

JULIANA CRISTINA VIECCELLI

**INTENSIDADE DA MURCHA-DE-CERATOCYSTIS EM MANGUEIRA
SUBMETIDA A DIFERENTES NÍVEIS DE SALINIDADE**

Tese apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia, para obtenção do título de *Doctor Scientiae*.

VIÇOSA
MINAS GERAIS – BRASIL
2014

**Ficha catalográfica preparada pela Biblioteca Central da
Universidade Federal de Viçosa - Câmpus Viçosa**

T

V656i
2014 Vieccelli, Juliana Cristina, 1969-
 Intensidade da Murcha-de-Ceratocystis em mangueira
 submetida a diferentes níveis de salinidade / Juliana
 Cristina Vieccelli. - Viçosa, MG, 2014.
 x, 102f. : il. (algumas color.) ; 29 cm.

Inclui apêndice.

Orientador : Dalmo Lopes de Siqueira.

Tese (doutorado) - Universidade Federal de Viçosa.

Referências bibliográficas: f.68-80.

1. Manga - Doenças e pragas. 2. Murcha-de-Ceratocystis. 3. Plantas - Efeitos do sal. 4. Salinidade. 5. Plantas - Nutrição. I. Universidade Federal de Viçosa. Departamento de Fitotecnia. Programa de Pós-graduação em Fitotecnia. II. Título.

CDD 22. ed. 634.44

JULIANA CRISTINA VIECCELLI

**INTENSIDADE DA MURCHA-DE-CERATOCYSTIS EM MANGUEIRA
SUBMETIDA A DIFERENTES NÍVEIS DE SALINIDADE**

Tese apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia, para obtenção do título de *Doctor Scientiae*.

APROVADA: 22 de setembro de 2014.

Paulo Roberto Cecon
(Coorientador)

Fabício de Ávila Rodrigues
(Coorientador)

Lúcio Flavo Lopes Vasconcelos

Trazilbo José de Paula Junior

Dalmo Lopes de Siqueira
(Orientador)

À minha filha Mariana, que é a minha luz e a minha força, o meu esteio e a minha coragem para nunca desistir.

A você, filha, que soube entender as minhas ausências e falhas que, com certeza, não foram maiores do que é o meu imenso e incondicional amor por você, dedico.

E ao meu Anjo da Guarda, que, por amor, jamais desistiu de mim...

“Ainda que eu falasse as línguas dos homens e dos Anjos, e não tivesse Amor, seria como o metal que soa ou como o sino que tine.

E ainda que tivesse o dom da profecia, e conhecesse todos os mistérios e toda a ciência, e ainda que tivesse toda a fé, de maneira tal que transportasse os montes, e não tivesse Amor, nada seria.

(...) O Amor é paciente, é benigno; o Amor não é invejoso, não trata com leviandade, não se ensoberbece, não se porta com indecência, não busca os seus interesses, não se irrita, não suspeita mal, não folga com a injustiça, mas folga com a verdade. Tudo tolera, tudo crê, tudo espera, tudo suporta. O Amor nunca falha (...).”

Parte da Primeira Epístola de São Paulo aos Coríntios

AGRADECIMENTOS

A Deus.

À minha mãe Catharina Ercy e às minhas irmãs e sobrinhos, por existirem.

Ao meu Orientador, Professor Dalmo Lopes de Siqueira, por todas as oportunidades, pela orientação, pelos ensinamentos e pela confiança.

Aos meus coorientadores Professores Luiz Carlos Chamhum Salomão, Paulo Roberto Cecon e Fabrício de Ávila Rodrigues, pelo apoio e pelos ensinamentos.

À equipe do Laboratório de Interação Planta-Patógeno, em especial à Wilka e ao Leonardo, pelo apoio nos experimentos.

Aos Professores Acelino Couto Alfenas e Raphael Bragança Alves Fernandes, pela colaboração.

À Universidade Federal de Viçosa, pela oportunidade de realização deste treinamento.

À VALE, pela concessão da bolsa.

Aos funcionários do Departamento de Fitotecnia e do Setor de Fruticultura, em especial ao Romário, por, com extrema dedicação, ter-me ajudado na condução dos experimentos.

Aos meus amigos e colegas, por terem tornado mais fáceis e mais alegres os dias de estudo e trabalho, em especial à Lorena, ao Saulo, à Girlaine, ao Robson e à Angélica.

À Rachel e à Roona, por terem tornado mais alegres e mais fáceis os dias da Mariana nas minhas ausências.

A todas as pessoas que, mesmo não estando nomeadas aqui, estiveram presentes, de alguma forma, nesta etapa da minha vida - meu muito obrigada.

SUMÁRIO

	Página
RESUMO	vii
ABSTRACT.....	ix
1. INTRODUÇÃO	1
2. REVISÃO DE LITERATURA.....	3
2.1. Murcha-de-ceratocystis	3
2.1.1. Agente causal	3
2.1.2. Caracterização da doença.....	4
2.2. Estresse salino	6
2.2.1. Alterações fisiológicas, morfológicas, anatômicas e nutricionais em plantas submetidas a estresse salino	7
2.2.1.1. Alterações fisiológicas	7
2.2.1.2. Alterações morfológicas.....	10
2.2.1.3. Alterações anatômicas.....	10
2.2.1.4. Alterações nutricionais.....	11
2.3. Estresses abióticos e doenças em plantas.....	11
3. MATERIAL E MÉTODOS	14
3.1. Instalação e condução dos experimentos	14
4. AVALIAÇÕES	19
4.1. Tamanho das lesões.....	19

	Página
4.2. Teores de nutrientes	21
4.3. Características fisiológicas.....	21
4.3.1. Potencial hídrico foliar.....	21
4.3.2. Trocas gasosas.....	22
4.3.3. Fluorescência da clorofila <i>a</i>	22
5. ANÁLISES ESTATÍSTICAS	23
6. RESULTADOS	24
6.1. Comprimento das lesões	24
6.2. Sintomas visuais de salinidade e de murcha-de-ceratocystis.....	27
6.3. Teores de nutrientes	29
6.3.1. Nitrogênio total (N).....	29
6.3.2. Fósforo (P)	30
6.3.3. Potássio (K^+)	32
6.3.4. Cálcio (Ca^{2+})	34
6.3.5. Magnésio (Mg^{2+}).....	34
6.3.6. Sódio (Na^+).....	37
6.3.7. Cloro (Cl^-)	38
6.4. Avaliação das características fisiológicas	40
6.4.1. Potencial hídrico foliar (Ψ_w)	40
6.4.2. Trocas gasosas.....	42
6.4.2.1. Fotossíntese líquida (<i>A</i>).....	42
6.4.2.2. Concentração interna de CO_2 (C_i/C_a)	42
6.4.2.3. Condutância estomática (g_s).....	45
6.4.2.4. Taxa transpiratória (<i>E</i>)	46
6.5. Fluorescência da clorofila <i>a</i>	48
6.5.1. Estado Adaptado ao Escuro (EAE).....	48
6.5.1.1. Fluorescência inicial (F_0)	48
6.5.1.2. Fluorescência máxima (F_m)	49
6.5.1.3. Fluorescência variável (F_v)	50
6.5.1.4. Rendimento quântico potencial (F_v/F_m).....	52
6.5.2. Estado Adaptado à Luz (EAL).....	53
6.5.2.1. Eficiência do fotossistema II (ϕ PSII)	53

	Página
6.5.2.2. Taxa de Transporte de Elétrons (<i>ETR</i>).....	54
7. DISCUSSÃO	56
8. CONCLUSÕES	67
9. REFERÊNCIAS	68
APÊNDICE	81
APÊNDICE A	82

RESUMO

VIECCELLI, Juliana Cristina, D. Sc., Universidade Federal de Viçosa, setembro de 2014. **Intensidade da murcha-de-ceratocystis em mangueira submetida a diferentes níveis de salinidade.** Orientador: Dalmo Lopes de Siqueira. Coorientadores: Luiz Carlos Chamhum Salomão, Fabrício de Ávila Rodrigues e Paulo Roberto Cecon.

Este trabalho teve como objetivo avaliar a intensidade da murcha-de-ceratocystis em mangueiras submetidas a diferentes níveis de salinidade, em três variedades consideradas resistentes à doença. Plantas das variedades Tommy Atkins, Dura e Ubá foram cultivadas em vasos com 20 L de areia lavada e submetidas à irrigação diária com 3 L de Solução de Hoagland modificada. Após o período de aclimação ao sistema hidropônico, foi adicionado NaCl à solução nutritiva. Aos 50 dias depois de submetidas ao estresse salino, as plantas das três variedades foram inoculadas. As avaliações foram feitas no 1^o, 14^o, 28^o e 42^o dias após a inoculação. Foram avaliadas a incidência e a evolução dos sintomas do fungo *Ceratocystis* nas plantas, trocas gasosas, fluorescência da clorofila e teores de macronutrientes nas folhas e ramos da variedade Tommy Atkins e nas folhas, ramos e raízes das variedades Tommy Atkins, Ubá e Dura. O experimento foi realizado em arranjo fatorial (4 x 2), no delineamento em blocos ao acaso, sendo quatro concentrações de sal (0, 30, 60 e 90 mmol L⁻¹ NaCl) e plantas inoculadas e não inoculadas com o fungo *Ceratocystis fimbriata* Ellis & Halst., isolado CEBS15, em cinco repetições, sendo cada parcela formada

por um vaso com uma planta por vaso. Para análise dos dados, utilizou-se a estatística descritiva. Das três variedades, a Ubá foi a que apresentou menor comprimento de lesão no caule das plantas, seguida das variedades Tommy Atkins e Dura. Observou-se, nas plantas das três variedades estudadas e em todos os níveis de salinidade, que houve incidência da doença com diferentes níveis de severidade. Os sintomas da murcha-de-ceratocystis nos ramos e hastes ocorreram em todos os níveis de salinidade, mas, de modo geral, não houve tendência clara da evolução dos sintomas em razão dos níveis de salinidade testados. Quanto aos teores de nutrientes, observaram-se, de maneira geral, as mesmas tendências entre plantas inoculadas e não inoculadas, mas não foi possível verificar padrão definido de aumento ou diminuição em razão das concentrações salinas e da inoculação. Não houve diferença, entre plantas inoculadas e não inoculadas, nas trocas gasosas, potencial hídrico e eficiência fotoquímica do fotossistema II, independentemente da concentração de NaCl utilizada. A variedade Ubá foi a mais resistente ao fungo *C. fimbriata* e a ‘Tommy Atkins’, a mais sensível à salinidade, seguida pela ‘Dura’ e ‘Ubá’, esta a menos sensível à salinidade.

ABSTRACT

VIECCELLI, Juliana Cristina, D. Sc., Universidade Federal de Viçosa, September, 2014. **Intensity of ceratocystis-wiltin mango tree under different levels of salinity.** Adviser: Dalmo Lopes de Siqueira. Co-Advisers: Luiz Carlos Chamhum Salomão, Fabrício de Ávila Rodrigues and Paulo Roberto Cecon.

This study aimed to assess the intensity of ceratocystis-wiltin mango trees under different levels of salinity in three mango tree varieties considered resistant to the disease. Plants of Tommy Atkins, Dura and Ubá were grown in vases with 20 L of washed sand and submitted to daily irrigation with 3 L of modified Hoagland solution. After the acclimation period of the hydroponic system, NaCl was added to the nutrient solution. 50 days after being submitted to salt stress, plants of the three varieties were inoculated. The assessments were performed 1, 14, 28 and 42 days after inoculation. We evaluated the incidence and progression of the symptoms of the *Ceratocystis* fungus in plants, gas exchange, chlorophyll fluorescence, and macronutrient content in leaves and branches of the Tommy Atkins variety and leaves, branches and roots of the Tommy Atkins, Ubá and Dura varieties. The experiment was performed in a factorial arrangement (4 x 2), randomized block design, four salt concentrations (0, 30, 60 and 90 mmol L⁻¹NaCl) and inoculated and not inoculated plants with the fungus *Ceratocystis fimbriata* Ellis & Halst., isolated CEBS15, in five repetitions, each plot being formed by a vase with one plant per vase. For data analysis, we used descriptive statistics. Of the three varieties, Ubá

showed the smallest lesion length in the stems of the plants, followed by Tommy Atkins and Dura. It was observed in the three studied varieties of plants and at all levels of salinity that there was incidence of the disease with different levels of severity. The symptoms of ceratocystis-wilt in the branches and stems occurred in all salinity levels, but, in general, there was no clear trend in the evolution of symptoms due to the tested salinity levels. As for the nutrient contents, there were, in general, the same trends between inoculated and not inoculated plants, but it was not possible to verify a defined standard of increase or decrease due to the salt concentrations and inoculation. There was no difference between inoculated and not inoculated plants, gas exchange, water potential and photochemical efficiency of photosystem II, regardless of the NaCl concentration used. The Ubá variety was the most resistant to the fungus *C. fimbriata* and 'Tommy Atkins' was the most sensitive to salinity, followed by 'Dura' and 'Ubá', the last one being the less sensitive to salinity.

1. INTRODUÇÃO

A mangueira (*Mangifera indica* L.) é, sem dúvida, a espécie mais importante da família *Anacardiaceae*, sendo distribuída no mundo entre 33° de latitude Sul e 36° de latitude Norte (SAÚCO, 2009). É, também, a fruteira tropical mais cultivada nos trópicos e subtropicais, particularmente na Ásia (MUKHERJEE; LITZ, 2009).

Em 2012, a produção mundial de mangas foi superior a 35 milhões de toneladas, com a produção brasileira situada em torno de 1.250.000 toneladas (AGRIANUAL, 2013). O Produto Interno Bruto (PIB) do agronegócio do polo Petrolina-Juazeiro vem obtendo destaque no cenário nacional em razão, principalmente, da produção de manga irrigada no Vale do São Francisco, que corresponde a cerca de 80% das exportações nacionais e tem área plantada de 39 mil hectares, sendo 28 mil na Bahia e 11 mil em Pernambuco (KIST, 2012). Souza et al. (2002) salientaram que, apesar de sua origem asiática, a manga apresenta amplas condições de cultivo em todo o território brasileiro.

A cultura da mangueira pode, todavia, ser afetada por estresses bióticos ou abióticos, que, se ocorrerem concomitantemente, podem potencializar os danos. Com relação aos estresses bióticos, a mangueira é afetada por várias doenças de importância econômica, entre as quais se destaca a murcha-de-ceratocystis (VAN WYK et al., 2011), que provoca a morte de plantas em diversos estados brasileiros (ROSSETTO; RIBEIRO, 1990). Segundo Oliveira (2013), atualmente, no Brasil, o fungo *Ceratocystis fimbriata* Ellis & Halst. ocorre nos Estados de São Paulo, Rio de

Janeiro, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais, Distrito Federal, Bahia, Pernambuco, Paraíba, Alagoas e Ceará.

Quanto aos estresses abióticos, a mangueira é uma planta sensível à salinidade (ZUAZO et al., 2003) e, assim, pode ser afetada pelo excesso de sais no solo. A salinização dos solos é um sério problema no mundo inteiro e tem crescido substancialmente, causando perdas na produtividade das culturas (SAIRAM; TYAGI, 2004). Aproximadamente, 30 milhões de hectares do planeta são afetados por sais, e de 0,25 a 0,5 milhão de hectares de área produtiva é perdido a cada ano em razão da salinização do solo.

No Nordeste brasileiro, importante polo de produção de mangas, os solos afetados por sais ocupam uma área de mais de nove milhões de hectares (WILLADINO; CÂMARA, 2010). A salinização dos solos também é um problema em outras regiões do mundo, como no Oriente Médio, onde a retirada excessiva de água dos aquíferos subterrâneos provoca a intrusão da salinidade do oceano, que contamina a água do subsolo (LEITE, 2003).

Segundo Rhoades e Loveday (1990), a maioria das espécies frutíferas cultivadas é classificada como sensível à salinidade. Lesões provocadas pelo Na^+ em concentrações inferiores a 5 mmol/L na solução do solo também são comuns em outras plantas frutíferas como abacateiro (*Persea americana* Mill), em citros (*Citrus* spp.) e em fruteiras de caroço (*Prunus* spp.) (MAAS, 1983).

Estresses ambientais podem afetar a reação de plantas a patógenos (MURTA, 2013), ou seja, apesar de a resistência da planta ser determinada geneticamente, estresses ambientais contribuem para a manifestação dos sintomas. Uma planta, sob qualquer tipo de estresse, é mais suscetível ao ataque de pragas e de doenças, pois sua resistência é alterada devido às mudanças de caminhos metabólicos que afetam a produção de barreiras mecânicas, fisiológicas ou compostos inibitórios, que dificultariam a inibição da germinação, crescimento, penetração ou atividade enzimática do patógeno (RESENDE et al., 2006).

Ainda que não existam relatos na literatura que correlacionem maior frequência ou intensidade da ocorrência da murcha-de-ceratocystis com níveis elevados de salinidade no solo em variedades comerciais de manga, é possível que isso ocorra.

Assim, o objetivo deste trabalho foi verificar a intensidade da murcha-de-ceratocystis em variedades de mangueira consideradas resistentes, submetidas a diferentes níveis de salinidade.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. Murcha-de-ceratocystis

2.1.1. Agente causal

A cultura da mangueira pode ser afetada por muitas doenças que podem causar perdas significativas na produção, como a murcha causada por *C. fimbriata*, que é apontada como fator limitante para o cultivo da mangueira nas áreas onde ocorre, tanto no Brasil quanto em outros países onde a mangicultura é importante.

No Brasil, a murcha-de-ceratocystis foi observada pela primeira vez na década de 1930 por Carvalho (1938), no Estado de Pernambuco, e relatada em São Paulo, na década de 1960, por Viégas (1960), e seu agente causal foi identificado como o fungo *C. fimbriata* (RIBEIRO, 1980).

Além de ocorrer no Brasil, a murcha-de-ceratocystis também é encontrada em outros países do mundo. No Paquistão, Malik et al. (2005), estudando amostras de tecidos vegetais da mangueira da variedade Chaunsa, confirmaram a presença de *C. fimbriata* em 100% dos tecidos das plantas doentes.

Al-Subhi et al. (2006) relataram que, em 1999, surgiu no Sultanato de Oman uma doença grave, que resultou no declínio das mangueiras. A causa desse declínio já havia sido associada, por Al-Adawi (2003), aos fungos *C. fimbriata* e *Lasiodiplodia theobromae* Pat. Griffon & Maublanc. Mais tarde, Al-Sadi et al. (2010) afirmaram que a doença estaria associada também ao fungo *Ceratocystis Omanensis*, além do fungo *L. theobromae*, ambos encontrados em plantas doentes.

Massod e Saeed (2012) relataram que no Brasil, no Sultanato de Oman e no Paquistão, foram isoladas várias espécies de fungos que causariam a morte das mangueiras, entre os quais *C. fimbriata*, *C. omanenis* e *L. theobromae*. No Brasil, Ferreira (2009) suspeitou de que algumas populações de *C. fimbriata* fossem espécies crípticas, hospedeiras especializadas, e, com base em análises genéticas e de fertilidade, concluiu que as populações brasileiras de *C. fimbriata* pertenciam a uma única espécie biológica.

Cunha et al. (2000) definiram que a broca-da-mangueira, *Hypocryphalus mangiferae* (Coleoptera : Scolytinae) Stebbing, é o principal vetor de *C. fimbriata* no Brasil. Essa broca é um inseto específico da mangueira, nativo de vários países do Sul da Ásia, como Índia, Malásia e Indonésia e que, em Oman, foi inicialmente associado por Al-Adawi et al. (2003) como agente transmissor do fungo causador da murcha-de-ceratocystis. Van Wyk et al. (2011) relataram duas novas espécies de *Ceratocystis*: *Ceratocystis mangicola* sp. nov. e *Ceratocystis mangivora* sp. nov., afirmando que essas espécies de fungo estariam associadas à broca *H. mangiferae* em Oman e no Paquistão.

Mais recentemente, Oliveira (2013), após analisar amostras representativas de vários isolados de *C. fimbriata*, obtidos de mangueiras localizadas em diversas regiões do Brasil, e também isolados obtidos em outros hospedeiros, incluindo a estirpe da batata-doce, concluiu que todas pertencem a uma única espécie biológica que é a *C. fimbriata*., inclusive as espécies *C. mangicola* e *C. mangivora*.

2.1.2. Caracterização da doença

Segundo Galli et al. (2011), fungos do gênero *Ceratocystis* são fungos de solo que podem matar mangueiras ao infectar o sistema radicular, existindo dois tipos de murcha-de-ceratocystis com sintomas típicos e distintos: a seca das raízes e a seca da copa.

A seca das raízes é causada pela infecção do sistema radicular pelo fungo e passa despercebida inicialmente. Em estágio avançado, a doença inibe a brotação, provocando murcha e queda das folhas, e termina por causar a morte completa da árvore em poucos meses. Nessas condições, se o tronco da árvore próximo ao solo for descascado, percebe-se uma coloração marrom típica de tecido necrosado,

contrastando com a coloração amarelada dos tecidos sadios, em regiões mais altas no tronco da árvore (RIBEIRO, 1997).

Na copa, os sintomas iniciam-se pelos ramos finos e progridem em direção ao tronco, matando a árvore lentamente. A única medida de controle recomendada é o corte do galho abaixo da região infectada, seguida de sua queima, salientando que esse controle só terá sucesso quando o sistema radicular da planta estiver sadio (RIBEIRO, 1997).

Segundo Ferreira et al. (2006), o fungo *C. fimbriata* é um patógeno típico de xilema, cujo sintoma pode ser constatado nas secções transversais de órgãos lenhosos, na forma de estrias radiais escuras, da medula para o exterior do lenho, ou da periferia do lenho para a medula, ou descoloração (mancha escura), do tipo cunha, em geral da periferia para a medula. Entretanto, Araújo et al. (2014) observaram que o fungo *C. fimbriata*, além do xilema, coloniza também células do parênquima cortical nos tecidos do caule das variedades suscetíveis Espada, Haden e Palmer.

O avanço do patógeno no sentido ascendente dos ramos de mangueiras infectadas é muito rápido, observando-se gradativo aumento de adensamento das estrias radiais escuras nas secções, no sentido base-ápice (FERREIRA; MILANI, 2002).

