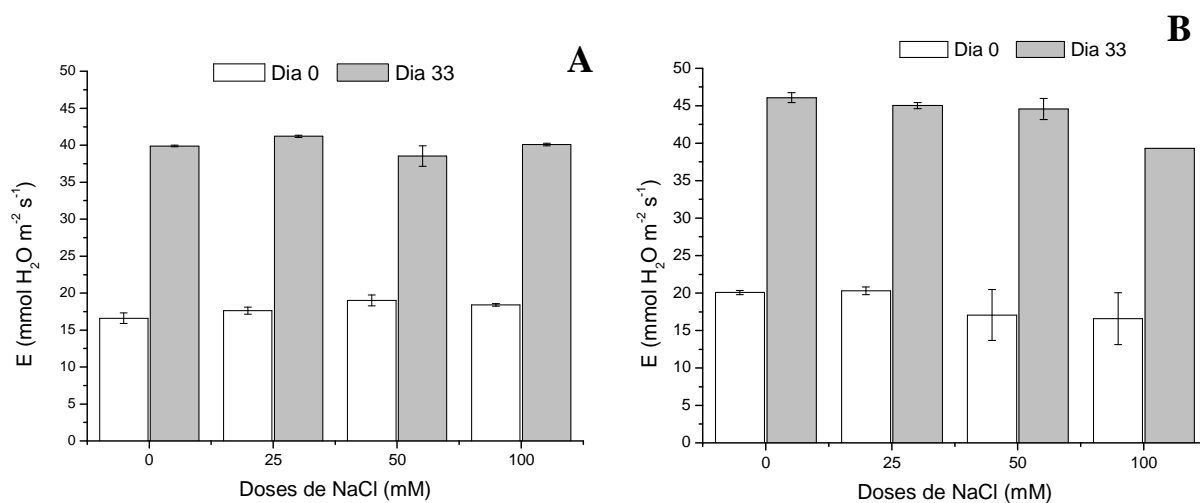


Figura 3, Cont.

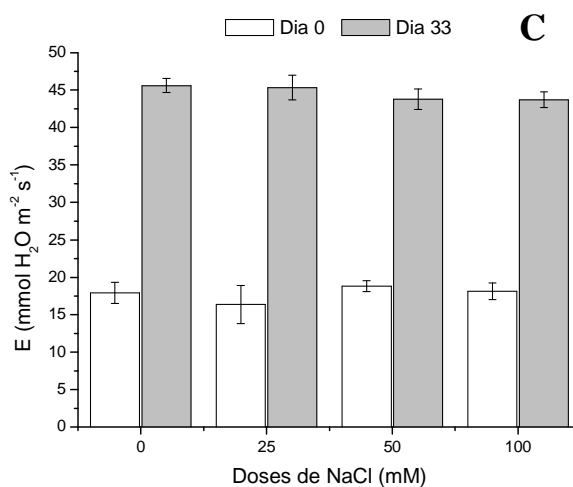


Figura 3 – Taxa de transpiração (E) em folhas dos genótipos de videira Petite Syrah/420-A (A), Petite Syrah/Paulsen 1103 (B) e Petite Syrah/ Harmony (C) submetidos a quatro tratamentos de NaCl (controle, 25, 50 e 100 mM) em dois períodos de avaliação (dia 0 e dia 33).

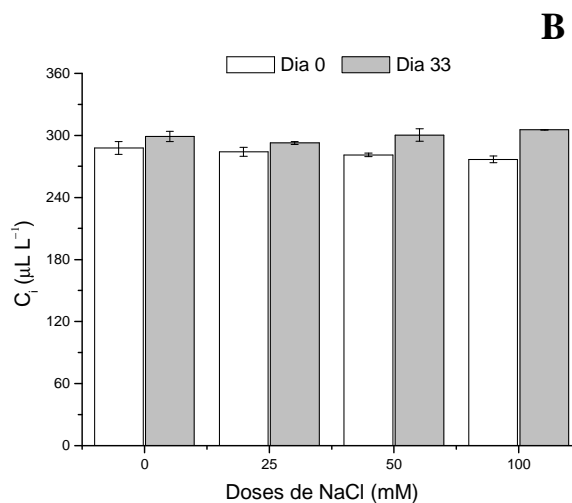
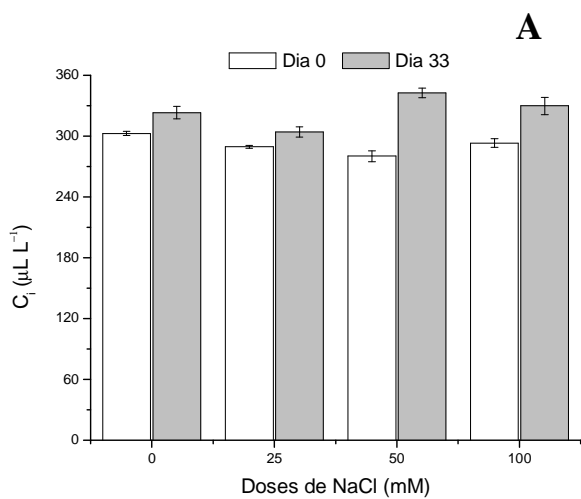


Figura 4, Cont.

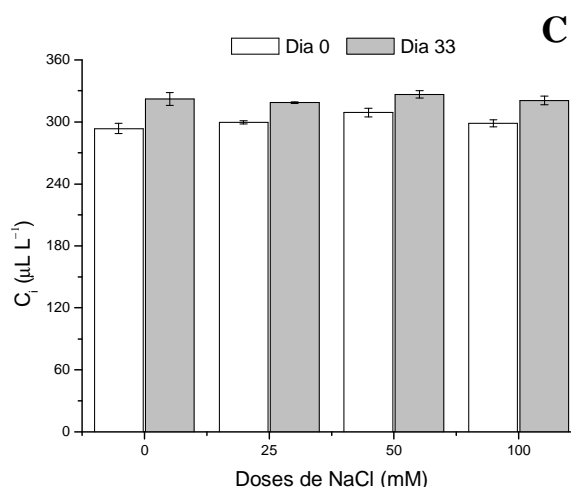


Figura 4 – Concentração interna de CO₂ (C_i) em folhas dos genótipos de videira Petite Syrah/420-A (A), Petite Syrah/Paulsen 1103 (B) e Petite Syrah/ Harmony (C) submetidos a quatro tratamentos de NaCl (controle, 25, 50 e 100 mM) em dois períodos de avaliação (dia 0 e dia 33).

As trocas gasosas ocorrem através de uma série variada de resistências, nas quais, o componente estomatal exerce o principal papel no controle do mecanismo (Krieg, 1983). Farquar e Sharkey (1982) sugerem que a principal limitação da fotossíntese em condição de déficit hídrico é bioquímica, e que os estômatos respondem a um estímulo interno para que as células otimizem o uso da água.

A eficiência no uso da água (EUA) é definida como razão entre o acúmulo de biomassa expresso em assimilação de CO₂ (A), biomassa total (B) ou produtividade de grãos (G), sobre a água consumida expressa em transpiração (E), evapotranspiração (ET) ou entrada total de água no sistema (I) (Sinclair et al., 1984). Além disso, a EUA pode ser definida instantânea (i), diária (d) ou sazonalmente (s), como por exemplo, EUA (A, E, i) é a eficiência no uso da água expressa em razão da fotossíntese/transpiração instantaneamente (Martim, 2008). Conforme a Tabela 2, observa-se que a eficiência no uso da água (A_N/E) e a eficiência carboxilativa (A_N/C_i) diminuíram com o aumento das doses de NaCl no substrato dos vasos. Entretanto, as reduções foram mais visíveis para a eficiência carboxilativa.

Tabela 2. Eficiência no uso da água (A_N / E) e eficiência carboxilativa (A_N / C_i) em folhas dos genótipos de videira Petite Syrah/420-A, Petite Syrah/Paulsen 1103 e Petite Syrah/ Harmony submetidos a quatro tratamentos de NaCl (controle, 25, 50 e 100 mM) no final do período experimental (dia 33)

Doses (mM)	A_N / E				A_N / C_i			
	0	25	50	100	0	25	50	100
Genótipos								
Petite/Syrah 420-A	0,37	0,30	0,13	0,24	0,045	0,041	0,015	0,029
Petite/Syrah Paulsen 1103	0,33	0,33	0,29	0,29	0,051	0,051	0,043	0,037
Petite/Syrah Harmony	0,33	0,24	0,29	0,20	0,047	0,035	0,039	0,028

6.2. Efeito da salinidade sobre a eficiência fotoquímica

Quando as plantas são expostas a estresse ambiental ou biótico, alterações no estado funcional das membranas dos tilacóides dos cloroplastos provocam mudanças nas características dos sinais de fluorescência, os quais podem ser quantificados nas folhas (Ribeiro et al, 2003; Baker e Rosenqvst, 2004). Mudanças no rendimento da fluorescência resultam de variações nas taxas de dissipação da energia fotoquímica e não-fotoquímica, demonstrando, dessa forma, ausência ou presença de comprometimentos no processo fotossintético (Mouget e Tremblin, 2002).

Para avaliar os efeitos dos processos fotossintéticos nos genótipos de videira submetidos a tratamentos de NaCl, monitoraram-se em vários períodos de avaliação as variáveis da fluorescência da clorofila *a* como: F_0 , F_M , F_V/F_M , qP , qN e NPQ. Na análise de variância, das três combinações de copa/porta-enxerto (Petite Syrah/420-A, Paulsen 1003 e Harmony) submetidos a quatro tratamentos de NaCl (0, 25, 50 e 100 mM) em seis períodos de avaliação (0, 2, 9, 16, 23 e 33 dias), para a variável rendimento quântico máximo (F_V/F_M), houve significância

para os fatores variedade, tempo e para a interação variedade e tempo em 1% e 5% de probabilidade pelo teste F. Na variável fluorescência inicial (F_0) houve significância para o fator tempo em 1% de probabilidade pelo teste F. Na variável fluorescência máxima (F_M) houve significância para os fatores variedade, dose e tempo em 1% e 5% de probabilidade pelo teste F. Para a variável “quenching” fotoquímico (qP) houve significância para os fatores variedade, dose, tempo e para a interação variedade e dose e variedade e tempo em 1% e 5% de probabilidade pelo teste F. Nas variáveis “quenching” não-fotoquímico (qN e NPQ), para o qN houve significância para os fatores tempo e para a interação variedade e dose em 1% e 5% de probabilidade pelo teste F. Para o NPQ houve significância para o fator tempo em 1% de probabilidade pelo teste F (Tabela 3).

Tabela 3 - Resumo da análise de variância dos genótipos de videira submetidos a quatro tratamentos de NaCl (controle, 25, 50 e 100 mM) em seis períodos de avaliação (0, 2, 9, 16, 23 e 33 dias) para as variáveis rendimento quântico máximo (F_V/F_M), fluorescência inicial (F_0), fluorescência máxima (F_M), “quenchings” fotoquímico (qP) e “quenchings” não-fotoquímico (qN e NPQ)

Fontes de variação	GL	Quadrados médios					
		F_V/F_M	F_0	F_M	qP	qN	NPQ
Repetição	3	0,0008	0,0033	30895,81	0,0005	0,0005	0,0033
Variedade (V)	2	0,0063**	0,0083 ^{ns}	63088,29**	0,0203**	0,0014 ^{ns}	0,0083 ^{ns}
Dose (D)	3	0,0023 ^{ns}	0,0078 ^{ns}	27967,95*	0,0040*	0,0011 ^{ns}	0,0078 ^{ns}
Tempo (T)	5	0,0042**	0,0647**	1134,01*	0,0849**	0,0164**	0,0647**
V x D	6	0,0012 ^{ns}	0,0049 ^{ns}	11686,12 ^{ns}	0,0027*	0,0021*	0,0049 ^{ns}
V x T	10	0,0020*	0,0053 ^{ns}	15324,55 ^{ns}	0,0051**	0,0016 ^{ns}	0,0053 ^{ns}
D x T	15	0,0004 ^{ns}	0,0026 ^{ns}	5337,06 ^{ns}	0,0013 ^{ns}	0,0008 ^{ns}	0,0026 ^{ns}
V x D x T	30	0,0012 ^{ns}	0,0028 ^{ns}	10208,38 ^{ns}	0,0008 ^{ns}	0,0011 ^{ns}	0,0028 ^{ns}
CV %		4,1361	65,537	8,394	3,8396	63,389	65,53
Média		0,7610	0,0908	1219,024	0,8491	0,050	0,090

ns – não- significativo ($p > 0,05$); ** - Significativo ($p < 0,01$); *- Significativo ($p < 0,05$) pelo teste F

A fluorescência mínima da folha após adaptação ao escuro (F_0), embora não significativo houve queda de 25% e 10% no genótipo Petite Syrah/420-A no final do experimento (dia 33) em relação ao início das avaliações (dia 0) nas doses de 25 e 100 mM de NaCl, respectivamente (Figura 5A). No genótipo Petite Syrah/Paulsen 1103 os valores da fluorescência inicial apresentaram valores decrescentes até o dia 16, com posterior elevação (Figura 5B). O genótipo Petite Syrah/Harmony apresentaram pouca alteração nas doses de NaCl em relação ao tempo de exposição à salinidade (Figura 5C).

