

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS**  
**Programa de Pós-Graduação em Fisiologia Vegetal**



Dissertação

**Respostas fisiológicas induzidas por estresse hídrico e infecção por  
*Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood em portaenxertos de *Prunus* spp**

**Aline Alves Messchmidt**

**Pelotas, 2013**

**ALINE ALVES MESSCHMIDT**

**RESPOSTAS FISIOLÓGICAS INDUZIDAS POR ESTRESSE HÍDRICO E INFECÇÃO  
POR *Meloidogyne javanica* (TREUB) CHITWOOD EM PORTAENXERTOS DE  
*Prunus* SSP.**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Fisiologia Vegetal da Universidade Federal de Pelotas como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Fisiologia Vegetal.

Orientador: Prof. Dr. Valmor João Bianchi

Co-Orientadores: Dr<sup>a</sup>. Elizete Beatriz Radmann

Prof. Dr. José Antonio Peters

Pelotas, 2013

M583r

Messchmidt, Aline Alves

Respostas fisiológicas induzidas por estresse hídrico e infecção por *Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood em porta-enxertos de *Prunus* spp. / Aline Alves Messchmidt. – 52f. ; il. – Dissertação (Mestrado). Programa de Pós-Graduação em Fisiologia Vegetal. Universidade Federal de Pelotas. Instituto de Biologia. Pelotas, 2013. – Orientador Valmor João Bianchi ; co-orientador Elizete Beatriz Radmann, José Antonio Peters.

1. Fisiologia vegetal. 2. Pessegueiro. 3. *Meloidogyne javanica*. 4. Nematóides das galhas. 5. Trocas gasosas. 6. Sistema enzimático antioxidante. 7. Alagamento. 8. Déficit hídrico. I. Bianchi, Valmor João. II. Radmann, Elizete Beatriz. III. Peters, José Antonio. IV. Título.

CDD: 634.25

**Banca Examinadora:**

Dr. Valmor João Bianchi (Presidente)

Dr. Sidnei Deuner

Dr. Newton Alex Mayer

*Cada qual traz uma sina  
Que força alguma desvia  
E nada tem mais valia  
Que as coisas que a vida ensina.*

*(Jayme Caetano Braun)*

*Aos meus pais e irmão, pelo carinho, amor e compreensão  
irrestritos em todos os momentos desta e de outras caminhadas.*

*Dedico*

## **Agradecimentos**

À Deus, que me deu saúde, coragem e persistência para enfrentar as dificuldades surgidas durante a realização do curso.

À Universidade Federal de Pelotas pela oportunidade de participar do programa de Pós-Graduação em Fisiologia Vegetal para a obtenção do grau de Mestre em Fisiologia Vegetal.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa de estudos.

Durante a realização de um trabalho sentimos a necessidade de termos pessoas e amigos que nos auxiliem, nos guiem e nos orientem. A estas pessoas, expresso minha gratidão:

A todos os professores do Curso de Fisiologia Vegetal pelos conhecimentos transmitidos. Aos funcionários do Departamento de Botânica.

Ao meu orientador, Prof. Dr. Valmor João Bianchi, pela orientação e pela confiança.

A Dr<sup>a</sup>. Elizete Beatriz Radmann, meu agradecimento e admiração por sua dedicação e profissionalismo, por ter sido muito mais que uma co-orientadora, uma colega de trabalho e uma verdadeira amiga, dando-me sempre apoio.

A Dr<sup>a</sup>. Ilisandra Zanandrea, pela sua contribuição neste trabalho, pelos seus ensinamentos durante este período e pela sua amizade.

Aos colegas do PPGFV em especial à Cristina Moll Huther, Junior Borella e Davi Dalberto pela compreensão e ajuda sempre que precisei.

Aos colegas e amigos do Laboratório de Cultura de Tecidos e Plantas (LCTP), pelas conversas e auxílios nas execuções dos trabalhos, rodas de chimarrão e por fazerem do laboratório um ambiente agradável.

Aos colegas de laboratório Daiane de Pinho Benemann, Luis Willian Pacheco Arge e Letícia Benitez, pelas conversas, ensinamentos e auxílios nas execuções dos trabalhos.

A querida colega e amiga Elisia Rodrigues Corrêa, por sempre me escutar, pelos conselhos, por me fazer acreditar em mim quando poucos eu até eu mesma não acreditava mesmo estando literalmente do outro lado da terra; pelos abraços, gargalhadas e chimarrões.

A “família” Prunus e enxertos, Leticia, Cristina, Cibele, Josiane, Anderson, Daiane, Elisia, Mirian e Carlos Davi pela amizade, coleguismo, companheirismo, onde trabalhamos bastante, mas também nos divertimos.

As eternas amigas Fernanda Barasuol e Rubiane Neumann, amigas indispensáveis. Mesmo que a vida tenha nos conduzidos por caminhos diferentes, sempre pude contar com a amizade de vocês.

À amiga Janieli Perotti pelo carinho, incentivo, uma amizade imensa e verdadeira.

As vizinhas queridas do Moncloá: Bia, Taíla, Sabrina e Marcela pelas inúmeras conversas pelos corredores do prédio, almoços dominicais, rodas de chimarrão e cerveja.

À todos os meus familiares pelo apoio, dedicação e amor cedidos desde sempre, em especial aos meus primos Ana e Anderson, pelos ‘churras de domingo’, idas e vindas para casa, palhaçadas vividas em nossa família.

Ao meu querido irmão Guilherme, por estar sempre do meu lado, apoiando as minhas escolhas e por dedicar a essa caçula tanto amor, carinho e preocupação.

Aos meus amados pais José Américo e Alaide, pelos exemplos de vida e dedicação, pelas palavras de incentivo e carinho, pela confiança, pelo amor e por, mesmo na distância, nunca terem estado ausentes, por todo conhecimento que sempre me transmitem e por terem me ensinado os verdadeiros princípios da vida.

Enfim, agradeço a todos que contribuíram direta ou indiretamente na realização deste trabalho, no meu crescimento intelectual e, sobretudo pessoal.

**AGRADEÇO**



## Resumo

MESSCHMIDT, Aline Alves. **Respostas fisiológicas induzidas por estresse hídrico e infecção por *Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood em portaenxertos de *Prunus* spp.** 2013. 64f. Dissertação (Mestrado) – Programa de Pós-graduação em Fisiologia Vegetal. Universidade Federal de Pelotas.

O Rio Grande do Sul possui a maior área de produção de pêssigo do Brasil, porém sua produtividade ainda é baixa quando comparado com outros estados. Um dos problemas relacionados à baixa produtividade são os solos com problemas de drenagem e baixa capacidade de armazenar água, principalmente na região produtora de Pelotas, assim como a presença de nematóides causadores de galhas nas raízes (*Meloidogyne* spp.), cujos danos têm grande importância em virtude da ação nociva sobre o sistema radicular, afetando a absorção e a translocação de água e nutrientes. Esses estresses podem causar alterações fisiológicas nas plantas, comprometendo a qualidade dos frutos e a produtividade dos pomares. O objetivo do presente trabalho foi avaliar os efeitos destes fatores de estresse nos portaenxertos de pessegueiro cv. Capdeboscq, Flordaguard e ameixeira cv. Mirabolano 29-C. O trabalho foi dividido em dois experimentos. No primeiro, avaliou-se as trocas gasosas e atividade antioxidante de portaenxertos do gênero *Prunus* submetidos aos seguintes tratamentos de estresse: a) alagamento do solo, por oito dias b) seca, por oito dias e c) controle, com irrigação conforme necessidade das plantas. Após o período de estresse, as plantas retornaram às condições normais de regime hídrico. O portaenxerto Mirabolano 29-C demonstrou ser mais suscetível ao déficit hídrico do que ao alagamento, quando comparado as duas cultivares de pessegueiro avaliadas. Por outro lado, nas cvs. Flordaguard e Capdeboscq ocorreram maiores danos quando as plantas foram submetidas ao alagamento, verificado por meio da maior taxa de peroxidação lipídica, em relação as plantas controle destas cultivares. No segundo experimento, avaliaram-se os efeitos da inoculação de *Meloidogyne javanica* sobre o fator de reprodução (FR) e das trocas gasosas. Aos 150 dias após a inoculação, as plantas das cvs. Capdeboscq,

Flordaguard e Mirabolano 29-C mostraram-se suscetíveis (FR=1,77), resistentes e imunes, respectivamente. Em relação às trocas gasosas, apenas as plantas inoculadas da cv. Capdeboscq apresentaram maiores valores de condutância estomática, concentração intracelular de CO<sub>2</sub> e de transpiração, e uma menor eficiência no uso da água. Para os demais genótipos não houve efeitos significativos nas variáveis analisadas.

Palavras-chave: Pessegueiro, Trocas gasosas, Sistema Enzimático Antioxidante, Alagamento, Déficit hídrico, Nematóides das Galhas.

## Abstract

MESSCHMIDT, Aline Alves. **Physiological responses induced by water stress and infection by *Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood on rootstocks of *Prunus* spp.** 2013. 64p. Dissertation (Master) – Post Graduation Program in Plant Physiology. Universidade Federal de Pelotas, RS, Brazil

The Rio Grande do Sul has the largest peach producing area of the country, but its productivity is still low when compared with other Brazil's states. One of the problems related to low productivity are soils with poor drainage and low water storage capacity, mainly in the producing region of Pelotas, as well as the presence of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) on the orchards, whose damages have great importance because the novice action on the root system, affecting the nutrient and water absorption and translocation. These stresses can cause physiological changes in plants affecting fruit quality and productivity of orchards. The objective of this study was to evaluate the effects of these stresses on peach plants of rootstock cv. Capdeboscq, Flordaguard and plum rootstock cv. Mirabolano 29-C. The study was divided into two experiments. At first, we evaluated gas exchange and antioxidant enzymes activity of *Prunus* rootstocks submitted to the following stresses treatments: a) Waterlogging, for eight days; b) drought for eight days; and c) control, with regular plant watering. After the stresses period, plants returned to normal water regime. The Mirabolano 29-C rootstock shown to be more susceptible to drought than waterlogging, compared to the two peach rootstocks evaluated. On the other hand, Flordaguard and Capdeboscq shown more damages when the plants were subjected to waterlogging, verified by the higher rate of lipid peroxidation in relation to the control plants of these cultivars. The second experiment evaluated the effects of *M. javanica* plant-inoculation on the reproduction factor (RF) and gas exchange. 150 days after inoculation, the plants of cvs. Capdeboscq, Flordaguard, and Mirabolano C-29 were susceptible (FR = 1.77), resistant, and immune, respectively. In relation to gas exchange, only the inoculated plants of cv. Capdeboscq showed higher stomatal conductance, internal CO<sub>2</sub> concentration and transpiration, and reduced efficiency in

water use. For other genotypes there were no significant effects on the variables analyzed.

Keywords: Peach, Gas Exchange, Antioxidant Enzyme System, waterlogging, drought , root-knot nematodes.

## Lista de figuras

### INTRODUÇÃO GERAL

**Figura 1:** Precipitação mensal (colunas) e acumulada (linhas) no período de 2008 a 2013, na região de Pelotas. Fonte: Estação Agroclimatológica de Pelotas – Convênio EMBRAPA/UFPEL.

### CAPÍTULO 1

**Figura 1:** Taxa fotossintética líquida (A) e condutância estomática ( $g_s$ ) de plantas de portaenxertos de pessegueiro cv. Capdeboscq (A e B) e Flordaguard (C e D) e de ameixeira cv. Mirabolano 29-C (E e F) cultivadas sob diferentes condições hídricas, durante oito dias, e recuperadas por três dias. As barras indicam o erro padrão da média de três repetições.

**Figura 2:** Atividade das enzimas antioxidantes em plantas de portaenxertos de pessegueiro cv. Capdeboscq (A, B e C) e Flordaguard (D, E e F) e de ameixeira cv. Mirabolano 29-C (G, H e I) cultivadas sob diferentes condições hídricas, durante oito dias. SOD: Superóxido dismutase, CAT: Catalase, APX: Ascorbato peroxidase. Letras minúsculas diferentes, em cada gráfico indicam diferenças significativas entre as condições hídricas, e letras maiúsculas, entre as épocas de avaliação, pelo teste de Tukey ( $\alpha=0.05$ ). As barras indicam o erro padrão da média de três repetições.

**Figura 3:** Peroxidação lipídica em plantas de portaenxertos de pessegueiro cv. Capdeboscq (A) e Flordaguard (B) e de ameixeira cv. Mirabolano 29-C (C) cultivadas sob diferentes condições hídricas, durante oito dias. Letras minúsculas diferentes no gráfico indicam diferenças significativas entre as condições hídricas pelo teste de Tukey ( $\alpha=0.05$ ). As barras indicam o erro padrão da média de três repetições.

**Figura 4:** Peróxido de hidrogênio em plantas de portaenxertos de pessegueiro cv. Capdeboscq (A) e Flordaguard (B) e de ameixeira cv. Mirabolano 29-C (C) cultivadas sob diferentes condições hídricas, durante oito dias. Letras minúsculas diferentes no gráfico indicam diferenças significativas entre as condições hídricas pelo teste de Tukey ( $\alpha=0.05$ ). As barras indicam o erro padrão da média de três repetições.

### CAPÍTULO 2

**Figura 1 - Figura 1** - Raízes de pessegueiro das cultivares de Tomateiro Santa Cruz (A), Capdeboscq (B), Flordaguard (C) e Mirabolano 29-C (D), inoculadas com 10.000 ovos+J2 de *M. javanica*. UFPel, 2013.

**Figura 2:** Taxa fotossintética líquida de  $CO_2$  (A), condutância estomática ( $g_s$ ) e concentração interna de  $CO_2$  ( $C_i$ ) em plantas de portaenxertos de pessegueiro cv. Capdeboscq (A, D e G), Flordaguard (B, E e H) e ameixeira cv. Mirabolano 29-C (C,

F e I) inoculadas e não inoculadas com *M. javanica*. As barras representam o erro padrão da média de três repetições. UFPel, 2013.

**Figura 3:** Taxa transpiratória (E), eficiência do uso da água (EUA) e eficiência de carboxilação (EC) em plantas de portaenxertos de pessegueiro cv. Capdeboscq (A,D e G), Flordaguard (B, E e H) e ameixeira cv. Mirabolano (C, F e I) inoculadas e não inoculadas com nematóide. As barras representam o erro padrão da média de três repetições

## **Lista de tabelas**

Tabela 1: Resposta das cultivares Flordaguard, Capdeboscq e Mirabolano 29-C, a partir da inoculação de 10.000 ovos+J2 de *Meloidogyne javanica*, após seis meses de inoculação. UFPel, 2013.

## Sumário

Introdução geral.....	1
<b>Capítulo 1 - Trocas gasosas e atividade antioxidante de portaenxertos de <i>Prunus</i> spp. submetidos ao estresse hídrico</b>	
Introdução .....	5
Material e Métodos.....	8
Resultados e Discussão.....	11
Conclusão.....	22
<b>Capítulo 2 - Reação de portaenxertos de <i>Prunus</i> spp. inoculados com <i>Meloidogyne javanica</i> e seus efeitos sobre as trocas gasosas</b>	
Introdução.....	23
Material e Métodos.....	25
Resultados e Discussão.....	27
Conclusão.....	38
Considerações Finais .....	39
Referências .....	40



## 1 INTRODUÇÃO GERAL

O pessegueiro *Prunus persica* (L.) Batsch pertence à família Rosaceae, subfamília Prunoideae, gênero *Prunus* e subgênero *Amygdalus*; é uma das espécies frutíferas de clima temperado que mais tem sido pesquisada e adaptada às condições de clima subtropical. São conhecidas três variedades botânicas, variedade *vulgaris* que inclui a maioria das cultivares de valor econômico de pêsego, podendo apresentar polpa branca ou amarela, ser mais ou menos fibroso, servindo para conserva, consumo *in natura* ou dupla finalidade; variedade *nucipersica* que produz frutas com epiderme glabra e geralmente muito colorida, são as chamadas nectarinas; e a variedade *platicarpa* que produz frutos de forma achatada, sem ponta, conhecidos por pêsegos chatos (ZANETTE & BIASI, 2004).

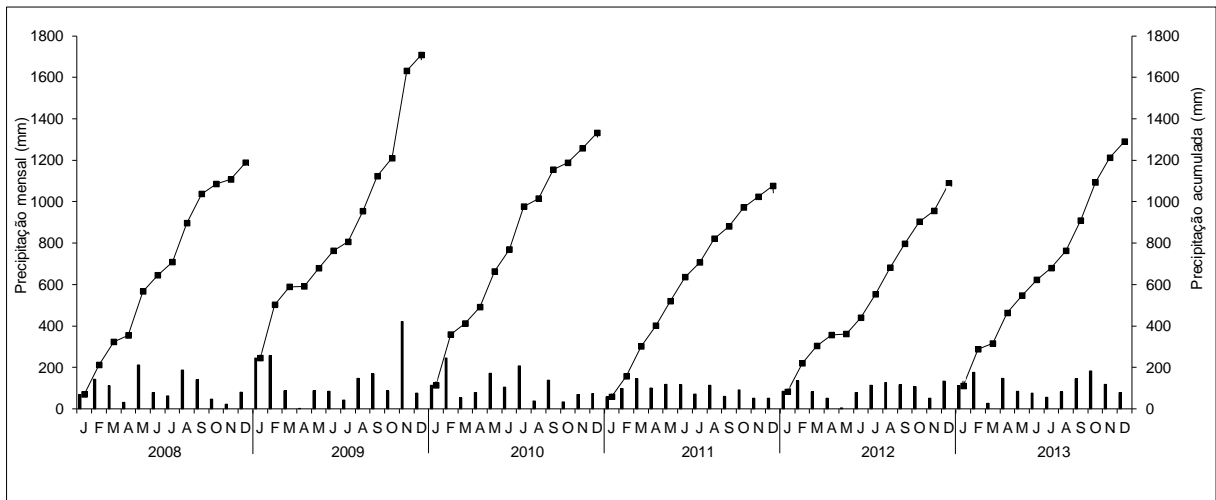
Entre os principais produtores mundiais de pêsego estão a China, a Itália, os Estados Unidos e a Espanha. Na América do sul destacam-se o Chile, a Argentina e o Brasil. (FAO, 2012).