Ressalta-se que o progresso ascendente do patógeno, via parênquima medular, é favorecido pelo fato de esse tecido ser o primeiro a morrer naturalmente no lenho. Quando o adensamento das estrias radiais escuras toma toda a circunferência interna do lenho das raízes ou do colo, ocorre a inativação de xilema e a árvore morre. Se a inativação de xilema acontecer em altura elevada da haste principal, têm-se a murcha e a subsequente morte do segmento terminal, havendo, por isso, alteração do balanço hormonal, resultando na emissão de brotações adventícias em setores medianos e basais do tronco (FERREIRA et al., 2006).

O patógeno coloniza os vasos e produz estruturas reprodutivas que são distribuídas por toda a planta, através do fluxo da seiva bruta. Com a evolução da doença, ocorre o bloqueio dos vasos em razão do acúmulo de gomas, tiloses, polissacarídeos e estruturas do fungo, ocasionando a murcha, seca e morte dos ramos ou de toda a planta (AL-SADI et al., 2010; AMORIM et al., 2011).

Com o bloqueio dos vasos, a planta manifesta sintomas que se assemelham ao sintoma de estresse hídrico, geralmente aumentando a resistência difusiva ao vapor de água, mediante o fechamento dos estômatos, o que reduz a transpiração e,

consequentemente, o suprimento de CO₂ para a fotossíntese (NOGUEIRA; SANTOS, 2000). Segundo Riley (2010), independentemente dos detalhes do processo da doença, normalmente o efeito geral do ataque de fitopatógenos que interfere no potencial fotossintético é a menor produção de carboidratos.

Araújo et al. (2014), por meio de microscopia de luz, estudaram a colonização de tecidos do caule de cultivares de manga moderadamente resistentes ('Tommy Atkins') e resistentes ('Ubá') a *C. fimbriata*. Observaram que a maioria das células do parênquima, colonizadas por hifas fúngicas de dois isolados de *C. fimbriata*, reagiu fortemente à invasão de fungos por deposição de um material granular amorfo, e, nessas células, as hifas frequentemente apareceram como estruturas vazias ou eram finas e fracas. Além disso, observaram que o xilema dos tecidos do caule de plantas dos cultivares resistentes estavam livres de oclusões ou foram tomadas por tiloses, indicando a presença de compostos fenólicos.

A variabilidade genética dos fungos do gênero *Ceratocystis* spp. faz que cultivares resistentes a um isolado do fungo sejam suscetíveis a outros (RIBEIRO et al., 1986a). Além disso, segundo Araújo et al. (2014), as variedades de mangueira respondem, de forma diferente, à infecção de *C. fimbriata*, em nível celular, de acordo com seu nível basal de resistência

A resistência do hospedeiro ainda é a estratégia mais comum para controlar a murcha-de-ceratocystis, principalmente por não existirem fungicidas registrados para o controle da doença no Brasil e porque a variabilidade genética da mangueira para resistência é considerada boa (RIBEIRO et al., 1986b; RIBEIRO et al., 1995; RIBEIRO, 2005).

2.2. Estresse salino

O estresse salino desencadeia uma série de alterações nas plantas, a exemplo da absorção de água, de nutrientes e da permeabilidade das membranas. Essas alterações, por sua vez, refletem no balanço hídrico e nutricional da planta e provocam mudanças no metabolismo, no balanço hormonal, nas trocas gasosas e na produção de espécies reativas de oxigênio (PRISCO; GOMES FILHO, 2010; RILEY, 2010; ARAGÃO et al., 2010).

De modo geral, a salinidade é uma das formas de estresse ambiental que afetam o desenvolvimento das plantas, uma vez que inibe o crescimento por efeito

osmótico, restringindo a disponibilidade de água, por toxicidade e, ou, por desordem nutricional, bem como induzindo modificações morfológicas, estruturais e metabólicas. O grau com que cada componente do estresse salino influencia o crescimento das plantas é dependente de muitos fatores, destacando-se, entre eles, a espécie vegetal, o cultivar, o estágio fenológico, a composição salina do meio, as condições edafoclimáticas (SHANNON, 1997), a duração do estresse e o manejo de irrigação (RHOADES et al., 2000).

Segundo Hasegawa et al. (2000), as respostas das plantas ao estresse salino são complexas e de difícil compreensão por envolverem vários genes e diversos mecanismos fisiológicos e bioquímicos.

Todas essas mudanças comprometem a expansão e divisão das células, o crescimento vegetativo e reprodutivo e a aceleração da senescência das folhas, que resultam na eventual morte da planta (PRISCO; GOMES FILHO, 2010; RILEY, 2010; ARAGÃO et al., 2010).

2.2.1. Alterações fisiológicas, morfológicas, anatômicas e nutricionais em plantas submetidas a estresse salino

2.2.1.1. Alterações fisiológicas

Submetida a estresse salino, a mangueira apresenta diversas alterações nos processos fisiológicos (MIRISOLA FILHO, 2003).

Como a célula é separada do ambiente pela sua membrana plasmática, o estresse é percebido inicialmente pela interação de um elemento extracelular com uma proteína da membrana celular. Esse elemento extracelular é denominado “ligante” ou “eliciador”, e a proteína da membrana é chamada de “receptor”. Vários estresses bióticos e abióticos servem como eliciadores para a célula vegetal (MAHAJAN; TUTEJA, 2005).

Segundo Neves et al. (2008), plantas de uma mesma espécie podem se comportar de forma variada em relação à tolerância à salinidade, sendo possível haver variações entre genótipos nos quais os efeitos podem variar, inclusive, entre as fases de desenvolvimento.

Em *Bruguiera parviflora*, uma espécie de manguezal adaptada às condições salobras, os prejuízos causados na epiderme, mesófilo e espaços intercelulares,

devido à presença de NaCl, são significativamente menores (PARIDA et al., 2004). No entanto, Agastian et al. (2000), estudando os efeitos da salinidade nessa mesma espécie, observaram redução significativa nos conteúdos de clorofila *a*, *b* e carotenoides nas folhas, mesmo sendo espécie adaptada às condições salinas.

Khavarinejad e Chaparzadeh (1998) relataram que, sob estresse salino, há aumento na respiração e concentração de carbono interno, e Reddy et al. (1992) descreveram a salinidade como inibidora do transporte de elétrons utilizados na fotossíntese e na atividade de enzimas do ciclo de Calvin.

Os principais sintomas fisiológicos da salinidade nas plantas são a redução da taxa fotossintética, epinastia, transpiração e respiração excessiva. Em geral, também ocorre diminuição da assimilação de CO₂, da condutância estomática e da transpiração, devido ao estresse provocado pelo excesso de íons (GULZAR et al., 2003).

Há várias formas de avaliar as mudanças fisiológicas das plantas submetidas a estresses. Uma das formas é através do potencial hídrico. Nesse caso, o que se espera é uma redução do potencial hídrico foliar, que pode estar associado à redução do fluxo transpiratório na planta, ou seja, se a planta perde água a uma taxa superior à sua capacidade de absorção e transporte, o potencial hídrico diminui (COSTA; MARENCO, 2007). Assim, medições do potencial hídrico foliar podem fornecer informações que permitem identificar o estado hídrico em que se encontram as plantas (TATAGIBA et al., 2007), já que para a maioria das espécies o potencial hídrico foliar acompanha as variações diurnas da demanda evaporativa da atmosfera, atingindo valor máximo logo antes do nascer do sol. Nesse momento, as plantas encontram-se com a máxima turgescência possível para dada condição hídrica no solo (KRAMER; BOYER, 1995). Dessa forma, o potencial hídrico da antemanhã é considerado indicativo do estado hídrico das plantas, bem como da quantidade de água disponível no solo (TAIZ; ZEIGER, 2004).

Costa e Marengo (2007) afirmaram que o nível mínimo que o potencial hídrico pode atingir durante os horários de transpiração intensa depende tanto de fatores genéticos quanto de fatores ambientais.

Outra forma de avaliar as mudanças fisiológicas das plantas submetidas a estresse é através das características fotossintéticas, como as trocas gasosas e a fluorescência da clorofila *a*, que são considerados estimadores úteis do

comportamento da atividade do aparelho fotossintético em plantas em condições de estresse, incluindo os causados pela infecção por patógenos (BERGER et al., 2007).

Através dos valores da fluorescência da clorofila *a*, é possível verificar se existe redução no transporte de elétrons pelo fotossistema II (PSII) (BAKER, 2008). Tal redução pode ocorrer devido a danos sofridos pelo fotossistema II, ou pode ser estratégia utilizada pelas plantas, na qual a redução no transporte de elétrons teria a função de criar efeito fotoprotetor, impedindo a foto-oxidação do fotossistema II, embora haja redução na fotossíntese (YORDANOV et al., 2000).

Além dos fatores genéticos, fatores como salinidade afetam o crescimento das plantas, e os seus efeitos têm sido pesquisados usando medições da eficiência máxima do fotossistema II, estimada através da razão entre a fluorescência variável e a máxima (F_v/F_m) (HAVAUX et al., 1988), que expressa o rendimento quântico dos processos fotoquímicos (LAZÁK, 1999), ou seja, a eficiência relativa do fotossistema II na captura de energia luminosa.

A fluorescência inicial (F_0) representa frações de energia absorvidas pelo complexo antena e não transmitidas na cadeia transportadora de elétrons (RASCHER et al., 2000), indicando o potencial no aproveitamento da energia de excitação (BOLHÀR-NORDENKAMPF; ÖQUIST, 1993). Assim, seu valor pode aumentar caso os centros de reação do PSII estejam comprometidos ou se a transferência da energia de excitação da antena para os centros de reação esteja prejudicada (BOLHÀR-NORDENKAMPF et al., 1989), porque o valor de F_0 é alterado por estresses do ambiente que causam alterações estruturais nos pigmentos fotossintéticos do fotossistema II, como temperaturas infraótimas, que decrescem significativamente a F_0 (ADAMS; PERKINS, 1993) ou supraótimas, que também incrementam significativamente seu valor (SMILLIE; NOTT, 1979).

Já a F_m indica a intensidade máxima de fluorescência que ocorre quando praticamente toda a plastoquinona A está reduzida, e os centros de reação são incapazes de aumentar as reações fotoquímicas, atingindo sua capacidade máxima (KRAUSE; WEIS, 1991; BAKER; ROSENQVST, 2004). E outro parâmetro da cinética rápida da fluorescência é denominado fluorescência variável (F_v), que é o incremento da fluorescência a partir de F_0 até F_m (SCHREIBER et al., 1998).

2.2.1.2. Alterações morfológicas

Os sintomas de lesão por excesso de salinidade, que são caracterizados como necroses na ponta, nas margens e, ou, necrose internerval, podem demorar muito tempo para aparecer após a exposição à salinidade. Algumas fruteiras mais sensíveis podem acumular níveis de sódio ou cloreto, ou ambos, ao longo de anos, mesmo se cultivadas em solos classificados como não salinos ou não sódicos (BERNSTEIN, 1975).

O cloreto de sódio é acumulado mais rapidamente nas folhas, causando queimaduras, que ocorrem mais rapidamente quanto maior for a severidade (MAAS et al., 1983). Na maioria das espécies, com o aumento da salinidade, as folhas podem ser danificadas na epiderme, mesófilo e nas células paliádicas (LONGSTRETH; NOBEL, 1979).

Como há pouca evidência de recirculação do Na^+ da parte aérea para as raízes, sugere-se que o seu transporte seja prioritariamente unidirecional, o que resulta em progressivo acúmulo desse íon à medida que as folhas envelhecem. A exposição ao sal na escala de meses provoca contínua morte de folhas, em espécies perenes (TESTER; DAVENPORT, 2003).

2.2.1.3. Alterações anatômicas

Entre as alterações anatômicas que ocorrem nas plantas submetidas a esse tipo de estresse, destaca-se a lignificação das paredes celulares (NEVES, 2009; OURIQUE et al., 2010), que provoca alterações na espessura dos tecidos; presença de estrias de Caspary, que atuam reduzindo o transporte de íons Na^+ pela via apoplástica (CASTRO et al., 2009); armazenamento de cristais de oxalato de cálcio nas células (HUNSCHE et al., 2010); redução no número de células dos feixes vasculares e desorganização na acomodação dessas células (HU et al., 2005; CASTRO et al., 2009).

Hernandez et al. (1999) observaram que plantas tratadas com NaCl também apresentaram alterações nas estruturas dos tilacoides dos cloroplastos, tornando-os desorganizados, havendo redução dos conteúdos de clorofila e carotenoides no mesófilo foliar.

Ainda, segundo Mitsuya et al. (2000), como resposta celular ao estresse causado pelo excesso de sal, ocorre o desenvolvimento de vacúolos e modificações no retículo endoplasmático.

2.2.1.4. Alterações nutricionais

A resposta das plantas à salinidade é um fenômeno complexo, que envolve, desde alterações morfológicas e de crescimento até processos fisiológicos, bioquímicos e nutricionais (CRAMER et al., 1994), exigindo processos adaptativos como absorção, transporte e distribuição de íons nos vários órgãos da planta, bem como sua compartimentalização no interior das células (MUNNS; TERMAAT, 1986). Assim, segundo Storey (1995), o desequilíbrio nutricional também constitui importante componente do estresse salino, causando redução na absorção e transporte de elementos minerais essenciais ao desenvolvimento e crescimento das plantas. Os efeitos sobre a nutrição mineral são decorrentes, sobretudo, da toxicidade dos íons em razão da absorção excessiva de Na^+ e Cl^- e do desequilíbrio nutricional causado pelos distúrbios na absorção ou distribuição dos nutrientes (YAHYA, 1998).

O excesso de sódio e, sobretudo, o excesso de cloro no protoplasma ocasionam distúrbios em relação ao balanço iônico (K^+ e Ca^{2+} em relação ao Na^+), bem como os efeitos específicos desses íons sobre as enzimas e membranas (FLORES, 1990). Assim, quando o conteúdo de NaCl no solo é alto, a absorção de nutrientes minerais, especialmente o NO_3^- , K^+ e Ca^{2+} , é reduzida (LARCHER, 2000).

2.3. Estresses abióticos e doenças em plantas

Os estresses abióticos podem influenciar a intensidade de doenças em plantas. Na literatura, existem vários relatos de que os estresses ambientais afetam a reação de plantas a patógenos, ou seja, apesar de a resistência da planta ser determinada geneticamente, ela pode ser alterada pelo meio ambiente.

Matthew et al. (2010), analisando o impacto do estresse salino sobre a infecção por *Phytophthora* spp. em raízes de tomateiro e de crisântemo em cultivo hidropônico, concluíram que as plantas expostas à salinidade foram menos resistentes à doença.

Oliveira et al. (2013), estudando o fungo *L. theobromae*, característico das regiões tropicais e subtropicais, relacionaram a mudança de sua ocorrência de forma endofítica (colonizando os tecidos internos do vegetal, sem produzir danos), para o processo de infecção, induzido por estresses ambientais. Além disso, Capucho et al. (2012) afirmaram que a interação entre patógeno e hospedeiro também pode afetar vários processos de síntese e utilização de nutrientes, culminando em grande amplitude dos sintomas exibidos pelo hospedeiro.

Ainda não existem relatos que correlacionem maior frequência ou intensidade da ocorrência da murcha-de-ceratocystis com níveis elevados de salinidade no solo em variedades comerciais de manga. Entretanto, é possível que isso ocorra, visto que uma planta que está sob qualquer tipo de estresse é mais suscetível, pois sua resistência pode ser alterada devido às mudanças de caminhos metabólicos que afetam a produção de barreiras mecânicas, fisiológicas ou compostos inibitórios, dificultando a inibição da germinação, crescimento, penetração ou atividade enzimática do patógeno (RESENDE et al., 2006).

Algumas variedades de mangueira são consideradas resistentes à murcha-de-ceratocystis e sensíveis ao estresse salino; outras são consideradas resistentes à murcha-de-ceratocystis, mas não se conhece seu comportamento quanto à salinidade excessiva dos solos.

A variedade Tommy Atkins, por exemplo, além de ser considerada tolerante ao estresse salino (LUCENA, 2009), é considerada resistente à murcha-de-ceratocystis (ROSSETO et al., 1996). Além disso, é uma das variedades de maior importância comercial e o mais cultivado e exportado no país, por ter boa produtividade, boa capacidade de adaptação a diferentes ambientes de cultivo e maior tolerância a certas doenças, como o oídio, a antracnose e a verrugose, apresentando frutos com qualidade razoável e boa conservação pós-colheita (CARVALHO et al., 2004).

A variedade Ubá inicialmente foi considerada resistente ao *C. fimbriata* quando inoculado diretamente na planta, ou quando inoculado por meio da aplicação direta do inóculo no solo (RIBEIRO et al., 1986a). Mas, segundo Galli et al. (2011), foi encontrada no Polo Regional do Centro Leste Paulista/APTA, em Ribeirão Preto, SP, uma árvore de pé-franco da variedade Jasmim (Ubá), morrendo por infecção de *Ceratocystis* sp. nas raízes. O isolado de *Ceratocystis* sp. IAC FITO 4905, obtido dessa árvore, foi patogênico à variedade Jasmim (Ubá) (RIBEIRO et al., 1986b).

A variedade Ubá é considerada sensível ao estresse salino (MIRISOLA FILHO, 2003). É uma variedade importante para a indústria de produção de suco, pois, apesar de apresentar frutos pequenos, produz suco de excelente qualidade (SILVA et al., 2009).

Quanto à variedade Dura, que é utilizada como porta-enxerto no Estado de São Paulo, Galli et al. (2011) concluíram que ela é resistente aos isolados IAC 13966 e IAC 13977 de *C. fimbriata*. Não há informações na literatura quanto à sua sensibilidade ao estresse salino.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Instalação e condução dos experimentos

Foram realizados três experimentos em casa de vegetação do Setor de Fruticultura da Universidade Federal de Viçosa (UFV), no período de novembro de 2012 a janeiro de 2014. O experimento com a variedade Tommy Atkins foi iniciado em 26/11/2012, quando as plantas, enxertadas sobre mangueira ‘Imbu’, estavam com 4 anos de idade. O experimento com a variedade Ubá, de pé-franco, iniciou-se em 05/12/2012, quando plantas estavam com 1 ano de idade, e, por último, o experimento com a variedade Dura, enxertada sobre a variedade Espada, teve início em 10/08/2013, quando as plantas estavam com 1 ano de idade (Figura 1).



Figura 1 – Plantas das variedades Tommy Atkins (A), Ubá (B) e Dura (C) cultivadas em vasos com 20 L de areia lavada, em casa de vegetação.

Em todos os experimentos, as plantas foram cultivadas em vasos de polietileno, com 20 L de areia lavada, sendo irrigadas diariamente com 3,0 L de solução de Hoagland (HOAGLAND; ARNON, 1950) modificada (Tabela 1).

O delineamento experimental utilizado foi o de blocos casualizados, em esquema fatorial 4 x 2, com cinco repetições, sendo a parcela formada por um vaso, com uma planta em cada. Os fatores foram quatro concentrações de NaCl em solução nutritiva e duas inoculações do fungo *C. fimbriata* (Inoculado e Não Inoculado).

Após 40 dias de adaptação das plantas à solução nutritiva, adicionou-se NaCl L⁻¹ de forma a obter as concentrações de 30, 60 e 90 mmol de NaCl L⁻¹ nas soluções que foram empregadas como tratamentos. O pH das soluções foi ajustado para 5,5 ± 0,2 com solução ácida de HNO₃ (0,1 mol L⁻¹) e, ou, solução básica de KOH (0,1 mol L⁻¹).

Foi feita em cada experimento uma leitura inicial da condutividade elétrica (CE) (Tabela 2), com condutivímetro portátil, a qual serviu como referência para as leituras subsequentes. Sempre que ocorreu depleção igual ou superior a 20% da condutividade elétrica inicial, as soluções, assim como o pH, foram ajustadas.

Tabela 1 – Composição da solução nutritiva¹ utilizada no cultivo hidropônico das mangueiras das variedades Tommy Atkins, Dura e Ubá

Nutrientes	Concentração*
	(mmol L ⁻¹)
N	13
P	1
K	4
S	2
Ca	5
Mg	2
	(μmol L ⁻¹)
B	25
Mn	2
Zn	2
Cu	0,5
Mo	0,5
Fe	80

¹ Adaptado de HOAGLAND; ARNON, 1938.

*Refere-se à força iônica total da solução.

Tabela 2 – Condutividade Elétrica (CE) inicial das soluções nutritivas com diferentes concentrações de NaCl usadas para o cultivo de mangueiras das variedades Tommy Atkins, Ubá e Dura

Concentrações salinas (mmol de NaCl L ⁻¹)	Condutividade elétrica (dS m ⁻¹) ‘Tommy Atkins’	Condutividade elétrica (dS m ⁻¹) ‘Ubá’	Condutividade elétrica (dS m ⁻¹) ‘Dura’
0	1,16	1,04	1,86
30	4,20	4,23	4,80
60	6,68	6,11	6,54
90	8,32	8,75	8,18

A temperatura e a umidade relativa, no período de condução do experimento, foram registradas com *datalogger*, em intervalos de 60 min (Figuras 2, 3 e 4).

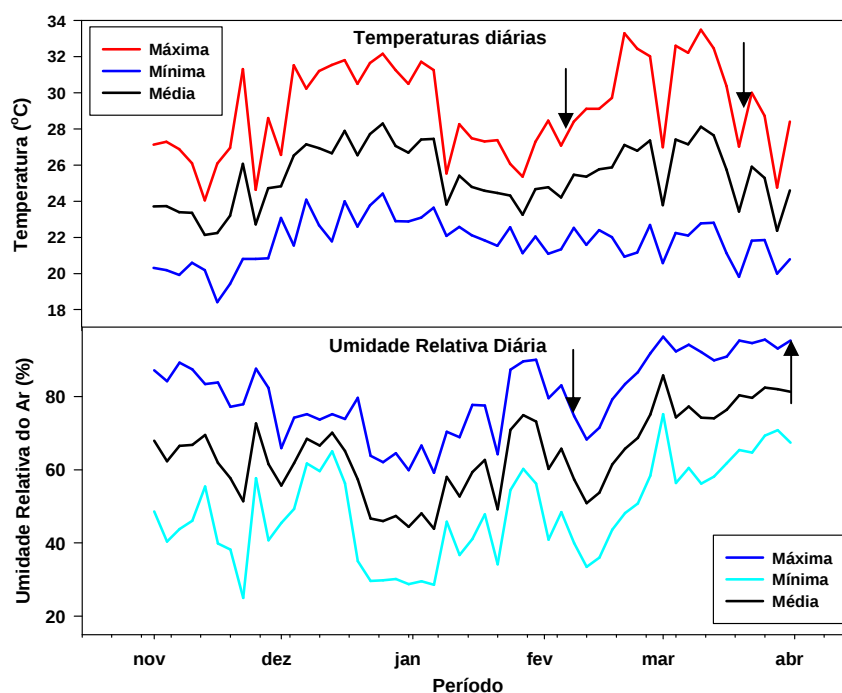


Figura 2 – Temperaturas (°C) e umidades relativas (%) máximas, mínimas e médias diárias registradas no período de novembro de 2012 a março de 2013, por *datalogger*, com intervalos de 60 min, em casa de vegetação (as setas indicam o início e o final do período de avaliação das plantas).