Os valores da fluorescência máxima da folha após adaptação ao escuro (F_M), foram similares para ambos os materiais genéticos usados durante o tempo de exposição ao NaCl (Figura 6). A razão entre as fluorescências variável e a máxima (F_V/F_M), que expressa a eficiência de captura da energia de excitação pelos centros de reação abertos do PSII, apresentaram nas plantas dos três materiais genéticos valores similares, com exceção dos valores observados no dia 23, quando o genótipo Petite Syrah/Paulsen 1103 na dose de 100 mM de NaCl apresentou decréscimo na eficiência fotoquímica atribuída pela elevação nos valores de F_0 e diminuição de F_M .

No presente trabalho observou-se que os genótipos em condições não estressante e estressante apresentaram valores da variável F_V/F_M aproximadamente entre 0,75 a 0,79 (Figura 7).

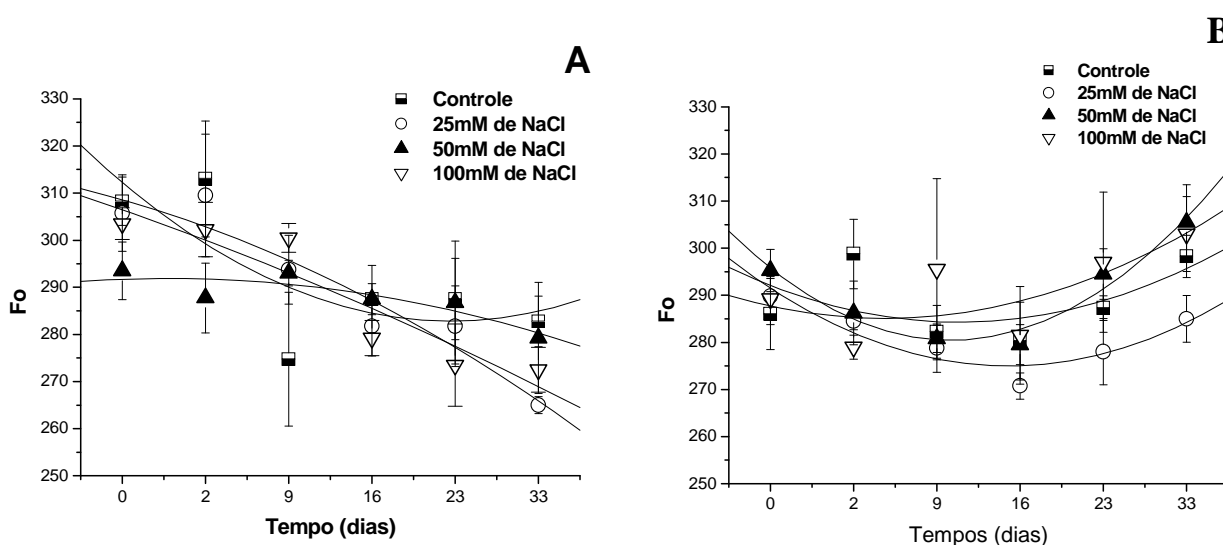


Figura 5, Cont.

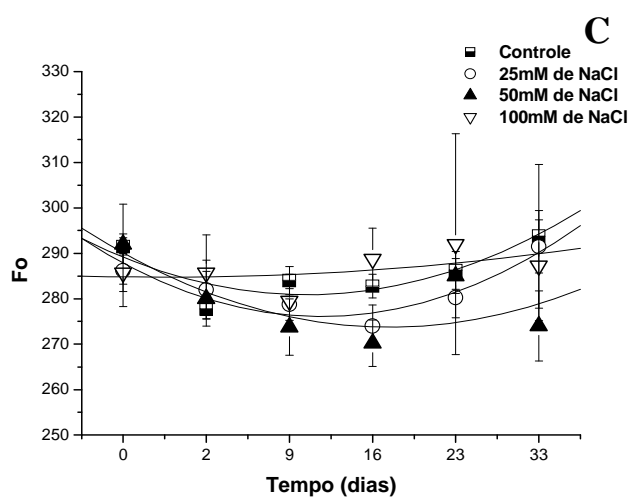


Figura 5 – Valores de fluorescência inicial (F_0) em folhas dos genótipos de videira Petite Syrah/420-A (A), Petite Syrah/Paulsen 1103 (B) e Petite Syrah/ Harmony (C) submetidos a quatro tratamentos de NaCl (controle, 25, 50 e 100) em seis períodos de avaliação (0, 2, 9, 16, 23 e 33 dias).

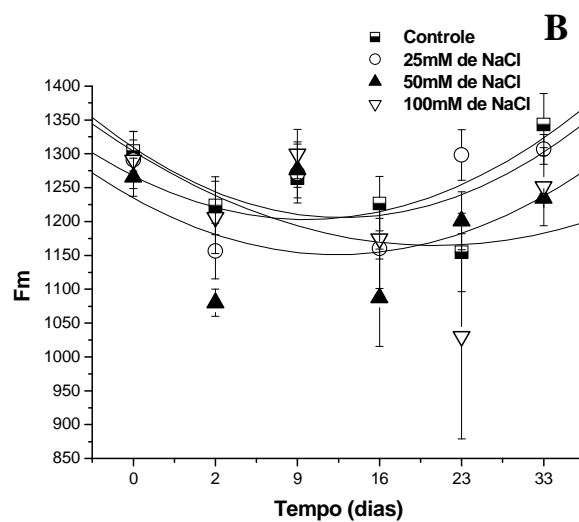
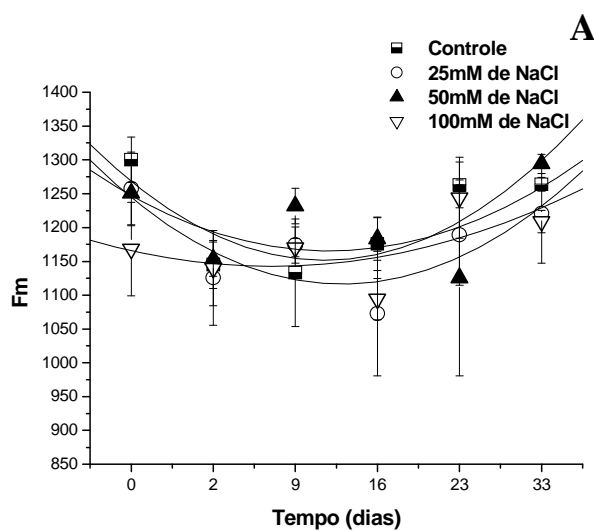


Figura 6, Cont.

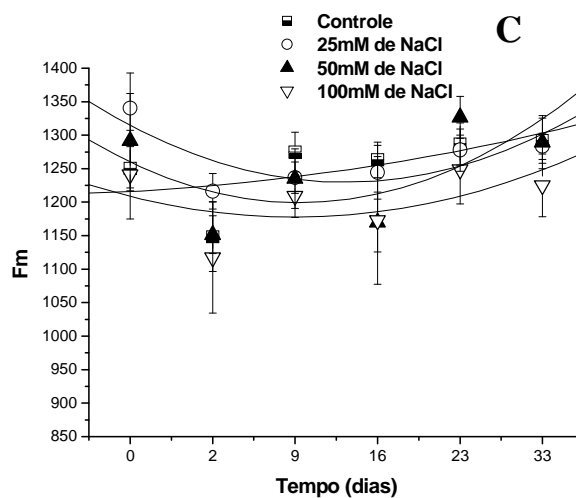


Figura 6 – Valores de fluorescência máxima (F_M) em folhas dos genótipos de videira Petite Syrah/420-A (A), Petite Syrah/Paulsen 1103 (B) e Petite Syrah/Harmony (C) submetidos a quatro tratamentos de NaCl (controle, 25, 50 e 100 mM) em seis períodos de avaliação (0, 2, 9, 16, 23 e 33 dias).

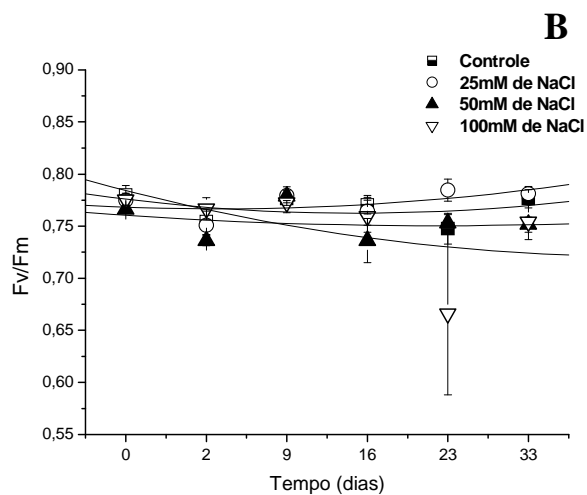
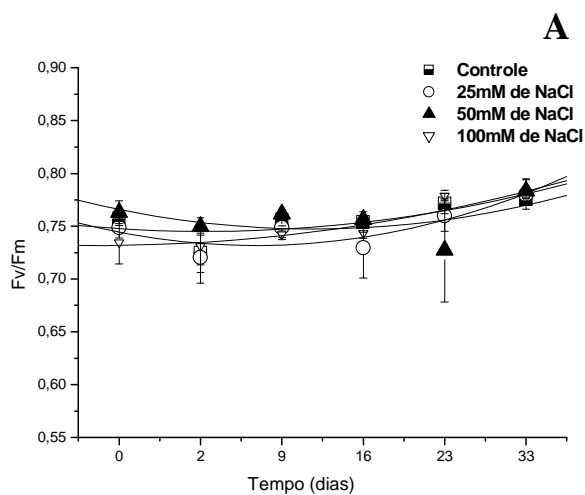


Figura 7, Cont.

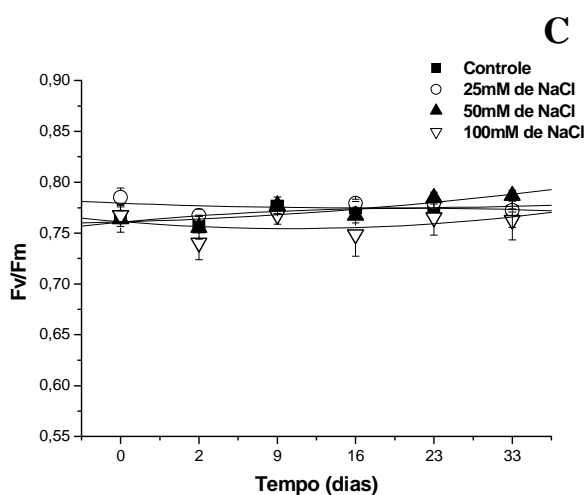


Figura 7 – Valores de rendimento quântico máximo (F_v/F_m) em folhas dos genótipos de videira Petite Syrah/420-A (A), Petite Syrah/Paulsen 1103 (B) e Petite Syrah/ Harmony (C) submetidos a quatro tratamentos de NaCl (controle, 25, 50 e 100 mM) em seis períodos de avaliação (0, 2, 9, 16, 23 e 33 dias).

A dissipação ocasionada pela utilização da energia absorvida pelo processo fotoquímico também foi calculada pelo qP. Como pode ser visualizado na figura 8, houve uma pequena elevação dos valores de qP nas plantas dos três materiais genéticos em relação ao tempo de exposição de NaCl. O quenching não-fotoquímico que representa a dissipação da energia absorvida por outras formas, principalmente na forma por calor, mostra-se que na figura 9 e 10 ambos os genótipos a partir do dia 0 apresentaram elevação nos valores de qN e NPQ, com posterior estabilização no dia 2 até o dia 16. Após o dia 16 houve um decréscimo até o final do experimento.