O pessegueiro é uma das principais frutíferas cultivadas na região Sul e Sudeste do Brasil, sendo especialmente de grande importância econômica para o Rio Grande do Sul (FACHINELLO et al., 2011), que é o principal produtor brasileiro, com aproximadamente 14.679 hectares cultivados e uma produção de 129 mil toneladas em 2011, representando 58% da produção nacional (IBGE, 2013).

Apesar de ser o principal produtor brasileiro, a produtividade média no RS ainda é considerada baixa, principalmente devido à falta qualidade genética e sanitária do material propagativo, produção de mudas de baixa qualidade, falta de portaenxertos adequados as diferentes condições edafoclimáticas de cultivo e com resistência a fitopatógenos do sistema radicular. Outro problema enfrentado mundialmente pelos agricultores é o efeito dos fenômenos climáticos fazendo com que em determinadas regiões ocorra a distribuição irregular de chuvas (HOLMGREN, 2001).

A região sul do Rio Grande do Sul, principal zona produtora de pêsegos do estado, se caracteriza por apresentar extensas áreas de solos hidromórficos com horizontes pouco permeáveis, pouco profundos e com problemas de drenagem (CUNHA & SILVEIRA, 1996). Além disso, apresenta alta precipitação pluviométrica média anual, acima de 1.500 mm, como pode ser visualizado na Figura 1, nem sempre bem distribuídas ao longo do ano, podendo ocasionar estresse hídrico por

alagamento em períodos críticos para a cultura, como é o caso da fase de florescimento, devido ao excesso de chuvas (FACHINELLO et al., 2003).



**Figura 1:** Precipitação mensal (colunas) e acumulada (linhas) no período de 2008 a 2013, na região de Pelotas. Fonte: Estação Agroclimatológica de Pelotas – Convênio EMBRAPA/UFPEL.

Na fase de pré-colheita e colheita dos frutos, entre os meses de novembro e janeiro, é comum o déficit hídrico (MARTINAZZO et al., 2013), afetando a qualidade e a produtividade dos pomares. Com isso, problemas de estresse hídrico são comuns em pomares de pessegueiro no Rio Grande do Sul, pois são poucos os produtores que utilizam sistema de irrigação nos períodos de estiagem, e a ocorrência de pluviosidade intensa em alguns períodos do ano pode dificultar a drenagem do solo causando estresse nas plantas por excesso de água no solo.

Dependendo do tempo que a planta é submetida ao déficit hídrico podem ocorrer várias alterações morfológicas e fisiológicas. Embora a redução na taxa de perda de água possa representar uma vantagem imediata para prevenir a desidratação do tecido, também pode restringir a difusão de  $\text{CO}_2$  para o interior da folha, levando a uma redução no metabolismo do carbono (TEZARA et al., 1999).

Por outro lado, o alagamento gera a formação de um ambiente hipóxico, que pode provocar distúrbios metabólicos na planta (BAILEY-SERRES & VOESENEK, 2008), como a rápida redução da funcionalidade do sistema transportador de elétrons e do ciclo de Krebs nos tecidos das raízes. Isso inibe a produção de ATP, havendo uma diminuição no suprimento de energia para o crescimento e o desenvolvimento geral da planta (LIAO & LIN, 1995).

Além dos estresses de origem abiótica que podem alterar o metabolismo das plantas e comprometer a produtividade das mesmas, estresses bióticos também contribuem significativamente para reduzir a produtividade. Em nível mundial e no Brasil, os nematóides do gênero *Meloidogyne* spp. estão entre as principais pragas que atacam o sistema radicular de um grande número de culturas destinadas à produção de alimentos, incluindo a cultura do pessegueiro e outras espécies frutíferas de clima temperado, causando prejuízos (RASEIRA & QUEZADA, 2003; STRAJNAR et al., 2012). De acordo com Rossi et al. (2002), uma das principais pragas de solo que afetam plantas frutíferas é o nematóide de galhas (*Meloidogyne* spp.) e o nematóide anelado (*Mesocriconema* spp.). Os danos causados por nematóides tem grande importância em virtude da ação nociva sobre o sistema radicular, afetando a absorção e a translocação de nutrientes e a fisiologia da planta. Segundo Gomes (2003), esses patógenos predisõem a planta a outras doenças, atuando como transmissores de outros patógenos.

No pessegueiro, essas pragas são limitantes à produção, causando grandes perdas econômicas. Podem levar a morte do pomar em caso de infestação intensa, pois agem de uma forma predatória na raiz das plantas, e estabelecem sítios de alimentação permanente (FRAGOSO et al., 2003). Além disso, no Brasil não há nematicida registrado para a cultura do pessegueiro (MACHADO, 2011). O controle químico dos fitonematóides através do uso de nematicidas é antieconômico e antiecológico, uma vez que o custo pode chegar a três vezes a soma dos gastos com controle de outras pragas e além de ser pouco eficiente, pode causar sérios problemas ambientais e à saúde humana (MACHADO, 2011).

Dada a importância do tema, o melhoramento e a caracterização de portaenxertos tolerantes ao estresse hídrico e comprovadamente resistentes a patógenos do solo, a exemplo dos nematóides das galhas, trará contribuições à persicultura, notadamente nos setores de produção de mudas, aumento da produtividade nos pomares e dos rendimentos financeiros, redução do custo de produção e menor impacto ao ambiente.

A utilização de porta-enxertos resistentes é a forma mais efetiva e econômica para evitar danos por nematóides fitoparasitas em frutíferas de caroço e pode ser especialmente importante no estabelecimento inicial e na vida produtiva do pomar, em áreas com histórico de ocorrência destes patógenos (SALESSES et al., 1998).

Dentre os materiais de interesse para este tipo de estudo encontra-se o portaenxerto da cultivar Flordaguard, que é oriunda do cruzamento da sexta geração descendente de Chico 11 x *P. davidiana* (Carr) C- 26712, desenvolvido na Universidade da Flórida, EUA (SHERMAN et al., 1991). É um portaenxerto com baixa exigência em frio, suas folhas são avermelhadas, sendo essa característica transmitida a todos os descendentes. Os caroços apresentam uma única semente e a germinação é próxima a 100%. Além disso, apresenta resistência a *M. javanica* e *M. incognita*, raças 1 e 3 (PEREIRA & MAYER, 2005).

Outra cultivar de interesse é Capdeboscq, originária do Programa de Melhoramento de Pessegueiro da Embrapa Clima Temperado, tendo sido obtida por polinização livre de um cruzamento entre 'Lake City' e uma seleção local chamada 'Intermediário'. É altamente produtiva, os frutos são do tipo conserva e as sementes apresentam elevada porcentagem de germinação. Como portaenxerto, confere rápido desenvolvimento aos enxertos no viveiro e necessita de pouco esladramento antes da enxertia, uma vez que há pouca ramificação nos primeiros 20cm próximos ao solo. É adaptada a regiões com cerca de 300 horas de frio (SACHS et al., 1974).

Entre as ameixeiras, um genótipo promissor para esse tipo de estudo é Mirabolano 29-C (*Prunus cerasifera* Ehrh), uma cultivar desenvolvida nos EUA (PENNATI, 2005). Pertence ao grupo das ameixeiras diploides, é de crescimento rápido e apresenta porte alto, podendo ser cultivada para produção de frutos ou como planta ornamental, entretanto é mais utilizada como portaenxerto para pessegueiro e ameixeira (CASTRO & MAYER, 2009).

Considerando a relevância da cultura do pessegueiro na região Sul do Brasil, tornam-se importantes as pesquisas voltadas à identificação de características fisiológicas que possam diferenciar e caracterizar cultivares utilizadas comercialmente sob efeito de estresse, o que pode auxiliar na seleção de novos genótipos.

Diante disso, no presente trabalho, se buscou caracterizar algumas respostas fisiológicas relacionadas a trocas gasosas, atividade de enzimas antioxidantes e fator de reações, dos portaenxertos de *Prunus* cv. Capdeboscq, Flordaguard e Mirabolano 29-C, quando submetidos a condições de estresse hídrico e de inoculação com *Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood.

## CAPÍTULO 1

### Trocas gasosas e atividade antioxidante de portaenxertos de *Prunus* spp. submetidos ao estresse hídrico

#### INTRODUÇÃO

O pessegueiro [*Prunus persica* (L.) Batsch] é a principal frutífera de caroço cultivada no Brasil. O principal produtor é o estado do Rio Grande do Sul, com aproximadamente 14.679 hectares cultivados e uma produção de aproximadamente 222 mil toneladas, representando 58% da produção nacional (IBGE, 2013). Embora a cultura apresente grande importância no Rio Grande do Sul, a produtividade média dos pomares do Estado ainda é baixa (8,8 ton ha<sup>-1</sup>) devido a fatores limitantes relacionados às práticas de manejo, incidência de pragas, doenças e o não uso de portaenxertos adaptados às condições edafoclimáticas das diferentes zonas de produção (SHMITZ et al., 2012).

A região sul do Rio Grande do Sul, principal zona produtora de pêssegos do estado, se caracteriza por apresentar extensas áreas de solos hidromórficos com horizontes impermeáveis, pouco profundos e com problemas de drenagem (CUNHA & SILVEIRA, 1996). Além disso, apresenta alta precipitação pluviométrica média anual, acima de 1500 mm, nem sempre bem distribuídas ao longo do ano, podendo ocasionar estresse hídrico por alagamento em períodos críticos para a cultura, como é o caso da fase de florescimento, devido ao excesso de chuvas (FACHINELLO et al., 2003). Já na fase que antecede a maturação dos frutos, entre os meses de novembro de janeiro, é comum o déficit hídrico (MARTINAZZO et al., 2013), afetando a qualidade das frutas e a produtividade dos pomares. Com isso, problemas de estresse hídrico são comuns em pomares de pessegueiro no Rio Grande do Sul, pois são poucos os produtores que utilizam sistema de irrigação nos períodos de estiagem, e a ocorrência de pluviosidade intensa em alguns períodos do ano pode dificultar a drenagem do solo causando estresse nas plantas.

Condições de seca e alagamento afetam o metabolismo das plantas de pessegueiro, alterando diversos parâmetros relacionados à fotossíntese (MARTINAZZO et al., 2013), produção de energia, síntese e transporte de moléculas

e íons, diminuindo a produção e a longevidade das plantas, e em situações de estresse prolongado pode levar a morte das mesmas (MASIA et al., 1999).

O metabolismo fotossintético é muito sensível à disponibilidade de água, decrescendo em solos secos ou encharcados (PALLARDY, 2008), devido aos efeitos prejudiciais sobre os componentes bioquímicos, celulares ou mesmo por alterações na taxa de difusão de CO<sub>2</sub> para o sítio de carboxilação (FLEXAS, 2008). A inibição da fotossíntese em plantas sob estresse hídrico, em curto prazo, se dá, principalmente, pela menor taxa de absorção de CO<sub>2</sub>, devido ao fechamento dos estômatos, enquanto que em longo prazo, a inibição não estomática da fotossíntese é muito importante e pode envolver diminuição na atividade de enzimas responsáveis pela carboxilação, na capacidade para transferência de elétrons e no teor de clorofila (HINCKLEY et al., 1991).

O déficit hídrico pode causar várias alterações no metabolismo vegetal, dependendo do tempo de estresse que a planta é submetida. Embora a redução na taxa de perda de água possa representar uma vantagem imediata para prevenir a desidratação do tecido, também pode restringir a difusão de CO<sub>2</sub> para dentro da folha causado pelo fechamento estomático, levando a uma redução no metabolismo do carbono (TEZARA et al., 1999). Assim, o monitoramento das trocas gasosas possibilita auxiliar na compreensão dos mecanismos que regulam a entrada de CO<sub>2</sub> e a perda de água pelas folhas, permitindo a adoção de estratégias de manejo ou uso de genótipos que permitam reduzir os efeitos prejudiciais do estresse (ENNAHLI & EARL, 2005).

Diferentemente da disponibilidade e difusão de O<sub>2</sub> e CO<sub>2</sub> a que as folhas estão expostas na atmosfera, por sua vez, as raízes obtêm oxigênio para a respiração aeróbica diretamente do espaço gasoso no solo (VOESENEK et al., 2006). Entretanto, sob alagamento, a difusão de gases na solução do solo é dificultada, formando-se um ambiente hipóxico, que pode provocar distúrbios metabólicos na planta (BAILEY-SERRES & VOESENEK, 2008), como a rápida redução da funcionalidade do sistema transportador de elétrons e do ciclo de Krebs dos tecidos das raízes. Isso inibe a produção de ATP e o consequente suprimento de energia para o crescimento e o desenvolvimento geral da planta (LIAU & LIN, 1995).

Condições de estresse hídrico, por déficit de água ou alagamento do solo, podem induzir o aumento na formação de espécies reativas de oxigênio (EROs) e,

quando o equilíbrio da sua formação e detoxificação não pode ser mantido, a ocorrência do estresse oxidativo pode interferir na manutenção da homeostase celular, por lesionar seriamente vários componentes celulares, dentre eles, lipídios, proteínas, carboidratos e ácidos nucleicos (SMIRNOFF, 2000). Dentre as principais EROs que causam danos celulares, destacam-se o radical superóxido ( $O_2^-$ ), o peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ), o  $O_2$  singlete ( $^1O_2$ ) e o radical hidroxila ( $OH^\cdot$ ) (APEL & HIRT, 2004; NEILL et al., 2002).

Para sobreviver às condições de estresse a que frequentemente são impostas pelo ambiente, as plantas desenvolveram sistemas de remoção das EROs, realizado por meio do sistema antioxidante enzimático, destacando-se superóxido dismutase (SOD), a ascorbato peroxidase (APX) e a catalase (CAT), e não enzimático, principalmente pelo ciclo ascorbato-glutationa (APEL & HIRT, 2004; SIMÃO, 2010). A SOD é considerada peça chave neste processo, pois tem como função não só a conversão do radical  $O_2^-$ , mas também a capacidade de controlar outras EROs, sendo encontrada principalmente nas mitocôndrias e cloroplastos (GARCIA, 2012; MAIA et al., 2012).

A alteração dos mecanismos antioxidantes está correlacionada com a capacidade de defesa a diferentes estresses. Sob condições de alagamento, foram observadas alterações na capacidade fotossintética e na atividade das enzimas antioxidantes em plantas *Prunus* sp. (DICHIO et al., 2004; AMADOR et al., 2012; MARTINAZZO et al., 2013), *Solanum lycopersicum* cv. Micro-Tom (DELIAS et al., 2012), *Sesbania virgata* (ALVES et al., 2013). Em condições de déficit hídrico, também foram registradas importantes alterações no metabolismo fotossintético e antioxidante de plantas híbridas de *Prunus* (SOFO et al., 2005), *Vigna unguiculata* (D'ARCY-LAMETA et al., 2006), *Coffea arabica* (DEUNER et al., 2011), *Malus domestica* (LIU et al., 2012).

Considerando que o estresse hídrico é frequente em pomares de pessegueiro na região Sul do RS, onde a produtividade é baixa em relação à média nacional, uma das estratégias para melhorar a produtividade das culturas é a compreensão dos processos fisiológicos, bioquímicos e genéticos que são alterados por esses tipos de estresses (MARTINAZZO et al., 2013).

A existência de variabilidade genética para tolerância de plantas de *Prunus* a estresses hídricos foi identificada por Bianchi et al. (2004), Xiloyannis et al. (2007); Amador et al. (2012); Pistelli et al. (2012); Martinazzo et al. (2013). Sendo assim,

estudar e conhecer a resposta de diferentes genótipos a estas condições de estresse é importante para auxiliar na caracterização e identificação de plantas mais tolerantes, bem como na seleção de portaenxertos mais tolerantes ao estresse hídrico.

Diante disso, o objetivo deste trabalho foi avaliar o efeito do estresse por déficit hídrico e alagamento sobre a taxa de assimilação de CO<sub>2</sub>, condutância estomática e atividade de enzimas do sistema antioxidante em portaenxertos de *Prunus* spp.

## **MATERIAL E MÉTODOS**

Portaenxertos de pessegueiro [*Prunus persica* (L.) Batsch] das cultivares Capdeboscq, Flordaguard e de ameixeira (*Prunus cerasifera* Erhr) cv. Mirabolano 29-C foram obtidas através de propagação vegetativa pelo método de enraizamento de estacas herbáceas. Após completarem oito meses de idade, as plantas foram transplantadas para vasos de polietileno com capacidade de 10L, contendo como substrato solo de pomar + Plantmax<sup>®</sup> na proporção 1:1 (v/v).

As plantas foram mantidas em casa de vegetação com controle da temperatura (22°C e 30°C), e irrigadas periodicamente. Dois meses após o transplântio, as plantas foram submetidas aos seguintes tratamentos: a) alagamento do sistema radicular, por meio da manutenção de uma lâmina d'água de 5 cm acima do nível do solo; b) estresse por déficit hídrico, que consistiu na suspensão da irrigação e c) plantas irrigadas diariamente (controle). Plantas dos tratamentos "a" e "b" foram mantidas sob as respectivas condições de estresse por oito dias, após, foram submetidas às condições normais de irrigação, por três dias (caracterizando o período de recuperação).

Durante o período de estresse e de recuperação avaliou-se parâmetros relacionados às trocas gasosas, atividade de enzimas do sistema antioxidante, produção de peróxido de hidrogênio e peroxidação lipídica.