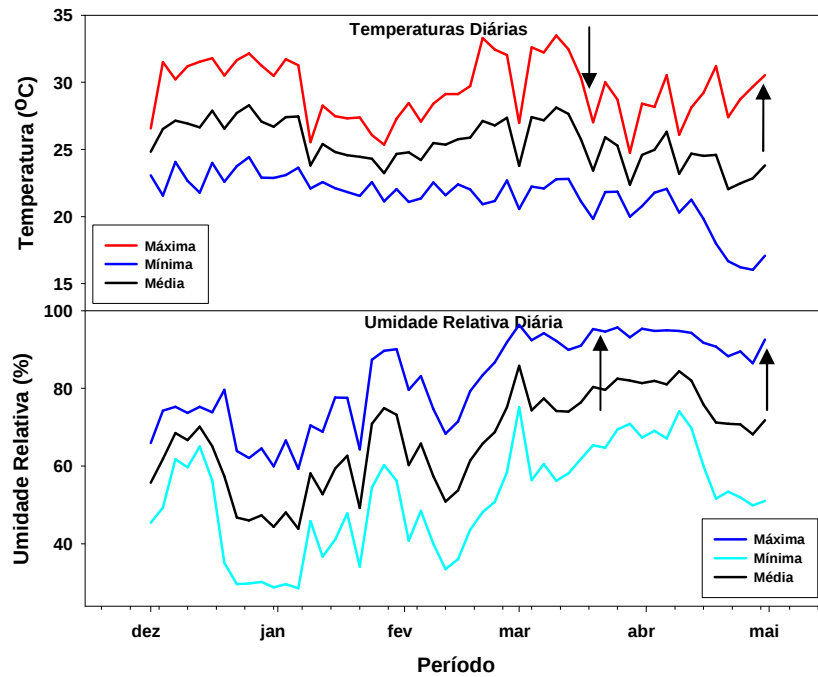


Figura 3 – Temperaturas (°C) e umidades relativas (%) máximas, mínimas e médias diárias, no período de dezembro de 2012 a abril de 2013, registradas por *datalogger*, com intervalos de 60 min, em casa de vegetação (as setas indicam o início e o final do período de avaliação das plantas).

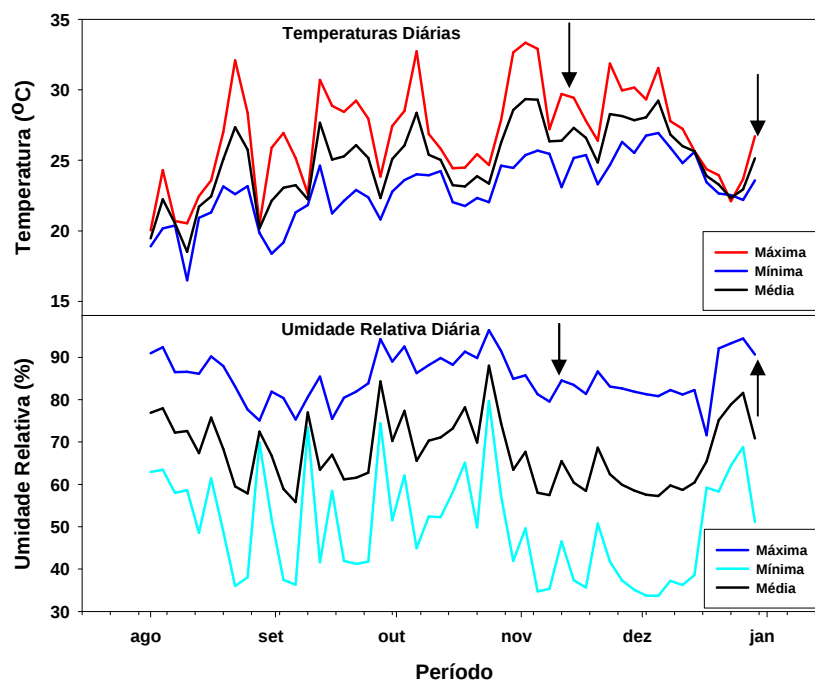


Figura 4 – Temperaturas (°C) e umidades relativas (%) máximas, mínimas e médias diárias, no período de dezembro de 2012 a abril de 2013, registradas por *datalogger*, com intervalos de 60 min, em casa de vegetação (as setas indicam o início e o final do período de avaliação das plantas).

Após 50 dias do acréscimo do NaCl, procedeu-se à inoculação dos ramos que formavam a copa das plantas da variedade Tommy Atkins e das hastes principais das plantas das variedades Ubá e Dura, identificadas como inoculadas. Foi utilizado o fungo *C. fimbriata* isolado CEBS15, que foi fornecido pelo Laboratório de Patologia Florestal da Universidade Federal de Viçosa e cultivado em placas de Petri com batata-dextrose-ágar (BDA), no Laboratório de Interação Planta-Patógeno da UFV.

A inoculação foi feita de acordo com a técnica de inoculação com cilindros de cultivo artificial contendo micélios do patógeno (ALFENAS; FERREIRA, 2007). Nas plantas que não foram inoculadas, foram feitos um corte e a remoção do cilindro da casca e posicionado sobre o ferimento, um cilindro de meio de cultura, sem o fungo.

4. AVALIAÇÕES

As avaliações das características fisiológicas foram feitas no 1º, 14º, 28º e 42º dias após a inoculação. As avaliações do tamanho das lesões dos ramos e das hastes principais inoculados e dos teores e nutrientes dos ramos e das hastes inoculados e não inoculados foram feitas após a última avaliação das características fisiológicas.

4.1. Tamanho das lesões

Após a última avaliação de cada um dos experimentos, que ocorreu no 42º dia após a inoculação (DAI), foi feita a medida do comprimento basípeto (A), da área radial das lesões (B), do comprimento acrópeto (C) e do comprimento total das lesões (D) (Figura 5). O comprimento das lesões foi medido com uma régua milimetrada, e a área total de lesão radial foi medida em cilindros de ramos, cortados 1,0 cm acima do ponto de inoculação, e calculada pelo programa win-DIAS, com um medidor de área foliar.

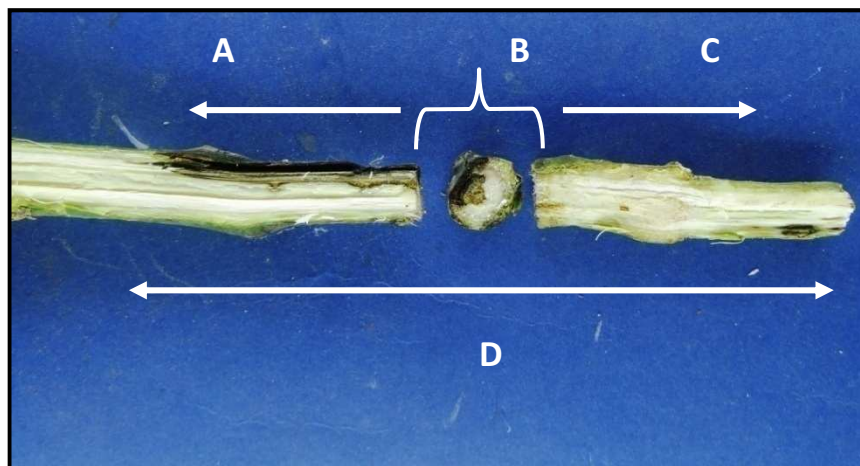


Figura 5 – Indicação das medidas do comprimento basípeto (A), radial (B), acrópeto (C) e comprimento total da lesão (D) causada pelo fungo *Ceratocystis fimbriata*.

As medidas das lesões foram transformadas em porcentagem, através das seguintes fórmulas:

$$\frac{CTL (cm) \times 100}{CT (cm)} = CTL (\%)$$

$$\frac{CAL (cm) \times 100}{CT (cm)} = CAL (\%)$$

$$\frac{CBL (cm) \times 100}{CT (cm)} = CBL (\%)$$

$$\frac{ARL (cm) \times 100}{ART (cm)} = ARL (\%)$$

em que:

CT é o Comprimento Total do ramo (da inserção do ramo no caule ao ápice), para as plantas da variedade Tommy Atkins ou o Comprimento Total da haste principal (do coleto ao ápice), para plantas das variedades Ubá e Dura;

CTL é o Comprimento Total da Lesão;

CAL é o Comprimento Acrópeto da Lesão;

CBL é o Comprimento Basípeto da Lesão;

ART é a Área Radial Total do cilindro do ramo para as plantas da variedade Tommy Atkins ou a Área Radial Total da haste principal, para plantas das variedades Ubá e Dura; e

ARL é a Área Radial da Lesão.

4.2. Teores de nutrientes

Para a análise de macro e micronutrientes, ao término do experimento, ramos das plantas da variedade Tommy Atkins, inoculados e não inoculados, foram cortados, as folhas foram separadas e as lesões longitudinais e axiais nos ramos inoculados foram medidas. Em seguida, folhas e ramos foram acondicionados em sacos de papel, identificados e secos em estufa a 65 °C, por 72 h. Para as variedades Ubá e Dura, ao término do experimento as plantas inteiras foram retiradas dos vasos e suas raízes, lavadas em água corrente. Raízes, caules e folhas foram então separados, as lesões longitudinais e axiais nos caules das plantas inoculadas foram medidas e as partes de cada planta foram acondicionadas separadamente em sacos de papel identificados e secos em estufa a 65 °C, por 72 h.

Todo material de cada uma das variedades após a secagem foi moído em moinho tipo Willey com peneira de 20 mesh, e as amostras foram armazenadas em sacos de papel. Para a leitura de N, K, Ca, Mg e Na, foram feitas a digestão nitro-perclórica e a posterior leitura com espectrofotômetro de absorção atômica, VARIAN modelo SPECTRA 220 FS. Para a leitura do P, procedeu-se à digestão sulfúrica e à posterior titulação com HCl a 0,5 Normal. Para a leitura de Cl, fez-se a extração com água quente e titulação com nitrato de prata na presença de cromato de potássio.

4.3. Características fisiológicas

4.3.1. Potencial hídrico foliar

O potencial hídrico foliar (Ψ_w), expresso em MPa, foi obtido utilizando o método da câmara de pressão de Scholander (*Soil Moisture Equipment Corp USA*) a

partir da sétima folha completamente expandida do ápice para a base da haste das plantas, coletadas e imediatamente avaliadas nas primeiras horas da antemanhã (4 h).

4.3.2. Trocas gasosas

Foram avaliadas a concentração interna de CO_2 (C_i/C_a) expressa em $\mu\text{mol mol}^{-1}$, a condutância estomática (g_s) expressa em $\text{mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}$, a taxa transpiratória (E) expressa em $\text{mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}$ e a fotossíntese líquida (A) expressa em $\mu\text{mol CO}_2 \text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$. As medições foram feitas em folhas intactas das plantas, entre os períodos de 8 a 12 h, em dias ensolarados, sendo realizadas três leituras em cada folha, na primeira folha completamente desenvolvida no sentido do ápice para a base, para a obtenção de valores médios. As características fisiológicas foram obtidas com o auxílio do analisador de gás carbônico a infravermelho (IRGA) modelo LCpro+ Portable Photosynthesis System (ADC BioScientific Limited, UK) com controle de temperatura a 25 °C, irradiância de $1.200 \mu\text{mol f\acute{o}tons m}^{-2} \text{s}^{-1}$ e fluxo de ar 200 mL min^{-1} .

4.3.3. Fluorescência da clorofila *a*

Para as variedades Tommy Atkins e Ubá, foi avaliada a cinética de indução de fluorescência das clorofilas, que seguiu o modelo descrito por Roháček (2002) e consiste na manutenção das folhas no escuro por 30 min, seguida da determinação dos parâmetros do estado adaptado ao escuro (EAE): F_o (fluorescência inicial), F_m (fluorescência máxima), F_v (fluorescência variável) e a relação F_v/F_m (rendimento quântico potencial) e dos parâmetros do estado adaptado à luz (EAL): Rendimento Quântico Fotossintético (ϕPSII) e a Taxa de Transporte de Elétrons (ETR). Para a variedade Dura, não foi feita essa avaliação.

5. ANÁLISES ESTATÍSTICAS

Os dados foram analisados por meio de estatística descritiva. Foi utilizado, para tal, o programa de Sistemas para Análises Estatísticas e Genéticas - SAEG (2007).

6. RESULTADOS

6.1. Comprimento das lesões

Observou-se nas plantas das três variedades estudadas e em todos os níveis de salinidade que houve incidência da doença com diferentes níveis de severidade. Os sintomas da murcha-de-ceratocystis nos ramos e hastes ocorreram em todos os níveis de salinidade, mas, de modo geral, não houve tendência clara da evolução dos sintomas em função dos níveis de salinidade testados.

Na variedade Tommy Atkins, o maior (23,25%) e o menor (6,25%) comprimento de lesão no sentido acrópeto ocorreu em plantas submetidas aos tratamentos com 30 e com 90 mmol de NaCl L⁻¹, respectivamente. No sentido basípeto, o tamanho das lesões teve tendência a ser menor, à medida que a concentração de NaCl aumentou, sendo as maiores (19,75%) e as menores (8,0%) encontradas em plantas submetidas a 0 e a 60 mmol L⁻¹ NaCl, respectivamente (Figura 6 A).

Na variedade Ubá, as maiores lesões acrópetas (10,10%) foram observadas em plantas submetidas a 30 mmol L⁻¹ NaCl e as menores (5,76%), em plantas submetidas a 90 mmol L⁻¹ NaCl (Figura 6 B).

Já na variedade Dura as maiores lesões acrópetas (26,76%) foram observadas em plantas submetidas a 90 mmol L⁻¹ NaCl e as menores (11,10%), nos tratamentos de 30 mmol L⁻¹ de NaCl (Figura 6 C).

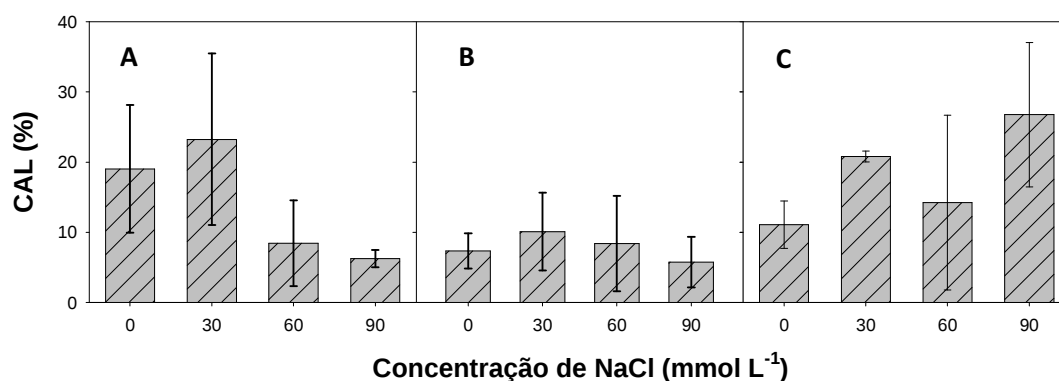


Figura 6 – Comprimento Acrópeto da Lesão (CAL) nos ramos das plantas das variedades Tommy Atkins (A) e no caule das plantas das variedades Ubá (B) e Dura (C), inoculadas com *Ceratocystis fimbriata* e submetidas a diferentes concentrações de NaCl. Barras representam o desvio-padrão da média.

No sentido basípeto, na variedade Tommy Atkins (Figura 7 A), o tamanho das lesões tendeu a ser menor, à medida que a concentração de NaCl aumentou, sendo as maiores (19,75%) e as menores (8,0%) encontradas em plantas submetidas a 0 e a 60 mmol L⁻¹ NaCl, respectivamente. Para a variedade Ubá (Figura 7 B), as lesões maiores (4,86%) foram encontradas em plantas submetidas a 0 mmol L⁻¹ NaCl e as menores (3,38%), em plantas submetidas a 30 mmol L⁻¹ NaCl.

Finalmente, para a variedade Dura, as maiores (15,15%) e as menores lesões (4,54%) foram observadas nos tratamentos com 0 e 30 mmol L⁻¹ de NaCl (Figura 7 C).

Na variedade Tommy Atkins a maior área radial das lesões (61,86%) ocorreu em plantas submetidas a 30 mmol L⁻¹ de NaCl e a menor (39,50%), em plantas submetidas a 60 mmol L⁻¹ NaCl (Figura 8 A).

Para a variedade Ubá a área radial das lesões foi menor do que nas demais variedades, sendo de 16,12, 22,48, 27,19 e 17,8% em plantas submetidas a 0, 30, 60 e 90 mmol L⁻¹ NaCl, respectivamente (Figura 8 B)

Na variedade Dura, a máxima área radial das lesões (56,48%) ocorreu em hastes de plantas submetidas a 60 mmol L⁻¹ de NaCl e a menor (44,82%), em plantas submetidas a 0 mmol L⁻¹ NaCl (Figura 8 C).

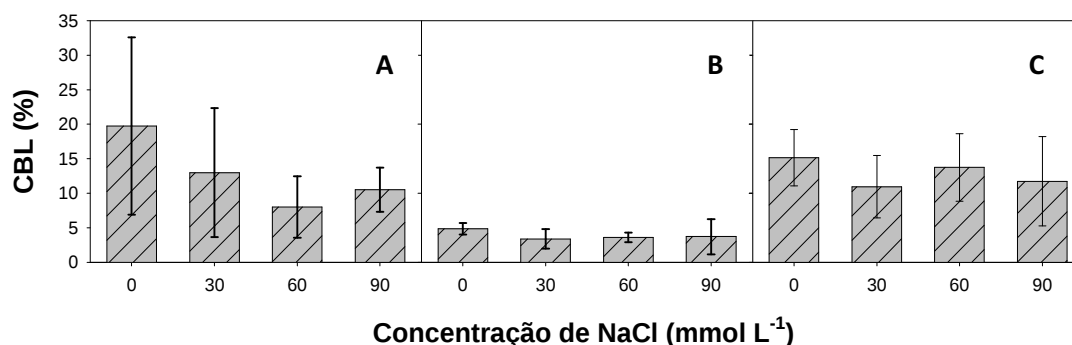


Figura 7 – Comprimento Basípeto da Lesão (CBL) nos ramos das plantas das variedades Tommy Atkins (A) e no caule das plantas das variedades Ubá (B) e Dura (C), inoculadas com *Ceratocystis fimbriata* e submetidas a diferentes concentrações de NaCl. Barras representam o desvio-padrão da média.

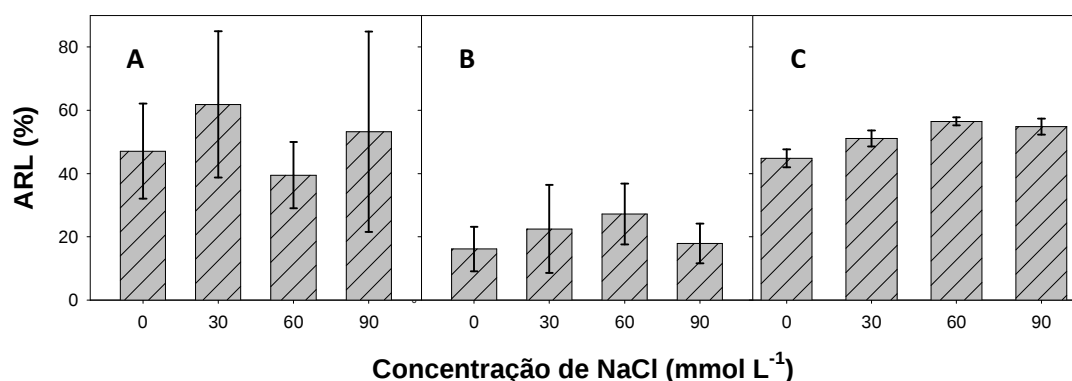


Figura 8 – Área Radial da Lesão (ARL) nos ramos das plantas da variedade Tommy Atkins (A) e no caule das plantas das variedades Ubá (B) e Dura (C), inoculadas com *Ceratocystis fimbriata* e submetidas a diferentes concentrações de NaCl. Barras representam o desvio-padrão da média.

Com relação ao comprimento total da lesão as maiores lesões ocorreram em ramos das plantas da variedade Tommy Atkins submetidas a 0 mmol L⁻¹ de NaCl (38,80 %) e em hastes das plantas da variedade Dura submetidas a 90 mmol L⁻¹ de NaCl (38,48%) (Figuras 9 A e 9 C).

Na variedade Ubá, o maior comprimento total de lesão (23,61%) foi nas hastes de plantas submetidas a 30 mmol L⁻¹ de NaCl (25%). Entre as três variedades, a Ubá foi a que apresentou o menor CTL (10,81%), em plantas submetidas a 90 mmol L⁻¹ NaCl (Figura 9 B).

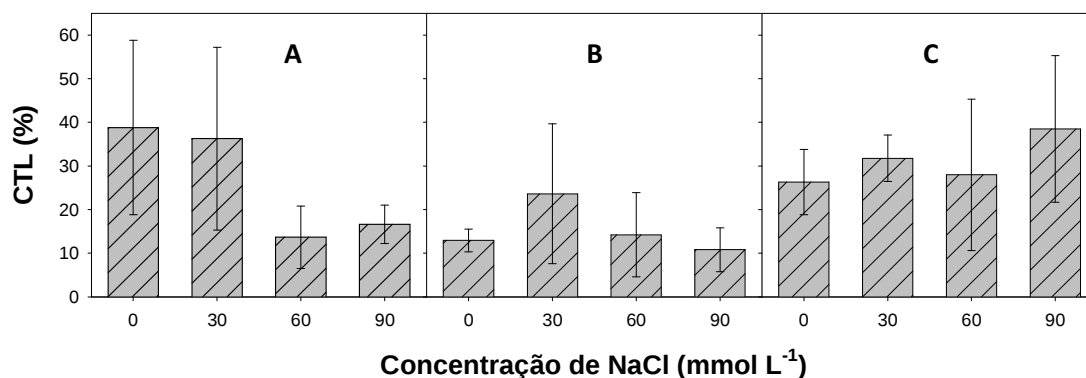


Figura 9 – Comprimento Total da Lesão (CTL) nos ramos das plantas da variedade Tommy Atkins (A) e no caule das plantas das variedades Ubá (B) e Dura (C), inoculadas com *Ceratocystis fimbriata* e submetidas a diferentes concentrações de NaCl. Barras representam o desvio-padrão da média.