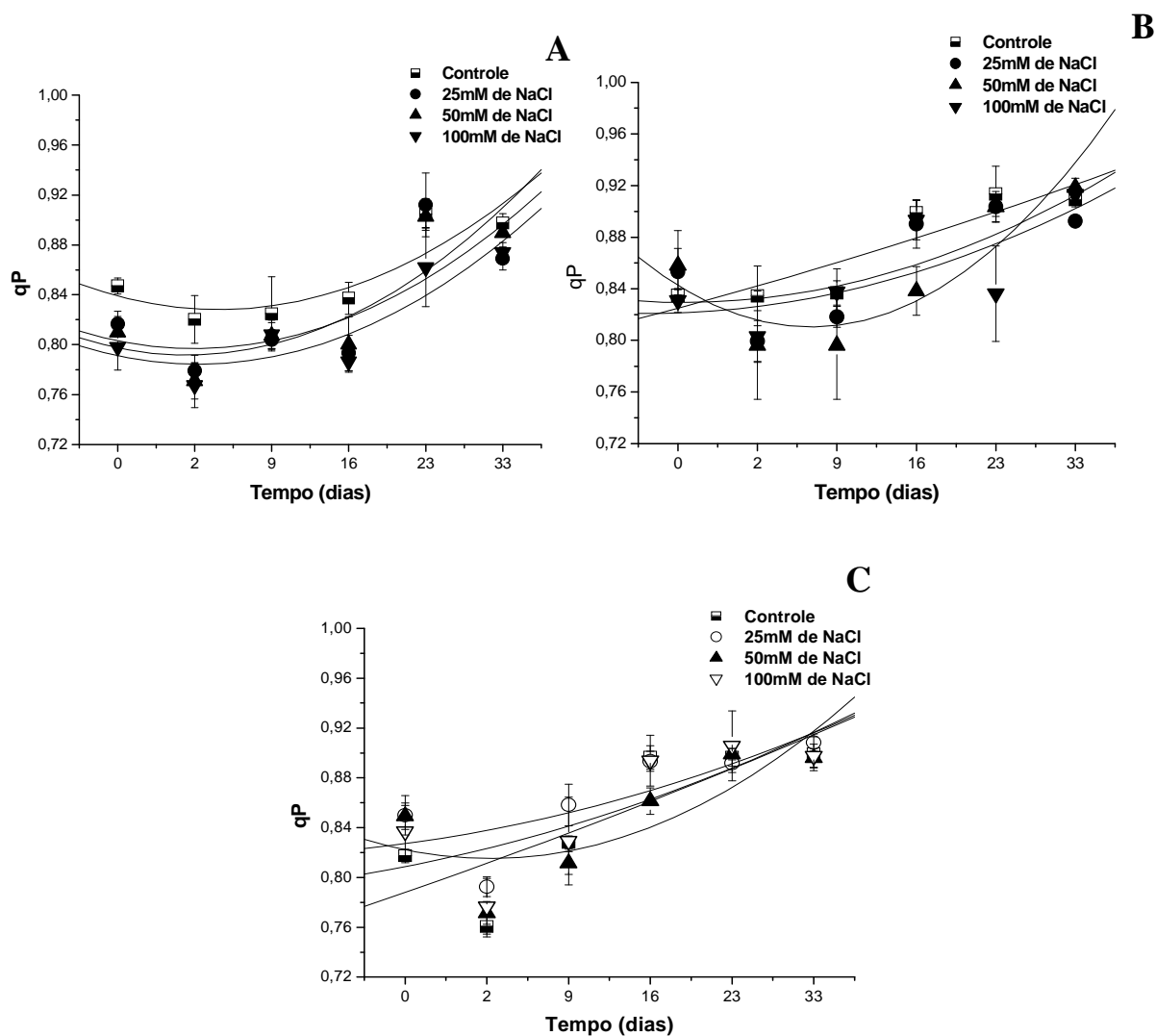


Figura 8 – Quenching fotoquímico (qP) em folhas dos genótipos de videira Petite Syrah/420-A (A), Petite Syrah/Paulsen 1103 (B) e Petite Syrah/ Harmony (C) submetidos a quatro tratamentos de NaCl (controle, 25, 50 e 100) em seis períodos de avaliação (0, 2, 9, 16, 23 e 33 dias).

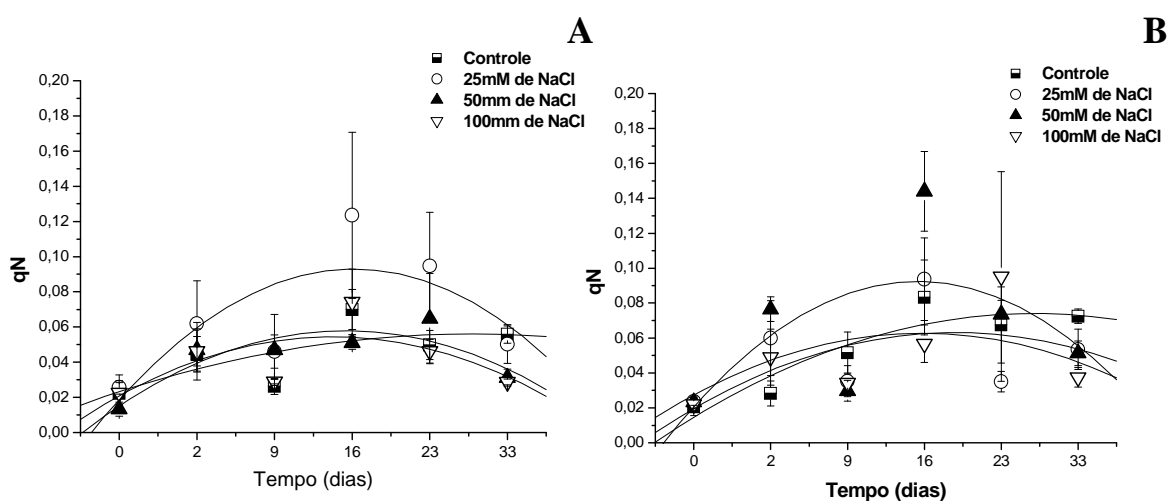


Figura 9, Cont.

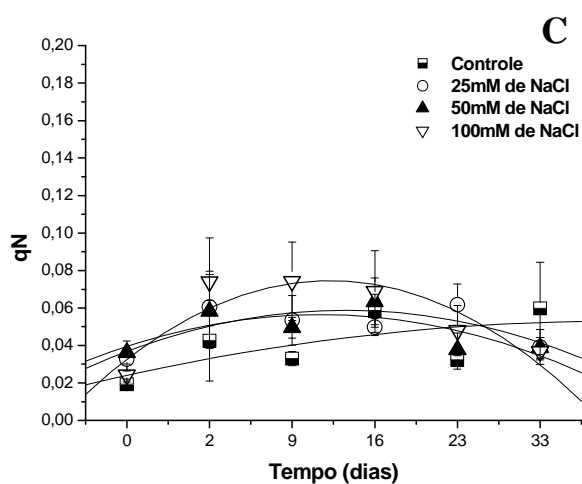


Figura 9 – Quenching não-fotoquímico (qN), em folhas dos genótipos de videira Petite Syrah/420-A (A), Petite Syrah/Paulsen 1103 (B) e Petite Syrah/ Harmony (C) submetidos a quatro tratamentos de NaCl (controle, 25, 50 e 100 mM) em seis períodos de avaliação (0, 2, 9, 16, 23 e 33 dias).

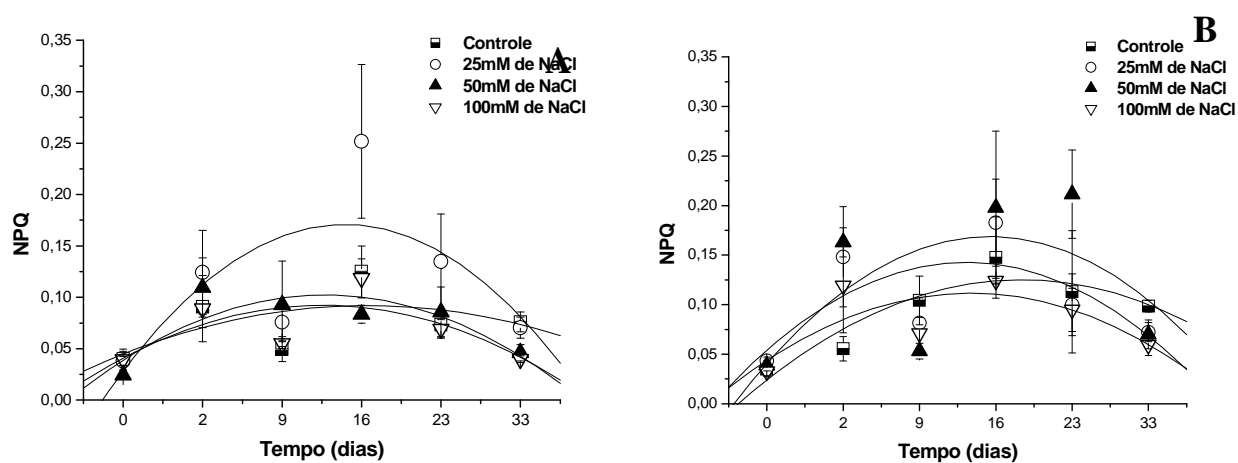


Figura 10, Cont.

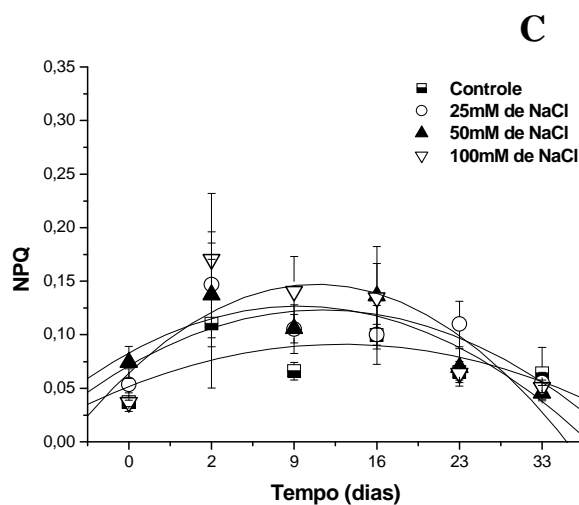


Figura 10 – Quenching não-fotoquímico (NPQ) em folhas dos genótipos de videira Petite Syrah/420-A (A), Petite Syrah/Paulsen 1103 (B) e Petite Syrah/ Harmony (C) submetidos a quatro tratamentos de NaCl (controle, 25, 50 e 100 mM) em seis períodos de avaliação (0, 2, 9, 16, 23 e 33 dias).

6.3. Teores de nutrientes Na^+ e K^+ em genótipos de videira submetidos à salinidade

Na análise de variância das três combinações de copa/porta-enxerto (Petite Syrah/420-A, Paulsen 1003 e Harmony) submetidos a doses de NaCl (0, 25, 50 e 100 mM) em um período de avaliação (dia 33), para variável teor de íon K^+ , houve efeito significativo para os fatores variedade, dose e para interação variedade e dose em 1% e 5% de probabilidade pelo teste F. Na variável do teor de íon Na^+ houve efeito significativo para os fatores variedade, dose e para interação variedade e dose em 1% de probabilidade pelo teste F (Tabela 4).

Tabela 4 - Resumo da análise de variância dos genótipos de videira submetidos a doses de NaCl (controle, 25, 50 e 100 mM) em um período de avaliação (dia 33) para as variáveis teores de K⁺ e de Na⁺

Fontes de variação	GL	Quadrados médios	
		Teor de K ⁺	Teor de Na ⁺
Repetição	3	33,1459	0,6166
Variedade (V)	2	19,9810*	10,8949**
Dose (D)	3	58,2887**	33,3180**
V x D	6	17,3632*	4,0945**
CV %		11,8126	20,4301
média		20,0012	2,6379

ns – não- significativo (p> 0,05); ** - Significativo (p< 0,01); *- Significativo (p< 0,05) pelo teste F

As plantas submetidas à salinidade tiveram aumentos significativos no teor de íon sódio (Na⁺) nas folhas, em comparação com as plantas controle (Figura 11A). O genótipo Petite Syrah/420-A apresentou uma intensa acumulação desse íon, com incremento de aproximadamente 472% do valor observado na dose 100 mM de NaCl.

O aumento das doses de NaCl na solução nutritiva provocou também o incremento do teor de íon potássio (K⁺) em todos os genótipos estudados (Figura 11B). O genótipo Petite Syrah/420-A superou os teores desse íon na dose de 100 mM de NaCl em relação aos demais genótipos, atingindo 24,1g kg⁻¹ de tecido seco. Os genótipos Petite Syrah/Paulsen 1103 e Petite Syrah/Harmony atingiram valores de potássio de 21,9g kg⁻¹ e 20,9g kg⁻¹ de tecido seco, respectivamente.

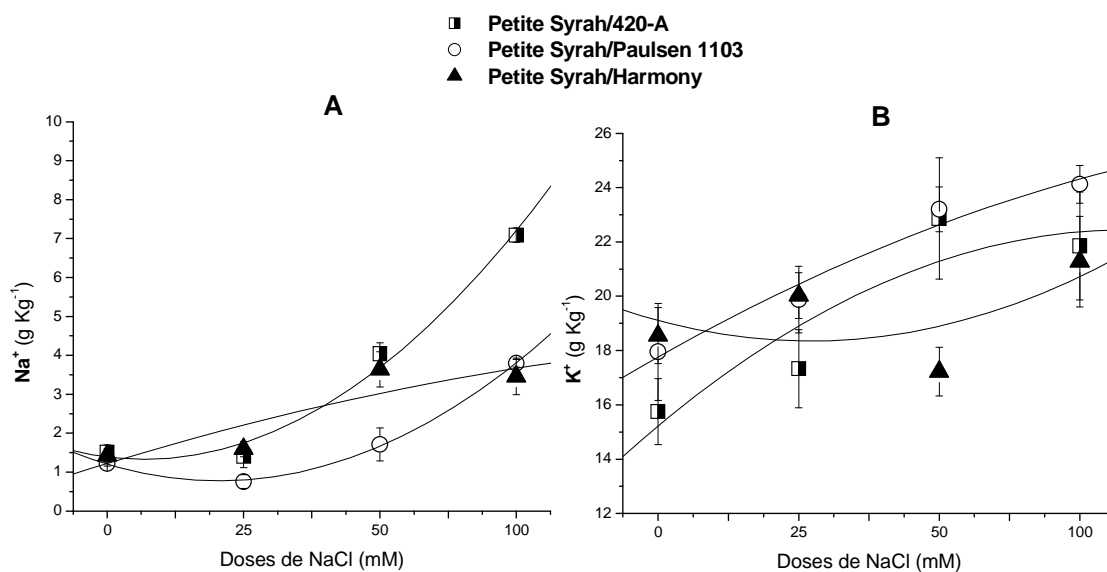


Figura 11 – Teor de sódio (A) e Teor de potássio (B) em folhas dos genótipos de videira Petite Syrah/420-A, Petite Syrah/Paulsen 1103 e Petite Syrah/ Harmony submetidos a quatro tratamentos de NaCl (controle, 25, 50 e 100 mM), analisados no final do experimento (dia 33).