### ***Trocas gasosas***

As avaliações das trocas gasosas foram realizadas no 1<sup>o</sup>, 3<sup>o</sup> e 8<sup>o</sup> dia de estresse, e no 1<sup>o</sup> e 3<sup>o</sup> dias de recuperação, entre as 9:00 e 11:00hs, utilizando-se um analisador portátil a infravermelho de CO<sub>2</sub> (modelo LI-6400XT LI-COR, Inc., Lincoln, NE, USA). As leituras foram realizadas em duas folhas por planta (folhas



jovens completamente expandidas). A concentração de CO<sub>2</sub> na câmara foi ajustada para 380 mol mol<sup>-1</sup> e densidade de fluxo de fótons de 1.200 μmol m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup>, utilizando-se a fonte luminosa LI-COR 6400-02, acoplada a câmara de medida (modelo LI-6400XT LI-COR, Inc., Lincoln, NE, USA LI-COR 6400-11). As variáveis utilizadas foram: taxa assimilatória líquida de CO<sub>2</sub> (A, μmol CO<sub>2</sub> m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup>) e condutância estomática (g<sub>s</sub>, mol H<sub>2</sub>O m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup>).

### **Atividade de enzimas antioxidantes**

Para as análises da atividade de enzimas do sistema antioxidante foram coletadas folhas das plantas controle e dos tratamentos de alagamento e déficit hídrico, no 4<sup>o</sup> e no 8<sup>o</sup> dias de estresse.

Para a extração das enzimas antioxidantes, 200 mg de tecido foliar foram macerados em N<sub>2</sub> líquido e homogeneizado em tampão de extração, composto por fosfato de potássio 100 mM, pH 7,8, EDTA 0,1 mM e ácido ascórbico 10 mM. Após centrifugação a 13.000 g por 20 minutos, a 4°C, o sobrenadante foi coletado e dessalinizado em Coluna Sephadex G-25 (PD-10). O eluato foi utilizado para as análises enzimáticas da superóxido dismutase (SOD, EC 1.15.1.1), catalase (CAT, EC 1.11.1.6) e ascorbato peroxidase (APX, EC 1.11.1.11) (BIEMELT et al., 1998) e a quantificação das proteínas pelo método de Bradford (1976).

A atividade da SOD foi avaliada pela capacidade da enzima em inibir a fotorredução do azul de nitrotetrazólio (NBT) (GIANNOPOLITIS & RIES, 1977), em um meio de incubação composto por fosfato de potássio 50 mM, pH 7,8, metionina 14 mM, EDTA 0,1 μM, NBT 75 μM e riboflavina 2 μM. As amostras e o controle contendo o meio de reação foram iluminados com uma lâmpada de 20W, por sete minutos, enquanto que o branco foi mantido no escuro. As leituras foram realizadas a 560 nm e o cálculo da atividade da enzima com a seguinte equação: % de inibição = (A<sub>560</sub> amostra com extrato enzimático – A<sub>560</sub> controle sem enzima)/(A<sub>560</sub> controle sem enzima). Uma unidade da SOD corresponde à quantidade de enzima capaz de inibir em 50% a fotorredução do NBT nas condições do ensaio, e o resultado expresso em U mg<sup>-1</sup>proteína.

A atividade da CAT foi quantificada pelo decréscimo na absorvância a 240 nm, em um tampão de incubação contendo fosfato de potássio 200 mM, pH 7,0 e H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> 12,5 mM, incubado a 28°C, em que foi monitorado o consumo do peróxido de hidrogênio (HAVIR & MCHALE, 1987), sendo o resultado expresso em μmol H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>

$\text{min}^{-1} \text{mg prote\u00edna}^{-1}$ . A atividade da APX foi realizada segundo Nakano & Asada (1981), utilizando-se tamp\u00e3o fosfato de pot\u00e1ssio 50 mM, pH 7,0, \u00e1cido asc\u00f3rbico 0,5 mM e  $\text{H}_2\text{O}_2$  0,1 mM, monitorando-se a taxa de oxida\u00e7\u00e3o do ascorbato a 290 nm e o resultado expresso em  $\mu\text{mol ASA min}^{-1} \text{mg prote\u00edna}^{-1}$ .

### ***Avalia\u00e7\u00f5es bioqu\u00edmicas***

A peroxida\u00e7\u00e3o lip\u00eddica foi determinada por meio da quantifica\u00e7\u00e3o de esp\u00e9cies reativas ao \u00e1cido tiobarbit\u00farico, conforme descrito por Buege & Aust (1978). Duzentos miligramas de tecido foliar foram macerados em  $\text{N}_2$  l\u00edquido acrescido de 20% de PVP (m/v), homogeneizados em \u00e1cido tricloroac\u00e9tico (TCA) 0,1% (m/v), e centrifugado a 10.000 g, por 10 minutos. Al\u00edquotas do sobrenadante foram adicionados ao meio de rea\u00e7\u00e3o (0,5% (m/v) de \u00e1cido tiobarbit\u00farico (TBA) e 10% (m/v) de TCA), incubando-se, em seguida, a 95\u00b0C, por 30 minutos. A rea\u00e7\u00e3o foi paralisada por resfriamento r\u00e1pido em gelo e as leituras foram determinadas em espectrofot\u00f4metro, a 535 nm e 600 nm. O TBA forma complexos de cor avermelhada, com alde\u00eddos de baixa massa molecular, como o malondialde\u00eddo (MDA), produto secund\u00e1rio do processo de peroxida\u00e7\u00e3o. A concentra\u00e7\u00e3o do complexo MDA/TBA foi calculada pela seguinte equa\u00e7\u00e3o:  $[\text{MDA}] = (A_{535} - A_{600})/(\xi \cdot b)$ , em que:  $\xi$  (coeficiente de extin\u00e7\u00e3o =  $1,56 \times 10^{-5} \text{ cm}^{-1}$ ); b (comprimento \u00f3tico = 1). A peroxida\u00e7\u00e3o foi expressa em nmol de MDA  $\text{g}^{-1}$  de massa fresca.

Para a quantifica\u00e7\u00e3o de per\u00f3xido de hidrog\u00eanio, 200mg de tecido foliar foram macerados em  $\text{N}_2$  l\u00edquido, homogeneizados em 5 mL de TCA e centrifugados a 12.000 g por 15 min, a 4\u00b0C. O  $\text{H}_2\text{O}_2$  foi determinado medindo-se a absorv\u00eancia a 390 nm em um meio de rea\u00e7\u00e3o contendo tamp\u00e3o fosfato de pot\u00e1ssio 100 mM, pH 7,0, 500  $\mu\text{L}$  do extrato e 1 mL de iodeto de pot\u00e1ssio (VELIKOVA et al., 2000). Os resultados foram expressos em  $\mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \text{ g de massa fresca}^{-1}$ .

### ***Delineamento experimental***

Para as avalia\u00e7\u00f5es de trocas gasosas, o experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado em esquema fatorial 3 x 5, sendo tr\u00eas condi\u00e7\u00f5es h\u00eddricas (controle, alagamento e d\u00e9ficit h\u00eddrico) e cinco avalia\u00e7\u00f5es (1\u00b0, 3\u00b0, 8\u00b0, 9\u00b0 e 11\u00b0 dias). Para atividade antioxidante, utilizou-se esquema fatorial 3 x 2, com 3 condi\u00e7\u00f5es h\u00eddricas e duas avalia\u00e7\u00f5es (4\u00b0 e 8\u00b0 dias). Foi realizada an\u00e1lise de

variância, e as médias comparadas pelo Teste Tukey ( $p < 0,05$ ). Cada tratamento foi composto por três repetições, cada uma representada por uma planta.

## RESULTADOS E DISCUSSÃO

### ***Trocas gasosas***

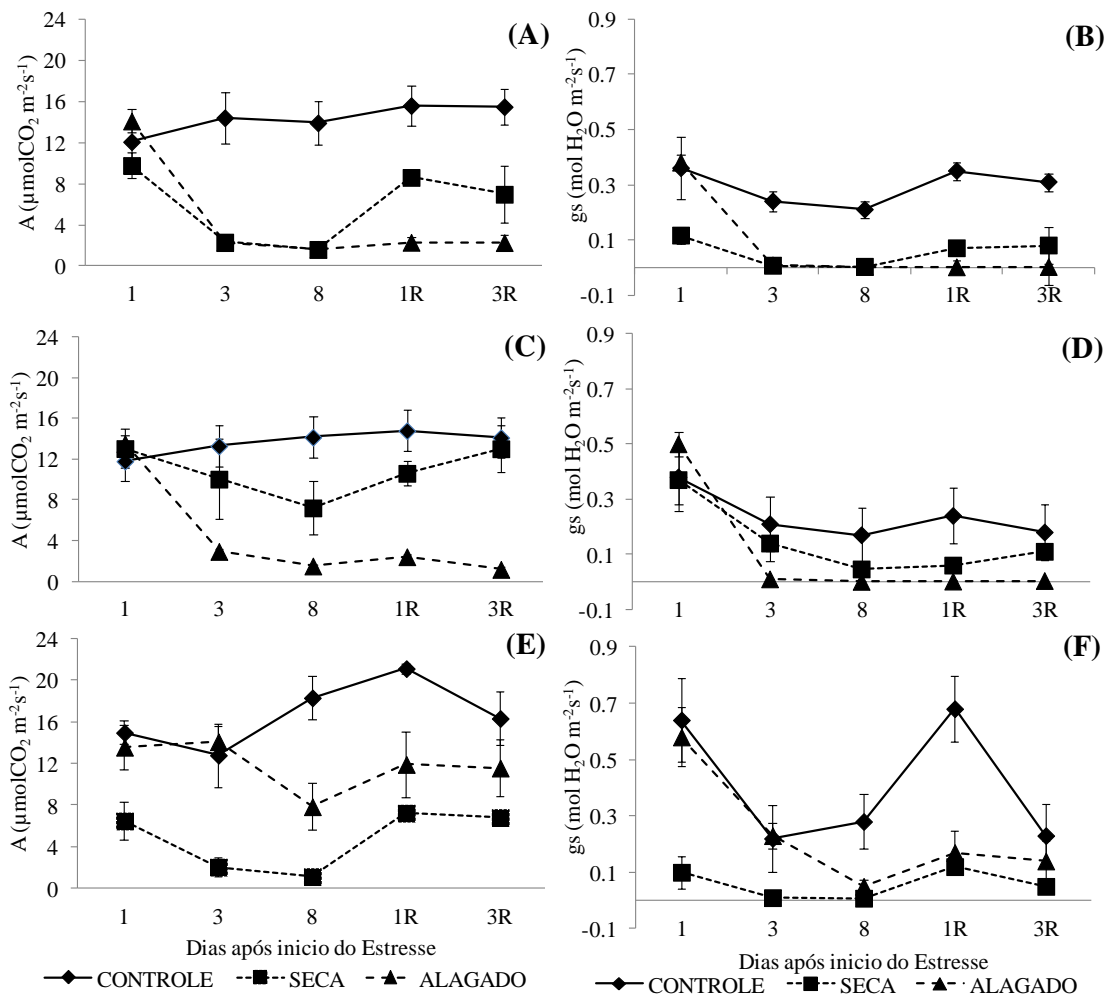
Na figura 1, são apresentados os parâmetros de trocas gasosas obtidos das plantas de portaenxerto de *Prunus* spp., em ambas condições de estresse, e posterior recuperação.

A taxa assimilatória líquida de  $\text{CO}_2$  (A) e a condutância estomática ( $g_s$ ) das plantas da cv. Capdeboscq apresentaram redução dos valores após 24 horas, para ambas condições de estresse, permanecendo com valores próximos a zero até o final do período de oito dias (Figura 1A e 1B). Para os dados de  $g_s$ , é possível observar que, no primeiro dia de estresse, as plantas alagadas apresentaram valores semelhantes ao controle, porém sob déficit hídrico os valores de  $g_s$  foram 67% menores em relação ao controle. Após três dias verificou-se o fechamento dos estômatos, em ambos os estresses, e o murchamento das folhas, a partir do sexto dia de alagamento. Nos dias referentes à recuperação, os valores de A e  $g_s$ , foram menores quando comparados ao controle. Contudo, a taxa assimilatória líquida de plantas mantidas sob déficit hídrico apresentaram valores 34% maiores em relação às plantas sob alagamento.

A redução na taxa assimilatória líquida também foi observada para plantas da cv. Flordaguard, sendo esta redução de 70% e 85% em relação ao controle, respectivamente aos três e oito dias após início do estresse por alagamento (Figura 1C). O déficit hídrico causou redução de 43% aos oito dias de estresse, quando comparado aos valores das plantas controle. Quando submetidas à recuperação, a taxa assimilatória líquida das plantas anteriormente expostas ao déficit hídrico alcançou valores similares ao controle três dias após a reposição da água no solo, resposta não observada nas plantas submetidas ao alagamento.

A condutância estomática da cv. Flordaguard também diminuiu em ambos os estresses (FIGURA 1D). Verificou-se o completo fechamento dos estômatos nas plantas alagadas, inclusive no período de recuperação. Além disso, a partir do segundo dia de estresse foi observado início do murchamento das folhas, tornando-se mais intenso com o avanço do estresse. Por outro lado, nas plantas submetidas ao déficit hídrico registrou-se diminuição em  $g_s$  até o oitavo dia, em proporções

menores quando comparado ao alagamento. Porém no terceiro dia de recuperação a  $g_s$  voltou a ficar com valores próximos ao do tratamento controle (Figura 1D).



**Figura 1:** Taxa fotossintética líquida (A) e condutância estomática ( $g_s$ ) de plantas de portaenxertos de pessegueiro cv. Capdeboscq (A e B) e Flordaguard (C e D) e de ameixeira cv. Mirabolano 29-C (E e F) cultivadas sob diferentes condições hídricas, durante oito dias, e recuperadas por três dias. As barras indicam o erro padrão da média de três repetições.

Plantas da cv. Mirabolano 29-C sob condições de déficit hídrico apresentaram valores de A e  $g_s$ , 47% e 84% respectivamente, menores do que as plantas controle, no primeiro dia de avaliação, atingindo valores próximos a zero no oitavo dia (Figura 1E e 1F). Quando submetidas ao alagamento, as plantas desta cultivar apresentaram taxas de A e  $g_s$  similares ao controle até o terceiro dia, porém diminuindo a partir deste período, atingindo valores próximos a zero somente no oitavo. Assim, mesmo sob alagamento, as plantas desta cultivar mantiveram valores

de condutância estomática semelhantes ao controle, até o terceiro dia de tratamento.

Durante o período de recuperação do déficit hídrico da cv. Mirabolano 29-C a  $A$  e  $g_s$  aumentaram, chegando a valores semelhantes aos registrados no início do experimento, porém menores que as plantas controle e alagadas, sendo que nestas últimas houve um pequeno incremento de  $A$  e  $g_s$ , cujos valores não diferiram aos das plantas controle.

Com base nos resultados obtidos, verifica-se que os efeitos do estresse hídrico sobre as plantas são variados e depende principalmente da intensidade e da tolerância do genótipo. De acordo com Brunini & Cardoso (1998), a redução na condutância estomática determinada pelo estresse hídrico, afeta uma série de interações planta-ambiente, uma vez que os estômatos controlam o fluxo de vapor d'água e, indiretamente, o balanço de energia entre o vegetal e o ambiente. Embora a redução na perda de água possa representar uma vantagem imediata para prevenir a desidratação do tecido, esta, no entanto, pode afetar diretamente o balanço de calor sensível sobre o vegetal e a absorção de  $CO_2$ .

A condutância estomática é um dos principais fatores que regulam o processo fotossintético nas plantas (PIMENTEL, 2004; CASTRO et al., 2005), e é controlada pela turgidez das células-guarda, que regulam a abertura ou fechamento dos estômatos (RODRIGUES et al., 2011). Com isso, a redução do status hídrico da planta sob estresse hídrico promove diminuições significativas na taxa fotossintética líquida e na produção de energia para a planta (SOFO et al., 2005, AMADOR et al., 2012).

Para as plantas da cv. Mirabolano 29-C, sob as condições de alagamento do presente trabalho, verificou-se que a redução de  $A$  ocorreu somente no oitavo dia, porém as plantas apresentaram valores de  $g_s$  muito similares aos registrados por Martinazzo et al. (2013), também aos oito dias de estresse. Por outro lado, nas plantas mantidas sob déficit hídrico, a queda ocorreu já no primeiro dia de avaliação, tanto para a  $A$  quanto para  $g_s$ .

Redução na taxa fotossintética em dois portaenxertos de ameixeira (P.2175 e P.2980) sob alagamento também foi observada por Dichio et al. (2004), porém, aos 24 dias de estresse, sendo que ambos voltaram a mostrar valores semelhantes ao controle no período de recuperação. Os mesmos autores citam que todas as plantas híbridas de cruzamentos de pessegueiro x damasqueiro morreram quando

alagadas pelo mesmo período, sendo um indicativo que genótipos de *P. persica* são mais suscetíveis ao alagamento do que genótipos de *P. cerasifera*.

Amador et al. (2012) estudaram a influência do alagamento em plantas de ameixeira *P. cerasifera* (P.2175 e P.2980) e híbridos de pessegueiro x damasqueiro, e observaram o mesmo comportamento de Mirabolano 29-C registrados no presente experimento. Os autores indicam que os genótipos P.2175 e P.2980, registraram uma redução linear de  $g_s$  até sete dias de alagamento, voltando a ficar com valores semelhantes ao controle após sete e 16 dias de recuperação, respectivamente. Nos híbridos de pessegueiro x damasqueiro, a queda de  $g_s$  foi bem mais acentuada, atingindo valores muito próximos a zero, no entanto, após 23 dias de recuperação os valores de  $g_s$  voltaram a ficar semelhantes ao controle. Esse aumento nos valores de  $g_s$  durante a recuperação também foram observados no presente ensaio.