Não se observou relação no tamanho das lesões, seja no sentido acrópeto, basípeto ou radial, em função do aumento da concentração salina, ou seja, o estresse causado na planta pelo aumento da concentração de sal não fez que o fungo *C. fimbriata* se desenvolvesse com mais intensidade.

6.2. Sintomas visuais de salinidade e de murcha-de-ceratocystis

Nas três variedades de mangueira estudadas, observou-se a colonização nos feixes vasculares em todas as plantas, no ponto de inoculação tanto no sentido acrópeto quanto basípeto. Outro sintoma característico da murcha-de-ceratocystis, que é a presença de goma na casca, foi observada em apenas em uma planta da variedade Ubá submetida a 30 mmol L⁻¹ de NaCl.

Na variedade Tommy Atkins, foram observados tanto sintomas de estresse salino (Figura 10) quanto sintomas de murcha-de-ceratocystis (Figura 11) em plantas submetidas a 30, 60 e a 90 mmol L⁻¹ de NaCl. Das 10 plantas submetidas a 90 mmol L⁻¹ de NaCl, sete morreram, sendo cinco plantas inoculadas e duas não inoculadas.



Figura 10 – Sintoma característico de estresse salino em folhas de mangueira ‘Tommy Atkins’ submetidas a 90 mmol L⁻¹ de NaCl.

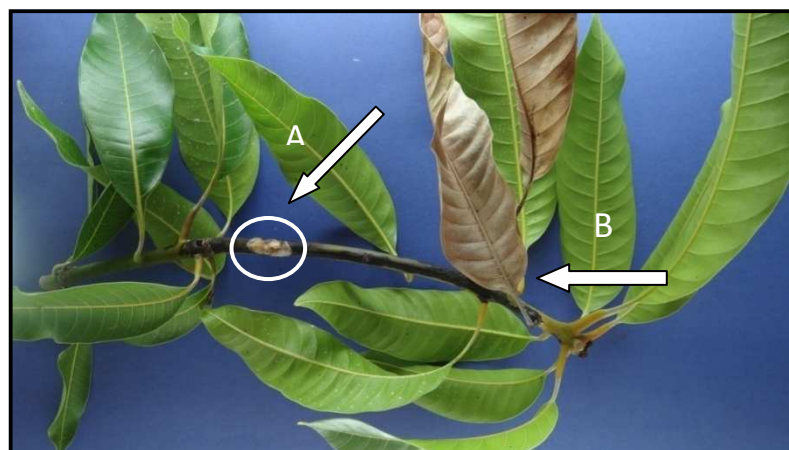


Figura 11 – Sintoma da murcha-de-ceratocystis em ramo de mangueira ‘Tommy Atkins’, inoculado com *Ceratocystis fimbriata* e submetido a 60 mmol L⁻¹ de NaCl. As setas indicam o ponto de inoculação (A) e o sintoma de murcha-de-ceratocystis nas folhas (B).

Nas folhas das plantas da variedade Ubá, não foram observados sintomas de estresse salino; porém, observaram-se sintomas de murcha-de-ceratocystis nas folhas de duas plantas submetidas a 30 mmol L⁻¹ de NaCl, em uma planta submetida a 60 mmol L⁻¹ de NaCl e em uma planta submetida a 90 mmol L⁻¹ de NaCl. Apenas essas quatro plantas, inoculadas e submetidas a estresse salino, morreram.

Nas folhas das plantas da variedade Dura, não foram observados sintomas de estresse salino nem sintomas de murcha-de-ceratocystis, ainda que nas hastes tenha

sido possível observar os sintomas de colonização do fungo (Figura 12). Apenas uma planta inoculada e submetida a 90 mmol L⁻¹ de NaCl manifestou sintoma de murcha-de-ceratocystis nas folhas e morreu. As demais plantas permaneceram vivas e sem sintomas até o final do experimento.

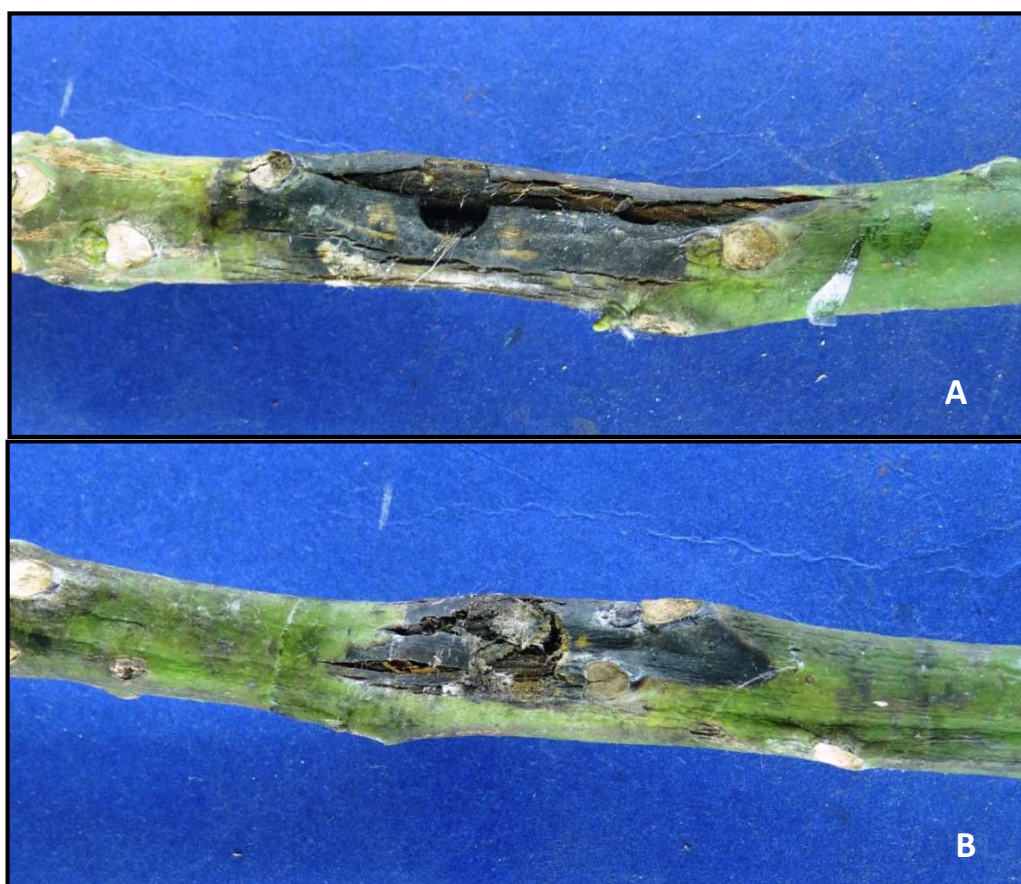


Figura 12 – Lesões externas causadas pelo fungo *Ceratocystis fimbriata* nos ramos principais da variedade Dura, submetidos a 0 mmol L⁻¹ NaCl (A) e a 90 mmol L⁻¹ NaCl (B).

6.3. Teores de nutrientes

6.3.1. Nitrogênio total (N)

O aumento da concentração salina resultou em um incremento nos teores de nitrogênio tanto nas folhas quanto nos ramos das plantas da variedade Tommy Atkins. O maior aumento nas concentrações de nitrogênio (75,18%), ocorreu em

ramos de plantas não inoculadas (Figura 13 A). As folhas de plantas não inoculadas (Figura 13 A) e de plantas inoculadas (Figura 13 B) apresentaram um aumento dos teores de nitrogênio de 1,64 e de 4,42%, respectivamente.

Na variedade Ubá, com o aumento da concentração salina, os teores de nitrogênio foram crescentes nas folhas e decrescentes nos ramos em plantas inoculadas e não inoculadas. Os teores de nitrogênio aumentaram 78,26% nas folhas de plantas inoculadas (Figura 13 C), e apenas 12,79% em folhas de plantas não inoculadas (Figura 13 D).

Variações nos teores de nitrogênio com o aumento das concentrações salinas também foram observadas, tanto nas folhas quanto nos ramos na variedade Dura. Tanto em folhas de plantas não inoculadas (Figura 13 E) quanto de plantas inoculadas (Figura 13 F) observou-se um pequeno decréscimo nos teores de nitrogênio, de 2,04 e de 7,04%, respectivamente. Já nos ramos de plantas não inoculadas e inoculadas, observou-se um pequeno aumento dos teores de nitrogênio, que ficaram e torno de 15%.

6.3.2. Fósforo (P)

Nas plantas da variedade Tommy Atkins, com o aumento da concentração salina, os teores de fósforo aumentaram em 30% nas folhas tanto de plantas inoculadas, quanto de não inoculadas (Figura 14 A e 14 B). Nos ramos das plantas não inoculadas e inoculadas, o aumento dos teores de fósforo foi de 9% e de menos de 1%, respectivamente.

Com o aumento da concentração salina, os teores de fósforo nas folhas das plantas da variedade Ubá não inoculadas (Figura 14 C) e inoculadas (Figura 14 D) diminuíram em 15,87% e aumentaram em 6,29%, respectivamente. Em ambos os casos os ramos apresentaram diminuição dos teores de fósforo, de 13,82% em plantas não inoculadas e de 12,59% em plantas inoculadas, respectivamente.

Na variedade Dura, em plantas não inoculadas (Figura 14 E), os teores de fósforo nas folhas apresentaram uma pequena diminuição entre 0 e 60 mmol L⁻¹ NaCl mas, sob 90 mmol L⁻¹, retornaram aos valores iniciais. Nos ramos, com o aumento dos níveis de salinidade, diminuíram em 2,56%. Em plantas inoculadas (Figura 14 F), os teores de fósforo nas folhas diminuíram em 43,54% sendo que nos ramos, ocorreu o inverso, onde os teores de fósforo aumentaram em 70,58%.

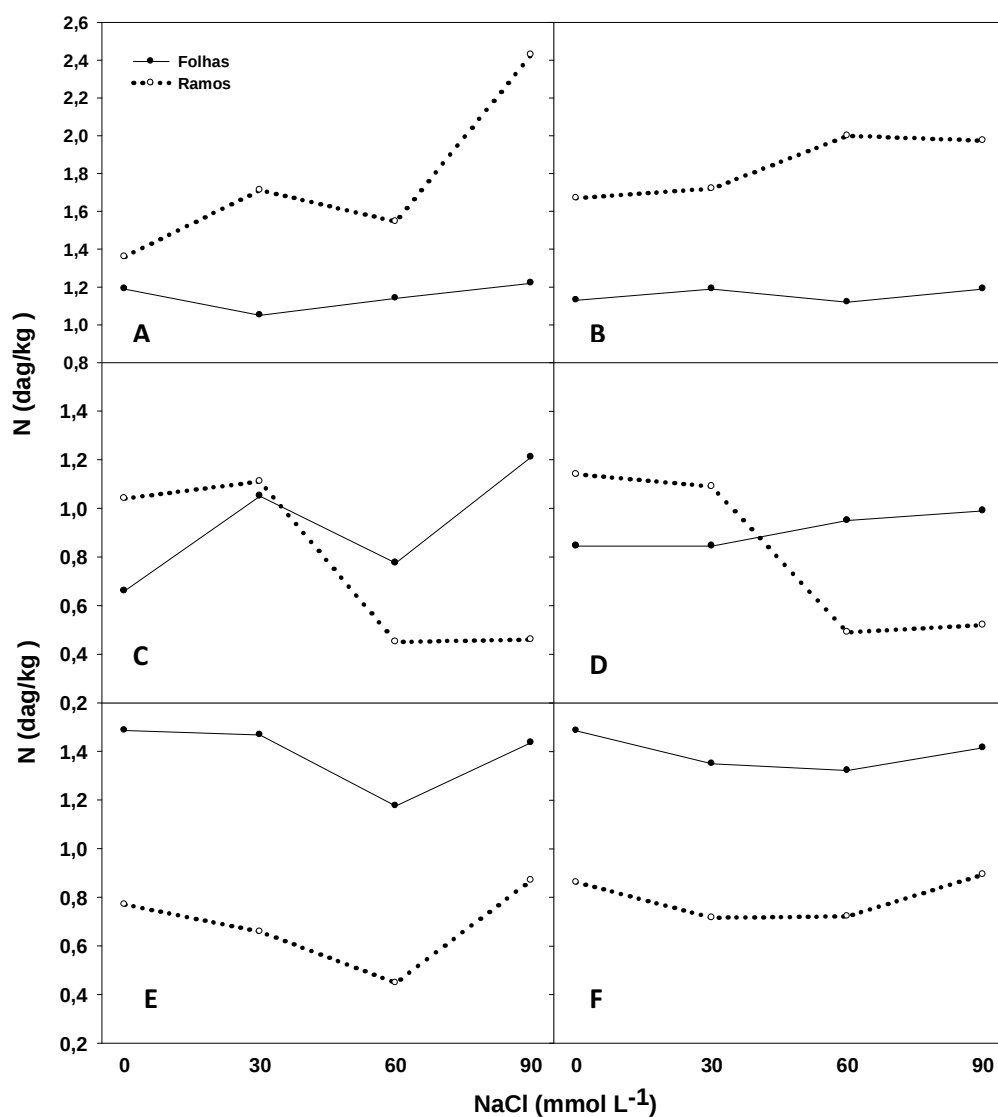


Figura 13 – Teores de nitrogênio (N) em folhas e ramos de mangueiras das variedades Tommy Atkins não inoculada (A) e inoculada (B), Ubá não inoculada (C) e inoculada (D) e Dura não inoculada (E) e inoculada (F), submetidas a diferentes concentrações de NaCl.

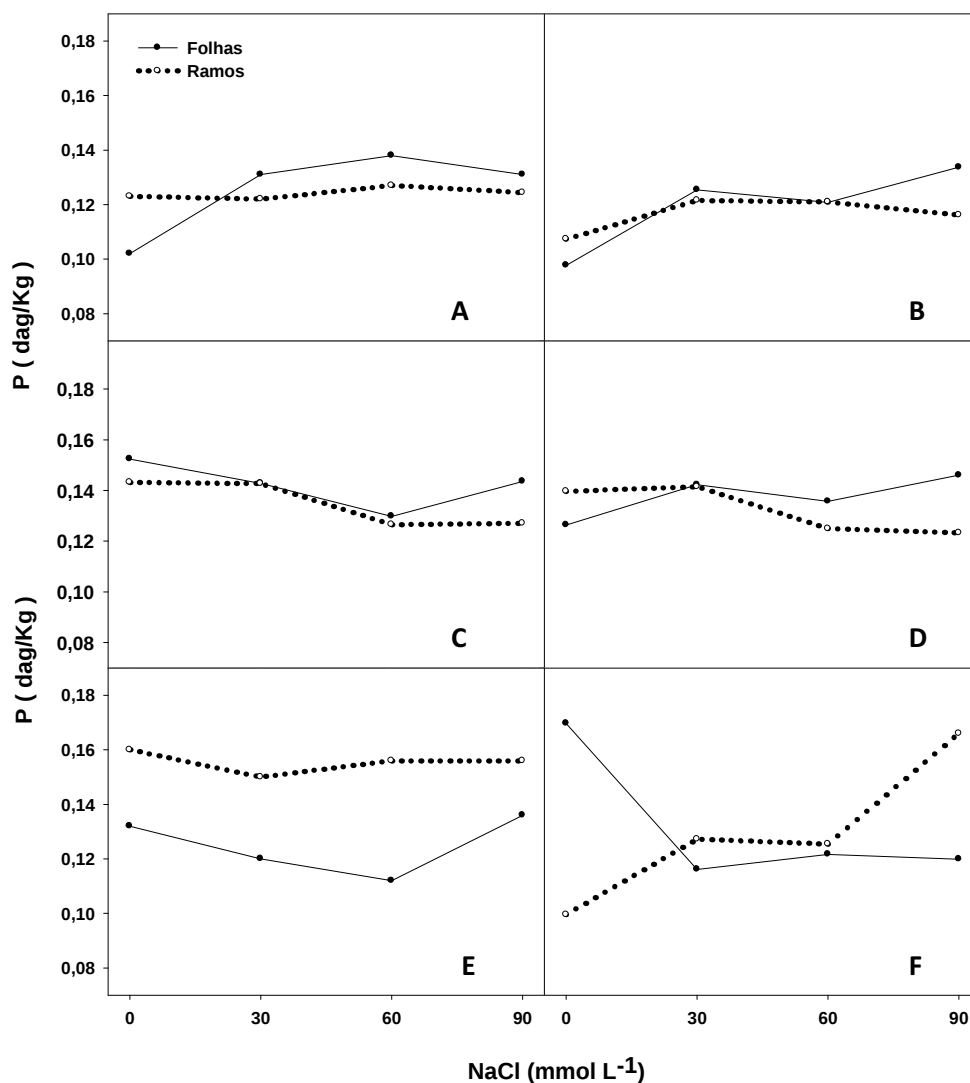


Figura 14 – Teores de fósforo (P) em folhas e ramos de mangueiras das variedades Tommy Atkins não inoculadas (A) e inoculadas (B), Ubá não inoculadas (C) e inoculadas (D) e Dura não inoculadas (E) e inoculadas (F), submetidas a diferentes concentrações de NaCl.

6.3.3. Potássio (K^+)

Os teores de potássio nas folhas e ramos das plantas não inoculadas (Figura 15 A) da variedade Tommy Atkins aumentaram, em 11,93 e 26,50% respectivamente, a medida que a concentração salina aumentou. Em folhas de plantas inoculadas (Figura 15 B), também houve aumento nos teores de potássio, de 10,83%, porém nos ramos, os teores diminuíram em 3,46%.

Em plantas da variedade Ubá, observou-se diminuição dos teores de potássio nas folhas, tanto de plantas não inoculadas (Figura 15 C), de 65,68% quanto de

plantas inoculadas (Figura 15 D), de 51,21%. Já nos ramos, o comportamento foi inverso ao das folhas, onde em plantas não inoculadas (Figura 15 C), observou-se um aumento de 53,49% os teores de potássio e, em ramos o aumento observado foi de 39,72%.

Na variedade Dura, observa-se a diminuição do teor de potássio a medida que aumentou a concentração salina, em folhas e ramos de plantas não inoculadas (Figura 15 E) e inoculadas (Figura 15 F), com exceção de folhas de plantas inoculadas, onde houve um pequeno aumento de 1,61% .

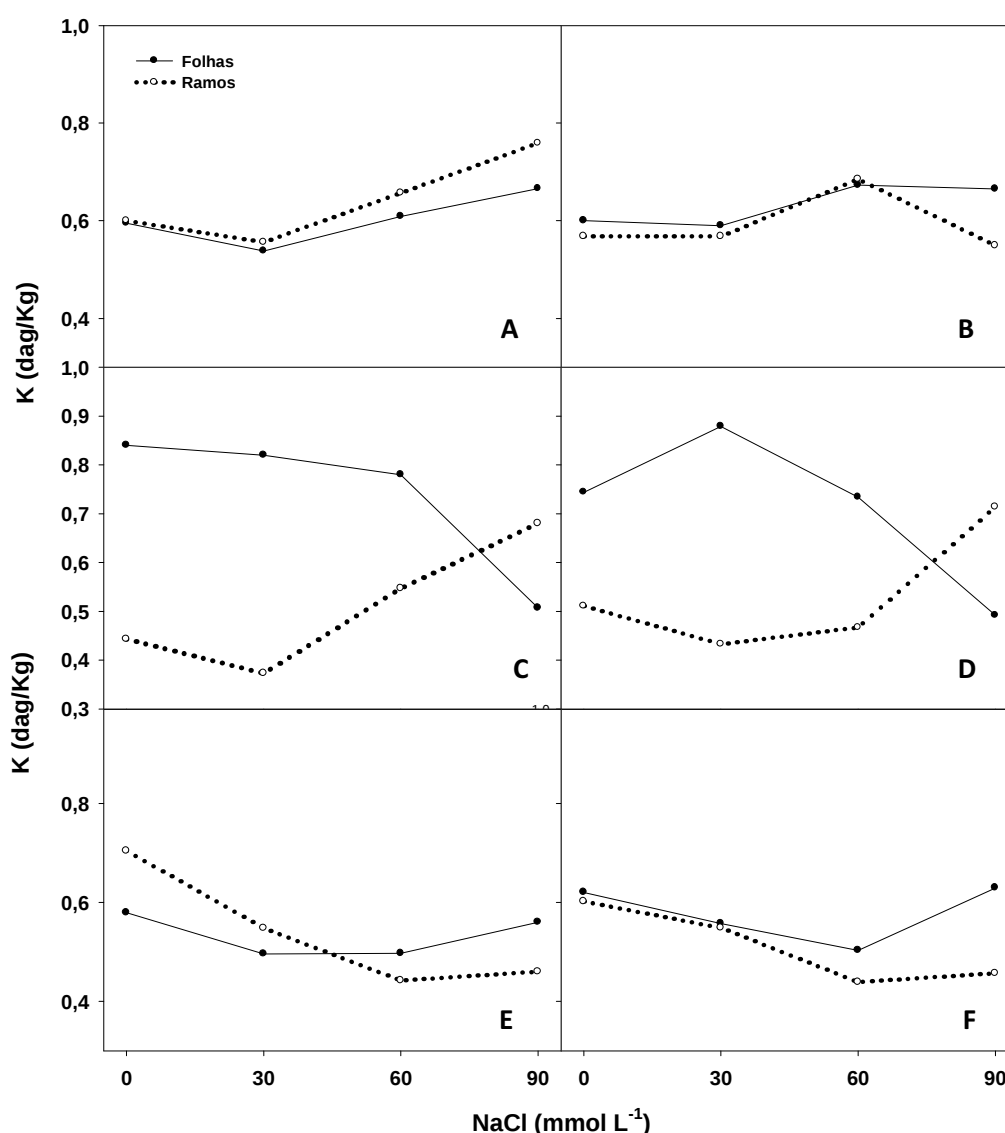


Figura 15 – Teores de potássio (K^+) em folhas e ramos de mangueiras das variedades Tommy Atkins não inoculadas (A) e inoculadas (B), Ubá não inoculadas (C) e inoculadas (D) e Dura, não inoculadas (E) e inoculadas (F), submetidas a diferentes concentrações de NaCl.