No final do experimento a parte aérea das plantas de ambos os genótipos apresentaram diferenças morfológicas, em função do efeito dos tratamentos e do tempo de exposição ao NaCl, caracterizados por retardamento na área foliar, clorose, queima das bordas e enrugamentos. Na Figura 12, foram visualmente perceptíveis à medida que se aumentavam as doses de NaCl os sintomas apresentados como menor área foliar e enrugamento.

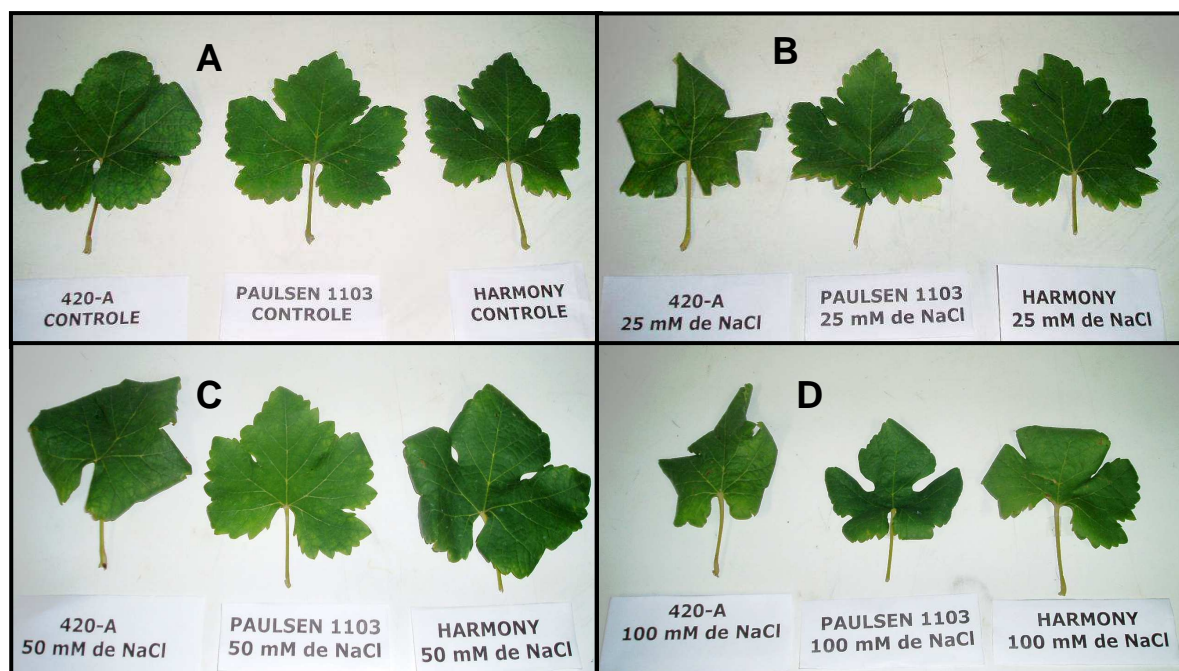


Figura 12 – Aspecto visual em folhas dos genótipos de videira Petite Syrah/420-A, Petite Syrah/Paulsen 1103 e Petite Syrah/ Harmony submetidos a quatro tratamentos de NaCl (controle, 25, 50 e 100 mM) , após 33 dias de avaliação.

6.4. Comprimento do ramo e Integridade de membranas em genótipos de videira sob salinidade

Na análise de variância das três combinações de copa/porta-enxerto (Petite Syrah/420-A, Paulsen 1003 e Harmony) submetidos a doses de NaCl (0, 25, 50 e 100mM) em seis períodos de avaliação (0, 2, 9, 16, 23 e 33 dias), para a variável comprimento do ramo e integridade relativa houve significância para todos os fatores em 1% e 5% de probabilidade pelo teste F, com exceção da interação variedade e dose e tempo da variável comprimento do ramo (Tabela 5).

Tabela 5 - Resumo da análise de variância dos genótipos de videira submetidos a doses de NaCl (controle, 25, 50 e 100 mM) em seis períodos de avaliação para as variáveis comprimento do ramo e integridade relativa (PIR)

Fontes de variação	GL	Quadrados médios	
		Comprimento ramo	PIR
Repetição	3	0,1805	9,6862
Variedade (V)	2	0,0567**	269,0322**
Dose (D)	3	0,2832**	336,3137**
Tempo (T)	5	0,2912**	335,1024**
V x D	6	0,0285**	34,3095**
V x T	10	0,0159*	63,2826**
D x T	15	0,0249**	46,8332**
V x D x T	30	0,0031 ^{ns}	15,3168**
CV %		26,9086	2,1084
média		0,3371	97,2310

ns – não- significativo ($p > 0,05$); ** - Significativo ($p < 0,01$); * - Significativo ($p < 0,05$) pelo teste F

Análise de crescimento é o método acessível para avaliar o desenvolvimento das plantas e inferir sobre a contribuição dos diversos processos fisiológicos no comportamento das mesmas. Com base no exposto, pode-se verificar que o tempo de exposição às doses de NaCl diminuiu significativamente

o comprimento do ramo nos três genótipos de videiras estudados. Contudo, entre esses três genótipos, o Petite Syrah/420-A foi o mais sensível à salinidade, com reduções no comprimento do ramo de 57%, comparando-se com o controle no dia 33 na dose de 100 mM de NaCl, enquanto o genótipo Petite Syrah/Harmony reduziu 47% no final do experimento na dose 50mM de NaCl, o genótipo Petite Syrah/Paulsen 1103 mostra ser o mais tolerante ao tempo de exposição ao NaCl imposto, apresentando as menores reduções (Figura 13).

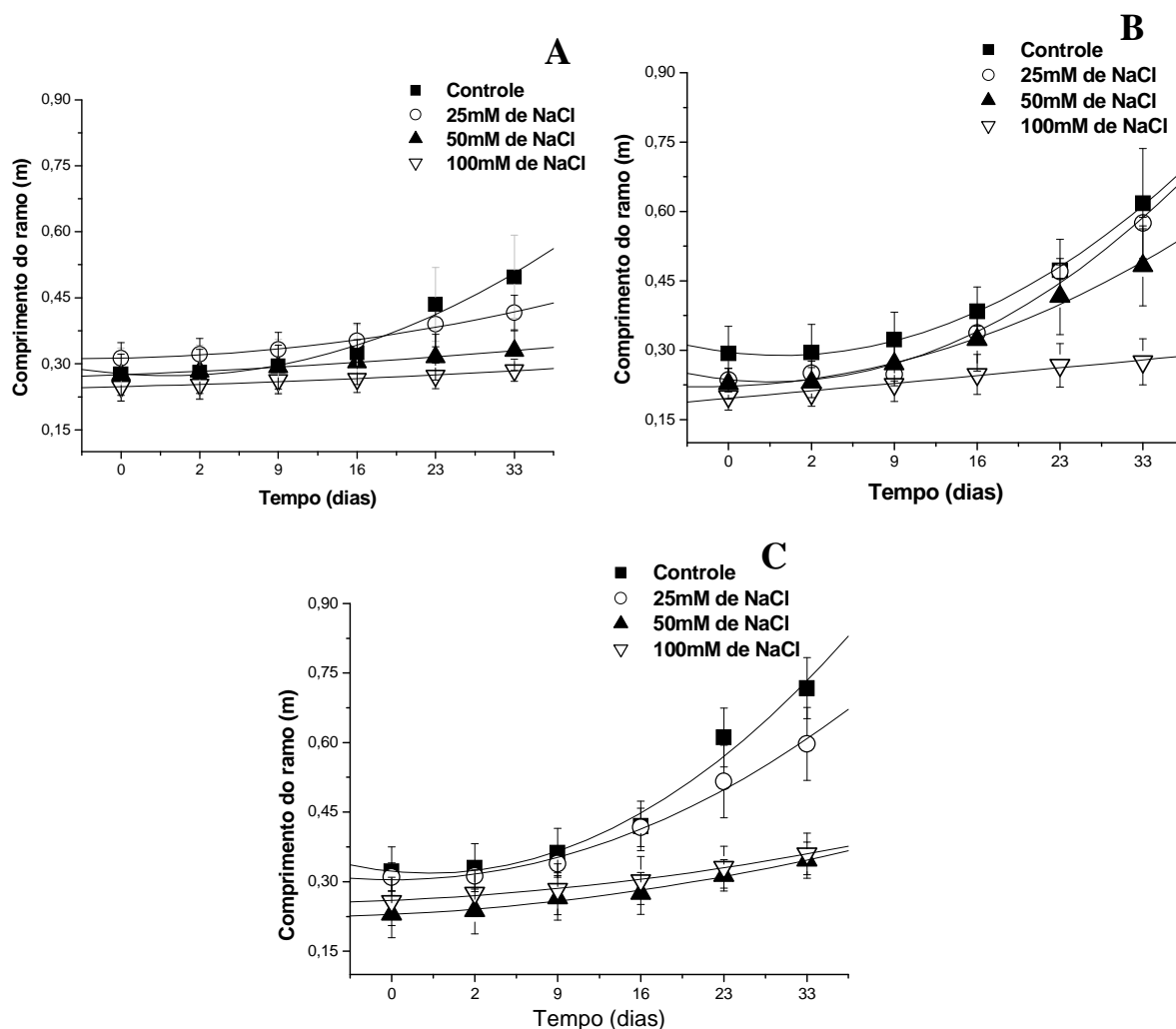


Figura 13 – Comprimento do ramo em folhas dos genótipos de videira Petite Syrah/420-A (A), Petite Syrah/Paulsen 1103 (B) e Petite Syrah/ Harmony (C) submetidos a quatro tratamentos de NaCl (controle, 25, 50 e 100 mM) em seis períodos de avaliação (dia 0, 2, 9, 16, 23 e 33 dias).

Os resultados encontrados nesse trabalho quanto ao Extravasamento de eletrólitos, mostram que nas doses de NaCl e tempo de exposição à salinidade houve efeito significativo nos três genótipos de videiras. Para o genótipo Petite Syrah/420-A os valores da porcentagem de PIR foram menores 28% na dose de 100 mmol L⁻¹ de NaCl comparado com o controle ao final do experimento, os valores de PIR foram similares para os genótipos Petite Syrah/ Harmony e Petite Syrah/Paulsen 1103 na dose de 50 mmol L⁻¹ de NaCl com valores de 92% e 94% (Figura 14).

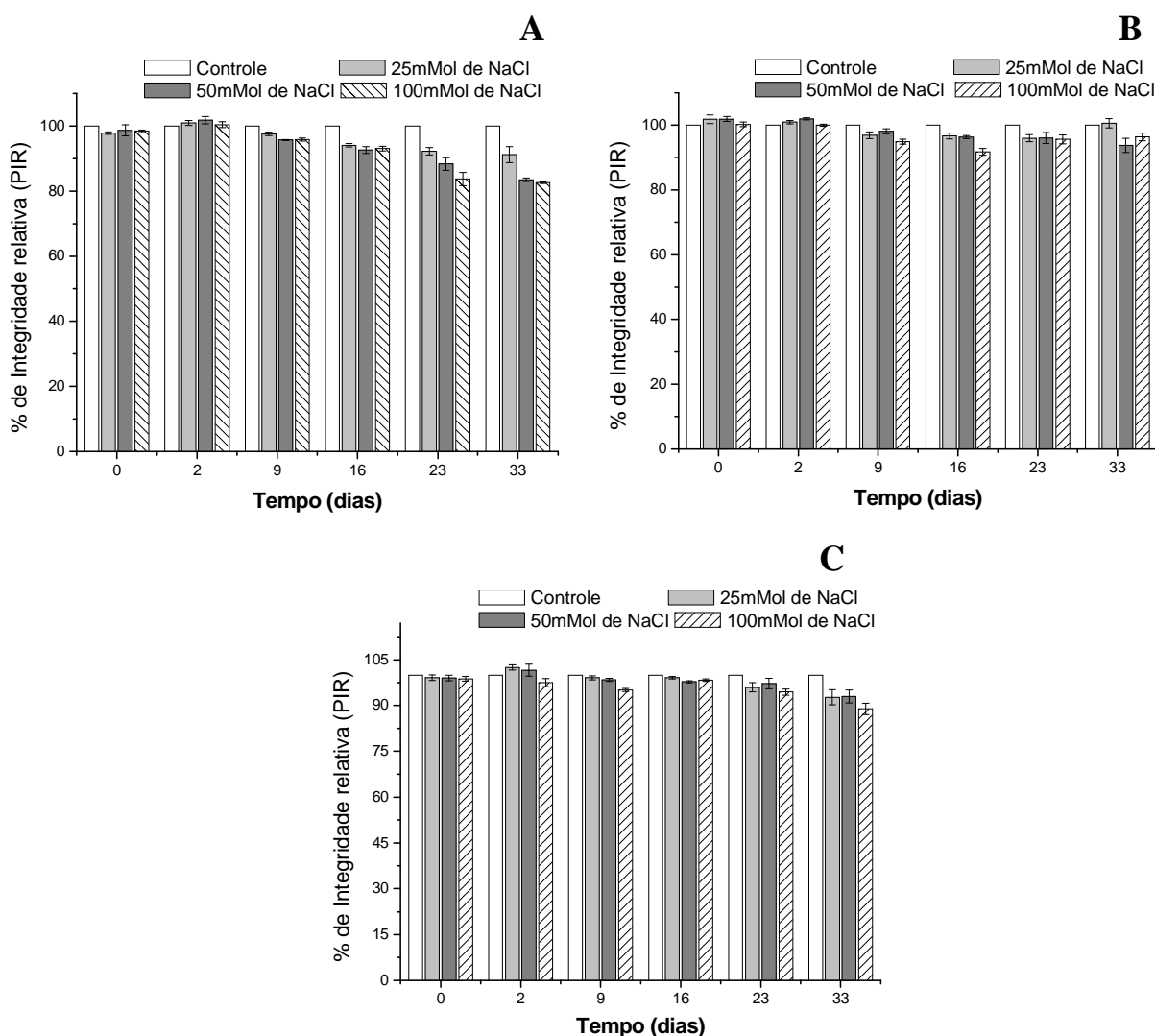


Figura 14 – Porcentagem de Integridade relativa (PIR) em folhas dos genótipos de videira Petite Syrah/420-A (A), Petite Syrah/Paulsen 1103 (B) e Petite Syrah/Harmony (C) submetidos a quatro tratamentos de NaCl (controle, 25, 50 e 100 mM) em seis períodos de avaliação (dia 0, 2, 9, 16, 23 e 33 dias).