Sofo et al. (2005) verificaram redução na taxa fotossintética líquida aos dois dias após o início de déficit hídrico, atingindo valores 70% e 85% menores que o controle, aos 23 e 70 dias após o início do estresse, respectivamente, em todos os genótipos híbridos de *Prunus* testados. A partir desse período, até o 70º dia, os valores de A mantiveram-se praticamente inalterados. No período de recuperação, os valores da taxa fotossintética aumentaram, ficando semelhantes ao controle após 14 dias. Cabe ressaltar que há uma grande diferença no tempo de avaliação pelo fato das plantas utilizadas nos trabalhos citados acima estarem no campo, enquanto que no presente trabalho as plantas encontravam-se em vasos, onde as condições são diferenciadas, e a disponibilidade de espaço e solo é limitada.

Pistelli et al. (2012), em trabalho realizado com alagamento de plantas de portaenxerto de *Prunus* Mr.S.2/5 e seus clones (S.1 e S.4), que divergem quanto à tolerância ao alagamento, verificaram que após seis dias de exposição ao encharcamento, as plantas do clone S.1 foram severamente danificadas, mostrando murcha e forte epinastia das folhas, fato também observado neste trabalho.

Em dias quentes com radiação solar intensa, mesmo havendo água disponível no solo, a quantidade de água transpirada pelas folhas é superior à quantidade absorvida pelas raízes e transportada pelo xilema, causando assim um estresse hídrico temporário, fechando os estômatos, reduzindo a entrada de CO<sub>2</sub> na folha e conseqüentemente, a fotossíntese (MARENCO & LOPES, 2007). Esse efeito possivelmente está associado à resposta observada nas plantas controle da cv. Mirabolano 29-C, que no último dia de recuperação apresentaram uma queda

brusca nos valores de  $g_s$  das plantas controle, atingindo valores 67% menores que na avaliação anterior. Essa queda deve-se ao fechamento dos estômatos, e provavelmente tenha sido influenciada pela alta temperatura, que no dia da última avaliação chegou a 37°C, enquanto que na anterior foi 25°C. Além disso, segundo Flexas & Medrano (2002), em plantas submetidas ao déficit hídrico, pode ocorrer redução da taxa fotossintética devido à limitação estomática ao influxo de CO<sub>2</sub>, danos ao aparato fotoquímico da fotossíntese, redução na síntese de ATP, e diminuição na atividade da Rubisco ou em sua taxa de regeneração.

Vários estudos mostram que sob estresse leve, um ligeiro declínio na condutância estomática pode ter efeito protetor, permitindo à planta melhorar a eficiência do uso da água (CHAVES et al., 2009). Neste trabalho, houve decréscimo significativo na condutância estomática em todos os genótipos avaliados, em ambos estresses, fato também observado por Almeida et al. (2003), em eucalipto, durante a estação seca, resultando em um controle estomático eficiente sobre a transpiração.

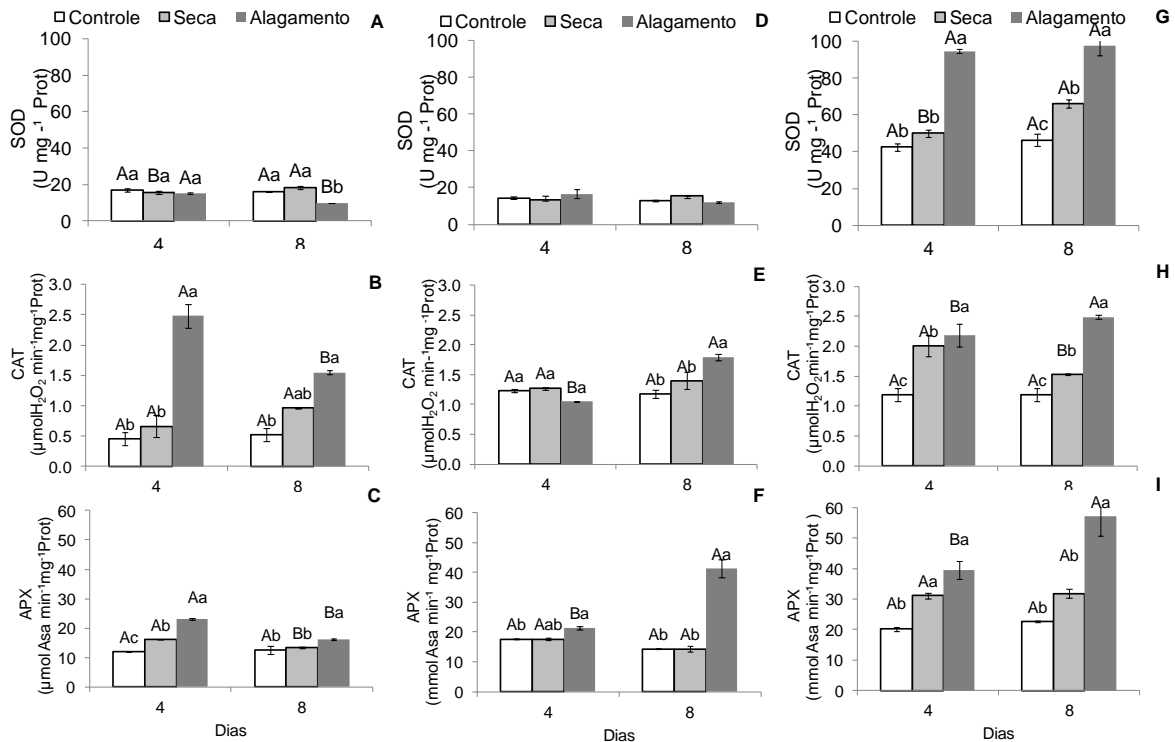
### ***Atividade antioxidante e Avaliações bioquímicas***

A variação na atividade das enzimas antioxidantes faz parte das respostas das plantas ao estresse biótico e abiótico, estando envolvidas nos processos que permitem aumentar a sobrevivência durante o crescimento inicial, frente às mudanças ambientais (DELIAS, 2013). Entre as várias enzimas envolvidas na eliminação das EROs, a SOD pode ser considerada uma enzima chave, sendo, geralmente, a primeira linha de defesa ao estresse oxidativo (ASADA, 1999, ZANANDREA et al., 2010; AMADOR et al., 2012).

Neste trabalho, verificou-se que houve interação significativa entre os fatores tempo e estresse hídrico (alagamento e déficit hídrico) para todas as enzimas avaliadas em todas as cultivares, com exceção da SOD na cv. Flordaguard, onde não houve diferença entre os fatores.

Para a cv. Capdeboscq, não houve diferença na atividade da SOD nas plantas submetidas ao déficit hídrico por oito dias, quando comparadas ao controle (Figura 2A). Entretanto, a atividade dessa enzima diminuiu nas plantas alagadas pelo mesmo período. A atividade da CAT não alterou nessa cultivar, nas plantas sob déficit hídrico, enquanto que nas alagadas a atividade foi 2,5 e 2,2 vezes maior que no controle, aos quatro e oito dias, respectivamente (Figura 2B), enquanto que a atividade da APX foi 35% e 6,7% maior que o controle aos quatro e oito dias de

restrição hídrica, respectivamente, e nas plantas sob alagamento a atividade desta enzima foi 93% e 29% maior, no mesmo período de avaliação (Figura 2C).



**Figura 2:** Atividade das enzimas antioxidantes em plantas de portaenxertos de pessegueiro cv. Capdeboscq (A, B e C) e Flordaguard (D, E e F) e de ameixeira cv. Mirabolano 29-C (G, H e I) cultivadas sob diferentes condições hídricas, durante oito dias. SOD: Superóxido dismutase, CAT: Catalase, APX: Ascorbato peroxidase. Letras minúsculas diferentes, em cada gráfico indicam diferenças significativas entre as condições hídricas, e letras maiúsculas, entre as épocas de avaliação, pelo teste de Tukey ( $\alpha=0.05$ ). As barras indicam o erro padrão da média de três repetições.

Em relação à cv. Flordaguard, não houve diferenças entre os tratamentos controle e déficit hídrico para a atividade das enzimas SOD, CAT e APX (Figura 2D-F). A atividade da SOD nas plantas alagadas também não sofreu alteração, quando comparada ao controle, no entanto, a atividade da CAT foi 67% maior que o controle, aos oito dias de alagamento (Figura 2E), e a atividade da APX foi 8,6 % e 63% maior nas plantas alagadas por quatro e oito dias, respectivamente.

Ao analisar os resultados da cv. Mirabolano 29-C, observou-se, de maneira geral, um aumento na atividade das três enzimas estudadas, em ambos tratamentos,

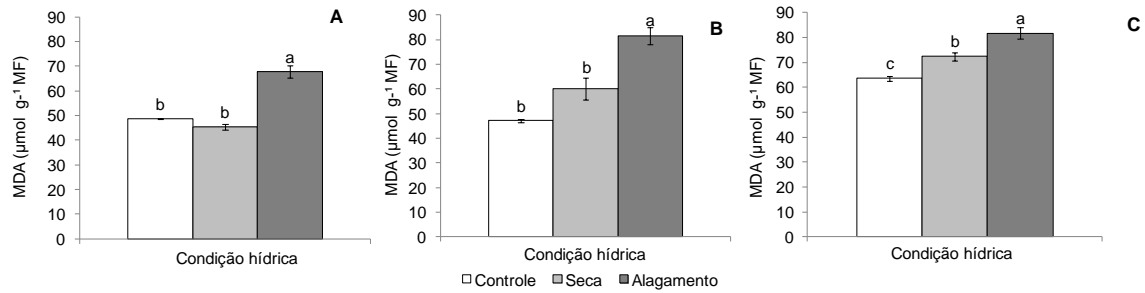


quando comparadas ao controle (Figura 2G-I). Para as plantas submetidas ao déficit hídrico, verificou-se que a atividade da SOD não alterou, enquanto que a da CAT foi 69% e 29% maior que o controle, aos quatro e oito dias, respectivamente. O alagamento também induziu um aumento na atividade dessa enzima, com índices 84% maiores aos quatro dias e 109%, aos oito dias.

A baixa atividade da SOD nas cv. Capdeboscq e Flordaguard, em ambos estresses, e em Mirabolano 29-C sob déficit hídrico pode indicar uma baixa produção de  $O_2^{\bullet-}$  e alta produção das demais EROs, justificando a alta atividade da CAT e APX, enzimas responsáveis pelo catabolismo do  $H_2O_2$ . Por outro lado, a cv. Mirabolano 29-C submetida ao alagamento provavelmente apresentou aumento significativo na produção de  $O_2^{\bullet-}$ , o que justificaria o aumento observado na atividade da SOD.

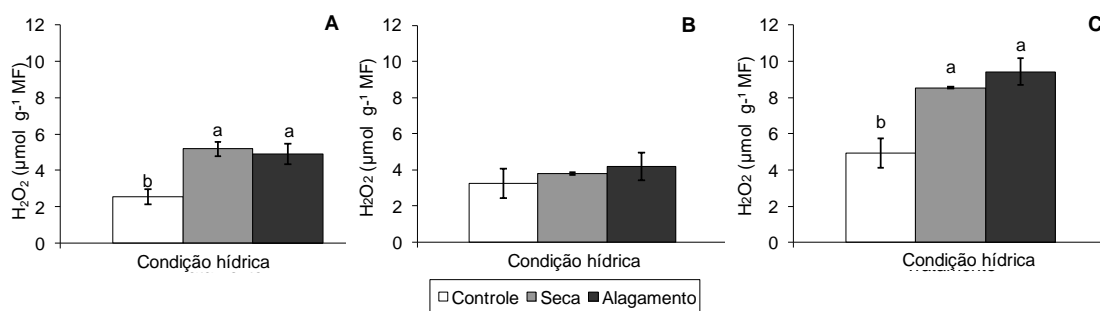
Há muitos estudos mostrando que sob condições de alagamento as plantas podem desencadear a produção e acúmulo de espécies reativas de  $O_2$  (PASTORI & FOYER, 2002; BOAMFA et al., 2005), as quais causam muitos danos às membranas e estimulam processos peroxidativos de lipídios (ALONSO et al., 1997). Aumentos nas concentrações de  $H_2O_2$  e MDA como indicador de peroxidação de lipídios, são indicativos de estresse oxidativo (MITTLER, 2002; ALVES et al., 2013).

No presente estudo, verificou-se que para a peroxidação lipídica houve apenas diferença significativa em relação à condição hídrica (Figura 3). Para as cv. Capdeboscq e Flordaguard ocorreu um aumento da peroxidação lipídica nas plantas submetidas ao alagamento ( $68 \mu\text{mol g}^{-1}\text{MF}$  e  $81 \mu\text{mol g}^{-1}\text{MF}$ , respectivamente), enquanto que sob déficit hídrico os valores mantiveram-se semelhantes ao controle ( $45 \mu\text{mol g}^{-1}\text{MF}$  e  $60 \mu\text{mol g}^{-1}\text{MF}$ , respectivamente). Na cv. Mirabolano 29-C, os valores de peroxidação lipídica foram 23% e 13% maiores no alagamento e na seca, respectivamente, em relação ao tratamento controle.



**Figura 3:** Peroxidação lipídica em plantas de portaenxertos de pessegueiro cv. Capdeboscq (A) e Flordaguard (B) e de ameixeira cv. Mirabolano 29-C (C) cultivadas sob diferentes condições hídricas, durante oito dias. Letras minúsculas diferentes no gráfico indicam diferenças significativas entre as condições hídricas pelo teste de Tukey ( $\alpha=0.05$ ). As barras indicam o erro padrão da média de três repetições.

Houve aumento significativo no teor de  $H_2O_2$  nas folhas das cv. Capdeboscq e Mirabolano 29-C, em ambos estresses hídricos, quando comparados ao controle (Figura 4A e 4C). Plantas de Capdeboscq submetidas ao déficit hídrico e ao alagamento apresentaram valores 104% e 92% maiores que o controle, respectivamente, enquanto que em Mirabolano 29-C essa diferença foi de 73% e 91%, respectivamente. A cv. Flordaguard não apresentou diferenças entre os tratamentos (Figura 4B).



**Figura 4:** Peróxido de hidrogênio em plantas de portaenxertos de pessegueiro cv. Capdeboscq (A) e Flordaguard (B) e de ameixeira cv. Mirabolano 29-C (C) cultivadas sob diferentes condições hídricas, durante oito dias. Letras minúsculas diferentes no gráfico indicam diferenças significativas entre as condições hídricas pelo teste de Tukey ( $\alpha=0.05$ ). As barras indicam o erro padrão da média de três repetições.

Sofo et al. (2005) observaram que em híbridos interespecíficos de *Prunus* a atividade da APX foi maior que o controle aos 23 dias de déficit hídrico, diminuindo

gradativamente até 70 dias, quando atingiu valores semelhantes ao controle. Por outro lado, os níveis de  $H_2O_2$  apresentaram aumento contínuo durante todo o período de estresse. Esses dados são similares aos obtidos para as cultivares Capdeboscq e Mirabolano 29-C, que apresentaram aumento da atividade da APX, aos quatro dias sob déficit hídrico, com concomitante aumento na produção de  $H_2O_2$ . Amador et al. (2012) também verificaram alterações na atividade de enzimas antioxidantes, em plantas de *Prunus* cv Felinem e seleção de Mirabolano (P.2175) sob alagamento por 24h, no entanto, a atividade das enzimas foi maior no genótipo sensível (Felinem) em relação ao tolerante ao alagamento (Mirabolano P.2175, que é uma seleção com características muito similares ao Mirabolano 29-C utilizado no presente trabalho).

Reações formadoras de EROs estão envolvidas no metabolismo normal das plantas, como fotossíntese, respiração e fotorrespiração, assim como processos induzidos durante estresses abióticos. Em condições normais de crescimento, a produção de EROs é baixa ( $240 \mu M s^{-1} O_2^{\cdot -}$  e  $0,5 \mu M H_2O_2$  no cloroplasto, respectivamente). Entretanto, diante de diversos tipos de estresse, quando a homeostase celular é rompida, ocorre aumento da produção ( $240-720 \mu M s^{-1} O_2^{\cdot -}$  e  $5-15 \mu M H_2O_2$ , respectivamente, no cloroplasto) (POLLE, 2001; MITTLER, 2002).

Uma sutil alteração na homeostase leva a uma alteração na expressão de genes codificantes de proteínas antioxidantes e de proteínas envolvidas na cascata de fosforilação, através da ativação de MAPK (proteínas quinases ativadas por mitógenos) (KUVTUN et al., 2000; NEILL et al., 2002). Verificou-se que estresses que induzem a formação de  $^1O_2$  agem sobre aproximadamente 5% do total do genoma de *Arabidopsis*, no entanto, a expressão destes genes não é afetada da mesma forma quando ocorre elevação dos níveis de  $O_2^{\cdot -}/H_2O_2$ , entretanto para Laloi et al. (2007), não se conhece exatamente se essas vias operam separadamente ou interagem entre si, mas parece haver antagonismo entre  $H_2O_2$  e  $^1O_2$  no que se refere às respostas a estresses abióticos, e uma interação cruzada entre as EROs parece ser essencial no controle dos ajustes antioxidantes, quando em situação de estresse.

Um declínio na atividade da SOD durante o final do período de alagamento, verificado nos portaenxertos de pessegueiro Flordaguard e Capdeboscq, também foi descrito em raízes de plantas de citros (ARBONA et al., 2008, HOSSAIN et al., 2009) e de *Sesbania virgata* (ALVES et al., 2013), evidenciando que o padrão de

expressão para SOD foi similar para o mesmo tipo de estresse, embora o tipo de tecido estudado tenha sido diferente.