6.3.4. Cálcio (Ca^{2+})

Houve aumento nos teores de cálcio nos ramos e folhas da mangueira Tommy Atkins, tanto em plantas inoculadas quanto em não inoculadas, até a concentração de 30 mmol L^{-1} NaCl, exceto para folhas de plantas não inoculadas, que mantiveram a tendência de aumentar o teor de cálcio nas demais concentrações de NaCl. Com o aumento dos teores de salinidade, observou-se que tanto em folhas quanto em ramos de plantas não inoculadas, houve aumento dos teores de cálcio (4,44 e 20,48%, respectivamente); mas, em folhas e ramos de plantas inoculadas, houve diminuição dos teores de cálcio (2,50 e 9,09%, respectivamente) (Figuras 16 A e 16 B).

Na variedade Ubá, a tendência observada, com aumento das concentrações salinas, foi de aumento nos teores de cálcio nas folhas tanto de plantas inoculadas quanto de não inoculadas e, de diminuição dos teores de cálcio nos ramos, tanto em plantas inoculadas quanto de plantas não inoculadas (Figuras 16 C e 16 D).

Com o aumento das concentrações salinas, observa-se que na variedade Dura que, à semelhança do que ocorreu em plantas da variedade Ubá, os teores de cálcio foram maiores nas folhas do que nos ramos, tanto em plantas não inoculadas (Figura 16 E), quanto em plantas inoculadas (Figura 16 F).

6.3.5. Magnésio (Mg^{2+})

Em plantas da variedade Tommy Atkins, não inoculadas (Figura 17 A), os teores de magnésio foram baixos, menores do que $0,20 \text{ dag/Kg}$, até a concentração de 60 mmol L^{-1} de NaCl. Entre as concentrações salinas de 60 e 90 mmol L^{-1} NaCl, no entanto, houve um aumento dos teores de magnésio, que chegaram a $0,74 \text{ dag/kg}$, o que significa um aumento de 270%. Já em ramos, o comportamento foi o oposto, pois os teores de magnésio foram crescentes até 60 mmol L^{-1} NaCl, e após, decresceram em 124%, na concentração de 90 mmol L^{-1} NaCl. Em folhas e ramos das plantas inoculadas (Figura 17 B), os teores de magnésio mantiveram-se baixos em todas as concentrações de NaCl, variando de 0,10 a $0,11 \text{ dag/Kg}$ nas folhas e de 0,12 a 0,15 nos ramos, o que corresponde a uma variação de 10 e 25%, respectivamente.

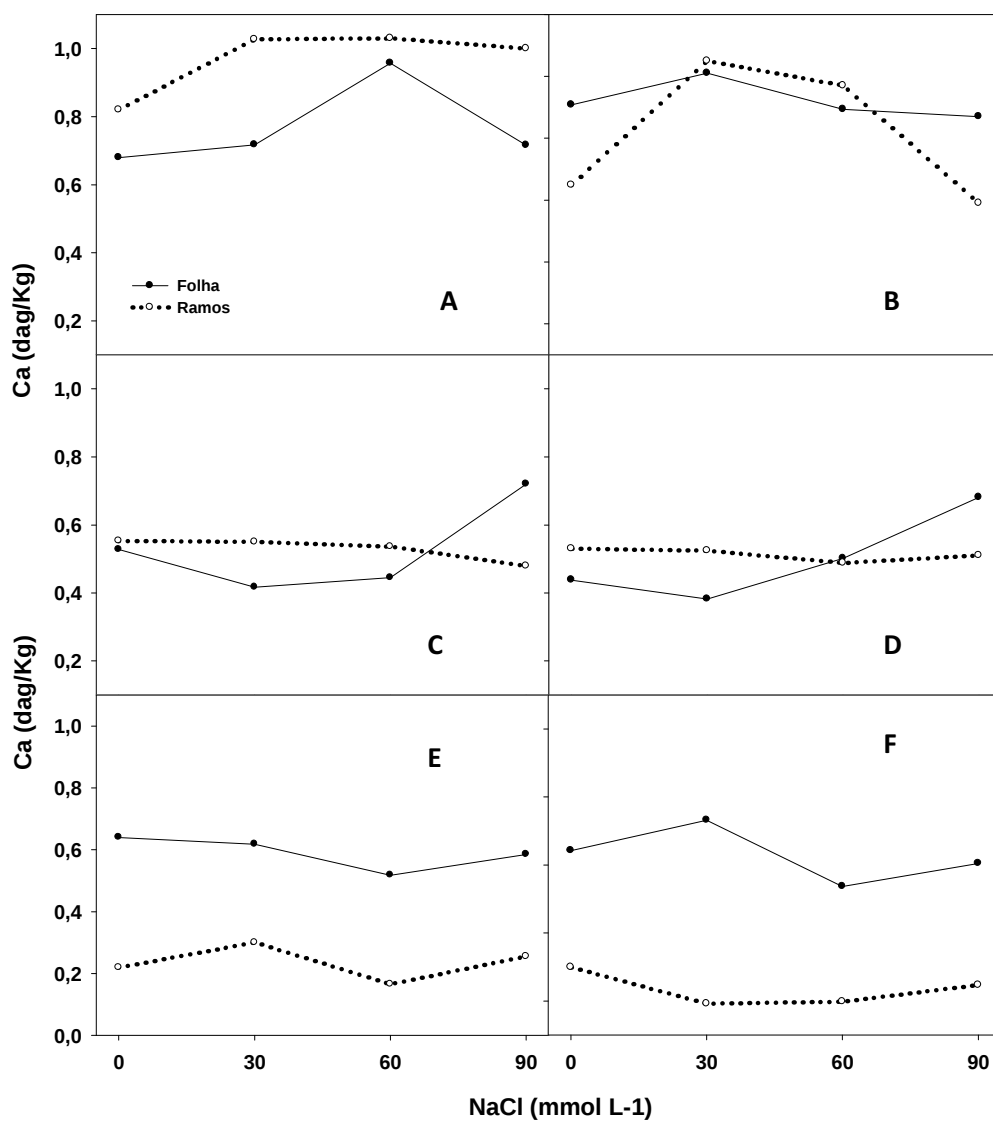


Figura 16 – Teores de cálcio (Ca^{2+}) em folhas e ramos de mangueiras das variedades Tommy Atkins não inoculadas (A) e inoculadas (B), Ubá não inoculadas (C) e inoculadas (D) e Dura não inoculadas (E) e inoculadas (F), submetidas a diferentes concentrações de NaCl.

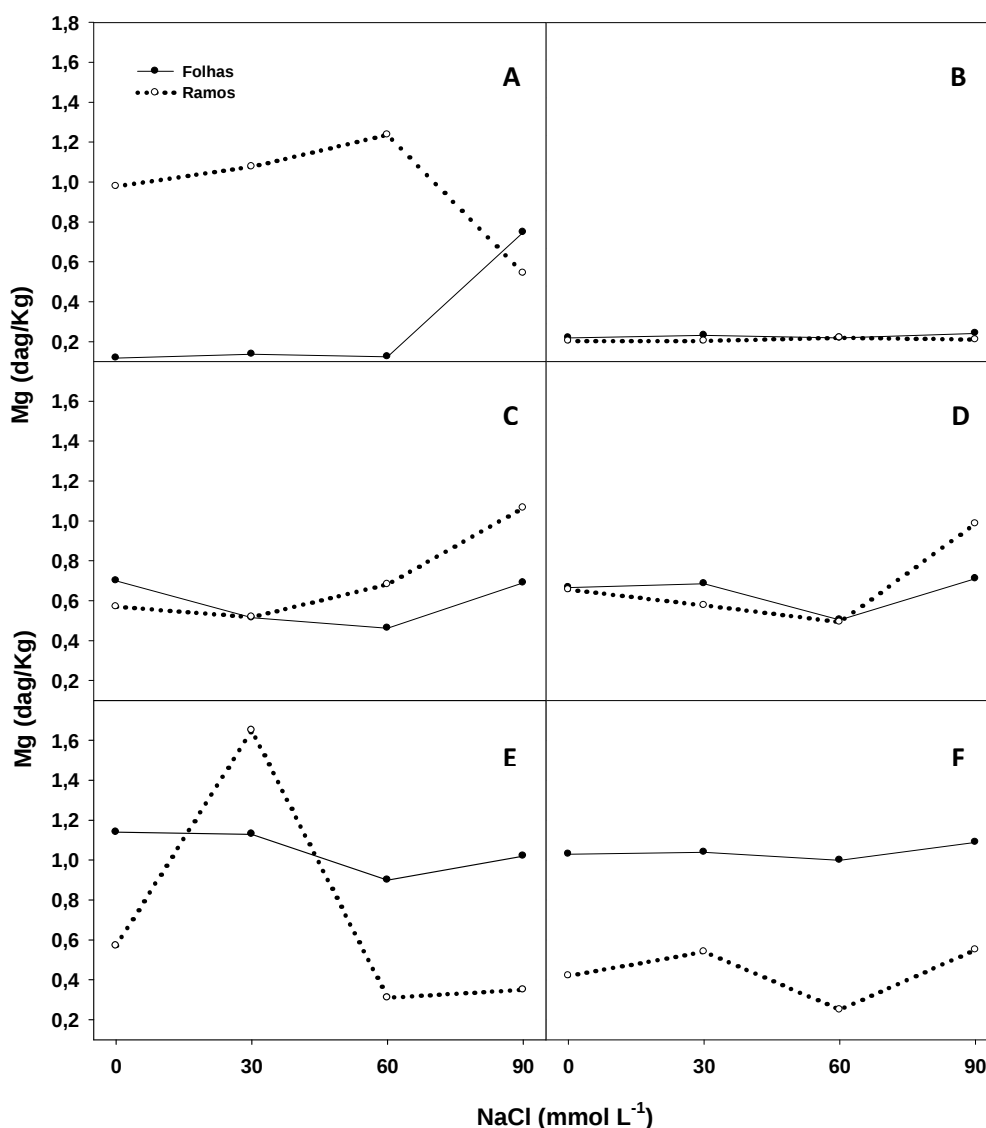


Figura 17 – Teores de magnésio (Mg^{2+}) em folhas e ramos de mangueiras das variedades Tommy Atkins não inoculadas (A) e inoculadas (B), Ubá não inoculadas (C) e inoculadas (D) e Dura não inoculadas (E) e inoculadas (F), submetidas a diferentes concentrações de NaCl.

Na variedade Ubá, os teores de magnésio, à medida que as concentrações de NaCl aumentaram, decresceram nas folhas de plantas não inoculadas (Figura 17 C) em 1,59% e aumentaram nos ramos em 89,28%. Em plantas inoculadas (Figura 17 D), tanto em folhas quanto em ramos, houve aumento dos teores de magnésio em função do aumento das concentrações salinas, em 7,57 e 50,76%, respectivamente.

Na variedade Dura, os teores de magnésio foram maiores nas folhas do que nos ramos. Em folhas de plantas não inoculadas (Figura 17 E) os teores de magnésio foram crescentes, porém, em folhas de plantas não inoculadas (Figura 17 F), os teores de magnésio mantiveram-se relativamente constantes com o aumento das concentrações salinas, com valores de 1,03 a 1,09 dag/kg, que significa um aumento de 5,82%

Nos ramos de plantas não inoculadas, os teores diminuíram, indo de 0,57 a 0,35 dag/Kg, passando por 1,65 dag/kg na concentração de 30 mmol L⁻¹. E, em ramos de plantas inoculadas, observa-se um aumento 30,95% nos teores de magnésio, com o aumento da concentração salina.

6.3.6. Sódio (Na⁺)

Observa-se que o incremento do nível de salinidade na solução nutritiva determinou o aumento nos teores de sódio nas folhas e ramos das plantas inoculadas (Figura 18 A) e não inoculadas (Figura 18B) da variedade Tommy Atkins, sendo mais evidente nas folhas. Em folhas e ramos de plantas não inoculadas os teores aumentaram em 121,60 e 47,22%, respectivamente e, em folhas e ramos de plantas inoculadas, o aumento foi de 64,28 e 42,64% respectivamente.

Na variedade Ubá, plantas não inoculadas (Figura 18C) submetidas a 90 mmol L⁻¹ NaCl, se comparadas às plantas submetidas a 0 mmol L⁻¹ NaCl, tiveram uma diminuição dos teores de sódio em suas folhas, caules e raízes, em 23,07, 93,33 e em 52,94%, respectivamente. Em plantas inoculadas (Figura 18 D), com o aumento das concentrações salinas em até 60 mmol L⁻¹ NaCl, as folhas, ramos e raízes apresentaram um aumento dos teores de sódio em 76,92, 121,88 e 50,43%, respectivamente. Porém, folhas, ramos e raízes de plantas submetidas à concentração de 90 mmol L⁻¹ NaCl, apresentaram teores de sódio menores em 6,56, 15,25 e 64,28% quando comparados com as plantas submetidas a 0 mmol L⁻¹ NaCl.

Da mesma forma que ocorreu com a variedade Tommy Atkins, o incremento dos níveis de salinidade determinou o aumento nos teores de sódio nas folhas, ramos e raízes das plantas não inoculadas (Figura 18 E) e inoculadas (Figura 18 F) da variedade Dura.

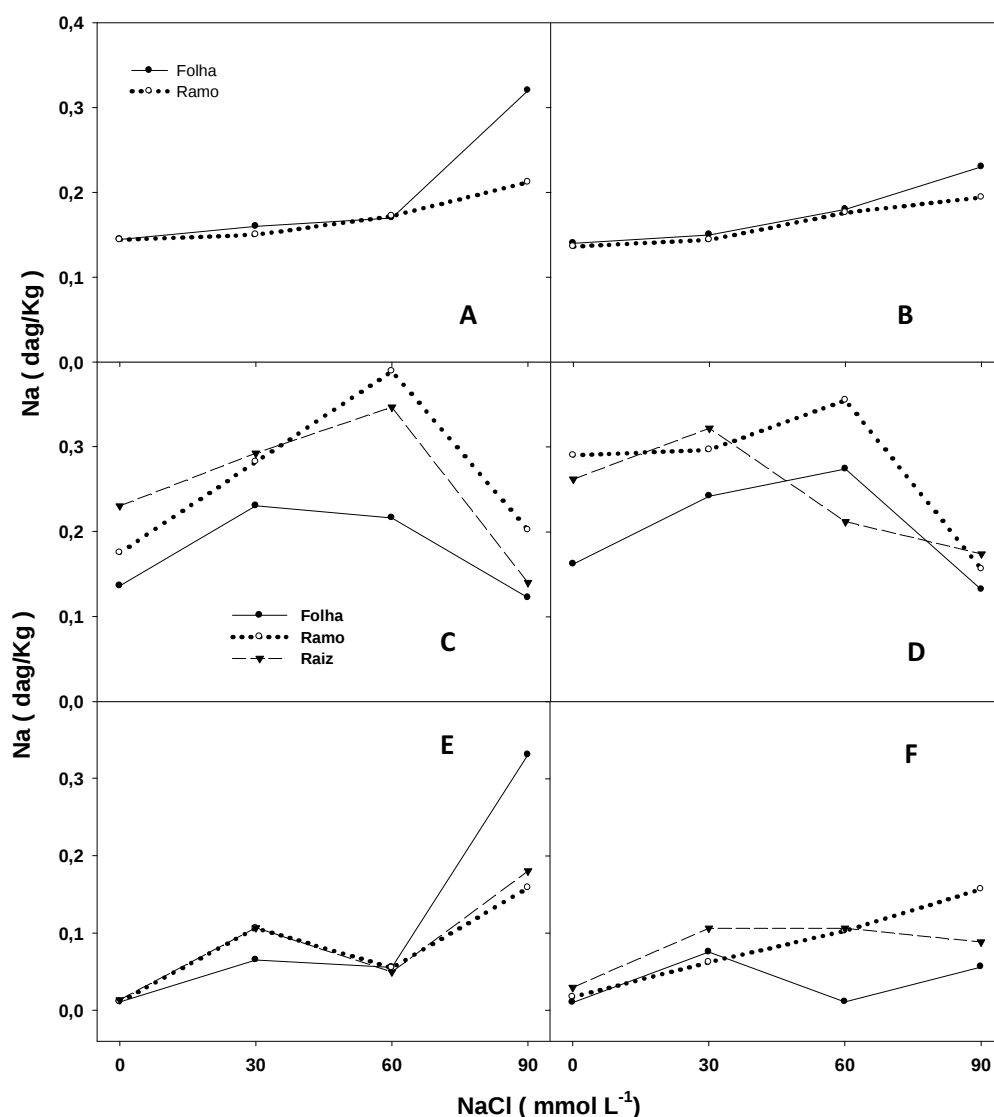


Figura 18 – Teores de sódio (Na^+) em folhas e ramos de mangueiras da variedade Tommy Atkins não inoculadas (A) e inoculadas (B) e em folhas, ramos e raízes de mangueiras Ubá não inoculadas (C) e inoculadas (D) e Dura não inoculadas (E) e inoculadas (F), submetidas a diferentes concentrações de NaCl.

6.3.7. Cloro (Cl)

As folhas e ramos das plantas das variedades Tommy Atkins e Dura, inoculadas e não inoculadas, apresentaram um comportamento muito semelhante com relação ao cloro (Figuras 19 A e B), ou seja, à medida que as concentrações de NaCl aumentaram, aumentaram também os teores de cloro.

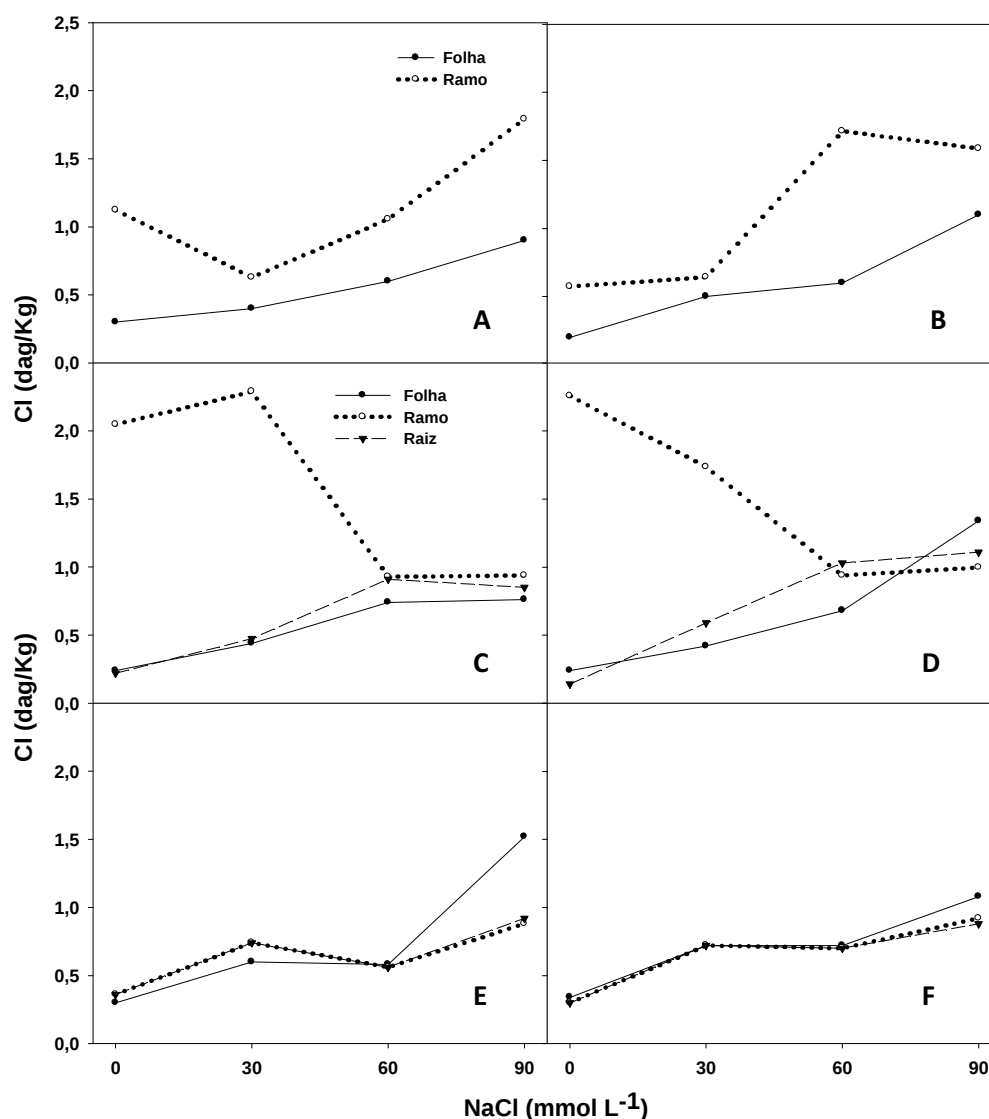


Figura 19 – Teores de cloro (Cl) em folhas e ramos de mangueiras da variedade Tommy Atkins não inoculadas (A) e inoculadas (B) e em folhas e ramos de mangueiras Ubá não inoculadas (C) e inoculadas (D) e Dura não inoculadas (E) e inoculadas (F), submetidas a diferentes concentrações de NaCl.

Tanto em folhas quanto em ramos de plantas inoculadas e não inoculadas da variedade Tommy Atkins, observa-se um aumento nos teores de cloro, porém, maiores nas folhas do que nos ramos. Folhas e ramos de plantas não inoculadas tiveram um aumento de 200,0 e 59,53% e, folhas e ramos de plantas não inoculadas, um aumento de 450,0 e 177,27%, respectivamente.

Na variedade Ubá, observou-se um comportamento diferente das duas outras variedades com relação aos teores de cloro nos ramos, em que houve uma diminuição dos teores com o aumento das concentrações salinas. Observou-se também aumento das concentrações de cloro folhas e em raízes.

Em ramos observou-se um acréscimo na concentração de cloro à medida que a concentração salina aumentou. O aumento observado foi maior nas raízes do que nas folhas. Folhas de plantas não inoculadas (Figura 19 C) e inoculadas (Figura 19 D) tiveram um aumento dos teores de cloro de 216,0 e 458% enquanto nas raízes, o aumento foi de 286,0 e 692,0%, respectivamente.