7. DISCUSSÃO

Neste trabalho, avaliou-se o efeito da salinidade no período de 33 dias durante o estágio vegetativo de três genótipos de videira cultivados em casa de vegetação.

A salinidade altera as relações hídricas no ambiente de crescimento da planta, induzindo ao estresse hídrico e, conseqüentemente, ocasionando reduções no desempenho fotossintético. Em primeira instância a resposta das plantas ao estresse hídrico é o fechamento estomático (Chaves et al., 2003). Há relação direta entre abertura estomática e assimilação de CO₂; de fato, alguns estudos têm demonstrado que videiras submetidas à salinidade apresentam decréscimos na taxa fotossintética devido à redução na abertura estomática. Nesses estudos foi demonstrado que a redução da taxa fotossintética foi responsável pela diminuição nos níveis de amido e carboidratos totais (Downton 1976; Prior et al., 1992) e, quando drástica pode comprometer o desenvolvimento e a produtividade.

A taxa fotossintética (A_N) líquida e a taxa de transpiração (E) não foram alteradas pela salinidade na interação dose e tempo, em folhas de Petite Syrah enxertada em distintos porta-enxertos. A resposta da taxa fotossintética à salinidade pode ter relação com o teor de sódio encontrado nas plantas estressadas, que se encontravam eficientemente compartimentalizadas no vacúolo, isso devido à manutenção dos níveis foliares de potássio (K^+) (Figura 11B). O potássio desempenha um papel fundamental na abertura e fechamento

dos estômatos, além de participar da translocação de assimilados no floema, sendo que a carência desse nutriente mineral pode causar um decréscimo na taxa fotossintética (Paiva, 1997). Entretanto, essa tendência não foi observada nos genótipos do presente trabalho, nos quais apresentaram acréscimo desse nutriente mineral causando elevação da fotossíntese. Pequenas diferenças na taxa fotossintética (A_N), foram observadas nos genótipos Petite Syrah/420-A e Petite Syrah/Harmony, que proporcionaram redução na dose de 50 e 100 mM de NaCl (Figura 2A e 2B) no dia 33.

O decréscimo da taxa fotossintética no final do experimento nesses genótipos foi concomitante com as reduções na eficiência carboxilativa (A_N/C_i) (Tabela 2), que diminuíram com o aumento da salinidade. Os valores de A_N/C_i diminuíram de 0,045 nos genótipos sem estresse em 0,015 na dose 50 mM de NaCl do genótipo Petite Syrah/420-A. E no genótipo Petite Syrah/Harmony os valores de A_N/C_i diminuíram de 0,047 $\text{mmol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ no controle para 0,039 na dose de 100mM de NaCl. Desta forma, a redução da fotossíntese pode ser atribuída a alterações na capacidade fotossintética do mesófilo foliar. Estas respostas podem ser atribuídas a fatores estomáticos (Chaves, 1991). Limitações estomáticas da fotossíntese têm sido atribuídas à redução na eficiência de carboxilação, a qual pode ser causada pela acumulação de sais no mesófilo, resultando em alterações na concentração intracelular de CO_2 (Larcher, 2004).

A concentração interna de CO_2 (C_i) apresentou significância na interação dose e tempo, nos genótipos de videira do presente trabalho, indicando que, nesta variável, as doses de NaCl comportaram-se de maneira diferente dentro dos períodos de avaliações. A concentração interna de CO_2 apresentou aumento significativo nos genótipos de videira durante o período de experimentação (Figura 4). A elevação dos valores de C_i nas plantas estressadas pode significar que o CO_2 que está chegando às células do mesófilo não está sendo fixado na fase carboxilativa, possivelmente por restrições metabólicas no ciclo de Calvin, reduzindo então a taxa fotossintética (Larcher, 2004).

A planta controla sua perda de água ao ambiente na abertura e fechamento estomático, na forma de vapor de água. Esse processo é dominante nas relações de água na planta, em virtude do grande volume de água requerido para o controle de vários processos fisiológicos no organismo vegetal. Esse processo é

também afetado pelos níveis de absorção mineral, uma vez que a transpiração acelera a ascensão da seiva do xilema (Kramer e Boyer, 1995).

A eficiência de uso da água (A_N/E) é uma característica controlada pelo processo transpiratório, que afeta de forma contundente a eficiência fotossintética das plantas (Kramer e Boyer, 1995). Embora tenha sido verificada queda na taxa transpiratória em videiras à medida que se acentuava o estresse salino (Rambal e Winkel, 1993; Viana et al., 2001), no presente trabalho não foi observado o mesmo comportamento, ao contrário, verificou-se elevação da taxa transpiratória no dia 33 em relação ao dia 0 em todos os genótipos (Figura 3). Nessa condição os valores da eficiência no uso da água (Tabela 2) foram menores nas plantas estressadas, não proporcionando a manutenção do metabolismo celular, como pode ser observado em alguns trabalhos, em que a razão A_N/E tende a ser superior, em condições de deficiência hídrica, induzidas pela salinidade (Kramer e Boyer, 1995).

Uma das características fisiológicas mais utilizadas para comparar diferentes variedades em resposta a estresses ambientais é a fluorescência da clorofila *a* que ocasiona dano sobre a eficiência fotossintética (Mekkaoui et al., 1989; Monneveux et al., 1990). A fluorescência inicial (F_0) é originada das moléculas de clorofilas do sistema antena do PS II (Krause e Weis, 1991), quando Q_A (quinona receptora primária de elétrons do PSII) está totalmente oxidada e o centro de reação do PSII está aberto, situação iminente à ativação das reações fotoquímicas.

O aumento de F_0 que, portanto é independente dos eventos fotoquímicos, reflete na destruição do centro de reação do PSII ou diminuição na capacidade de transferência de energia de excitação da antena para o centro de reação (Baker e Rosenqvst, 2004). Assim, com os resultados da manutenção de F_0 no presente estudo do genótipo Petite Syrah/Paulsen 1103 e Petite Syrah/Harmony (Figura 5B), pode sugerir que durante o estresse salino, o sistema de absorção de luz do PSII esteja atuando de forma mais eficiente em relação ao Petite Syrah/420-A. Este genótipo apresentou alteração na variável F_0 durante os dias de exposição ao NaCl (Figura 5C), indicando que pode ter havido dano nos complexos coletores de luz (Baker, 2008). A fluorescência máxima (F_M) ocorre quando praticamente toda Q_A está reduzida e os centros de reação são incapazes de aumentar as reações fotoquímicas, atingindo sua capacidade máxima (Baker e

Rosenqvst, 2004). No presente ensaio, os genótipos de videira apresentaram valores de F_M similares durante o período experimental (Figura 6). Com base na similaridade dos resultados de fluorescência máxima nos genótipos de videira, pode-se supor que a reoxidação das plastoquinonas é semelhante nos três genótipos estudados.

O atributo mais freqüentemente medido em pesquisas de estresse ambientais e bióticos é a relação F_V/F_M (relação entre a taxa de fluorescência variável e a máxima), que expressa a eficiência de captura da energia de excitação pelos centros de reação abertos PSII (Baker, 1991). A Queda do F_V/F_M atribuída à diminuição de F_M indica algum dano na fotoquímica do PSII ou nos mecanismos fotoprotetores de regulação (Demmig-Adams e Adams, 1992). Em plantas não submetidas a algum tipo de estresse, a razão F_V/F_M se situa entre 0,75 e 0,85 (Butler e Kitajima, 1975). Dessa forma, existe a probabilidade de 75 a 85% da energia absorvida pelos pigmentos fotossintéticos efetuar a redução de Q_A no PSII. No presente trabalho observou-se que os genótipos de videira apresentaram pouca variação nos valores da razão F_V/F_M (Figura 7). A maioria dos dados na literatura mostra que as plantas submetidas ao estresse salino não apresentam alterações na razão F_V/F_M (Debouba et al., 2007).

Nas Figuras 8, 9 e 10 observam-se a indução da fotossíntese quando a planta foi transferida do escuro para a luz; nesse processo, os centros de reação do PSII são progressivamente reduzidos, nos primeiros segundos, ocorrendo um progressivo aumento da fluorescência da clorofila. Em seguida, a fluorescência decai em um fenômeno chamado extinção da fluorescência “quenching” que pode ser fotoquímica e não-fotoquímica (Baker e Rosenqvst, 2004).

Quando uma molécula de pigmento absorve energia e torna-se excitada, existem várias formas de essa molécula retornar ao seu estado basal. A transferência de elétrons é uma delas. Essa dissipação de energia é conhecida como quenching fotoquímico. Porém, quando a energia luminosa incidente excede a capacidade de absorção. Esse estado excitado pode dissipar essa energia por rotas não desejáveis. O mecanismo de proteção contra esse eminente dano ao sistema é denominado quenching não-fotoquímico (Merchant e Sawaia, 2005).

A variável qP indica a porcentagem de energia dirigida para a fotossíntese, demonstrando a habilidade do PSII na utilização da energia luminosa para a

redução NADP^+ . No presente estudo, os “quenchings” fotoquímicos (qP) e os “quenchings” não-fotoquímicos (qN e NPQ) apresentaram respostas diferentes em relação às plantas com e sem NaCl (Figuras 8, 9 e 10). A variável qP foi maior nos genótipos de videira sem NaCl no genótipo Petite Syrah/420-A, principalmente no início do período de indução à salinidade até por volta dos 23 dias, sugerindo que a ativação das enzimas de carboxilação foi mais rápida. Em seguida, houve tendência de essa diferença diminuir no final das avaliações (Figura 8A). Maior valor de qP no genótipo Petite Syrah/420-A mostra que a extinção da fluorescência para processos fotoquímicos foi maior nas plantas sem estresse, ou que mais foi extinta em processos primários das reações fotoquímicas (Krause e Weis, 1991). Assim, no momento em que os valores de qP dos genótipos Petite Syrah/Paulsen 1103 e petite Syrah/Harmony (Figura 8B e 8C) com estresse de NaCl atingir o mesmo patamar que esses genótipos sem estresse, é possível que esteja ocorrendo um aumento na participação da fotorrespiração na extinção fotossintética da fluorescência (Ribeiro et al., 2004).

Com relação ao qN, o aumento nos valores foi notado até o dia 16, com decréscimo até o final das avaliações. O aumento de qN pode indicar um baixo consumo de ATP e baixa disponibilidade de NADPH para o ciclo de Calvin, resultando em um aumento na energização da membrana tilacoidal (Krause e Weis, 1984), podendo levar à saturação dos carreadores de elétrons. Esses resultados sugerem que os genótipos de videira, são capazes de manter sua eficiência quântica. Os baixos valores de qN no final das avaliações (dia 33) (Figura 9) podem ser associados aos altos valores de F_0 e F_M que, possivelmente impediram a criação de um gradiente de prótons, necessários para a dissipação não-fotoquímica da energia de excitação.

A variável NPQ é um bom indicador do fluxo de energia como calor. Apresenta como uma ferramenta útil para avaliar efetivamente o nível de proteção do PSII contra os danos fotoquímicos (Streit et al., 2005). Alguns estudos demonstraram que NPQ está intimamente associado com a determinação da dissipação do calor pelo ciclo das xantofilas (Flexas et al., 1999; Jiang et al., 2005), protegendo as folhas dos danos decorrentes do excesso de excitação das clorofilas. De fato, os genótipos de videira com alto valor de F_M associado com baixo NPQ (Figura 10) indicam maior eficiência de utilização da energia no Ciclo de Calvin. Sob condições de casa de vegetação, como foi desenvolvido este

experimento, há uma relação entre eficiência de utilização de energia e fixação de CO_2 , sendo alguns desvios nesta relação ocasionados em condições que proporcionam mudança na taxa de fotorrespiração (Maxwell e Johnson, 2000).