De acordo com Zhang & Kirkham (1996), a capacidade de manutenção da atividade da SOD, da CAT e da APX, em níveis elevados, sob condições de estresse ambiental, é essencial para a o equilíbrio entre a formação e a remoção do  $H_2O_2$  do ambiente intracelular. Mittler (2002) sugeriu que altos níveis de  $H_2O_2$  podem causar danos às membranas, pois ele pode acelerar a reação de Haber-Weis, resultando na formação do radical hidroxila e em peroxidação lipídica.

A localização subcelular e as propriedades bioquímicas distintas das enzimas antioxidantes, suas induções diferenciais, associado a presença de mecanismos não-enzimáticos resultam em um sistema antioxidante versátil e flexível, capaz de controlar o acúmulo de EROs (VRANOVA et al., 2002). A Constante de Michaelis-Menten ( $K_m$ ) das enzimas envolvidas no sistema de defesa é outro fator que pode influenciar na capacidade de controle do metabolismo de EROS durante condições de estresse.

O  $K_m$  da CAT varia de 2,4 a 225 mM, enquanto que o da APX é de 0,6 a 1,0 mM. O baixo  $K_m$  na reação da APX reflete uma maior afinidade desta enzima ao  $H_2O_2$  (SINGH et al., 2008). Isso foi observado na cv. Capdeboscq submetida ao déficit hídrico, mostrando que há uma maior afinidade da enzima APX pelo  $H_2O_2$ , pois um pequeno aumento na quantidade de  $H_2O_2$  produzido pelas células das plantas sob estresse foi suficiente para ativar esta enzima, o que não ocorreu com a CAT.

O  $H_2O_2$ , em baixas concentrações, atua como uma molécula sinalizadora, desencadeando vários processos relacionados a estresses, enquanto que em concentrações elevadas pode levar à morte celular programada (GILL & TUTEJA, 2010). Por isso o acúmulo de  $H_2O_2$  pode causar a peroxidação de membranas celulares, prejudicando a sua função e integridade, com danos, frequentemente irreversíveis, para o funcionamento da célula (DEUNER et al., 2011).

Para espécies do gênero *Prunus* spp. e outras árvores frutíferas, embora tenham sido encontradas diferenças no desempenho fisiológico (ARBONA et al., 2009), não há adaptações anatômicas como ocorre em plantas de locais com alagamento intermitente (VARTAPETIAN et al., 2003, DEUNER et al., 2007; ZANANDREA et al., 2010). Logo após a transferência para um ambiente com baixa disponibilidade de  $O_2$ , as células limitam processos que são altamente energéticos e

alteram o metabolismo de aeróbico para anaeróbico para geração de ATP. De acordo com alguns pesquisadores, as plantas somente conseguem sobreviver à hipoxia/anoxia caso consigam manter a produção de ATP e a reciclagem do poder redutor, fazendo associação dessa adaptação metabólica a aumentos na taxa de fermentação (DREW, 1997; ATKINSON et al., 2008). Os resultados apresentados no presente trabalho indicam uma ativação do sistema antioxidante por diferentes graus de estresses, seja por alagamento ou por déficit hídrico. No entanto, sabe-se que, em muitas espécies, o principal dano causado por estresse hipóxico ocorre durante a re-oxigenação dos tecidos (BLOKHINA et al., 2003), porém, não foram realizadas no presente trabalho as análises enzimáticas no período de recuperação.

Observou-se que, de maneira geral, plantas de pessegueiro submetidas ao déficit hídrico não apresentaram aumento expressivo na atividade das enzimas do sistema antioxidante e, apesar de haver um maior acúmulo de  $H_2O_2$  nas células, este não foi tão expressivo a ponto de causar um aumento na peroxidação dos lipídios das membranas celulares. Entretanto, nas plantas de pessegueiro submetidas ao alagamento, houve um aumento da atividade dessas enzimas, porém, esse aumento não foi suficiente para eliminar o excesso de  $H_2O_2$  formado, o que provavelmente foi o responsável pelo incremento na peroxidação lipídica. Esses resultados foram semelhantes aos registrados na cv. Mirabolano 29-C que, submetida ao déficit hídrico e ao alagamento, conseguiu ativar o sistema antioxidante, aumentando a atividade das enzimas analisadas. Porém houve uma alta produção de  $H_2O_2$ , o que ocasionou o aumento na peroxidação lipídica, observada em ambos tratamentos.

Na análise conjunta dos dados bioquímicos, enzimáticos e dos parâmetros associados à fotossíntese ( $A$  e  $g_s$ ), é possível verificar que os genótipos de pessegueiro, avaliados no presente trabalho, apresentam resposta mais tardia ao déficit hídrico, ou seja, são mais tolerantes a este estresse, em relação à ameixeira cv. Mirabolano 29-C, enquanto que sob condição de hipoxia ocorre uma resposta inversa. Tais resultados demonstram a existência de variabilidade entre genótipos de *Prunus* spp. para tais condições de estresse, que podem ser utilizadas para auxiliar no manejo dos pomares e no melhoramento genético de portaenxertos mais tolerantes ao déficit hídrico.

## **CONCLUSÃO**

Nas cultivares Flordaguard e Capdeboscq ocorrem maiores danos celulares, quando estes se encontram sob condições de estresse por alagamento.

O portaenxerto cv. Mirabolano 29-C tolera o alagamento do sistema radicular por períodos mais prolongados do que os genótipos de pessegueiro.

Os portaenxertos de pessegueiro Flordaguar e Capdeboscq são mais tolerantes ao déficit hídrico do que Mirabolano 29-C.

## CAPÍTULO 2

### **Reação de portaenxertos de *Prunus* spp. inoculados com *Meloidogyne javanica* e seus efeitos sobre as trocas gasosas**

#### **INTRODUÇÃO**

Em nível mundial e no Brasil, os nematóides do gênero *Meloidogyne* spp. estão entre as principais pragas que atacam o sistema radicular de um grande número de culturas destinadas à produção de alimentos, incluindo a cultura do pessegueiro e outras espécies frutíferas de clima temperado, causando prejuízos consideráveis (RASEIRA & QUEZADA, 2003; STRAJNAR et al., 2012).

Em pomares de pessegueiro no Rio Grande do Sul, Carneiro et al. (1993) verificaram que as espécies do nematóide das galhas com maior frequência no sistema radicular das plantas foram *M. javanica* (Treub) Chitwood e *M. incognita* (Kofoid e White) Chitwood.

Somado a outros fatores como o não uso de portaenxertos com garantias de identidade genética e resistentes a este patógeno, a variabilidade das condições edafoclimáticas e problemas no manejo dos pomares, a incidência destas espécies de nematóides também contribui para a redução da produtividade média dos pomares de pessegueiro (HOFFMANN et al., 2003), principalmente no Rio Grande do Sul, que é o principal estado produtor do Brasil, com aproximadamente 129 mil toneladas colhidas em 2012, porém com uma produtividade média de apenas 8,8 ton ha<sup>-1</sup> (IBGE, 2013).

Plantas de pessegueiro atacadas por *Meloidogyne* spp. apresentam galhas nas raízes, que também estão associadas a morte dos meristemas dessas raízes, paralisação do crescimento, depauperamento e declínio lento, deficiência nutricional da planta, diminuição do tamanho das folhas e frutos, redução da produtividade, e em casos de infestação intensa, pode levar a planta à morte (ROSSI et al., 2002; BALDWIN et al., 2004).

Esses patógenos são endoparasitas sedentários que formam uma interação muito complexa com a planta hospedeira; formando sítios de alimentação permanentes (FRAGOSO et al., 1997), além de atuar como transmissores de outros patógenos, predispondo a planta a outras doenças (GOMES, 2003). A sua alta

capacidade de reprodução e o parasitismo obrigatório desviam uma proporção significativa dos fotossintatos do hospedeiro (MCCLURE, 1977), causando efeitos diretos, como interrupção do sistema vascular, alterando a translocação de água e solutos para a parte aérea da planta. Também influencia indiretamente os mecanismos ligados ao aparato fotossintético e outros processos fisiológicos, como transpiração e condutância estomática, que, por sua vez, afetam o total de energia disponível para a planta e a partição de assimilados em folhas, caules e raízes.

O controle químico dos fitonematóides, através do uso de nematicidas é antieconômico e antiecológico, uma vez que o custo pode chegar a três vezes a soma dos gastos com controle de outras pragas, além de ser pouco eficiente. Somado a isso, no Brasil, não há nematicida registrado para a cultura do pessegueiro (MACHADO, 2011).

Dada a importância da cultura do pessegueiro no Rio Grande do Sul, a alternativa mais viável para contornar tal problema é o uso de portaenxertos resistentes a este patógeno. Portaenxertos são principalmente selecionados com a finalidade de proporcionar precocidade na produção, uniformizar o vigor das plantas e aumentar a produção e qualidade dos frutos. Existem diferentes portaenxertos usados para *Prunus* em outros países, porém cada um tem determinado conjunto de vantagens e limitações para a adaptação a diferentes regiões geográficas (JUNIOR et al., 2008, HERNÁNDEZ et al., 2010). No Brasil, mais especificamente no Rio Grande do sul, considerando a importância da cultura do pessegueiro para a região, os estudos sobre portaenxertos ainda são incipientes (GALARÇA et al., 2012), especialmente quando se trata de avaliação das alterações fisiológicas e dos danos causados por pragas do solo.

Os sintomas observados nas raízes sugerem que as plantas infectadas são fisiologicamente anormais, apresentando alterações no funcionamento de vários processos biológicos, que levam a perdas na produtividade das culturas. No entanto, se por um lado os danos causados por *Meloidogyne* à cultura do pessegueiro tem sido bastante relatados (FACHINELLO et al., 2000, LU et al.; 2000, CLAVERIE et al., 2011, PAULA et al., 2011a), há escassez de informações no sentido de elucidar a interferência e o impacto do parasitismo nos processos fotossintéticos desta cultura, que possam explicar a ocorrência de danos.



Diante do exposto, o objetivo deste trabalho foi avaliar se portaenxertos de *Prunus* spp. inoculados com *Meloidogyne javanica* apresentam variação no nível de resistência e nos padrões de trocas gasosas.

## **MATERIAL E MÉTODOS**

Plantas de portaenxertos pessegueiro [*Prunus persica* (L.) Batsch] das cultivares Capdeboscq, Flordaguard e de ameixeira (*Prunus cerasifera* Erhr) cv. Mirabolano 29-C foram obtidas através de propagação vegetativa pelo método de enraizamento de estacas herbáceas. Após completarem oito meses de idade, as plantas foram transplantadas para vasos de polietileno com capacidade de 10L, contendo como substrato combinação de solo de pomar + substrato comercial (Plantmax<sup>®</sup>) na proporção 1:1 (v/v). Após a mistura, o substrato foi esterilizado por autoclavagem e ficou quatro meses depositado em caixa para posterior uso no plantio. As plantas foram mantidas em casa de vegetação com controle da temperatura ( $25^{\circ}\text{C} \pm 4^{\circ}\text{C}$ ), e irrigadas manualmente conforme a necessidade.

Aos 30 dias após o transplante, as plantas foram submetidas aos seguintes tratamentos: Controle (sem inoculação) e Inoculadas com nematóide *Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood. A inoculação das plantas consistiu na adição de 10 mL de suspensão contendo 10.000 ovos+J2, proveniente de população pura. A fim de comprovar a eficiência do inoculo, plantas de tomateiro cv. Santa Cruz também foram inoculadas e consideradas como testemunhas suscetíveis.

Após 60 dias decorridos da data de inoculação, iniciou-se a análise de parâmetros associados a fotossíntese das plantas, com avaliações a cada 30 dias, até os 150 dias, quando se realizou o desplante do material para análise do sistema radicular por meio da contagem do número de galhas, presença de ovos e cálculo o fator de reprodução.

### **Trocas gasosas**

As avaliações das trocas gasosas foram iniciadas aos dois meses após a inoculação, totalizando quatro avaliações (60, 90, 120 e 150 dias). As leituras foram realizadas em duas folhas por planta, totalizando seis folhas por tratamento. As medidas foram realizadas entre as 9:00 e 11:00h, com concentração de  $\text{CO}_2$  na câmara de  $380 \text{ mol mol}^{-1}$  e densidade de fluxo de fótons de  $1.200 \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ,

utilizando-se a fonte luminosa LI-COR 6400-02, acoplada à câmara de medida (modelo LI-6400XT LI-COR, Inc., Lincoln, NE, USA LI-COR 6400-11). As variáveis avaliadas foram: taxa fotossintética líquida de CO<sub>2</sub> (A,  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), condutância estomática ( $g_s$ ,  $\text{mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), concentração interna de CO<sub>2</sub> ( $C_i$ ,  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ mol}^{-1}$ ), taxa transpiratória (E,  $\text{mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ). Também foi calculada a eficiência de carboxilação (A/ $C_i$ ) ( $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1} \text{ Pa}^{-1}$ ) e eficiência do uso da água (A/E) (EUA).

### ***Fator de Reprodução***

Seis meses após a inoculação (150 dias), as raízes de cada planta foram separadas da parte aérea, lavadas para a retirada do solo e avaliadas quanto ao índice de galhas (IG), segundo a metodologia descrita por Taylor e Sasser (1978). Logo após, procedeu-se à extrusão dos ovos do nematóide das galhas das raízes segundo metodologia descrita por Hussey & Barker (1973), para quantificação e determinação do Fator de Reprodução (FR), sendo  $\text{FR} = \text{população final} / \text{população inicial}$  (OOSTENBRINK, 1966). Realizou-se a coleta das raízes das plantas dos portaenxertos que foram avaliadas quanto ao número de galhas e número de ovos+juvenis por sistema radicular de cada planta. A avaliação das plantas de tomateiro foi realizada aos 90 dias da instalação do experimento em função do ciclo da cultura ser mais curto. A reação das plantas foi estimada a partir do Fator de Reprodução, considerando-se imune quando o  $\text{FR} = 0$ , resistentes com  $\text{FR} < 1,00$ , e suscetíveis quando o  $\text{FR} > 1,00$  (OOSTENBRINK, 1966), associado a presença e ausência de galhas.

### ***Análises estatísticas***

O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado em esquema fatorial (3x2x4), sendo três genótipos (Capdeboscq, Flordaguard e Mirabolano 29-C), inoculação (com e sem inoculação com nematóide) e quatro épocas de avaliação (60, 90, 120 e 150 dias), para os parâmetros associados a fotossíntese (trocas gasosas), enquanto que para a análise do FR, esquema fatorial foi 3x2, pois constou de uma única época de avaliação ao final de experimento. Cada tratamento foi composto de quatro repetições, sendo cada parcela constituída por uma planta. Os dados experimentais foram submetidos à análise de variância por meio do teste F, e as médias comparadas pelo teste de Tukey, com 5% de

probabilidade de erro, utilizando o programa WinStat 2.0 (MACHADO & CONCEIÇÃO, 2005).

## RESULTADOS E DISCUSSÃO

As plantas de tomateiro cv. Santa Cruz foram avaliadas 90 dias após a inoculação com *M. javanica*, em virtude do ciclo da cultura ser mais curto, tendo-se verificado a formação de um grande número de galhas nas raízes (4.476) e presença de ovos (1.588.670 ovos), atingindo um fator de reprodução de 159, comprovando a viabilidade do inoculo (Tabela 1). Mudanças anatômicas nas raízes, como o desenvolvimento de células gigantes e formação de galhas, conforme observado nas plantas de tomateiro (Figura 1A), são os principais sintomas de nematóides formadores de galhas em plantas suscetíveis, que invadem as raízes na zona de alongamento e, em seguida, migram para o cilindro vascular, onde eles estabelecem locais de alimentação (ABAD et al., 2003).

Em relação aos portaenxertos de pessegueiro, registrou-se uma média três galhas por sistema radicular na cv. Flordaguard (Figura 1C), porém, não foram encontrados ovos nas galhas e, com isso, não houve reprodução, FR=0 (Tabela 1). Por outro lado, na cv. Capdeboscq foram encontradas 763 galhas e 17.670 ovos (Tabela 1), com um fator de reprodução do nematóide de 1,77, comprovando a suscetibilidade da cultivar. Resultados semelhantes a este ensaio foram obtidos por Fachinello et al. (2000), frente às espécies *M. incognita* e *M. javanica*, onde foram registradas 49 galhas por grama de raiz, confirmando a susceptibilidade da cv. Capdeboscq a estas espécies.

Capdeboscq é uma antiga cultivar copa de pessegueiro lançada devido às características produtivas e de industrialização dos frutos. Foi bastante utilizada como portaenxerto no passado, devido a sua boa adaptação climática, satisfatória porcentagem de germinação das sementes e, especialmente, devido à grande disponibilidade nas indústrias conserveiras, porém é suscetível a nematóides das galhas, conforme verificado neste trabalho (Figura 1B) e também verificado por Paula et al. (2011 a), porém tem sido utilizado em cruzamentos dirigidos para transmitir baixa exigência em frio, na seleção de novos portaenxertos.

Na cv. Mirabolano 29-C não foram encontradas galhas nem ovos (Tabela 1), confirmando que esta cultivar é imune a *M. javanica*. Segundo Claverie et al. (2011)

a cv. Mirabolano (*P. cerasifera*) possui o gene *Ma* que confere total espectro de resistência a varias espécies de nematóides das galhas, o que justifica o resultado do presente trabalho. Entretanto, para alguns portaenxertos de ameixeira e pessegueiro essa imunidade não é verificada para todas as espécies de nematóides, a exemplo do observado para a cv. Flordaguard, que no presente trabalho registrou-se a presença de galhas, porém sem reprodução. Paula et al. (2011b) verificaram que para *M. incognita*, esta cultivar foi considerada imune, pois não apresentou galhas nem a presença de ovos+juvenis, demonstrando que a interação genótipo/patógeno é complexa, existindo a necessidade de testes específicos para cada situação.