Na variedade Dura, observa-se que ocorreu aumento dos teores de cloro em folhas, ramos e raízes. No entanto, as folhas, tanto de plantas não inoculadas (Figura 19 E) quanto de inoculadas (Figura 19 F) apresentaram teores maiores de cloro do que ramos e raízes.

6.4. Avaliação das características fisiológicas

6.4.1. Potencial hídrico foliar (Ψ_w)

Observou-se que o Ψ_w , em função do tempo, nas folhas das plantas da variedade Tommy Atkins não inoculadas (Figura 20 A) diminuiu nas concentrações 0, 30 e 90 mmol L⁻¹ NaCl em 100, 40 e 40%. Plantas submetidas a 60 mmol L⁻¹ NaCl mantiveram seu potencial hídrico em -0,4MPa. Em plantas inoculadas (Figura 20 B) houve uma tendência em o Ψ_w ficar mais negativo. No entanto, não se observou que menores valores de potencial hídrico estavam diretamente relacionados com maiores concentrações salinas. Plantas submetidas a 0, 30, 60 e 90 mmol L⁻¹ apresentaram diminuição do potencial hídrico em 175, 100, 100 e 57,14%, respectivamente, em função do tempo.

Folhas das plantas da variedade Ubá, não inoculadas (Figura 20 C) e inoculadas (Figura 20 D), com exceção das submetidas a 0 mmol L⁻¹ NaCl, apresentaram diminuição do Ψ_w . As plantas não inoculadas em ausência de estresse salino mantiveram seu Ψ_w em -0,4MPa em função do tempo e, as inoculadas, aumentaram o seu Ψ_w em 21,87% em função do tempo.

Nas folhas das plantas da variedade Dura, à semelhança do que ocorreu com as folhas das plantas da variedade Tommy Atkins, observou-se diminuição do Ψ_w

em função do tempo em todas as concentrações de salinidade, com exceção de plantas inoculadas não submetidas ao estresse salino (0 mmol L⁻¹ NaCl), que manteve o Ψ_w em -0,4MPa no transcorrer do tempo (Figura 20E e Figura 20 F).

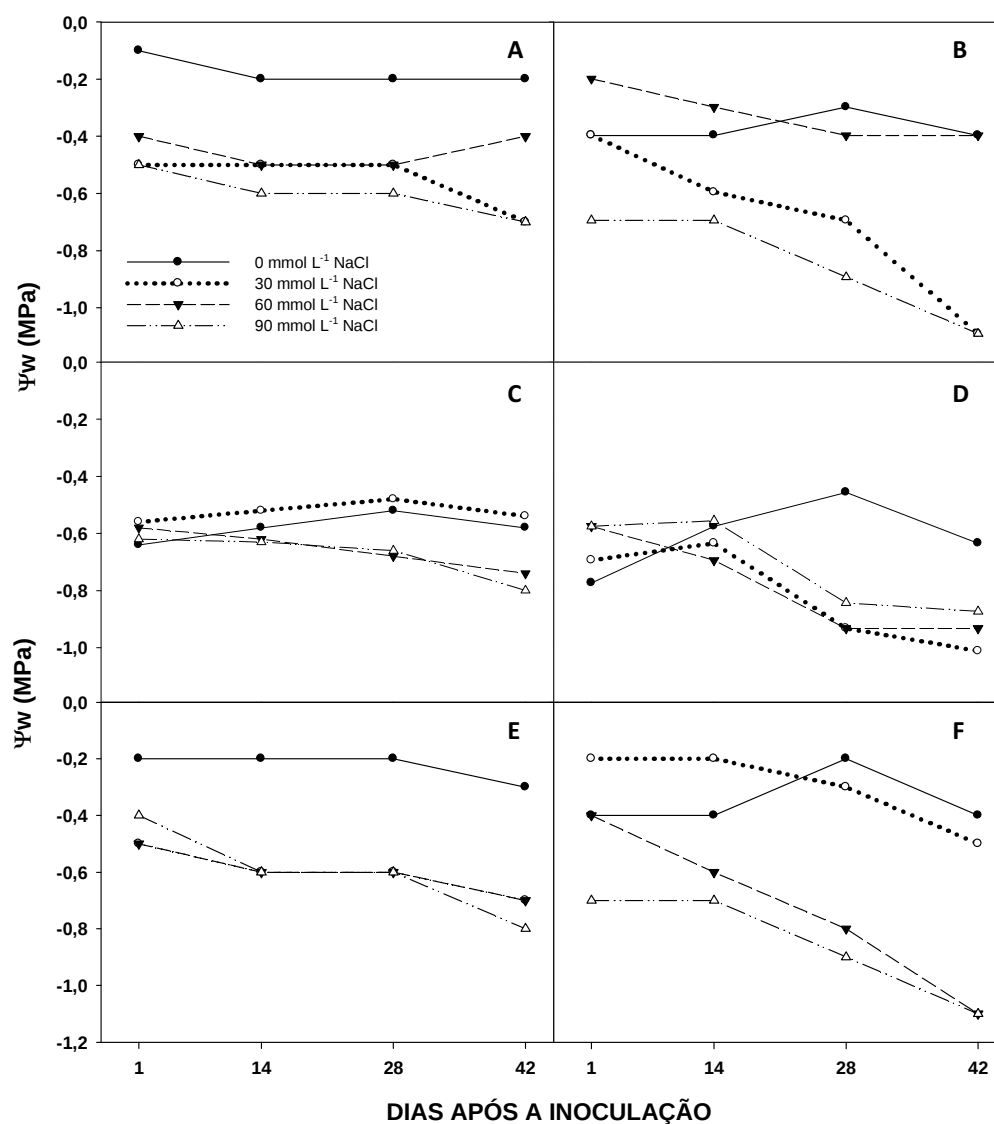


Figura 20 – Potencial hídrico foliar (Ψ_w) de folhas de mangueiras das variedades Tommy Atkins não inoculadas (A) e inoculadas (B), Dura não inoculadas (C) e inoculadas (D) e Ubá não inoculadas (E) e inoculadas (F), submetidas a diferentes concentrações de NaCl.

6.4.2. Trocas gasosas

6.4.2.1. Fotossíntese líquida (A)

A fotossíntese líquida das plantas da variedade Tommy Atkins não inoculadas (Figura 21 A) decresceu em todos os níveis de salinidade testados. Já em plantas inoculadas (Figura 21 B), a fotossíntese aumentou 51,17% em plantas não submetidas a estresse salino (0 mmol L⁻¹ NaCl) e decresceu em 148,43% em plantas submetidas a 90 mmol L⁻¹ NaCl, em função do tempo.

Para as plantas da variedade Ubá, observou-se aumento nas taxas de fotossíntese líquida tanto em plantas não inoculadas (Figura 21 C) quanto em plantas inoculadas (Figura 21 D), em todos os níveis de salinidade testados, principalmente após o 28º DAI. Em plantas não inoculadas, no entanto, o aumento da fotossíntese líquida foi, em média, 56,59% maior do que em plantas inoculadas.

Já para as plantas da variedade Dura, observou-se que a fotossíntese líquida diminuiu, em função do tempo, para plantas não inoculadas (Figura 21 E) submetidas às concentrações de 0 e 90 mmol L⁻¹ NaCl em 41,50 e 81,07%, respectivamente. Em plantas submetidas a 30 e 60 mmol L⁻¹ NaCl, houve aumento da fotossíntese, em função do tempo, em 18,45 e 18,12%, respectivamente.

Em plantas inoculadas (Figura 21 F), submetidas às concentrações de 0, 60 e 90 mmol L⁻¹ NaCl ocorreu diminuição da fotossíntese em função do tempo, em 26,93, 20,18 e 1,03%, respectivamente. Plantas submetidas a 30 mmol L⁻¹ NaCl tiveram aumento de 14,28% na fotossíntese.

6.4.2.2. Concentração interna de CO₂ (C_i/C_a)

Folhas de plantas não inoculadas (Figura 22 A) da variedade Tommy Atkins de plantas submetidas a 0 e a 60 mmol L⁻¹ NaCl apresentaram aumento da C_i/C_a de 12,38 e 0,03%, respectivamente. Já as plantas que estavam submetidas às concentrações de 30 e 90 mmol L⁻¹ NaCl apresentaram decréscimo de 12,08 e 0,39%, respectivamente na C_i/C_a. Plantas inoculadas (Figura 22 B), submetidas a 0 e a 90 mmol L⁻¹ NaCl, apresentaram aumento na C_i/C_a, em 1,44 e 0,15%, respectivamente; e, nas concentrações de 30 e 60 mmol L⁻¹ NaCl, um decréscimo de 3,33 e de 17,92%, respectivamente.

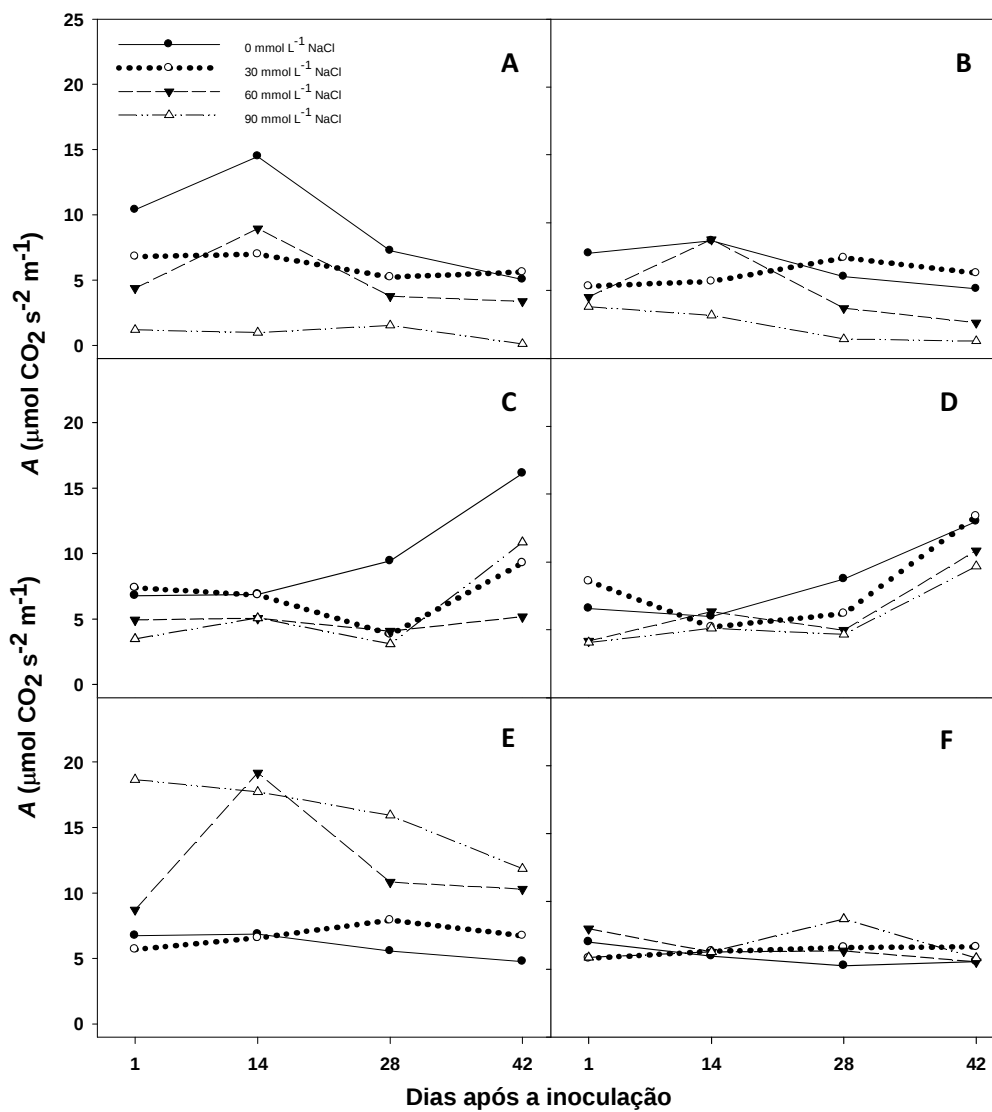


Figura 21 – Fotossíntese líquida (A) de folhas de mangueiras das variedades Tommy Atkins não inoculadas (A) e inoculadas (B), Dura não inoculadas (C) e inoculadas (D) e Ubá não inoculadas (E) e inoculadas (F), submetidas a diferentes concentrações de NaCl.

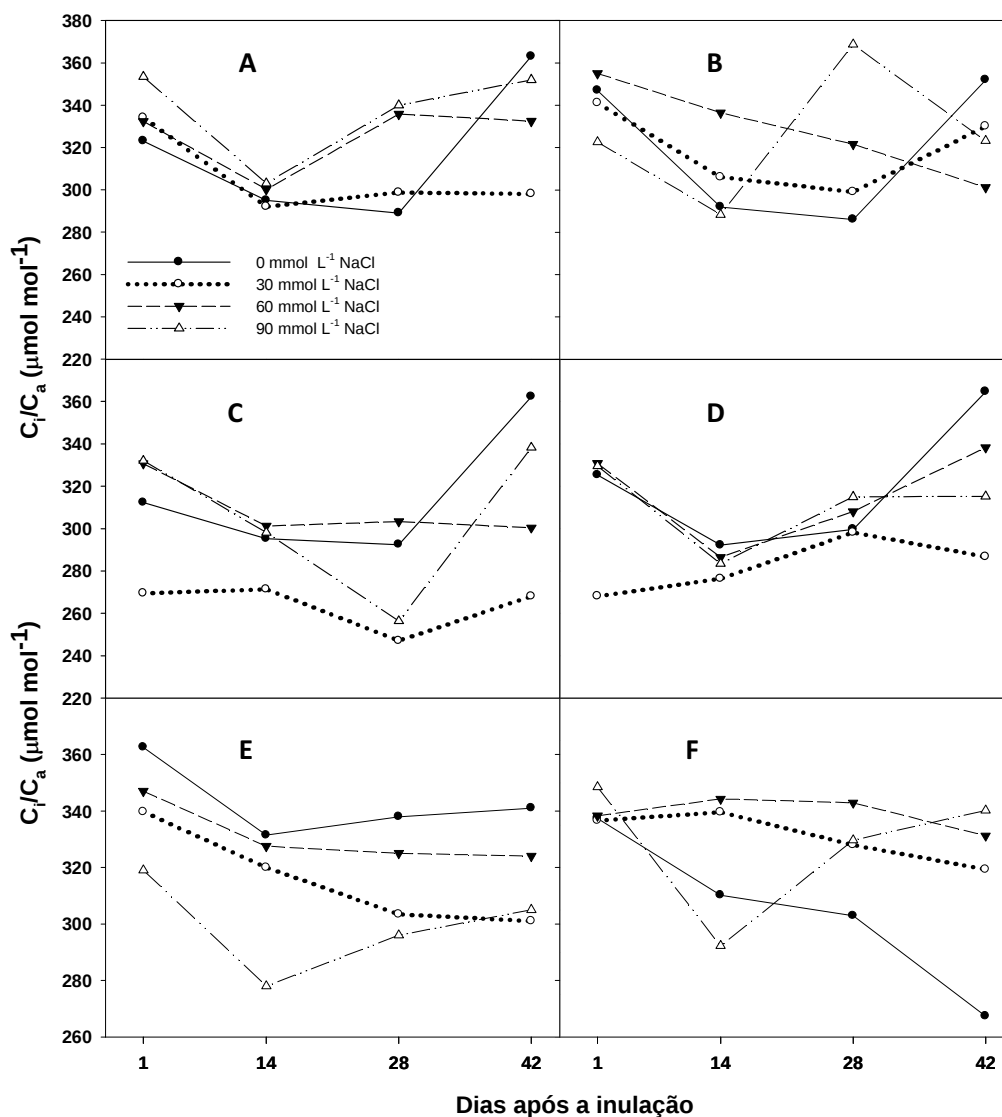


Figura 22 – Concentração interna de CO₂ (C_i/C_a) em folhas de mangueiras das variedades Tommy Atkins não inoculadas (A) e inoculadas (B), Dura não inoculadas (C) e inoculadas (D) e Ubá não inoculadas (E) e inoculadas (F), submetidas a diferentes concentrações de NaCl.

Nas folhas das plantas da variedade Ubá ocorreu o aumento da concentração interna de CO₂ com o aumento das concentrações salinas em plantas não inoculadas (Figura 22 C) submetidas às concentrações de 0 e 90 mmol L⁻¹ NaCl e, em plantas inoculadas (Figura 22 D), nas submetidas às concentrações de 0, 30 e 60 mmol L⁻¹ NaCl. Nas demais, observa-se que houve diminuição da C_i/C_a .

Quanto à variedade Dura, diferentemente das duas outras variedades, tanto plantas não inoculadas (Figura 22 E) quanto inoculadas (Figura 22 F), submetidas a todos os níveis de salinidade, apresentaram diminuição da concentração interna de CO_2 em função do tempo. Em plantas não inoculadas e inoculadas, submetidas a 0, 30, 60 e 90 mmol L^{-1} NaCl os decréscimos observados foram de 6,3, 12,82, 7,09 e 4,59%, e, de 40,68, 7,69, 2,98 e 3,36%, respectivamente.

6.4.2.3. Condutância estomática (g_s)

O estresse salino reduziu a condutância estomática apenas nas variedades Tommy Atkins e Dura.

Plantas da variedade Tommy Atkins não inoculadas (Figura 23 A), na ausência de estresse salino (0 mmol L^{-1} NaCl) apresentaram aumento de 42,77% na g_s enquanto plantas submetidas a 90 mmol L^{-1} NaCl, apresentaram redução de 5,26%, em função do tempo. No entanto, plantas inoculadas (Figura 23 B), mesmo na ausência de estresse salino (0 mmol L^{-1} NaCl), apresentaram redução de 50,67% na g_s , enquanto que as submetidas ao maior nível de estresse salino (90 mmol L^{-1} NaCl) apresentaram redução de 133,0% na g_s .

Na variedade Ubá, plantas submetidas a todos os níveis de salinidade, não inoculadas (Figura 23 C) e inoculadas (Figura 23 D), apresentaram aumentos nos valores da g_s em função do tempo, independentemente de estarem ou não inoculadas.

Nas plantas da variedade Dura houve decréscimo nos valores da condutância estomática em plantas não inoculadas (Figura 23 E) e inoculadas (Figura 23 F) submetidas a todos os níveis de concentração salina. No entanto, plantas submetidas a concentrações mais altas de NaCl (90 mmol L^{-1}), quando comparadas às plantas submetidas à ausência de estresse salino (0 mmol L^{-1} NaCl), apresentaram valores menores de condutância estomática. Plantas inoculadas, submetidas a 0 mmol L^{-1} NaCl, apresentaram decréscimo de 7,02% na g_s , enquanto nas submetidas a 90 mmol L^{-1} NaCl o decréscimo foi de 45,61%.

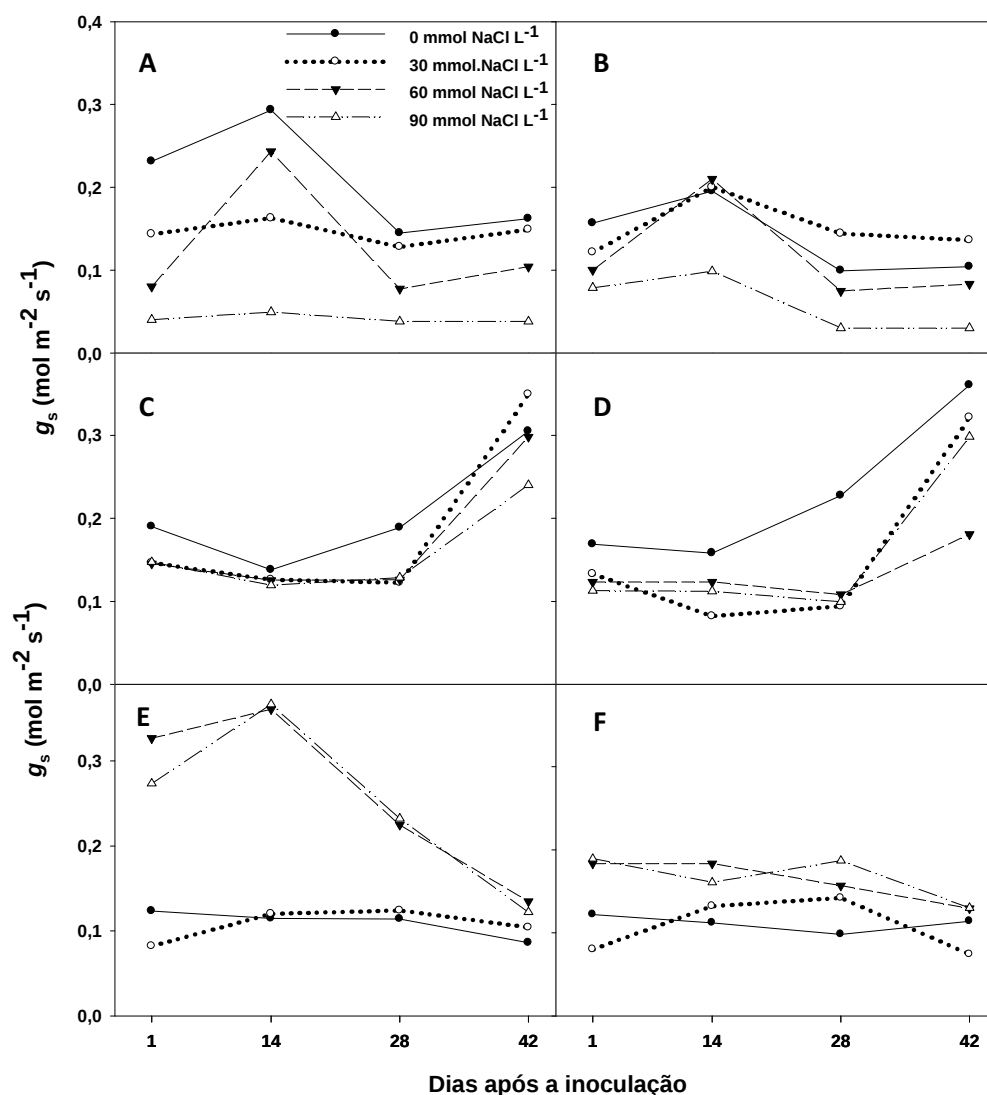


Figura 23 – Condutância estomática (g_s) em folhas de mangueiras das variedades Tommy Atkins não inoculadas (A) e inoculadas (B), Dura não inoculadas (C) e inoculadas (D) e Ubá não inoculadas (E) e inoculadas (F), submetidas a diferentes concentrações de NaCl.