Foi observada a quantificação dos nutrientes sódio (Na^+) e potássio (K^+) nas folhas dos genótipos de videira. Os efeitos da salinidade sobre as plantas são consequência de fatores osmóticos e iônicos. A redução osmótica resulta das elevadas concentrações de sais dissolvidos na solução do substrato, diminuindo a disponibilidade de água para a planta. O efeito iônico refere-se aos íons absorvidos pelas plantas, que podem provocar desequilíbrio iônico e efeitos tóxicos para o metabolismo da planta (Willadino e Câmara, 2004).

O acúmulo de sódio nas folhas, em respostas às doses de NaCl , variou entre os genótipos de videira estudados. No genótipo Petite Syrah/420-A (Figura 11A), houve aumento gradativamente do teor de Na^+ , em comparação com os demais genótipos e apresentam sintomas de toxidez do NaCl , caracterizados como pequenas manchas ao longo do limbo foliar e enrugamentos. Isso evolui para queima das bordas, indicando que não houve mecanismos que evitassem a entrada de Na^+ nas regiões fotossinteticamente ativas, o que permitiria classificar Petite Syrah/420-A como não tolerante (Viana et al., 2001). O genótipo Petite Syrah/paulsen 1103 apresentou menor incremento do teor de íon Na^+ até a dose de 50mM de NaCl .

O sódio ocasiona prejuízos ao ambiente celular, uma vez que exerce uma série de efeitos tóxicos, por meio da inibição de reações enzimáticas. Uma inadequada compartimentalização desse elemento, entre o citoplasma e o vacúolo, leva a uma desidratação e conseqüente diminuição da turgescência da célula, o que pode provocar morte celular em folhas e ramos (Marschner, 1995; Viana et al., 2001).

O aumento do teor de íon Na^+ nos tecidos de espécies glicófitas geralmente está associado à diminuição no teor de íon potássio (K^+) (Greenway e Munns, 1980), resultado da competição pelos sítios de absorção nas membranas (Blumwald, 2000). Houve incremento de K^+ . Nas folhas de Petite syrah foi concomitante com o aumento da taxa fotossintética. Em alguns estudos com videira, houve redução nos teores de potássio em folhas submetidas a ambiente salino (Downton, 1976; Prior et al., 1992a; Viana et al., 2001). Já Harvey e Stevens (1995) não constataram diferenças nos teores de potássio em folhas de

videiras, quando essas foram submetidas a condições de salinidade no solo. Esta tendência não foi observada nos genótipos do presente trabalho (Figura 11B), mesmo com as doses mais elevadas de NaCl.

Adicionalmente, foram feitas análises de comprimento do ramo, por ser um método mais acessível e preciso para avaliar o crescimento de plantas e inferir sobre a contribuição dos diversos processos fisiológicos no comportamento das mesmas (Benincasa, 2003).

A inibição do crescimento pela salinidade é uma conseqüência do desvio de energia metabólica destinada ao crescimento para a sua manutenção, isto é, a redução na biomassa seca que pode refletir o custo metabólico de energia associado à adaptação à salinidade (Orcutt e Nilsen, 2000). Entre os três genótipos, o Petite Syrah/420-A teve redução mais pronunciada, sendo considerado como o mais sensível à salinidade (Figura 13A), enquanto Petite Syrah/Paulsen 1103 foi o mais tolerante às doses de NaCl impostas, apresentando as menores reduções. O efeito mais comum da salinidade sobre as plantas, de maneira geral, é a limitação do crescimento, devido ao aumento da pressão osmótica do meio e à conseqüente redução da disponibilidade de água a ser consumida, afetando a divisão e o alongamento das células (Martinez e Lauchli, 1994).

Diversos estudos, em videiras têm relatado a redução no crescimento, devido aos efeitos ocasionados pelo aumento da salinidade (West e Taylor, 1984; Prior et al., 1992; Schaffer e andersen, 1994; Harvey e Stevens, 1995;).

Freqüentemente é relatado que o estresse salino induz danos oxidativos nos tecidos vegetais (Hernández et al., 2001; Uchida et al., 2002; Chaparzadeh et al., 2004), e o extravasamento de eletrólitos tem sido usado com um indicador de estresse oxidativo quando as plantas são submetidas à salinidade. O extravasamento de eletrólitos é medido pela porcentagem de integridade relativa (PIR), que é o aumento do extravasamento do conteúdo celular, devido ao aumento da fluidez das membranas em decorrência de injúrias, dentre elas o estresse salino (Ben-Amor et al., 2006) e o estresse hídrico (Monteiro de Paula et al., 1990).

O extravasamento de eletrólitos de membrana nos genótipos de videira, apresentou diferença significativa entre os tratamentos salinos quando comparado ao controle, em ambos os genótipos estudados. Pela mensuração da

porcentagem de PIR, verificou-se que o genótipo Petite Syrah/Paulsen 1103 apresenta maior porcentagem que os demais genótipos. Constatou-se que no genótipo Petite Syrah/420-A, quanto maior a concentração e a exposição ao NaCl, menor será o valor de PIR. No genótipo Petite Syrah/Paulsen 1103 as plantas estressadas apresentaram poucas diferenças em relação às plantas não estressadas, é possível que este genótipo possua um sistema de proteção contra o estresse oxidativo mais eficiente quando comparado com Petite Syrah/420-A, ou sua produção ERO's ocorra em níveis muito mais baixos.

Correlacionando-se os valores dos teores de Na^+ com os dados de PIR, verifica-se que o genótipo Petite Syrah/420-A apresenta intensa acumulação de íon Na^+ nas folhas e, no entanto o valor de PIR apresenta baixos valores ao longo do tempo de exposição ao NaCl. Isso possibilita sugerir que a consequência do elevado teor de íon Na^+ nas folhas é a saída de sódio acumulado no apoplasto destes genótipos que possivelmente afetou, por toxicidade, os processos metabólicos. Assim, não houve preservação do sistema contra o estresse oxidativo. Essa comparação pode ser visualizada também no genótipo Petite Syrah/Paulsen 1103, pois quando apresentou menor incremento do teor de íon Na^+ nas folhas, ocorreu aumento no valor de PIR.

Em estudo realizado por Pimentel et al., (2002), houve a liberação de eletrólitos em discos foliares entre dois genótipos de caupi submetidos a estresse hídrico durante 10 e 17 dias. A porcentagem de integridade relativa (PIR) de plantas estressadas foi maior para o genótipo que se considerou ser o mais tolerante, pois este apresentou maior retenção de eletrólitos.

Quando os vegetais são submetidos à salinidade, ocorre uma série de modificações fisiológicas, as quais alteram os processos de crescimento e desenvolvimento. Durante o período de estresse, as plantas apresentam diversas respostas que possam propiciar sua sobrevivência e produtividade. Dentre os mecanismos vegetais estudados em condições de salinidade, o crescimento do ramo, quantificação dos teores nutricionais, a porcentagem de integridade relativa (PIR) e os processos fotossintéticos apresentaram bons critérios para avaliação do grau de estresse a salinidade em casa de vegetação. Portanto, tendo em vista o grande número de cultivares de videira, fazem-se necessárias pesquisas com maior quantidade de cultivares de porta-enxertos e da combinação copa e porta-enxerto.

8. CONCLUSÕES

Plantas de Petite Syrah enxertada em distinto porta-enxertos, submetidas a quatro tratamentos com NaCl em seis períodos de avaliação, apresentaram redução da eficiência fotossintética, devido ao efeito da salinidade, isso pode está relacionado tanto a fatores estomáticos e como por redução na eficiência fotoquímica do aparelho fotossintético;

A salinidade provocou distúrbios na absorção e distribuição do íon Na^+ e do extravasamento de eletrólitos nas folhas dos genótipos, de tal forma que o crescimento dos ramos ficou comprometido;

Portanto, dentre os genótipos de videira submetidos à salinidade avaliados neste trabalho, o Petite Syrah/420-A apresentou maior sensibilidade à salinidade imposta, levando em conta as variáveis fisiológicas;

Por outro lado, o genótipo Petite Syrah/Harmony apresentou grau de tolerância intermediário e o Petite Syrah/Paulsen 1103 pode ser indicado como promissor em programas de melhoramento por apresentar maior tolerância à salinidade.

9. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Adams, P., Thomas, J.C., Vernon, D.M., Bohnert, H.J., Jensen, R.G. (1992) Distinct cellular e organismic responses to salt stress. *Plant Cell Physiology* 33: 1215-1223.
- Agriannual. (2003) São Paulo: FNP, 542p.
- Alvarenga, A. A., Abrahão, E., Regina, M. de A. (1998) Origem e classificação da videira. In: Viticultura tropical. *Informe Agropecuário*. Belo Horizonte, 19 (194): 5-8.
- Alvarenga, A.A. (2001) *Avaliação de cultivares porta enxertos e produtoras de videira* (Vitis spp.) em condições de solos ácidos e alumínio. Tese (Doutorado) - Universidade Federal de Lavras, Lavras.
- Anguiano-Fuentes, C. (1987) *Crecimiento y producción del cultivo de la vid (Vitis vinifera L.) cultivares Ribier y Green Hungarian, en condiciones de suelo normal y salino en Aguascalientes*. Tesis (Dissertation em Fitotecnia) – Chapingo-México, Universidad Autonoma Chapingo, 78p.
- Araújo, C.A.S., Silva, D.J., Grossi, F., Costa, W.P.L.B. (2004) Transporte acrópeto de cátions em mudas de videira cultivadas em condições salinas, In: XXVI

Reunião brasileira de fertilidade do solo e nutrição de plantas, Lages-SC, Fertibio.

Araus, J.L., Amaro, T., Voltas, J., Nakkoul, H., Nachit, M.M. (1998) Chlorophyll fluorescence as a selection criterion for grain yield in durum wheat Mediterranean conditions. *Fields Crop Res.*, 55:209-223.

Aro, E.M., Virgin, I., Andersson, B. (2001) Photoinhibition of photosystem II. Inactivation, protein damage and turnover, *Biochimica et Biophysica Acta* 1143: 113-134.

Baker, N.R. (1991) A possible role for photosystem II in environmental perturbations of photosynthesis. *Physiologia Plantarum*, 81(4): 563-570.

Baker, N.R., Rosenqvist, E. (2004) Applications of chlorophyll fluorescence can improve crop production strategies: an examination of future possibilities. *Journal of Experimental Botany*, Oxford, 55:1607-1621.

Bandeoglu, E., Eyidogan, F., Yucel, M., Oktem, H.A. (2004) Antioxidant responses of shoots and roots of lentil to NaCl-salinity stress, *Plant Growth Regulation*, 42: 69-77.

Ben-Amor N., Jimenez, A., Megdiche, W., Lundqvist, M., Sevilla, F., Abdelly, C. (2006) Response of antioxidant systems to NaCl stress in the halophyte *Cakile maritima*. *Physiol. Plant.* 126:446-457.

Benincasa, M.M.P. (2003) Análise de crescimento de plantas (noções básicas). Jaboticabal: FUNEP, 41p.

Biasi, L.A., Pires, E.J.P. (2003) Propagação da videira. In: Pommer, C.V. Uva: Tecnologia de produção, pós-colheita, mercado. Cinco continentes, Porto Alegre, 295-350.

Blanco, F.F. (1999) *Tolerância do pepino enxertado à salinidade em ambiente protegido e controle da salinização do solo*, Tese (Mestrado em Agronomia) –

Piracicaba –SP, ESALQ -Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz – USP, 104p.

- Blumwald, E. (2000) Sodium transport in plant cells. *Biochemics and Biophysics Acta*, 1465:140-151.
- Bradley, P.H, Morris, J.T. (1991) Relative importance of ion exclusion, secretarion and accumulation in Sparina alterniflora Loisel. *Journal and Experimental Botany*, 42:1525-1532.
- Butler, W.L., Kitajima, M. (1975) A tripartite model for chloroplast fluorescence In: *Proceedings of the 3rd International congress on Photosynthesis*. Editora M. Avron, Elsevier Amsterdam, 13-24.
- Camara, T.R., Willadino, L. (2005) *Aspectos fisiológicos do estresse salino em plantas*. In: Nogueira, R.J.M., Araújo, E.L., Cavalcante, U.M.T. *Estresses ambientais: danos e benefícios em plantas*. Recife: UFRPE, p. 118-126.
- Camargo, U.A. (2003) Porta-enxertos e cultivares. In: www.cnpvu.embrapa.br/sistemadeproducao/spvideira/versaoeletronica.htm, acesso em 09/02/2008.
- Cambraia, J. (2005) *Aspectos bioquímicos, celulares e fisiológicos dos estresses nutricionais em plantas*. In: Nogueira, R.J.M., Araújo, E.L., Cavalcante, U.M.T. *Estresses ambientais: danos e benefícios em plantas*. Recife: UFRPE, p. 95-105.
- Campostrini, E. (1998) *Fluorescência da clorofila a: considerações teóricas e aplicações práticas*. UENF, 198f.
- Chaparzadeh, N., D'Amico, M.L., Khavari-Nejad, R.A., Izzo, R., Navari-Izzo, F. (2004) Antioxidative responses of *Calendula officinalis* under salinity conditions. *Plant Physiology. Biochem.* 42:695-701.