Tabela 1: Resposta das cultivares Flordaguard, Capdeboscq e Mirabolano 29-C, a partir da inoculação de 10.000 ovos+J2 de *Meloidogyne javanica*, após seis meses de inoculação. UFPel, 2013.

<b>Genótipo</b>	<b>Número médio de galhas por planta</b>	<b>Número médio de ovos por planta</b>	<b>Fator de Reprodução</b>	<b>Reação**</b>
Tomateiro	4.476	1.588.670	159,0	S
Flordaguard	3 b	0 b	0,0	R
Capdeboscq	763 a	17.670 a	1,77	S
Mirabolano 29C	0 b	0 b	0,0	I

\*Médias seguidas pelas mesmas letras na coluna não diferem entre si pelo teste de Duncan, a 5% de probabilidade de erro.\*\* S = Suscetível, R = Resistente, I = Imune

Vários trabalhos confirmam a uniformidade da resistência de Flordaguard para *M. javanica* e *M. incognita*, (LU, 2000; NYCZEPIR, 2008; PAULA, 2012) mantendo essa característica por mais de 10 anos no campo (SHERMAN, 1991). Por esse motivo, esta cultivar vem sendo testada no Brasil, sendo a sua resistência a *Meloidogyne* spp., herdada da cv. 'Okinawa' (PAULA, 2011a). Este é um potencial portaenxerto a ser utilizado nos programas de melhoramento genético e uma alternativa para uso na implantação de pomares em áreas infestadas por este patógeno (PAULA et al., 2011b).

A análise morfológica do sistema radicular é um indicativo da densidade do inoculo do nematóide e do efeito sobre alguns processos fisiológicos da planta, pois segundo Strajnar (2012), embora o índice de galhas na raiz não considera o impacto

da infestação de nematóides nas raízes mais finas, estas são fundamentais para a absorção de água e necessárias para os processos fisiológicos e bioquímicos normais nas plantas.

É sabido que a presença desses patógenos no sistema radicular das plantas, além de diminuir a produção, apresenta-se como um risco de entrada de novas infecções de frutas de caroço (FACHINELLO, 2000).



**Figura 1** - Raízes de pessegueiro das cultivares de Tomateiro Santa Cruz (A), Capdeboscq (B), Flordaguard (C) e Mirabolano 29-C (D), inoculadas com 10.000 ovos+J2 de *M. javanica*. UFPel, 2013.

Foi encontrado fator de reprodução de 1,77 para a cv. Capdeboscq, resultado semelhante ao observado por Carneiro et al. (1998), onde o FR foi 2,65, confirmando a suscetibilidade desse portaenxerto a *M. javanica*. Segundo Ledbetter (2009), a resistência aos fitonematóides, para ambos os gêneros e espécies de *Prunus*, é específica. Entretanto, para que uma planta seja considerada suscetível a nematóides, não basta haver formação de galhas, é necessário também a formação de ovos no interior dessas galhas. Vários trabalhos estabelecem que inúmeras

plantas apresentam resistência a este patógeno, ou seja, ocorre a formação de galhas, porém sem danos para o hospedeiro, sem formação de ovos (BAIDA et al., 2011; MARCHESE et al., 2010; ROSA et al., 2013; SANTOS & GOMES, 2011).

Em locais infestados pelo nematóide das galhas, os portaenxertos Mirabolano 29-C, Okinawa, Nemared e Nemaguard são cultivares que apresentam boa resistência para a maioria das espécies *Meloidogyne* associadas ao pessegueiro (GOMES, 2005). Avaliando plantas do portaenxerto Mirabolano P. 2175, Lecouls et al. (1999) identificaram quatro marcadores RADP associados ao gene *Ma1*, que foram convertidos em marcadores SCARS (Sequence Characterized Amplified Region) e foram eficientes na seleção precoce para resistência a *Meloidogyne* spp.. Embora apresenta uma das fontes de resistência mais duráveis aos nematóides das galhas, Mirabolano 29C não tem sido utilizado no Brasil como portaenxerto de pessegueiro devido a incompatibilidade de enxertia, porém pode ser uma alternativa interessante como portaenxerto em pomares de ameixeira japonesa.

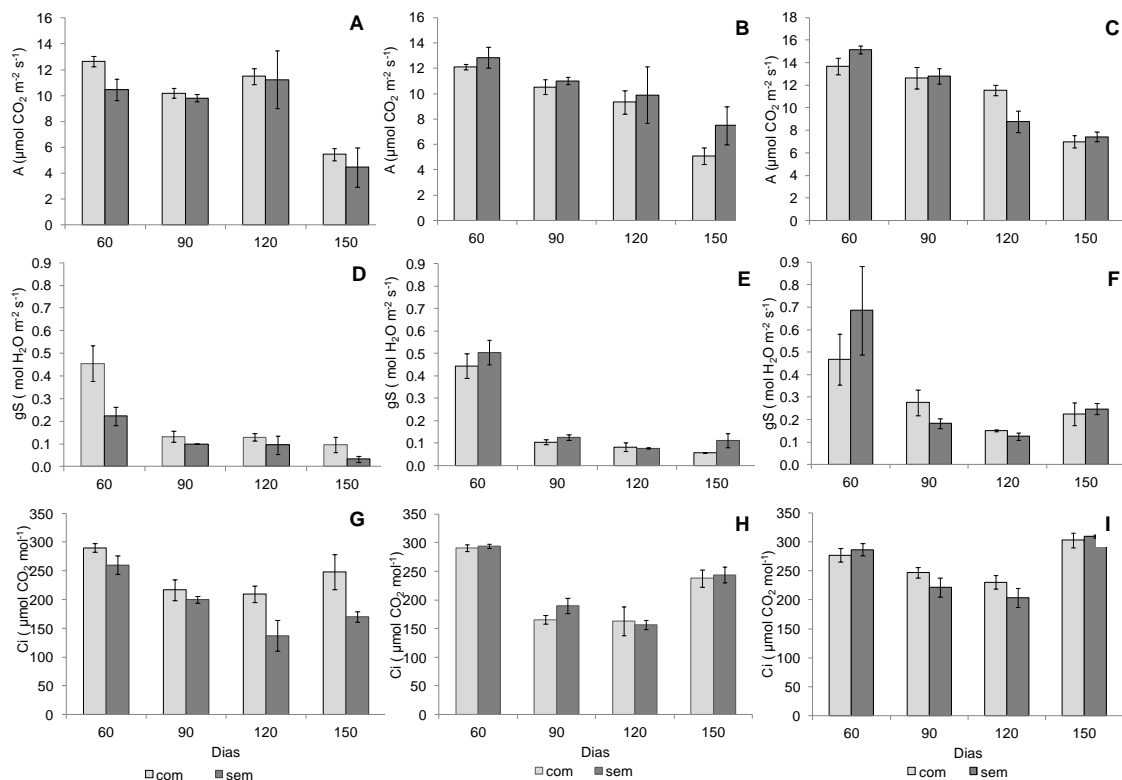
### **Trocas gasosas**

Na cv. Capdeboscq registrou-se redução na taxa assimilatória líquida do CO<sub>2</sub> (A) somente aos 150 dias após o início do experimento, tanto nas plantas inoculadas quanto nas não inoculadas (Figura 2A), sendo, em média, 49% menor que a avaliação realizada aos 120 dias.

Nas plantas da cv. Flordaguard inoculadas com nematóide houve queda gradual na A ao longo do experimento, ficando mais acentuada na última avaliação, onde a média ficou 35% menor que a avaliação aos 120 dias, não havendo diferença entre os tratamentos em cada época de avaliação (Figura 2B). Na cv. Mirabolano 29-C houve diferença entre os tratamentos na primeira avaliação, realizada aos 60 dias, onde as plantas inoculadas apresentaram A de 13,67  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2}\text{s}^{-1}$ , sendo 10% menor que nas plantas controle. Ao longo das avaliações essa taxa decresceu gradualmente nas plantas desta cultivar, chegando a 6,98  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2}\text{s}^{-1}$  aos 150 dias, não havendo diferença entre tratamentos nesta época de avaliação (Figura 2C). Em ambas cultivares verificou-se uma queda nos valores de A na última época de avaliação para ambas cultivares e tratamentos, que possivelmente está associada a menor incidência luminosa registrada no final do período do experimento (mês de maio), além de ter havido bastante nebulosidade nos dias que antecederam as leituras de trocas gasosas. Além disso, nessa época

do ano as folhas do pessegueiro já estavam em processo de senescência, apresentando amarelecimento e queda das folhas, o que também justifica os resultados obtidos.

Em relação à condutância estomática ( $g_s$ ), houve queda brusca em todas as cultivares estudadas, a partir dos 60 dias até o final do ensaio. Aos 60 dias após o início do experimento, na cv. Capdeboscq, as plantas inoculadas apresentaram condutância estomática de  $0,46 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2}\text{s}^{-1}$ , sendo 52% maior que as plantas controle (Figura 2D). Entretanto, ao longo do período de avaliação esses valores diminuíram, em ambos tratamentos, chegando muito próximo de zero na avaliação aos 150 dias, sendo que nas plantas inoculadas os valores ficaram 70% maiores que nas plantas sem a presença do nematóide. Resultados semelhantes foram observados por Tahery (2012), onde a condutância estomática de plantas de hibisco infectadas com nematóides foi maior do que nas plantas controle.



**Figura 2:** Taxa fotossintética líquida de CO<sub>2</sub> (A), condutância estomática ( $g_s$ ) e concentração interna de CO<sub>2</sub> (Ci) em plantas de portaenxertos de pessegueiro cv. Capdeboscq (A, D e G), Flordaguard (B, E e H) e ameixeira cv. Mirabolano 29-C (C, F e I) inoculadas e não inoculadas com *M. javanica*. As barras representam o erro padrão da média de três repetições. UFPel, 2013.

Para a cv. Flordaguard, embora tenha ocorrido uma queda significativa da gs dos 60 para os 90 dias, não registrou-se diferenças significativas dentro de cada época, independente da inoculação, até os 120 dias após o início do experimento. Porém, aos 150 dias, as plantas controle apresentavam gs 54,5% maior que as plantas inoculadas (Figura 2E). Na cv. Mirabolano 29C, aos 60 dias após a inoculação, a gs foi semelhante em ambos tratamentos. Aos 90 e 120 dias as plantas inoculadas apresentaram gs maior que o controle (Figura 2F). Essa resposta pode ser uma estratégia de resistência lançada pela planta para poder minimizar os efeitos causados pelos nematóides.

Na cv. Capdeboscq, a concentração interna de carbono nas plantas inoculadas foi maior que nas plantas controle em todas as avaliações (Figura 2G). Aos 60 dias, quando foi realizada a primeira avaliação, a diferença entre os tratamentos era de apenas 10%, intensificando-se até o final do ensaio, aos 150 dias, quando essa diferença chegou a 69%. Para a cv. Flordaguard, a Ci das plantas de ambos tratamentos diminuiu até 120 dias após o início do experimento, porém sem efeitos significativos entre os tratamentos em todas as avaliações (Figura 1H). Esse mesmo comportamento foi observado para a Ci da cv. Mirabolano 29-C (Figura 2I).

Verificou-se uma diminuição da taxa transpiratória ao longo das avaliações, em todas as cultivares estudadas, sendo que entre os meses de fevereiro e março, que corresponderam à segunda e terceira avaliações, houve uma queda brusca nos valores desta variável, que pode ser em função da alta temperatura que ocorreu nesse período, onde as médias registradas foram de 32°C, o que fez com que houvesse um maior fechamento estomático (Figura 3 A-C). Cabe ressaltar que na cv. Capdeboscq, as plantas inoculadas apresentaram taxa transpiratória 39% maior que o controle, aos 60 dias após a inoculação, permanecendo maior até a última avaliação, aos 150 dias, cujo valor chegou a 1,71 mol H<sub>2</sub>O m<sup>-2</sup>s<sup>-1</sup>, sendo 55% maior que o controle (Figura 3A).

Nas cvs. Flordaguard (Figura 3B) e cv. Mirabolano (Figura 3C), embora tenha se registrado uma diminuição na taxa transpiratória entre as avaliações, os valores não diferiram entre as plantas inoculadas e controle, em cada época de avaliação.

O Ácido Abscísico (ABA) atua como uma molécula de sinalização envolvida na resposta das plantas ao estresse, podendo regular o movimento estomático, alterando a gs e E. Sabe-se que o ABA é sintetizado no ápice das raízes e o



transporte de longa distância ocorre através do xilema para as células-guarda das folhas, fazendo parte do mecanismo de transmissão de um sinal químico sobre o estado da água do solo (SCHACHTMAN & GOODGER, 2008). Neste ensaio, a queda na taxa transpiratória provavelmente esteja ligada ao fato de o estresse aumentar a produção de ABA no sistema radicular, e este sinal ser transmitido para a parte aérea, causando fechamento estomático, diminuindo a  $g_s$  e  $E$ , e, conseqüentemente, a taxa fotossintética. No caso da cv. Capdeboscq, o estresse também pode ter aumentado a produção de ABA, mas por ser uma cultivar suscetível, o desenvolvimento de nematóides no sistema radicular pode ter levado ao comprometimento da produção e transporte desse hormônio para o dossel da planta, causando respostas menos intensas sobre a transpiração, fazendo com que a  $g_s$  e a  $C_i$  permanecessem com maiores valores, porém diminuindo a eficiência do uso da água nessas plantas.

A eficiência do uso da água (EUA), ou seja, a relação entre taxa de assimilação de  $CO_2$  e transpiração, aumentou na cv. Capdeboscq com o passar do tempo, porém os valores de EUA nas plantas inoculadas foram sempre menores em cada época, em relação ao controle (Figura 3D). Aos 60 dias após o início do experimento, a EUA era de 1,15 e 1,66 para plantas inoculadas e controle, respectivamente, enquanto que na última avaliação esses valores chegaram a 4,0 e 6,0, respectivamente. Na primeira avaliação, a EUA das plantas sem a presença do nematóide era 39% maior que as inoculadas, e aos 120 e 150 dias, a diferença foi de 18% e 33,6%, respectivamente.

Nas cultivares Flordaguard e Mirabolano 29-C foi observado um comportamento semelhante, onde houve aumento da EUA até 120 dias de avaliação, ressaltando que, nessas cultivares, esse aumento foi semelhante em ambos tratamentos (Figura 3E e 3F).

A eficiência de Carboxilação, que estima a relação entre taxa de assimilação de  $CO_2$  e concentração interna de carbono, aumentou na cv. Capdeboscq até 120 dias após o início do experimento, onde os valores foram 37,5% maior nas plantas controle, com valores de 0,08 e 0,06  $\mu mol CO_2 m^{-2}s Pa^{-1}$ , enquanto que aos 60 dias esses valores foram 0,04  $\mu mol CO_2 m^{-2}s^{-1} Pa^{-1}$  em ambos tratamentos (Figura 3G). Na cv. Flordaguard, não houve diferença na eficiência de carboxilação entre as plantas controle e as inoculadas, fato também observado para Mirabolano 29-C (Figura 3H e 3I). Em todas as cultivares estudadas houve queda acentuada na

última avaliação, tanto para plantas controle quanto inoculadas com *M. javanica*, possivelmente associada à senescência, pois já havia iniciado a queda de folhas.

Diversos trabalhos relatam que a formação de galhas pela infestação com *M. incognita* ou *M. javanica*, prejudicou o fornecimento de água para o dossel da planta, causando aumento na resistência ao fluxo de água e redução na absorção em plantas de tomateiro (DORHOUT et al., 1991) e tabaco (RAHI et al., 1988), onde as plantas inoculadas absorveram menos água do solo, em comparação com plantas não inoculadas, mesmo em solo com água próximo da capacidade de campo. Além disso, Jaleel et al. (2008, 2009) verificaram alterações no padrão de absorção de íons, translocação e níveis de nutrientes, bem como na composição de pigmentos, níveis de carboidratos, alteração na fotossíntese, respiração e reguladores de crescimento no dossel das plantas infestadas.

A condutância estomática regula a concentração de CO<sub>2</sub> e a quantidade de vapor de água. Sabe-se que as trocas gasosas nas plantas são controladas pela abertura dos estômatos, que por sua vez pode ser regulada pelo nível de CO<sub>2</sub> nos espaços intercelulares (BUNCE, 1997). O esgotamento do CO<sub>2</sub> intercelular pela fotossíntese leva a um aumento da condutância estomática, enquanto que o declínio no CO<sub>2</sub> intercelular, juntamente com as condições favoráveis para a fotossíntese está associado com um aumento na taxa de assimilação líquida. Uma vez que a condutância estomática aumenta com a diminuição intercelular de CO<sub>2</sub>, a assimilação pode controlar a condutância através de mudanças no CO<sub>2</sub> intercelular (TAHERY, 2012a). Em plantas de hibisco infectadas por nematóides, a diminuição na concentração de CO<sub>2</sub> intercelular foi consistente com o aumento na condutância estomática (TAHERY, 2012b). Quando ocorre esse aumento na condutância estomática nas plantas infestadas por nematóides, a taxa de transpiração da folha aumenta, diminuindo a eficiência do uso da água nessas plantas (MOUSSEAU & SAUGIER, 1992). No presente trabalho, tais efeitos foram claramente observados nas plantas da cv. Capdeboscq infestadas por *M. javanica*.

A maior taxa fotossintética, registrada aos 60 dias, nas plantas da cv. Capdeboscq inoculadas com nematóides, possivelmente está associado ao aumento de algum dreno metabólico nas plantas infectadas. Em plantas de algodoeiro inoculados com nematóides, Abrão & Mazzafera (2001) constataram que a cultivar sensível aumentou a taxa fotossintética, havendo mudança no padrão de distribuição de fotoassimilados, que foram direcionados mais intensamente para as

raízes. A variedade IAC-20, entretanto, tida como moderadamente resistente, apresentou grande incremento da fotossíntese, superior à 'Acala', não tendo, contudo, alterada a matéria seca de raízes. Segundo Mclaughlin & Shriner (1978), esse aumento poderia estar relacionado ao maior gasto energético da planta no desencadeamento dos mecanismos de resistência. Outra hipótese foi sugerida por Strajnar et al. (2012), na qual o aumento da taxa fotossintética serviria para enviar os fotossintatos ao sistema radicular para alimentação do nematoide.