6.4.2.4. Taxa transpiratória (E)

Observa-se na que a taxa transpiratória decresceu nas plantas da variedade Tommy Atkins, não inoculadas (Figura 24 A) e inoculadas (Figura 24 B), em todos os níveis de salinidade. Este decréscimo foi maior em plantas inoculadas do que nas plantas não inoculadas, quando submetidas à maior concentração salina. Em plantas não inoculadas, submetidas a 90 mmol L^{-1} NaCl o decréscimo na taxa transpiratória foi de 8,97% enquanto que em plantas inoculadas, também submetidas a 90 mmol L^{-1} NaCl, o decréscimo foi de 164,4%.

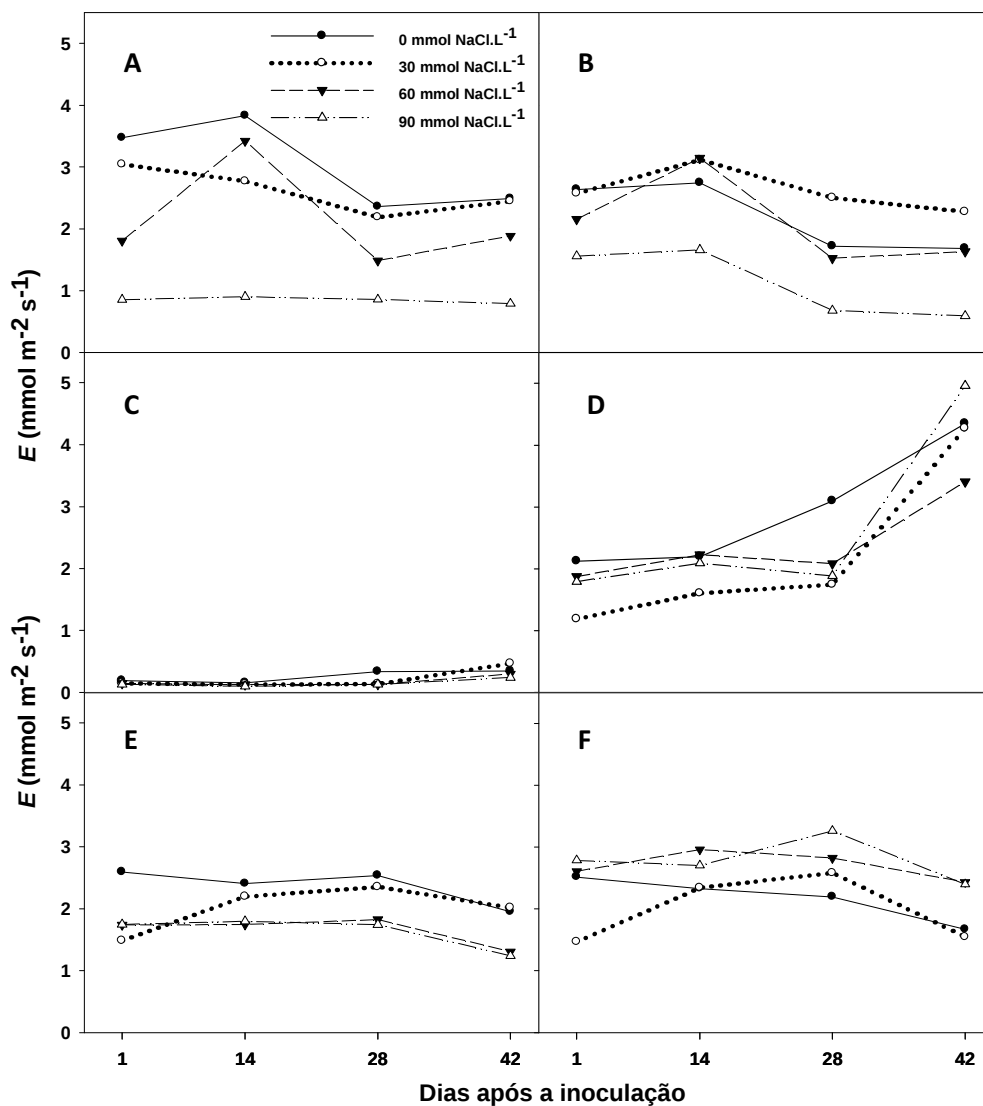


Figura 24 – Taxa transpiratória (E) em folhas de mangueiras das variedades Tommy Atkins não inoculadas (A) e inoculadas (B), Dura não inoculadas (C) e inoculadas (D) e Ubá não inoculadas (E) e inoculadas (F), submetidas a diferentes concentrações de NaCl.

Na variedade Ubá observou-se um comportamento totalmente diferente das outras duas variedades, já que houve um aumento da taxa transpiratória, em plantas não inoculadas (Figura 24 C) e inoculadas (Figura 24 D), em todos os níveis de salinidade estudados. Assim, plantas não inoculadas e inoculadas, na ausência de estresse salino (0 mmol L^{-1} NaCl), apresentaram aumentos da taxa transpiratória, de 78,94 e de 104,72%, respectivamente, em função do tempo. Já plantas não inoculadas e inoculadas, submetidas à maior concentração salina (90 mmol L^{-1} NaCl)

apresentaram aumento da taxa transpiratória de 100% e de 177,09%, respectivamente.

Na variedade Dura, plantas não inoculadas (Figura 24 E) e inoculadas (Figura 24 F) apresentaram decréscimo nos valores da taxa transpiratória, de forma semelhante ao que ocorreu com as plantas da variedade Tommy Atkins.

6.5. Fluorescência da clorofila *a*

6.5.1. Estado Adaptado ao Escuro (EAE)

6.5.1.1. Fluorescência inicial (F_0)

Nas plantas da variedade Tommy Atkins inoculadas (Figura 25 A) e não inoculadas (Figura 25 B), os valores de F_0 decresceram entre o 1º e o 42º DAI. Em plantas submetidas a 90 mmol L⁻¹ de NaCl, os valores de F_0 , além de serem menores, apresentaram um decréscimo mais acentuado ao longo do tempo do que os observados em plantas submetidas a 0 mmol L⁻¹ NaCl. Plantas submetidas a 0 mmol L⁻¹ NaCl, não inoculadas e inoculadas, tiveram decréscimos da F_0 em 4,4 e 33,8%, respectivamente; e, plantas submetidas a 90 mmol L⁻¹ NaCl o decréscimo em plantas não inoculadas e inoculadas, ao longo do tempo, foi de 244,5 e 63,86%, respectivamente.

Plantas da variedade Ubá comportaram-se de forma diferente, quando comparadas às plantas da variedade Tommy Atkins, já que apresentaram valores crescentes de F_0 ao longo do tempo, exceto para plantas não inoculadas (Figura 25 C) submetidas a 0 e 30 mmol L⁻¹ NaCl e, para plantas inoculadas (Figura 25 D), submetidas a 30 mmol L⁻¹ NaCl. Plantas não inoculadas e inoculadas, submetidas ao maior nível de concentração salina (90 mmol L⁻¹ NaCl) apresentaram incremento de 2,21 e de 2,20%, respectivamente.

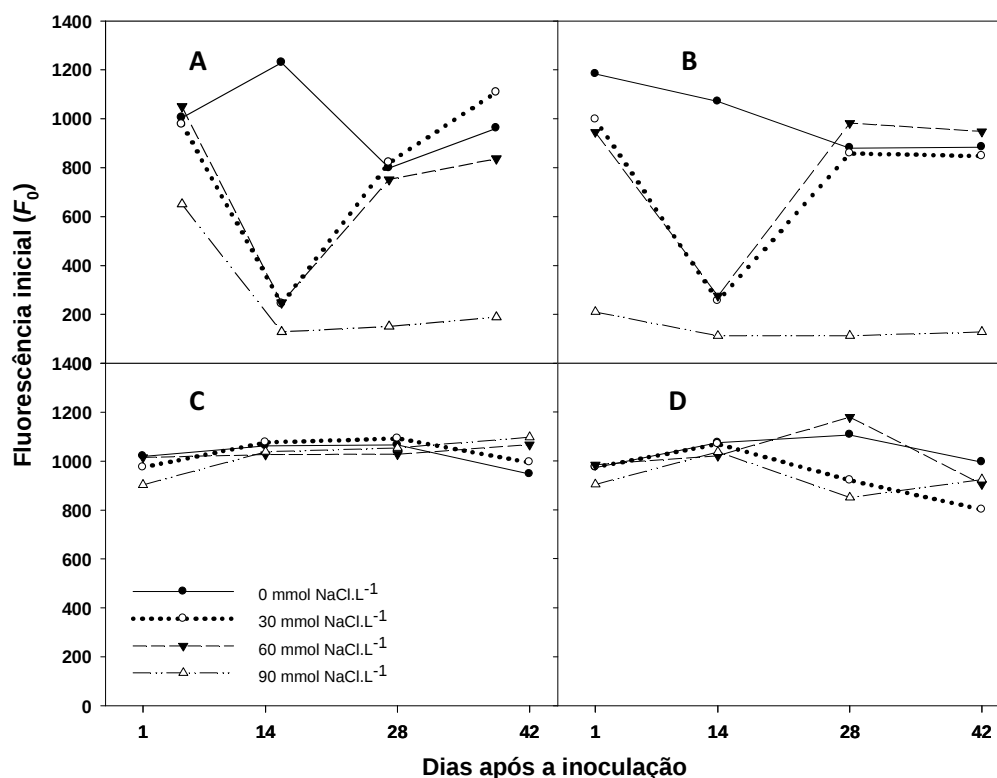


Figura 25 – Fluorescência inicial da clorofila (F_0) em folhas de mangueiras das variedades Tommy Atkins não inoculadas (A) e inoculadas (B) e Ubá não inoculadas (E) e inoculadas (F), submetidas a diferentes concentrações de NaCl.

6.5.1.2. Fluorescência máxima (F_m)

Plantas da variedade Tommy Atkins não inoculadas (Figura 26 A) apresentaram uma tendência inicialmente de decréscimo de F_m e, após o 14º DAI, ocorreu aumento dos valores de F_m em função do tempo, com exceção das plantas submetidas a 0 mmol L^{-1} NaCl, que mantiveram a tendência inicial de decréscimo (1,40%). Já as plantas inoculadas (Figura 26 B) apresentaram tendência de aumento dos valores em relação ao tempo decorrido, sendo o maior aumento observado em plantas submetidas a 0 mmol L^{-1} NaCl (8,46%) e o menor aumento, em plantas submetidas a 30 mmol L^{-1} NaCl (1,46%).

A F_m em plantas não inoculadas (Figura 26 C) da variedade Ubá, submetidas aos quatro níveis de salinidade, foi constante até o 14º DAI e, após essa data, os valores decresceram, tanto em plantas não inoculadas quanto em plantas inoculadas (Figura 26 D). Decréscimos maiores foram observados em plantas submetidas ao

maior nível de estresse salino (90 mmol L⁻¹ NaCl). Em plantas não inoculadas, esse decréscimo observado no 42º DAI em relação ao 1º DAI foi de 18,39% enquanto que, em plantas inoculadas foi de 47,23%. Plantas não inoculadas, submetidas à ausência de estresse salino (0 mmol L⁻¹ NaCl), apresentaram decréscimo da F_m de 13,56% enquanto que plantas inoculadas, sob as mesmas condições, o decréscimo foi de 11,41%.

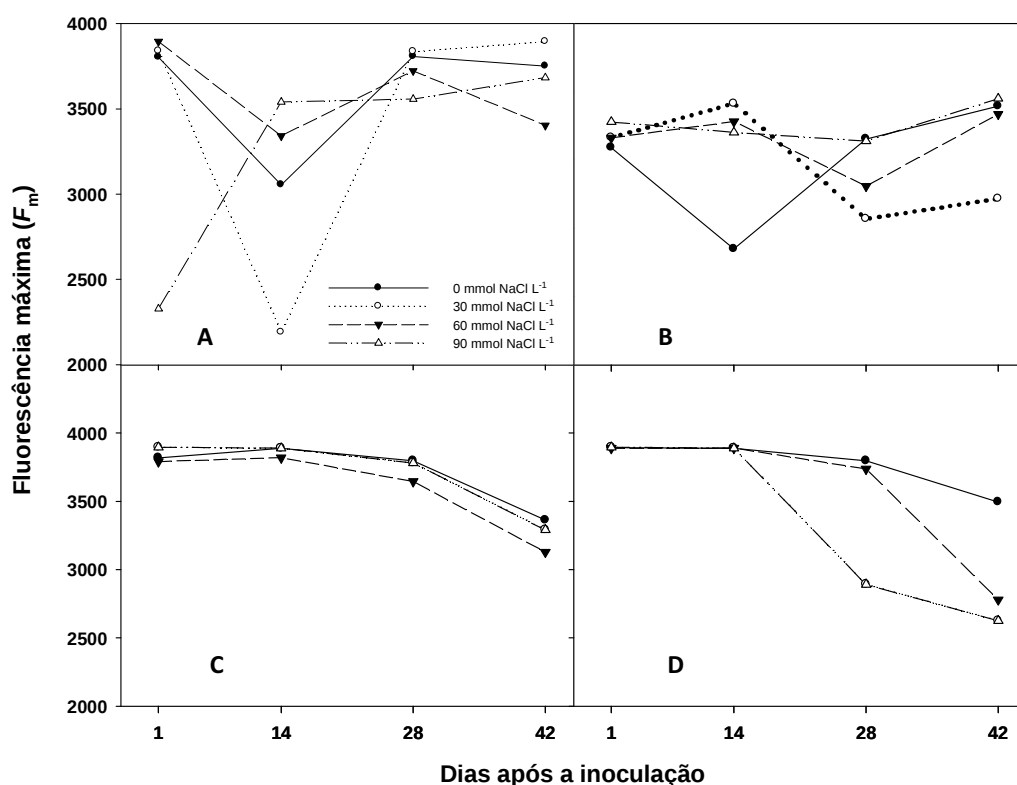


Figura 26 – Fluorescência máxima (F_m) em folhas de mangueiras das variedades Tommy Atkins não inoculadas (A) e inoculadas (B) e Ubá não inoculadas (C) e inoculadas (D), submetidas a diferentes concentrações de NaCl.

6.5.1.3. Fluorescência variável (F_v)

Em plantas da variedade Tommy Atkins não inoculadas (Figura 27 A) os valores de F_v aumentaram em função do tempo, quando submetidas a 30 mmol L⁻¹ NaCl (7,05%). Nas demais, submetidas a 0, 60 e 90 mmol L⁻¹ NaCl, a F_v decresceu em 6,36%, 2,72% e em 180,61%. Nas plantas não inoculadas (Figura 27 B), com

exceção das que estavam submetidas a 60 mmol L⁻¹ NaCl, que apresentaram decréscimo de 128,77%, as demais, submetidas a 0, 30 e 90 mmol L⁻¹ NaCl apresentaram aumento de 13,53, 26,08 e 0,13%, respectivamente, indicando que houve um incremento da F_0 até a F_m .

Nas plantas da variedade Ubá não inoculadas (Figura 27 C), houve decréscimo nos valores de F_m em todos os níveis de salinidade em função do tempo, sendo o menor decréscimo, de 5,92%, observado em plantas que sob ausência de estresse salino. Em plantas inoculadas (Figura 27 D), submetidas a 0, 30 e 90 mmol L⁻¹ NaCl, os valores da F_v decresceram em 10,49, 2,26 e 4,92%, respectivamente. Apenas plantas submetidas a 60 mmol L⁻¹ NaCl tiveram os valores da F_v aumentados em 3,86%.

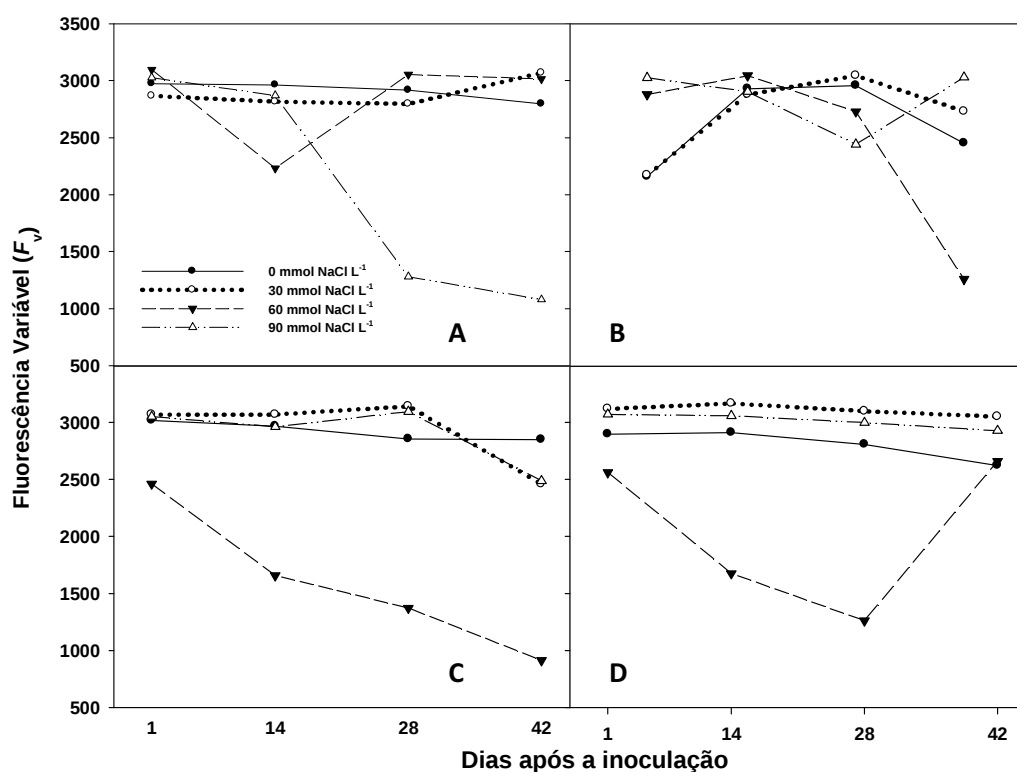


Figura 27 – Fluorescência variável (F_v) em folhas de mangueiras das variedades Tommy Atkins não inoculadas (A) e inoculadas (B) e Ubá não inoculadas (C) e inoculadas (D), submetidas a diferentes concentrações de NaCl.

6.5.1.4. Rendimento quântico potencial (F_v/F_m)

O aumento na concentração de NaCl proporcionou o aumento do F_v/F_m nas folhas das plantas da variedade Tommy Atkins não inoculadas (Figura 28 A), exceto para a concentração de 60 mmol L⁻¹ NaCl, onde se observou redução de 4,19%, em função do tempo. Em folhas de plantas inoculadas (Figura 27 B), ocorreu aumento do F_v/F_m nas concentrações de 30 e 90 mmol L⁻¹ NaCl, os quais foram de 32,92 e de 13,34%, respectivamente.

Valores decrescentes do F_v/F_m foram observados para folhas de plantas da variedade Ubá não inoculadas (Figura 28 C), submetidas a 0 e 30 mmol L⁻¹ NaCl e para plantas inoculadas (Figura 28 D), em função do tempo, submetidas a todos os níveis de salinidade testados, evidenciando uma maior tolerância dessa variedade ao estresse salino.

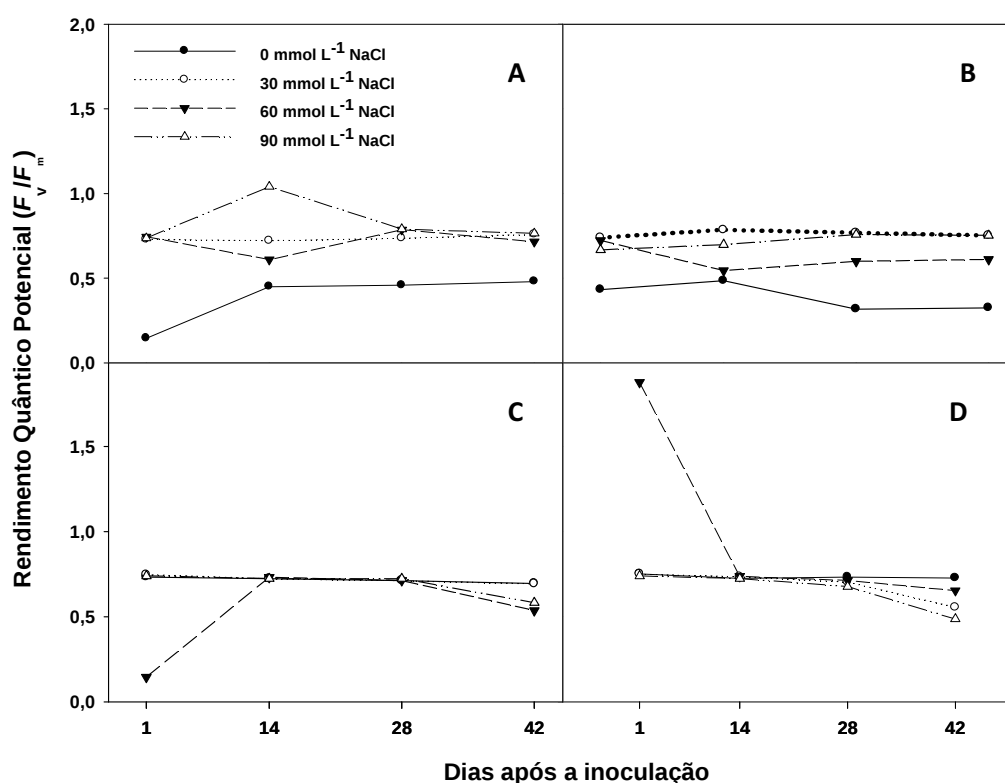


Figura 28 – Rendimento Quântico Potencial (F_v/F_m) em folhas de mangueiras das variedades Tommy Atkins não inoculadas (A) e inoculadas (B) e Ubá não inoculadas (E) e inoculadas (F), submetidas a diferentes concentrações de NaCl.