- Chaves, M.M. (1991) Effects of water deficits on carbon assimilation. *Journal of Experimental Botany*, 42:1-16.
- Chaves, M.M., Maroco, J.P., Pereira, J.S. (2003) Understanding plant response to drought: from genes to the whole plant. *Functional Plant biology*, 30:239-264.
- Chen, L-S., Cheng, L. (2003) Both xanthophylls cycle-dependent thermal dissipation and the antioxidant system are up-regulated in grape (*Vitis labrusca*) L. cv. Concord) leaves in response to N limitation. *Journal of Experimental Botany*, 54(390):2165-2175.
- Cordeiro, G. (2002) Salinidade em áreas irrigadas. In: <http://www.cpatsa.embrapa.br/index.php/salinidade.htm>. Acesso em 05/06/2007.
- Costa, C.P.M., Eloi, W.M., Carvalho, C. M. de, Júnior, M.V., Silva, M.A.N.da (2005) Caracterização qualitativa da água de irrigação na cultura da videira no município de Brejo Santo, Ceará, *Revista de Biologia e Ciências da Terra*, 5(2): 1-15.
- Debouba, M., Habib, M., Gouia, G.H. (2007) Effects of nitrogen deficiency and NaCl on chlorophyll fluorescence of PSII in tomato (*Solanum Lycopersicon*, Chibli F1). *Acta Botany Gallica*. 154(4): 635-642.
- Demmig-Adams, B., Adams, W.W. (1992) Photoprotection and other responses of plants to high light stress. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*, 43:599-626.
- Devlin, R.M. (1976) Factores que influyen sobre la intensidad de la fotosíntesis. In: *Fisiologia 3ª edição*, 245-259.
- Dias, N.S. (2003) Prevenção, manejo e recuperação dos solos afetados por sais. Piracicaba: ESALQ/USP/LER, (Série didática n° 013), 118p.

- Downton, W.J.S. (1976) Photosynthesis in salt-stressed grapevines, *Australian Journal of Plant Physiology*, 4:183-192.
- FAO. Statistical databases (2004) agriculture In: <http://www.fao.org/faostat>, acesso em: 21/03/2008.
- Farquar, G.D., Sharkey, T.D. (1982) Stomatal conductance and Photosynthesis. *Annual Review of Plant Physiology*, 33: 317-345.
- Flexas, J., Escalona, J.M. Medrano, H. (1999) Water stress induces different levels of photosynthesis electron transport rate regulation in grapevines. *Plant Cell and Environment*, 22:39-48.
- Foyer, C.H., Noctor, G. (2003) Redox sensing and signalling associated with reactive oxygen in chloroplasts, peroxisomes and mitochondria, *Physiologia Plantarum*, 119: 355-364.
- Gechev, T., Gadjev, I., Van, B.F., Inze, D., Dukiandjiev, S., Toneva, V., Minkov, I. (2002) Hydrogen peroxide protects tobacco from oxidative stress by inducing a set of antioxidant enzymes, *Cel, Mol, Life Sci*, 59: 708-714.
- Gheyi, H.R., Karina, G.C., Fernandes, P.D. (2005) *Salinidade do solo e crescimento e desenvolvimento das plantas. In: Aspectos fisiológicos do estresse salino em plantas.* In: Nogueira, R.J.M., Araújo, E.L., Cavalcante, U.M.T. Estresses ambientais: danos e benefícios em plantas. Recife: UFRPE, 138-147.
- Gomes, E.W.F. (2004) Diplóides (AA) de bananeira submetidos ao estresse salino. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, Brasília, 39(6):525-531.
- Gorham, J. (1995) Mechanism of salt tolerance of halophytes. In: Choukr-Allan, R., Malcolm, C.V., Hamdy A, (eds). *Halophytes and biosaline agriculture*. New York: Marcel Dekker, Inc, 31-53.

- Gouia, H., Ghorbal, M.H., Touraine, B. (1994) Effects of NaCl on flows of N and mineral ions and NO₃ reduction rate within whole plants of salt-sensitive bean and salt-tolerant cotton. *Plant Physiology*, (105): 1409-1418p.
- Greenway, H., Munns, R. (1980) Mechanism of salt tolerance in nonhalophytes. *Annual Review of Plant Physiology*, Palo Alto, 31:149-190.
- Hankamer, B., Barber, J. (1997) Structure and membrane organization of photosystem II in green Plants. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology* 48: 641-671
- Harvey, G., Stevens, R.M. (1995) Effects of waterlogging, rootstock and salinity on Na, Cl and K concentrations of the leaf and root, and shoot growth of Sultana Grapevines. *Australian Journal Agricultural Research*, 46:541-551.
- Hasegawa, P.M.; Bressan, S.A.; Zhu, J.K.; Bohnert, H.J. (2000) Plant cellular and molecular responses to high salinity. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology* 51: 463-499.
- Hernández J.A., Ferrer, M.A., Jiménez, A., Ros-Barceló, A., Sevilla, F. (2001) Antioxidant system and O₂/H₂O₂ production in the apoplast of *Pisum sativum* L. Leaves: its relation with NaCl-induced necrotic lesions in minor veins. *Plant Physiol*, 127:817-830.
- Hespanhol-Viana, L., Guimarães, J.C., Pommer, C.V., Bressan-Smith, R.E. (2008) Fenologia da videira 'Niagara Rosada' (*Vitis* sp.) sob duas épocas de poda na região norte do Rio de Janeiro. *Anais do XX Congresso Brasileiro de Fruticultura*, Vitória, 4p.
- Jiang, C.D., Li, P.M, Gao, H.Y., Zou, Q., Jiang, G.M., Li, L.H. (2005) Enhanced photoprotection at the early stages of leaf expansion in field-grown soybean plants. *Plant Science*, 168:911-919.

- Kramer, P.J., Boyer, J.S. (1995) *Water relations of plants and soils*. New York: Academic Press, 495p.
- Krause, G.H., Weis, E. (1991) Chlorophyll fluorescence and photosynthesis. The basics. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*, 42:313-349.
- Krieg, N.D. (1983) Photosynthetic activity during stress. *Agricultural Water Management*, 7:249-263.
- Lambers, H. (1998) *Plant physiological ecology*, New York: Springer, 540p.
- Larcher, W. (2004) *Ecofisiologia vegetal*, In: Larcher, W. *A planta sob estresses*. São Carlos: Rima, 341-448.
- Leão, P.C.S (2004) Tratos Culturais. In: Cultivo da videira. In: <http://cpatsa.embrapa.br/versaoeletronica.htm>, acesso em 13/03/2008.
- Levitt, J. (1980) Response of plants to environmental stress. New York: *Academic Press*, 365-488.
- Lima, L.A. (1997) Efeito de sais no solo e na planta. In: Congresso brasileiro de engenharia agrícola manejo e controle da salinidade na agricultura irrigada, João Pessoa, Anais, 113p.
- Long, S.P., Humphries, S., Falkowski, P.G. (1994) Photoinhibition of photosynthesis in nature. *An Rev. Plant Phys. Plant Mol. Bio.*45:633-662.
- Lu, C.M., Vonshak, A. (2002) Effects of salinity stress on photosystem II function in cyanobacterial *Spirulina platensis* cells. *Physiologia Plantarum* 114: 405-413.

- Luttge, U. (1997) Interaction of stress factors and the midday-depression in plants with C₃ – photosynthesis, *Physiological Ecology of Tropical Plants*, New York: Springer, 122-124.
- Malavolta E., Vitti G., Oliveira S.A. (1997) *Avaliação do estado nutricional das plantas*, princípios. Piracicaba: Potafos e aplicações. 2 ed. Piracicaba: POTAFOS, 390p.
- Marschner, H. (1995) *Mineral nutrition of higher plants*. San Diego: Academic Press, 680p.
- Martim, S.A. (2008) Ajustamento osmótico e energética celular em videiras cabernet sauvignon submetidas a estresse hídrico, Tese (Doutorado Produção Vegetal) Campos-RJ, Universidade Estadual do Norte Fluminense-UENF, 89p.
- Martinez, V., Lauchli, A. (1994) Salt-induced of phosphate-uptake in plants of cotton. *New Phytol.*, Cambridge, 126(4): 609-614.
- Mathis, P., Paillotin, G. (1981) In: *The biochemistry of plants*. (eds.) Hatch, M.D., Boarman, N.K. Academic Press, New York, 97p.
- Maxwell, K., Johnson, G.N. (2000) Chlorophyll fluorescence – a practical guide, *Journal of Experimental Botany*, 51:659-668.
- Medeiros, J.F. de., Gheyi, H.R. (1997) Manejo do sistema solo-água-planta em solos afetados por sais. In: Gheyi, H.R., Queiroz, J.E., Medeiros, J.M. (ed.) *manejo e controle da salinidade na agricultura irrigada*. Campina Grande: UFPB/SBEA, 239-288.
- Mekkaoui, M.E., Monneveux, P., Damania, A.B. (1989) Chlorophyll fluorescence as a predictive test tolerance in cereals: preliminary results on durum wheat. *Rachis*, 8: 16-19.

- Meloni, D.A., Oliva, M.A., Martinez, C.A., Cambraia, J. (2003) Photosynthesis and activity of superoxidase dismutase, peroxidase and glutathione reductase in cotton under salt stress, *Environmental and Experimental Botany*, 49: 69-76.
- Merchant, S., Sawaya, M.R. (2005) The light reactions: a guide to recent acquisitions for the picture gallery. *The Plant Cell*, 17:648-663.
- Miranda, J.R.P., Carvalho, J.C., Santos, D.R., Freire, A.L.O., Bertoni, J.C., Melo, J.R.M., Caldas, A.L. (2002) Silício e cloreto de sódio na nutrição mineral e produção de matéria seca de plantas de Moringa (*Moringa oleifera* Lam.), *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, Campinas, 26(4): 957-965.
- Mittler, R. (2002) Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance, *Trends Plant Science*, 7: 405-410.
- Monneveux, P., Mekkaoui, M.E., Xu, X. (1990) Physiological basis of salt tolerance in wheat. Chlorophyll fluorescence as a new tool for screening tolerant genotypes. In: Wheat Breeding. Prospects and Future Approches. Varna, Bulgaria, p.1-33.
- Monteiro de Paula, F., Pham Thi, A.T., Vieira da Silva, J., Justin, A.M., Demandre, C., Mazliak, P. (1990) Effects of water stress on the molecular species composition of polar lipids from *Vigna unguiculata* L. leaves. *Plant. Science*. 66:185-193.
- Mouget, J., Tremblin, G. (2002) Suitability of the fluorescence monitoring system (FM, Hansatech) for measurement of photosynthetic characteristics in algae. *Aquatic Botany*, 74: 219-231.
- Muhling, K.H., Lauchli, A. (2002) Effect of salt stress on growth and cation compartmentation in leaves of two plant species differing in salt tolerance. *Journal of Plant Physiology*, 159: 137-146.

- Munns, R. (2002) Comparative physiology of salt and water stress, *Plant, Cell and Environment*, 25: 239-250.
- Murakami, K.R.N., Carvalho, A.J.C., Cereja, B.S., Barros, J.C.S.M., Marinho, C.S. (2002) Caracterização fenológica da videira cv. Itália (*Vitis vinifera* L.) sob diferentes épocas de poda na região Norte do Estado do Rio de Janeiro. *Revista Brasileira de fruticultura*, 24 (3): 615-617.
- Naves-Barbiero, C.C., Franco, A.C., Bucci, S.J., Goldstein, G. (2000) Fluxo de seiva e condutância estomática de duas espécies lenhosas sempre-verdes no campo sujo e cerrado. *Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal*, 11:119-134.
- Nazaenko, L.V. (1992) Effects of sodium chloride on ribulosebiphosphate carboxylase of Euglena cells. *Fiziologiya Rastenii* 39: 748-752.
- Newton, A.C., McBeath, C. (1996) The impact of desiccation on chlorophyll fluorescence from leaves exposed to continuous white light. *Plant Cell Environmental* 8:539-547.
- Niu, X., Narasimhan, M.L., Salzman, R.A., Bressan, R.A., Hasegawa, P.M. (1993a) NaCl regulation of plasma membrane H⁺-ATPase gene expression in a glycophyte and a halophyte. *Plant physiology*, 103:713-718.
- O'Leary, J.W. (1975) High umidity overcomes lethal levels of salinity in hidroponically grown salt-sensitive plants. *Plant and Soil*, Dorchecht, 42: 717-721.
- Opanasenko, V., Semenova, G., Agafonov, A. (1999) Changes on the structure and functional state of thylakoids under the conditions of the osmotic shock. *Photosynthesis Research* 62: 281-290.
- Orcutt, D.M.; Nilsen, E.T. (2000) Physiology of plants under stress, *John Willey and Sons*, New York, 683p.