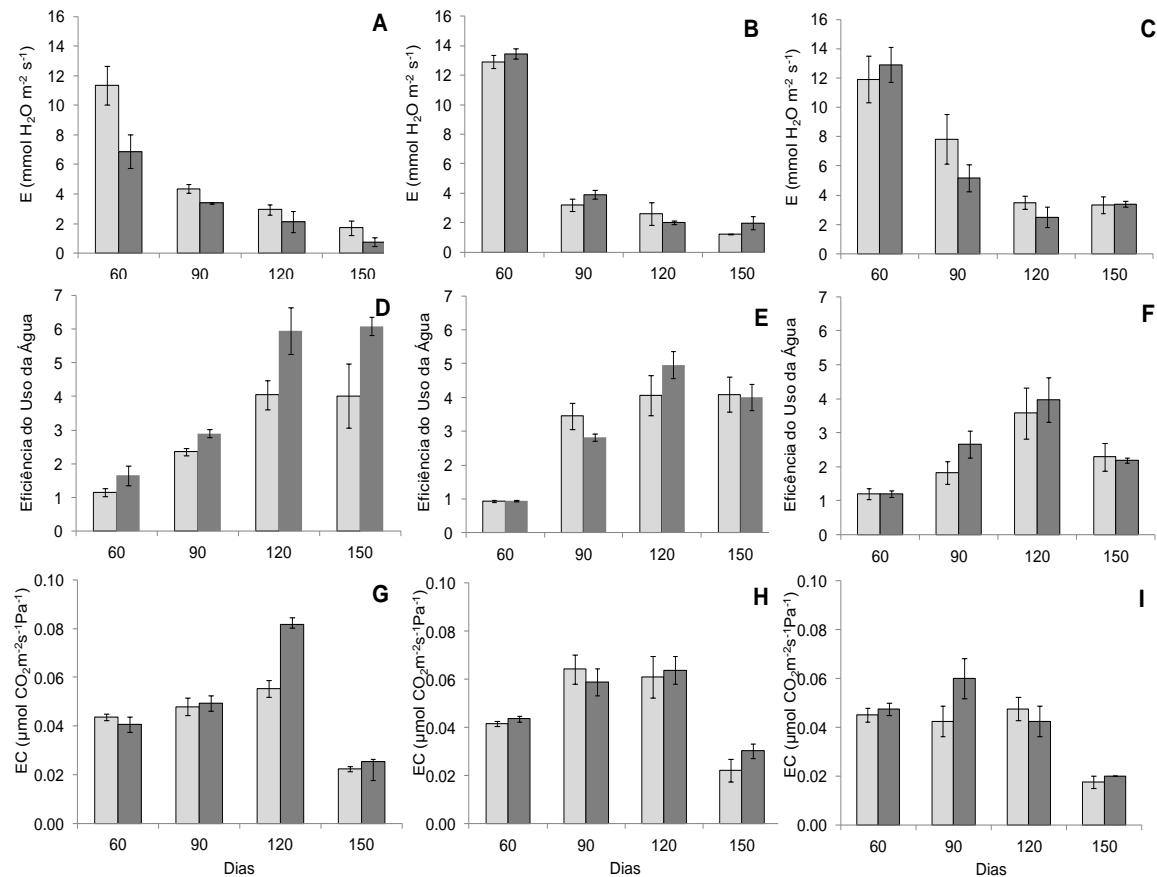
Baseado nesse pressuposto, Melakeberhan et al. (1990) investigaram se cultivares resistentes e suscetíveis poderiam consumir sua energia diferentemente, seja para defender-se contra a infecção e reprodução do nematóide, seja para reparar os danos causados pela infecção. Assim, esses autores conduziram ensaios nos quais notaram que a energia consumida por nematóides representou grande parte da energia consumida pela planta, tanto na cultivar tolerante como na suscetível. Embora tendo observado maior dano na cultivar suscetível, os resultados obtidos levaram os autores a concluir que também existe gasto considerável de energia na cultivar tolerante, em consequência do processo de defesa e reparo.

O fechamento estomático ajuda a manter o elevado teor de água nas folhas, porém, resulta na redução da atividade fotossintética e transpiração (TEZARA et al., 2002). Contudo, há referências de que, sob estresse leve, um ligeiro declínio na condutância estomática pode ter efeito protetor, permitindo a planta economizar e melhorar a eficiência do uso da água (CHAVES et al., 2009). De acordo com Tahery (2012a), em trabalho realizado com hibisco sob efeito de *M. incognita*, foi verificado que a eficiência do uso da água das plantas aos 30, 60 e 90 dias após o início do estresse aumentou com a presença do nematóide. O aumento da eficiência do uso da água indicou que a assimilação foi menos inibida do que a transpiração, explicando que a limitação das trocas gasosas foi devido ao fechamento dos estômatos.

Mudanças na gs dependem de fatores hidráulicos das células estomáticas (conteúdo de água, potencial hídrico e pressão de turgor), incluindo o transporte de água através das membranas além de processos metabólicos (por exemplo, os relacionados ao ABA) (LAWLOR & TEZARA, 2009). Isso foi observado nas plantas das três cultivares estudadas neste ensaio, inclusive as inoculadas com nematóide das cultivares Flordaguard e Mirabolano 29-C.

Por outro lado, as plantas inoculadas da cv. Capdeboscq mantiveram uma condutância estomática maior que as plantas controle durante todas as avaliações, o que permitiu maior taxa transpiratória e, conseqüentemente, menor eficiência no uso da água. Essa resposta está relacionada ao fato de que Capdeboscq ser suscetível e estar com o sistema radicular das plantas infestado por *M. javanica* (Tabela 1), o que causa diversas alterações, como redução no crescimento da planta, diminuição do alongamento celular devido à menor quantidade de água nos tecidos e menor assimilação de água e nutrientes pelas raízes Tahery (2012a). Santos (2012) também observou restrição do surgimento de novas folhas, senescência foliar, murcha, e influência no acúmulo de matéria seca.

A concentração interna de CO<sub>2</sub> (C<sub>i</sub>) no mesófilo foliar é reduzida pelo fechamento estomático, com conseqüente diminuição na taxa de assimilação de dióxido de carbono (JADOSKI et al., 2005). A redução da assimilação de CO<sub>2</sub> foi caracterizada pela diminuição na eficiência de carboxilação nesse mesmo período por todas as cultivares. A redução de poder redutor e moléculas transportadoras de energia pode ser uma das explicações para a queda de tais parâmetros.



**Figura 3:** Taxa transpiratória (E), eficiência do uso da água (EUA) e eficiência de carboxilação (EC) em plantas de portaenxertos de pessegueiro cv. Capdeboscq (A,D e G), Flordaguard (B, E e H) e ameixeira cv. Mirabolano (C, F e I) inoculadas e não inoculadas com nematóide. As barras representam o erro padrão da média de três repetições.

O decréscimo na produção do pessegueiro decorrente do parasitismo de *M. javanica* deve-se, em parte, ao fato de ser uma cultura perene, propiciando condições para o aumento da população do nematoide na área de plantio com o passar dos anos, permitindo a esse patógeno alcançar altos níveis populacionais em todas as fases fenológicas. Quando há irregularidade na precipitação, fato comum na região de plantio de pessegueiros na região sul do RS, podem ocorrer alterações nas relações hídricas e na absorção de nutrientes pela planta. Essas alterações podem ser mais agravantes se o sistema radicular das plantas estiver parasitado por nematóides.

Baseado no exposto, verifica-se que esta pesquisa fornece uma nova perspectiva e informações fisiológicas de plantas de *Prunus* em resposta a nematoides, que poderão ser utilizadas na seleção de portaenxertos resistentes a este parasita das raízes. No entanto, são necessários estudos também a campo,

onde há grande variação de outros fatores que interagem com propriedades fisiológicas da planta, os quais poderão auxiliar a entender ainda mais a respeito da interação pessegueiro-nematóide.

### **CONCLUSÕES**

As cultivares Capdeboscq, Flordaguard e Mirabolano 29-C são suscetíveis, resistentes e imunes, respectivamente, a *M. javanica*

Não houve alteração nas trocas gasosas nas cv. Flordaguard e Mirabolano 29-C por efeito da inoculação das plantas com *M. javanica*.

A redução da atividade fotossintética está relacionada com a diminuição da eficiência de carboxilação, mesmo que as condições impostas pelo estresse não afetem a concentração interna de gás carbônico.

## CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os resultados obtidos no presente trabalho confirmam que a pesquisa e o desenvolvimento de novas ferramentas que avaliem as respostas fisiológicas em portaenxertos são de extrema importância para a cultura do pessegueiro, possibilitando resultados que poderão ser empregados no melhoramento genético da cultura.

Os estudos fisiológicos envolvendo nematóides são escassos na literatura brasileira. Dessa forma, o conhecimento sobre as variações nas trocas gasosas influenciadas por estresses bióticos e abióticos fornecem informações que podem ser empregadas na avaliação de portaenxertos, auxiliando processos de seleção de novos genótipos.

As informações geradas no presente trabalho podem auxiliar em estudos futuros de comportamento fisiológico e melhoramento genético de *Prunus*.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABAD, P.; FAVERY, B.; ROSSO, M. N.; CASTAGNONE-SERENO, P. Root-knot nematode parasitism and host response: molecular basis of a sophisticated interaction. **Molecular Plant Pathology**, v.4, p. 217–224, 2003.

ALMEIDA, A. C.; SOARES, J. V. Comparação entre uso de água em plantações de *Eucalyptus grandis* e floresta ombrófila densa (Mata Atlântica) na costa leste do Brasil. **Revista Árvore**, v.27, n.2, p.159-170, 2003.

ALONSO, A.; QUEIROZ, C. S.; MAGALHÃES, A. C. Chilling stress leads to increased cell membrane rigidity in roots of coffee (*Coffea arabica* L.) seedlings. **Biochimica et Biophysica Acta: BBA. Biomenbranes**, v.1323, n.1, p.75-84, 1997.

ALVES, J. D.; ZANANDREA, I.; DEUNER, S.; GOULART, P. F. P.; SOUZA, K. R. D.; SANTOS, M. S. Antioxidative responses and morpho-anatomical adaptations to waterlogging in *Sesbania virgata*. **Trees**, v.27, p.717-728, 2012.

AMADOR, M. L.; SANCHO, S.; BIELSA, B.; GOMES-APARISI, J.; RUBIO-CUBETAS, M. J. Physiological and biochemical parameters controlling waterlogging stress tolerance in *Prunus* before and after drainage. **Physiologia Plantarum**, v.144, p. 357–368, 2012.

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

ARBONA, V.; HOSSAIN, Z.; CLIMENT, M. F. L.; CADENAS, A. G. Antioxidant enzymatic activity is linked to waterlogging stress tolerance in citrus. **Physiologia Plantarum**, v.132, p.452- 466, 2009.



ASADA, K. The water–water cycle in chloroplasts: scavenging of active oxygens and dissipation of excess photons. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, v.50, p.601-639, 1999.

ATKINSON, C. J.; HARRISON-MURRAY, R. S.; TAYLOR, J. M. Rapid flood-induced stomatal closure accompanies xylem sap transportation of root-derived acetaldehyde and ethanol in *Forsythia*. **Environmental and Experimental Botany**, v.64, n.3, p.196-205, 2008.

BAIDA, F. C.; SANTIAGO, D. C.; TAKAHASHI, L. S. A.; ATHANÁZIO, J. C.; CADIOLI, M. C.; LEVY, R. M. Reação de linhagens de feijão-vagem ao *Meloidogyne javanica* e *M. paranaensis* em casa-de-vegetação. **Acta Scientiarum Agronomy**, v.33, n.2, p.237-241, 2011.

BAILEY-SERRES, J.; VOESENEK, L. A. C. J. Flooding stress: acclimations and genetic diversity. **Annual Review of Plant Biology**, v.59, p.313–339, 2008.

BALDWIN J. G.; NADLER S. A.; ADAMS B. J. Evolution of plant parasitism among nematodes. **Annual Review of Phytopathology**, v.42, p.83–105, 2004.

BIEMELT, S. KEETMAN, U.; ALBRECHT, G. Re-aeration following hypoxia or anoxia leads to activation of the antioxidative defense system in roots of wheat seedlings. **Plant Physiology**, v.116, n.2, p.651-658, 1998.

BOAMFA, E. I.; ERES, A. H.; RAM, P. C.; JACKSON, M. B.; REUSS, J.; HARREN, J. M. Kinetics of ethanol and acetaldehyde release suggest a role for acetaldehyde production in tolerance of rice seedlings to micro-aerobic conditions. **Annals of Botany**, v.96, n.4, p.727-736, 2005.

BRADFORD, M. M. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein binding. **Analytical Biochemistry**, v.72, n.1/2, p.248-254, 1976.

BRUNINI, O.; CARDOSO, M. Efeito do déficit hídrico no solo sobre o comportamento estomático e potencial da água em mudas de seringueira. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.33, n.7, p.1053-1060, 1998.

BUEGE, J. A.; AUST, S. D. Microsomal lipid peroxidation. **Methods in Enzimology**, v.52, p.302-310, 1978.

CARNEIRO, R. M. D. G.; FORTES, J.; ALMEIDA, M. R. A. A. Associação de *Criconemella xenoplax* com a morte precoce do pessegueiro no Rio Grande do Sul. **Nematologia Brasileira**, v.17, p.122-131, 1993.

CARNEIRO, R. M. D. G.; CAMPOS, A. D.; PEREIRA, J. F. M.; RASEIRA, M.C. B. Avaliação de portaenxerto de *Prunus* quanto à suscetibilidade ao nematóide anelado e ao conteúdo de enzimas fenol oxidases. **Nematologia Brasileira**, v.22, n.1 p.32-38, 1998.

CASTRO, L. A. S.; MAYER, N. A. Mirabolano 29C: obtenção de porta-enxertos clonais por mergulhia aérea. **Circular técnica 79, Embrapa Pelotas, RS**. Maio, p.1-10, 2009.

CHAVES, M. M. Photosynthesis under drought and salt stress: regulation mechanisms from whole plant to cell. **Annals of Botany**, v.103, p.551-560, 2009.

CLAVERIE, M.; DIRLEWANGER, E.; BOSSELUT, N.; GHELDER, C. V.; VOISIN, R.; KLEINHENTZ, M.; LAFARGUE, B.; ABAD, P.; ROSSO, M. N.; CHALHOUB, B.; ESMENJAUD, D. The Ma Gene for Complete-Spectrum Resistance to *Meloidogyne* Species in *Prunus* Is a TNL with a Huge Repeated C-Terminal Post-LRR Region. **Plant Physiology**, v.156, p.779–792, 2011.

CONFORTO, E. C.; CAVALCANTE, J. R.; PESSOA, J. D. C.; MORENO, R. M. B.; MATTOSO, L. H. C. Variação sazonal das trocas gasosas, turgescência relativa do tronco e produtividade em dois cultivares de seringueira em Votuporanga, SP, Brasil. **Acta Botanica Brasílica**, v.19, n.4, p.733-740, 2005.

D'ARCY-LAMETA, A.; FERRARI-ILIOU, R.; CONTOUR-ANSEL, D.; PHAM-THI, A.T.; ZUILY-FODIL, Y. Isolation and characterization of four ascorbate peroxidase cDNAs responsive to water deficit in cowpea leaves. **Annals of Botany**, v.97, p. 133-140, 2006.

DELIAS, D.; HUTHER, C. M.; ZANANDREA, I. Antioxidant activity in tomato plants cv. Micro-Tom induced to temperature and flooding stress. **Communications in Plant Sciences**, v.2, p.141-143, 2012.

DELIAS, D. S. **Características biométricas, trocas gasosas e atividade do sistema antioxidante de plantas de Eucalipto durante o crescimento inicial.** 2013 - 73f. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, RS.

DEUNER, S.; ALVES, J. D.; FRIES; D. D.; ZANANDREA, I.; LIMA, A. A.; HENRIQUE, P. C.; GOULART, P. F. Peróxido de hidrogênio e ácido ascórbico influenciando a atividade de enzimas antioxidantes de mudas de cafeeiro. **Revista Ceres**, v.55, n.2, p.153-140, 2008.

DEUNER, S.; ALVES, J. D.; ZANANDREA, I.; LIMA, A. A.; GOULART, P. F. P.; SILVEIRA, N. M.; HENRIQUE, P. C.; MESQUITA, A. C. Stomatal behavior and components of the antioxidative system in coffee plants under water stress. **Scientia Agricola**, v.55, n.1, p.77-85, 2011.

DREW, M. C. Oxygen deficiency and root metabolism: injury and acclimatation under hypoxia and anoxia. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, v.48, p.223-250, 1997.

DUTRA, L. F.; SCHWENGBER, J. E., TONIETTO, A.; KERSTEN, E. Enraizamento de estacas de ramos de pessegueiro (*Prunus persica* (L.) Batsch). **Revista Brasileira de Agrociência**, v.5, n.2, p.93-95, 1999.

ENNAHLI, S.; EARL, H. J. Physiological Limitations to Photosynthetic Carbon Assimilation in Cotton under Water Stress. **Crop Science**, v.45, p. 2374-2382, 2005.

FACHINELLO, J. C.; SILVA, C. A. P.; SPERANDIO, C.; RODRIGUES, A. C.; STRELOW, E. Z. Resistência de porta enxertos para pessegueiro e ameixeira aos nematoides causadores de galhas (*Meloidogyne* spp.). **Ciência Rural**, v.30, n.1, p.69-72, 2000.