- Paiva, R. (1997) Fisiologia vegetal. Lavras: UFLA/FAEPE, 113p.
- Paz, V.P.S. (2000) Recursos hídricos, agricultura irrigada e meio ambiente. Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental, Campina Grande, 4 (3).
- Pereira, W.E. (2001) Trocas gasosas, fluorescência da clorofila, crescimento e composição mineral de quatro porta-enxertos de citros submetidos a estresse por Alumínio, em cultivo hidropônico. Tese (Doutorado) Viçosa-MG, Universidade Federal de Viçosa-UFV, 123p.
- Pimentel, C., Sarr, B., Diouf, O., Abboud, A.C.S., Macauley, H.R. (2002) Tolerância protoplasmática foliar à seca, em dois genótipos de caupi cultivados em campo. Revista Universidade Rural, Série: Ciências da Vida: 22 (1):07-14.
- Pires, E. J.P., Pommer, C.V., Terra, M.M. (2003) Cultivares, melhoramento e fisiologia. In: Pommer C.V. Uva: Tecnologia de produção, pós-colheita, mercado. Cinco continentes, Porto Alegre, 109-294.
plantas: princípios e aplicações. Piracicaba: potafos, 201p.
- Premachandra, G.S., Saneska, H., Fujita, K., Ogata, S. (1992) Osmotic adjustment and stomatal response to water deficits in maize, *Journal of Experimental Botany*, 43: 1451-1456.
- Prior, L.D., Greive, A.M., Cullis, B.R. (1992) Sodium chlorine and soil texture interactions in irrigated field growth sultana grapevines. II. Plant mineral content, growth and physiology. *Australian Journal of Agricultural Research*, 43: 1051-1066.
- Prochazkova, D., Sairam, R.K., Srivastava, G.C., Singh, D.V. (2001) Oxidative stress and antioxidant activity as the basis of senescence in maize leaves. *Plant Science*, 161: 765–771.

- Protas, J.F.S., Camargo, U.A., Mello, L.M.R. (2002) A vitivinicultura brasileira: realidade e perspectivas. EMBRAPA Uva e Vinho, Artigo Técnico.
- Queiroz, J.E. (1997) Avaliação e melhoramento da salinidade do solo. In: Congresso brasileiro de engenharia agrícola manejo e controle da salinidade na agricultura irrigada, Campina Grande: Anais: UFPB, 69-111p.
- Rambal, S., Winkel, T. (1993) Influence of water stress on grapevines growing in the field: from Leaf to whole-plant response. *Australian Journal of Plant Physiology*, 20:143-157.
- Raven, P.H., Everst, R.F., Eichhorn, S.E. (2001) *Biologia Vegetal*. 6. ed. Editora:Guanabara Koogan S.A., 906p.
- Reichardt, K. (1990) A água em sistemas agrícolas, São Paulo, *Manole Ltda*, 188p.
- Reish, B.I., Pratt, C. (1996) Grapes. In: Janick, J., Moore, J.N. (eds.) Fruit breeding, Vine and small fruit crops, *John Wiley & Sons*, 2: 287-360.
- Rentel, M.C., Knight, M.R. (2004) Oxidative stress-induced calcium signaling in *Arabidopsis*, *Plant Physiology*, 135: 1471-1479.
- Ribeiro, R.V., Machado, E.C., Oliveira, R.F. (2003) Early photosynthetic responses of sweet orange plants infected with *Xylella fastidiosa*. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, 62:167-173.
- Ribeiro, R.V., Machado, E.C., Oliveira, R.F. (2004) Growth and leaf temperature effects on photosynthesis of sweet orange plants infected with *Xylella fastidiosa*. *Plant pathology*, Oxford, 53:334-340.
- Roberto, S. R., Pereira, F. M. (2001) Origem, botânica e biologia da videira. In: Boliani, A. C.; Corrêa, L. S. (eds.) *Anais do simpósio brasileiro sobre uvas de mesa*. Ilha Solteira: [s.n.], 35-50.

- Sakihama, Y., Cohen, M.F., Grace, S.C., Yamasaki, H. (2002) Plant phenolic antioxidant and prooxidant activities: phenolics-induced oxidative damage mediated by metals in plants, *Toxicology*, 177:67-80.
- Schaffer, B., Andersen, P.C. (1994) Handebook of environmental physiology of fruit crops. Boca Raton: CRC Press.
- Serraj, R., Sinclair, T.R. (2002) Osmolyte accumulation: can it really help increase crop yield under drought conditions? *Plant, Cell and Environment*, 25: 333-341.
- Shani, U., Ben Gal, A. (2005) Long Term Response of Grapevines to Salinity: Osmotic Effects and Íon Toxicity, *Am. J. Enology, Viticult*, 56(2): 148-154.
- Simão, S. (1998) *Tratado de fruticultura*. Piracicaba: FEALQ, 760p.
- Sivritepe, N., Eris, A. (1999) Determination of Salt Tolerance in Some Grapevine Cultivars (*Vitis vinifera L.*) Under in vitro Conditions, *Tr, J, of Biology*, Bursa-Turkey, 23: 473-485.
- Souza, J. S. I. de. (1996) *Uvas para o Brasil*. Piracicaba: FEALQ, 791p.
- Steffen, R. (2003) Time-resolved spectroscopic investigations of photosystem II. Tese de doutorado em química – Universidade Técnica de Berlim, Berlim.
- Strasser, R.J., Srivatava, A., Tsimilli-Michael, M. (1999) Screening the Vitality and photosynthetic activity of plants by fluorecence transient. In: Crop Improvement for Food Security (R.K. Behl, M.S. Punia, B.P.S. Lather, eds). SSARM, Hisar, Índia, 72-115.
- Streit, N.M., Canterle, L.P., Canto, M.W., Hecktheuer, L.H.H. (2005) As clorofilas. *Ciência Rural*, 35(2):748-755.

- Suassuna, J. A. (1996) Salinidade de águas no nordeste semi-árido. Mesa Redonda na 4ª Reunião Especial da SBPC em Feira de Santana (BA). Disponível em: <http://www.fundaj.gov.br/docs/tropico/desat/mesa.html>. Acesso: 02 jun 2007.
- Taiz, L., Zeiger, E. (2004) *Fisiologia Vegetal*, Tradução de Eliane Romanato Santarém et al. 3. ed. Porto Alegre: Artmed, 719 p.
- Takemura, T., Hanagata, N., Sugihara, K., Baba, S., Karube, I., Dubinki, Z. (2000). Physiological and biochemical responses to salt stress in the mangrove, *Bruguiera gymnorrhiza*. *Aquatic Botany* 68: 15-28.
- Tomaz, M.A, Souza, C.M., Sakiyama, N.S. (2001) Avaliação do sistema radicular em mudas. II Simpósio de Pesquisa dos cafés do Brasil. Disponível em: <http://www.coffeebreak.com.br/ocafezal.asp>. Acesso: 22 set de 2007.
- Uchida, A., Jagendorf, A.T., Hibino, T., Takabe, T., (2002) Effects of hydrogen peroxide and nitric oxide on both salt and heat stress tolerance in rice. *Plant Science*. 163:515-523.
- Ueda, A., Kathiresan, A., Inada, M., Narita, Y., Nakamura, T., Shi, W., Takabe, T., Bennett, J. (2003) Osmotic stress in barley regulates expression of a different set of genes than salt stress does. *Journal of Experimental Botany* 55: 2213-2218.
- Uvibra. União Brasileira de Vitivinicultura. In: http://www.uvibra.com.br/safra_uva1998-2008.pdf, acesso em 09/03/2009.
- Vasquez Tello, A., Zuily-Fodil, Y., Pham Thi, A.T., Viera de Silva, J.B. (1990) Electrolyte and Pi leakages and soluble sugar content as physiological tests for screening resistance to water stress in *Phaseolus* and *Vigna* species, *Journal of Experimental Botany*, 228: 827-832.

- Viana, A. P., Bruckner, C. H., Martinez, H. E. P., Huaman, C.A.M., Mosquim, P. R. (2001) Teores de Na, K, Mg e Ca em porta-enxertos de videira em solução salina, *Scientia Agrícola*, 28(1): 187-191.
- Viana, A.P. (1997) Avaliação da tolerância de porta-enxertos de videira a condições de salinidade em solução nutritiva, Tese (Mestrado em Fitotecnia) Viçosa-MG, Universidade Federal de Viçosa-UFV, 88p.
- West, D.W., Taylor, J.A., Reponse of six grape cultivars to the combined effects of high salinity and rootzone waterlogging. *Journal of the Americam Society for Horticultural Science*, 109:844-851.
- Willadino, L.G., Câmara, T.R. (2004) Origen y naturaleza de los ambientes salinos. In: REIGOSA, M.J.et al. La Ecofisiologia Vegetal: una ciencia de síntesis. Madrid: Thomson Editores, 303-331.
- Wohlgemut, H., Mittlestrass, K., Kscheschan, S., Bender, J., Weigel, H.J., Overmyer, K., Kangasjarvi, J., Sandermann, H.J., Langebartels, C. (2002) Activation of Na oxidative burst is a general feature of sensitive plants exposed to the air pollutant ozone, *Plant Cell Environmental*, 25: 717-726.
- Wolpert, J.A., Smart, D.R., Anderson, M. (2005) Lower petiole potassium concentration at bloom in rootstocks with *Vitis berlandieri* genetic backgrounds. *American Journal of Enology and Viticulture*, 56(2)163-169.
- Yeo, A. (1998) Molecular biology of salt tolerance in the context of whole-plant physiology. *Journal of Experimental Botany*, 49: 913-929.
- Yu, Q., Rengel, Z. (1999) Drought and salinity differentially influence activities of superoxide dismutases in narrow-leafed lupins. *Plant Science*, 142:1-11.

APÉNDICE

Dados climatológicos das médias diárias durante as avaliações experimentais na região de campos dos Goytacazes – RJ,

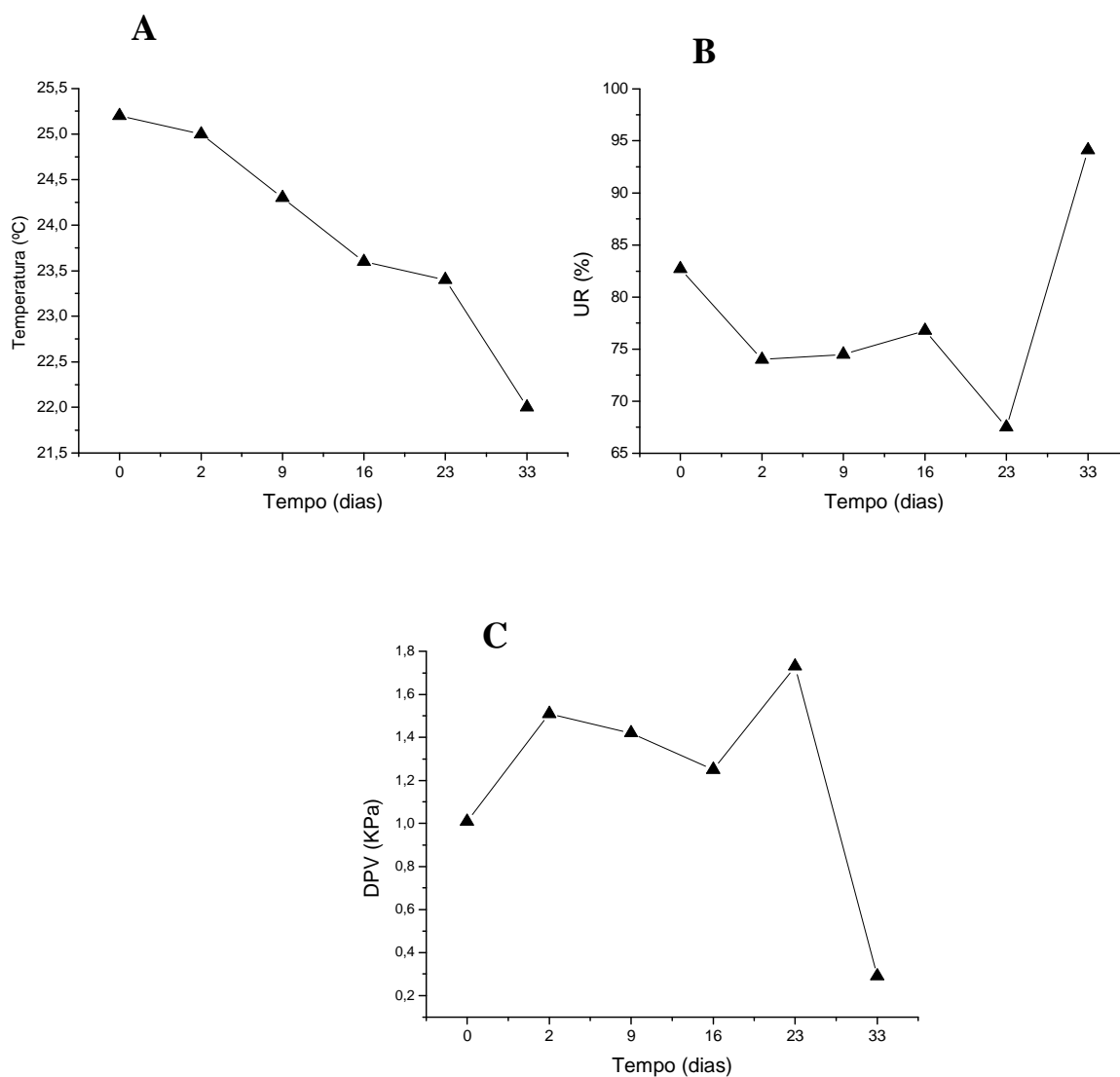


Figura 1A – Médias de temperatura (A), umidade relativa do ar (B) e déficit de pressão do ar (C), durante a execução do experimento caracterizado por dias de exposição ao NaCl (0, 2, 9, 16, 23 e 33 dias).