FACHINELLO, J. C.; TIBOLA, C. S.; VICENZI, M.; PARISOTTO, E.; PICOLOTTO, L.; MATTOS, M. L. T. Produção integrada de pêssegos: três anos de experiência na região de Pelotas-RS. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.25, n.2, p. 256-258, 2003.

FACHINELLO, J. C.; PASA, M. S.; SCHMITZ, J. D.; BETEMPS, D. L. Situação e perspectivas da Fruticultura de Clima Temperado no Brasil. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 33, n. spel. p.109-120, 2011.

FLEXAS, J.; MEDRANO, H. Drought inhibition of photosynthesis in C3 plants: stomatal and non stomatal limitations revisited. **Annals of Botany**, v.89, p.183-189, 2002.

FRAGOSO, R.; LOURENÇO, I. T.; VIANA, A. A. B.; SOUZA, D. S. L.; ANDRADE, R. V.; MEHTA, A.; BRASILEIRO, A. C. M.; PINTO, E. R. C.; FORTES, J. F.; OSÓRIO, V. A. Pêssego Fitossanidade. **Embrapa Informação Tecnológica**. Brasília, p.53, 2003.

FRAGOSO, R. R.; LOURENÇO, I. T.; VIANA, A. A. B.; SOUZA, D. S. L.; ANDRADE, R. V.; MEHTA, A.; BRASILEIRO, A. C. M.; PINTO, E. R. C.; LIMA, L. M.; ROCHA, T. L.; GROSSI-DE-SÁ, M. F. Interação molecular planta-nematoide. **Documentos Embrapa Cerrados**, Planaltina, DF, n.198, p.56, 1997.

GALARÇA, S. P.; FACHINELLO, J. C.; BETEMPS, D. L.; HOFFMANN, A.; MARODIN, G. A. B.; PRETTO, A.; NUNES, F. S.; DIAS, F. P. Crescimento e desenvolvimento de pessegueiros 'Chimarrita' e 'Maciel' sobre diferentes porta-enxertos e locais de cultivo. **Ciência Rural**, v.43, n.2, p.219-224, 2013.

GARCIA, R. D'A. **Qualidade das mudas clonais de dois híbridos de eucalipto em função do manejo hídrico**. 2012 – 75f. Dissertação de Mestrado, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Botucatu – SP.

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

GOMES, C. B. **Doenças causadas por nematoides**. In: FORTES, J. F.; OSÓRIO, V. A. Pêssego: Fitossanidade. Brasília. Embrapa Informação Tecnológica. (Frutas do Brasil) p.23-28, 2003.

HASEEB, A.; SKIVASTAVA, N. K.; PANDEY, R. The influence of *Meloidogyne incognita* on growth, physiology, nutrient concentration and alkaloid yield of *Hyoscyamus niger*. **Nematologia Mediterranea**, v.18, p.127-129, 1990.

HAVIR, E. A.; MCHALE, N. A. Biochemical and developmental characterization of multiple forms of catalase in tobacco leaves. **Plant Physiology**, v.84, n.2, p.450-455, 1987.

HERNÁNDEZ, F.; PINOCHET, J.; MORENO, M. A.; MARTÍNEZ, J. J.; LEGUA, P. Performance of *Prunus* rootstocks for apricot in Mediterranean conditions. **Scientia Horticulturae**, v.124, p.354-359, 2010.

HOSSAIN, Z.; L'ÓPEZ-CLIMENT, M.; ARBONA, V.; P'EREZ-CLEMENT, R.; G'OMEZ-CADENAS, A. Modulation of the antioxidant system in citrus under waterlogging and subsequent drainage. **Journal of Plant Physiology**, v.166, p. 1391–1404, 2009.

HUSSEY, R.S.; BARKER, K. R. **Plant Disease Reporter**, v.57, n.12, p. 1025-1028, 1973.

IBGE. **Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística**. Disponível em <[www.ibge.gov.br/estadosat/temas.php?sigla=rs&tema=lavourapermanente2009](http://www.ibge.gov.br/estadosat/temas.php?sigla=rs&tema=lavourapermanente2009)>acesso em 17 de novembro de 2013.

JALEEL, C. A.; MANIVANNAN, P.; LAKSHMANAN, G. M. A.; GOMATHINAYAGAM, M.; PANNEERSELVAM, R. Alterations in morphological parameters and photosynthetic pigment responses of *Catharanthus roseus* under soil water deficit. *Colloids and Surfaces. Biointerfaces*, v.61, p.298-303, 2008.

JALEEL, C. A.; MANIVANNAN, P.; WAHID, A.; FAROOQ, M.; SOMASUNDARAM, R.; PANNEERSELVAM, R. Drought stress in plants: a review on morphological characterisation. *International Journal of Agriculture and Biology*, v.11, p.100–105, 2009.

JÚNIOR, A. W.; NEVES, L. G.; PESSONI, L. A.; ALEXANDRE, R. S.; BRUCKNER, C. H.; **Melhoramento de Porta-Enxertos**. In: FUNDAMENTOS do Melhoramento de Fruteiras. Viçosa: Ed. da UFV, p.171-195, 2008.

LECOULS, A. C.; RUBIO-CABETAS, M. J.; MINOT, J. C.; VOISIN, R.; BONNET, A.; SALESSES, G.; DIRLEWANGER, E.; ESMENJAUD, D. RAPD and SCARS markers linked to the Ma1 root-knot nematode resistance gene in Myrabolan plum (*Prunus cerasifera* Ehrh.). *Theoretical and Applied Genetics*, v.99, p.328-336, 1999.

LEDBETTER, C. Screening *Prunus* Rootstock for Nematode Resistance. *Scientia Horticulturae*, v.124, n.3, p.354–359, 2009.

LIAO, C. T.; LIN, C. H. Effect of flood stress on morphology and anaerobic metabolism of *Momordia charantia*. *Environmental and Experimental Botany*, v.35, n.1, p.105-113, 1995.

LU, Z-X.; REIGHARD, G. L.; NYCZEPIR, A. P.; BECKMAN, T. G.; RAMMING, D. W. Inheritance of Resistance to Root-knot Nematodes (*Meloidogyne* sp.) in *Prunus* Rootstocks . *HortScience*, v.35, p.1-3, 2000.

MACHADO, A. A.; CONCEIÇÃO, A. R. **WinStat - sistema de análise estatística para Windows. Versão Beta**. Pelotas: Universidade Federal de Pelotas, 2005.

MACHADO, L. R. N.; **Caracterização de descendência híbrida e segregação de marcadores microssatélites em uma população F2 de *Prunus sp.*** 2011. 57f. Dissertação (Mestrado) – Programa de Pós-Graduação em Fisiologia Vegetal. Instituto de Biologia. Universidade Federal de Pelotas.

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

MARCHESE, A.; MALUF, W. R.; GONÇALVES, A. C.; GONÇALVES, R. J. S.; GOMES, L. A. A. Seleção de clones de batata-doce resistentes a *Meloidogyne incognita* raça 1. **Pesquisa agropecuária brasileira**, v.45, n.9, p.997-1004, 2010.

MARTINAZZO, E. G.; PERBONI, A. T.; OLIVEIRA, P. V.; BIANCHI, V. J.; BACARIN, M. A. Atividade fotossintética em plantas de ameixeira submetidas ao déficit hídrico e ao alagamento. **Ciência Rural**, v.43, n.1, p.35-41, 2013.

MASIA, A.; MARANGONI, B.; SANSAVINI, S. Il deperimento dei peschi da asfissia radicale: basi fisiologiche Ed effetti metabolici. **Frutticoltura**, v.9, p.71-75, 1999.

McClure, M. A. *Meloidogyne incognita*: A metabolic sink. **Journal of Nematology**, v.9, p. 88-90, 1977.

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

NAKANO, Y.; ASADA, K. Hydrogen peroxide is scavenged by ascorbate-specific peroxidase in spinach chloroplasts. **Plant and Cell Physiology**, v.22, n.5, p. 867-880, Aug. 1981.

NEILL, S.; DESIKAN, R.; HANCOCK, J. Hydrogen peroxide signaling. **Current Opinion in Plant Biology**, v.5, p.388-395, 2002.

NYCZEPIR, A. P.; BRITO, J. A.; DICKSON, D. W.; BECKMAN, T. G. 2008 Host status of selected peach rootstocks to *Meloidogyne mayaguensis*. **HortScience**, v.43 n.3, p.804-806, 2008.

OOSTENBRINK, M. Major characteristics of the relation between nematodes and plants. **Mendelingen Landbouwhogeschool**, v.66, p.1- 46, 1966.

PASTORI, G. M.; FOYER, C. H. Common components, networks and pathways of cross-tolerance to stress. The central role of “redox” and abscisic acid-mediated controls. **Plant Physiology**, v.129, n.2, p.460-468, 2002.

PAULA, L. A.; BIANCHI, V. J.; GOMES, C. B.; FACHINELLO, J. C. Reação de porta-enxertos de pessegueiro à *Meloidogyne incógnita* **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.33, n.2, p.680-684, 2011(a).

PAULA, L. A.; BIANCHI, V. J.; NOGUEIRA, L. R.; BARRO S, W. S.; FACHINELLO, J.C. Transferabilidade e ligação de marcadores moleculares em uma população de *prunus persica* ('Capdeboscq' x'Flordaguard') **Revista Brasileira Agrociência**, v.17, n.3-4, p.321-325, 2011(b).

PAULA, L. A.; BIANCHI, V. J.; FACHINELLO, J. C. Caracterização molecular e variabilidade genética entre porta-enxertos de pessegueiro com base em marcadores codominantes. **Pesquisa Agropecuária brasileira**, v.47, n.9, p.193-199, 2012.

PENATTI, A. Fruticultura: La scelta dei portainnesti **Scuola Agraria del parco di Monza** v.10, p .1-6, 2005.

PEREIRA, F. M.; MAYER, N. A. **Pessegueiro: Tecnologia para mudas a produção de mudas**. Jaboticabal, Editora: Funep, 55p. 2005.

PIMENTEL, C. **A relação da planta com a água**. Rio de Janeiro, Editora: Edur, 191 p. 2004.



POLLE, A. Dissecting the superoxide dismutase-ascorbate peroxidase- glutathione pathway in chloroplasts by metabolic modeling. Computer simulations as a step towards flux analysis. **Plant Physiology**, v.126, p.445-462, 2004.

PRADO, C. H. B. A.; PASSOS, E. E. M.; MORAES, J. A. P. V. Photosynthesis and water relations of six tall genotypes of *Cocos nucifera* in wet and dry seasons. **South African Journal of Botany**, v.67, p.169-176, 2001.

RAMAKRISHNAN, S.; RAJENDRAN, G. Influence of *Meloidogyne incognita* on yield components and physiological functions of papaya. **Nematologia Mediterranea**, v.26, p.225-228, 1998.

RAMAKRISHNAN, S.; RAJENDRAN, G. Changes induced by *Meloidogyne incognita* and *Rotylenchulus reniformis*, individually and in combination, on physiology, chlorophyll and nutrients content of papaya. **Nematologia Mediterranea**, v.27, p.119-122, 1999.

RASEIRA, M. C. B.; QUEZADA, A. C. **Pêssego: Produção. Embrapa Clima Temperado-Pelotas-RS**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 164p. 2003.

RODRIGUES, H. J. B.; COSTA, R. F.; RIBEIRO, J. B. M.; FILHO, J. D. C. S.; RUIVO, M. L. P.; JÚNIOR, J. A. Variabilidade sazonal da condutância estomática em um ecossistema de manguezal amazônico e suas relações com variáveis meteorológicas. **Revista Brasileira de Meteorologia**, v.26, n.2, p.189-196, 2011.

ROGALSKI, M.; MORAES, L. K. A.; FELISBINO, C.; CRESTANI, L.; GUERRA, M. P.; SILVA, A. L. Aclimatização de porta-enxertos de *prunus sp.* micropropagados. **Revista Brasileira Fruticultura**, v.25, n.2, p.279-281, 2003.

ROSA, J. M. O.; WESTERICH, J. N.; WILCKEN, S. R. S. Reprodução de *Meloidogyne javanica* em olerícolas e em plantas utilizadas na adubação verde. **Tropical Plant Pathology**, v.38, n.2, p.133-141, 2013.

ROSSI, C. E. ; FERRAZ, L. C. C. B.; MONTALDI, P. T. Resistência de frutíferas de clima subtropical e temperado a *Meloidogyne incognita* raça 2 e *M. javanica*. **Arquivos do Instituto Biológico**, v.69, n.2, p.43-49, 2002.

SALESSES, G.; DIRLEWANGER, E.; BONNET, A.; LECOULS, A.; ESMENJAUD, D. Interspecific hybridization and rootstock breeding in peach. **Acta Horticulturae**, v.465, p.209-217, 1998.

SANTOS, A. V. GOMES, C. B. Reação de Cultivares de Mamona a *Meloidogyne* spp. e Efeito dos Exsudatos Radiculares sobre *Meloidogyne enterolobii* e *M. graminicola*. **Nematologia Brasileira**, v.35, n.1-2, p.1-9, 2011.

SCHACHTMAN, D.; GOODGER, J. Q. Chemical root to shoot signaling under drought. **Trends Plant Science**, v.13, n.6, p.281-287, 2008.

SACHS, S.; NUNES, E. C.; NAKASU, B. H. **Pêssego - cultivares para conserva**. Cultivar Técnico nº 93. Pelotas: Embrapa Clima Temperado. 16p. 1974.

SHAO, H. B.; CHU, L.Y.; JALEEL, C. A.; ZHAO, C. X. 2008. Water-deficit stress-induced anatomical changes in higher plants. **Comptes Rendus Biologies**, v.331, p.215–225, 2008.

SHERMAN, W. B.; LYRENE, P. M.; SHARPE, R. H. Flordaguard Peach Rootstock. **HortScience**, v.26, p.427,1991.

SHMITZ, J. D.; BIANCHI, V. J.; PASA, M. S.; SOUZA, A. L. K.; FACHINELLO, J. C. Vigor e produtividade do pessegueiro 'Chimarrita' sobre diferentes porta-enxertos. **Revista Brasileira de Agrociência**, v.18, n.1-4, p.1-10, 2012.

SMIRNOFF, N. Ascorbic acid: metabolism and functions of a multi-facetted molecule. **Current Opinion in Plant Biology**, v.3, p.229-235, 2000.

SOFO, A.; TUZIO, A. C.; DICHIO, B.; XILOYANNIS, C. Influence of water deficit and rewatering on the components of the ascorbate–glutathione cycle in four interspecific *Prunus* hybrids. **Plant Science**, v.169, p.403–412, 2005.

SOMAVILLA, L.; GOMES, C. B.; ANTUNES, L. E. C.; OLIVEIRA, R. P.; CARNEIRO, R. M. D. G. Reação de Diferentes Frutíferas a *Meloidogyne ethiopica*. **Nematologia Brasileira**, v.3, n.33, p.252-255, 2009.

STRAJNAR, P.; SIRCA, S.; UREK, G.; SIRCELJ, H.; ZELEZNIK, P.; VODNIK, D. Effect os *Meloidogyne ethiopica* parasitismo on water management and physiological stress in tomato. **European Journal of Plant Pathology**, v.132, p.49-57, 2012.

TAHERY, Y. Effect of root knot nematode (*Meloidogyne incognita*) on water responses of kenaf (*Hibiscus cannabinus* L.) **Scholars Research Library**, n.3, v.1, p.291-299, 2012(a).

TAHERY, Y. Measurement of gas exchange characteristics and stomatal conductance of *Hibiscus cannabinus* infected with *Meloidogyne incognita* **Scholars Research Library**, n.3, v.1, p.280-290, 2012(b).

TAYLOR, A. L.; SASSER, J. N. **Biology, identification and control of root-knot nematodes (Meloidigyne species)**. Raleigh: North Carolina State University, 111p., 1978.

TIBURCIO, A. F.; WOLLENWEBER, B.; ZILBERSTEIN, A.; KONCZ, C. Abiotic stress tolerance. **Plant Science**, v.182, p.1-2, 2012.

VELIKOVA, V.; YORDANOV, I.; EDREVA, A. Oxidative stress and some antioxidant systems in acid rain-treated bean plants: protective role of exogenous polyamines. **Plant Science**, v.151, n.1, p.59-66, 2000.

VOESENEK, L. A. C. J.; COLMER, T. D.; PIERIK, R.; MILLENAAR, F. F.; PEETERS, A. J. M. How plants cope with complete submergence. **New Phytologist**, v.170, n.2, p.213-226, 2006.

VRANOVÁ, E.; INZÉ, D.; BREUSEGEM, F. V. Signal transduction during oxidative stress. **Journal of Experimental Botany**, v.53, n.372, p.1227-1236, 2002.

XILOYANNIS, C.; DICHIO, B.; TUZIO, A. C.; KLEINHENTZ, M.; SALESSES, G.; APARISI, J. G.; CABETAS, M. J. R.; ESMENJAUD, D. Characterization and Selection of *Prunus* Rootstocks Resistant to Abiotic Stresses: Waterlogging, Drought and Iron Chlorosis. **Acta Horticulturae**, v.732, p.247-251, 2007.

ZANANDREA, I.; ALVES, J. D.; DEUNER, S.; GOULART, P. F. P.; HENRIQUE, P. C.; SILVEIRA, N. M. Tolerance of *Sesbania virgata* plants to flooding. **Australian Journal of Botany**, v.57, p.661-669, 2010.

ZANELLA, C. S.; GAVASSONI, W. L.; BACCHI, L. M. A.; CARVALHO, F. C. Resistência de cultivares de algodoeiro ao nematóide das galhas. **Acta Scientiarum Agronomy**, v.4, n.27, p.655-659, 2005.