6.5.2. Estado Adaptado à Luz (EAL)

6.5.2.1. Eficiência do fotossistema II (ϕ PSII)

A eficiência do fotossistema II das plantas da variedade Tommy Atkins, em função do tempo, foi crescente nas folhas de plantas não inoculadas (Figura 29 A) submetidas a 0, 30 e 60 mmol L⁻¹ NaCl (7,0, 7,02 e 4,16% respectivamente) e em plantas inoculadas (Figura 29 B), também submetidas a 0, 30 e 60 mmol L⁻¹ NaCl (34,7, 34,73 e 5,47%, respectivamente). Nas demais, ocorreram decréscimos na eficiência do fotossistema II.

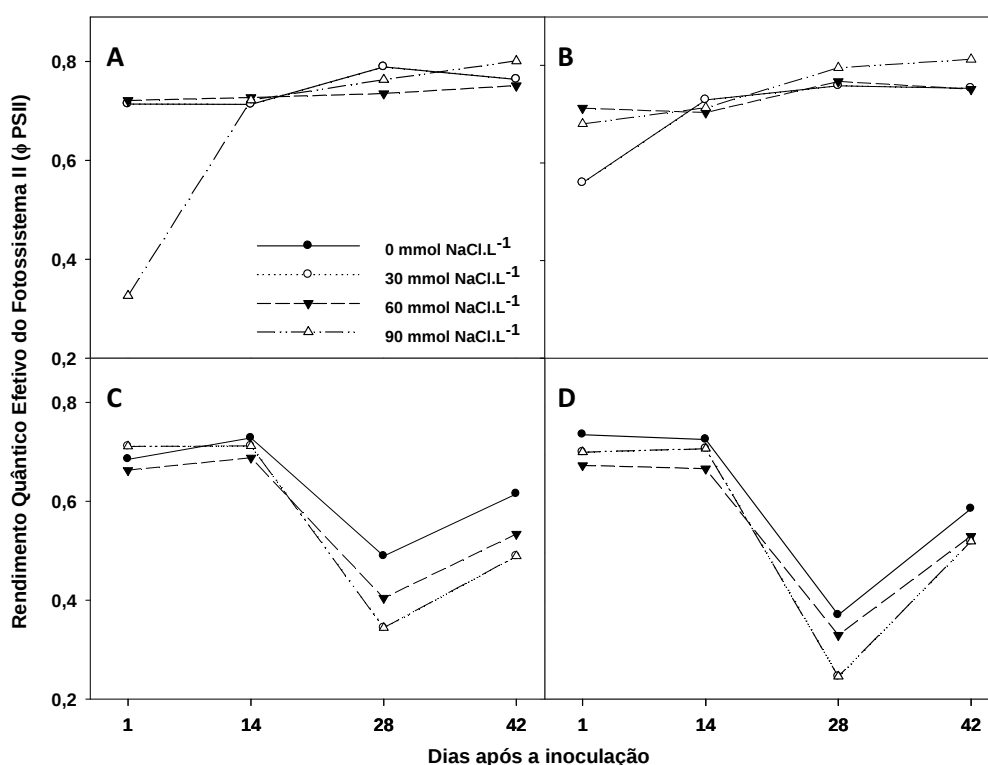


Figura 29 – Eficiência do fotossistema II (ϕ PSII) em folhas de mangueiras das variedades Tommy Atkins não inoculadas (A) e inoculadas (B) e Ubá não inoculadas (C) e inoculadas (D), submetidas a diferentes concentrações de NaCl.

Em plantas da variedade Ubá, plantas não inoculadas (Figura 29 C) e inoculadas (Figura 29 D), apresentaram decréscimos nos valores da eficiência do fotossistema II em função da concentração salina e do aumento do tempo. Plantas

não inoculadas, submetidas a 0, 30, 60 e 90 mmol L⁻¹, apresentaram um decréscimo de 6,12, 7,79, 24,15 e 27,16%, respectivamente; e, plantas inoculadas, submetidas a 0, 30, 60 e 90 mmol L⁻¹ NaCl, apresentaram decréscimo de 3,32, 35,40, 52,30 e 187,11%, respectivamente.

6.5.2.2. Taxa de Transporte de Elétrons (*ETR*)

Plantas da variedade Tommy Atkins não inoculadas (Figura 30 A) submetidas a todos os níveis de salinidade e, inoculadas (Figura 30 B), submetidas a 0 mmol L⁻¹ NaCl não apresentaram redução na *ETR* em função do tempo.

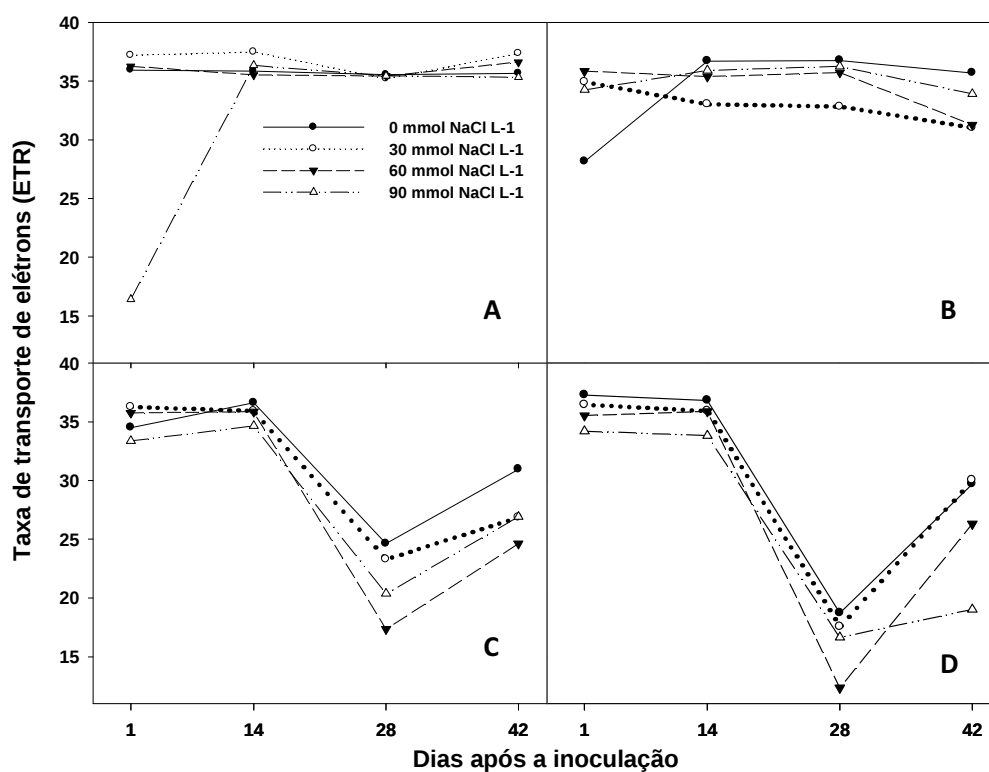


Figura 30 – Taxa de transporte de elétrons (*ETR*) em folhas de mangueiras das variedades Tommy Atkins não inoculadas (A) e inoculadas (B) e Ubá não inoculadas (C) e inoculadas (D), submetidas a diferentes concentrações de NaCl.

Nas plantas da variedade Ubá, ao contrário do que foi observado nas plantas da variedade Tommy Atkins, a *ETR* diminuiu em todos os níveis de salinidade testados, em plantas não inoculadas (Figura 30 C) e inoculadas (Figura 30 D).

Plantas não inoculadas, submetidas a 0, 30, 60 e 90 mmol L⁻¹ NaCl, apresentaram decréscimo na *ETR* de 11,43, 35,05, 45,25 e 24,01%, respectivamente. Já as plantas inoculadas, submetidas a 0, 30, 60 e 90 mmol L⁻¹ NaCl, apresentaram decréscimos de 25,52, 21,38, 35,05 e 79,15% nos valores da *ETR*, em função do tempo.

7. DISCUSSÃO

Plantas da variedade Ubá apresentaram os menores valores de comprimento acrópeto da lesão, comprimento basípeto da lesão, comprimento total da lesão, e área radial da lesão o que sugere que sejam mais resistentes ao fungo *C. fimbriata* do que as variedades Tommy Atkins e Dura.

Nas três variedades de mangueira, o valor de comprimento acrópeto da lesão foi maior que o comprimento basípeto da lesão. Resultados anteriores mostraram que, se ocorre morte do setor apical em consequência de estresse hídrico em alguma árvore já infectada por *C. fimbriata*, o avanço ascendente do patógeno é muito rápido (FERREIRA et al., 2006). Isso pode ser influenciado pela ascensão da seiva pelo xilema, ainda que o patógeno não colonize essencialmente os vasos xilemáticos como se pensava, e sim, praticamente todos os tecidos do caule, como observado por Araújo et al. (2014).

Plantas da variedade Tommy Atkins apresentaram mais sintomas externos da murcha-de-ceratocystis (seca das folhas), quando comparadas às variedades Ubá e Dura. O sintoma mais típico da murcha-de-ceratocystis é uma seca, iniciada a partir de ramos mais finos do dossel, que progride lentamente em direção ao tronco da mangueira causando o anelamento e a morte da planta (CUNHA et al., 2000). Al-Adawi et al. (2006), estudando essa doença no Sultanato de Omã, descrevem como sintomas iniciais a ocorrência de goma na casca e a morte dos ramos em árvores afetadas, as quais exibiram também sintomas como escurecimento vascular abaixo da goma que se formava sob os cancrios.

Plantas da variedade Tommy Atkins apresentaram fortes sintomas de estresse salino, enquanto que os mesmos foram imperceptíveis nas plantas das variedades Ubá e Dura. As raízes tendem a manter constantes os níveis de cloro ao longo do tempo de exposição ao estresse (RHOADES; LOVEDAY, 1990; WILLARDINO; CÂMARA, 2010). Mas, no caso destes íons serem translocados para a parte aérea, os sintomas de estresse salino, como os observados em folhas das plantas da variedade Tommy Atkins, são mais evidentes em folhas mais velhas, como uma seca das bordas.

Há pouca evidência de recirculação do Na^+ da parte aérea para as raízes, sugerindo que o seu transporte é prioritariamente unidirecional (TESTER; DAVENPORT, 2003). Isso resultaria em um progressivo acúmulo desses íons à medida que as folhas envelhecessem, caso esse elemento não tivesse sido compartimentalizado nas raízes.

Provavelmente o que ocorreu, foi uma maior concentração de Na^+ nas raízes das plantas das variedades Ubá e Dura, o que explicaria, em parte, a ausência de sintomas de estresse salino em suas folhas. Na literatura há vários registros em que plantas submetidas a diferentes níveis de salinidade, não manifestaram sintomas visuais estresse salino (CAVALCANTI et al., 2004; GARCIA et al., 2007).

A sensibilidade das culturas também ao Cl^- é bastante variável e as frutíferas começam a mostrar sintomas de danos quando ocorrem concentrações acima de 0,3% de cloreto, em base de peso seco (DIAS; BLANCO, 2010). Kadman et al. (1976), estudando mecanismos de tolerância ao cloro pela variedade de mangueira da variedade 13/1, relataram que tais mecanismos, nessa variedade, seriam baseados em uma maior tolerância fisiológica à concentração de cloro no tecido foliar e não na exclusão desse elemento.

À medida que as concentrações de Na^+ e Cl^- aumentaram, os teores de N também aumentaram nas folhas das plantas das variedades Tommy Atkins e Ubá. Um dos efeitos deletérios da presença de excesso de sais, principalmente de NaCl , é a redução do crescimento das plantas, induzindo a desordens nutricionais (FERNANDES, 2003), ou seja, ocorrem acréscimos ou decréscimos de nutrientes essenciais ao desenvolvimento normal da planta.

Alguns autores afirmam que o acúmulo de compostos nitrogenados em plantas está relacionado à tolerância ou a diminuição dos efeitos da salinidade em vegetais, em razão do acúmulo deste elemento elevar a capacidade de ajustamento

osmótico das plantas à salinidade e por aumentar a resistência das culturas ao estresse hídrico e salino (FLORES et al., 2001; SILVEIRA et al., 2003; MANSOUR et al., 2003; SILVA et al., 2008). Esta maior absorção de N mediante aumento de salinidade poderia ser explicada devido ao fato do transporte de nitrogênio ser predominantemente por fluxo de massa; assim, a maior transpiração, estimulada pela maior concentração de sais, poderia facilitar a sua absorção (TAIZ; ZEIGER, 2004). Na literatura, há vários relatos de aumento dos teores de nitrogênio em diversas espécies de plantas submetidas ao excesso de salinidade (VIÉGAS et al., 2004; RUBIO et al., 2005; POZZA et al., 2010; SOUSA et al., 2012; FREITAS et al., 2012; NOBRE et al., 2013).

No presente trabalho, entretanto, os teores de N na variedade Dura decresceram. Resultado semelhante foi encontrado por Murta (2013), que descreve que os teores de N foram reduzidos em mangueiras submetidas a estresse salino, tanto inoculadas quanto não inoculadas. Suhayda et al. (1990) relataram que com o aumento do tempo de exposição das plantas aos sais pode ocorrer inibição na absorção, por exemplo, de nitrato, devido à interação NO_3/Cl^- nos sítios de absorção ou à despolarização da membrana pelo sódio.

Quanto aos teores de N nos ramos, constatou-se que foram maiores do que nas folhas apenas nas plantas da variedade Tommy Atkins, o que pode ter ocorrido em função de que essa variedade foi que mais sofreu danos com o estresse salino, manifestando intenso secamento e queda de folhas. Sendo assim, ao se proceder a avaliação nutricional, possivelmente as folhas remanescentes estavam com boa parte de sua matéria vegetal seca e com baixos teores de nitrogênio, o que não ocorreu nos ramos.

Plantas da variedade Tommy Atkins apresentaram altos teores de P nas maiores concentrações salinas. Em contraste, plantas das variedades Ubá e Dura mostraram baixos teores de fósforo nas mesmas concentrações. Alguns autores relatam que o aumento na salinidade do solo resulta em decréscimos da concentração de P nos tecidos da planta (SHARPLEY et al., 1992; WILLADINO; CAMARA, 2010). Observou-se também que diferentes níveis de salinidade não promoveram efeito significativo sobre o teor de fósforo (NOBRE et al., 2013). Grattan e Grieve (1994) mostraram que a salinidade pode incrementar ou não ter efeito sobre a absorção de P, e afirmam ainda que, a interação entre salinidade e P em nutrição de plantas é igualmente complexa como a que ocorre entre salinidade e nitrogênio.

Ainda segundo Lucena (2009), a interação entre salinidade e P é altamente dependente da espécie da planta ou cultivar, da fase fenológica da planta, do nível e composição da salinidade e da concentração de P no substrato; portanto, depende das plantas que se está avaliando.

Adicionalmente, com exceção das folhas da variedade Dura submetidas à concentração de 0 mmol L⁻¹ NaCl, nas demais folhas e ramos, os teores de P variaram entre 0,10 e 0,16 dag/kg, teores esses considerados adequados para folhas do último fluxo de brotação (QUAGGIO et al., 1997). Assim, a salinidade também parece não ter influenciado a absorção de P pelas plantas.

Quanto à presença do fungo, o comportamento de cada variedade não diferiu em função da inoculação, indicando que o fungo não interferiu na maior ou menor absorção deste elemento.

Os teores de K⁺ nas folhas e ramos das plantas não inoculadas e inoculadas da variedade Tommy Atkins aumentaram, à medida que a concentração salina aumentou. Porém nos ramos de plantas inoculadas, diminuíram.

Parida et al. (2004) afirmam que o estresse causado pelo aumento de Na⁺ e Cl⁻ em determinadas plantas, faz com que esses elementos sejam acumulados em maior quantidade nas folhas, seguidos pelas raízes e, nessa situação, observa-se o efeito antagônico destes íons sobre o potássio (WATAB et al., 1991; SILVA et al., 2003), que diminui, particularmente, nas folhas. A habilidade das plantas em manter altos teores de K⁺ e baixos níveis de Na⁺ dentro do tecido é um dos mecanismos chave que contribuem para expressar maior tolerância à salinidade (MANSOUR et al., 2003; CHINNUSAMY et al., 2005; NOBRE et al., 2013), sendo variável entre genótipos (AYERS; WESTCOT, 1999).

Na variedade Ubá, observou-se diminuição dos teores de K⁺ nas folhas, em plantas não inoculadas e inoculadas, enquanto nos ramos o comportamento foi oposto. Mirisola Filho (2003) também detectou que o teor de K⁺ diminuiu com o aumento da concentração de NaCl em alguns porta-enxertos de mangueira, o que pode ser explicado devido ao antagonismo entre o Na⁺ e o K⁺. Outra explicação seria o grau de seletividade das raízes entre o K⁺ ou o Na⁺, que pode variar muito com a espécie (GRATTAN; GRIEVE, 1994). Na variedade Dura, observou-se diminuição do teor de K em folhas e ramos de plantas não inoculadas e inoculadas, com exceção de folhas de plantas inoculadas, em que houve pequeno aumento.

Plantas das variedades Tommy Atkins, Ubá e Dura apresentaram altos teores de Ca^{2+} nas maiores concentrações salinas em folhas e ramos de plantas não inoculadas. Zuazo et al. (2003) também observaram aumento nos teores de cálcio foliar da mangueira da variedade Osteen em função do aumento da salinidade da água de irrigação. Como uma das funções do Ca^{2+} é estrutural, provavelmente seu aumento ocorreu em função do acúmulo para manutenção e ou reparo das estruturas das membranas.

Já para as folhas e ramos de plantas da variedade Tommy Atkins inoculadas, houve diminuição dos teores de Ca^{2+} , o que não é desejável, pois o Ca^{2+} participa de importantes funções enzimáticas, inclusive em processos de transferência do fosfato (MARSCHNER, 1995). Grattan e Grieve (1992) afirmam que aumento de sódio também pode inibir o movimento radial de Ca^{2+} da solução externa para o xilema das raízes

Na literatura, há relatos de aumento e de diminuição dos teores de cálcio em função do aumento da salinidade. Mangueiras 'Tommy Atkins' apresentaram aumento de Ca^{2+} na folha em função do aumento nos níveis de salinidade, ou seja, níveis elevados de NaCl foram diretamente proporcionais aos teores mais altos de cálcio (LUCENA et al., 2012). Já Lacerda et al. (2004), estudando solos com problema de salinidade, verificaram o aumento na concentração de Na^+ acompanhado pelo decréscimo na concentração de Ca^{2+} trocável, resultando em desequilíbrio iônico, que pode afetar o crescimento das plantas de modo geral. Quando a concentração de Na^+ se eleva no citosol, ocorrem alterações na absorção e no metabolismo do Ca^{2+} . O Na^+ substitui o cálcio das membranas celulares, afetando a sua permeabilidade (RENGEL, 1992).

As folhas das plantas da variedade Tommy Atkins não inoculadas apresentaram aumento dos teores de Mg^{2+} , e o inverso foi observado nos ramos. Já em plantas inoculadas os teores de Mg^{2+} em folhas e ramos se mantiveram baixos em todas as concentrações de NaCl. O decréscimo nos teores de Mg^{2+} nas folhas pode estar relacionado com a diminuição da fotossíntese e a competição iônica com Na^+ , como sugerido por Murta (2013).

Na variedade Dura, os teores de Mg^{2+} foram maiores nas folhas do que nos ramos. Plantas não inoculadas tiveram teores crescentes nas folhas e decrescentes nos ramos. Ferreira et al. (2001) observaram em goiabeiras que o Mg^{2+} foi elemento menos afetado pelo estresse salino. Já, em umbuzeiro, maior percentual de Mg^{2+} na

parte aérea foi associado ao aumento das doses de Na^+ (NEVES et al., 2004). A grande variabilidade de resultados realça a importância da necessidade de mais estudos sobre a influência da salinidade sobre a concentração desse elemento nos diferentes tecidos vegetais, como sugerido por Azevedo Neto et al. (1995)

O incremento do nível Na^+ determinou o aumento dos seus teores em plantas inoculadas e não inoculadas das variedades Tommy Atkins e Dura e uma diminuição dos teores na variedade Ubá. Schmutz e Ludders (1999) também observaram aumento dos teores de Na^+ em mangueiras em função do aumento da concentração de NaCl no substrato de cultivo. À medida que as concentrações de NaCl aumentaram, aumentaram também os teores de Cl^- as folhas e ramos das plantas das variedades Tommy Atkins e Dura, inoculadas e não inoculadas. Na variedade Ubá, entretanto, observou-se o decréscimo na concentração deste elemento à medida que a concentração salina aumentou.

Nas três variedades estudadas, observa-se que houve uma tendência de diminuição do potencial hídrico em função do tempo nas plantas inoculadas, o que provavelmente é resultado do comprometimento dos feixes vasculares com o crescimento das estruturas do fungo, pois não se observou que menores valores de potencial hídrico estavam diretamente relacionados com maiores concentrações salinas.

Nas plantas não inoculadas o potencial hídrico manteve-se mais alto do que nas plantas inoculadas, em função do tempo, provavelmente devido a um ajuste osmótico dessas plantas. O ajuste osmótico nada mais é do que o acúmulo por plantas, quando submetidas a estresses abióticos, de uma mistura complexa de ácidos orgânicos, açúcares e aminoácidos. Esse ajuste osmótico acontece porque as células vegetais tendem a atingir um equilíbrio do potencial hídrico com o ambiente local, absorvendo ou perdendo água. A salinidade reduz a habilidade da planta em absorver água e causa as mesmas mudanças metabólicas àquelas causadas por déficit hídrico (MUNNS, 2002). Em folhas bem hidratadas, o potencial hídrico varia de - 0,2 a -1,0 MPa, enquanto folhas de plantas de climas muito áridos podem atingir um potencial que varia de -2,0 a -5,0 MPa, em condições extremas (TAIZ; ZEIGER, 2004).

Lima Filho et al. (2002) estudaram a variedade Tommy Atkins sob condições de irrigação e encontraram, nas horas mais frescas, um potencial hídrico de -0,5 e -0,45 MPa, respectivamente; e, no horário mais quente do dia, um potencial hídrico de -1,26 MPa. Segundo Pongsoomboon (1991), o murchamento irreversível das

folhas da variedade Kensington ocorre quando o potencial hídrico atinge -3,5 MPa. Neste trabalho o potencial hídrico mais negativo encontrado foi de -1,1 MPa, nas variedades Tommy Atkins e Dura, ambas inoculadas com o fungo *C. fimbriata*.

Quanto aos valores obtidos nas avaliações das trocas gasosas a diferença entre o comportamento das variedades Tommy Atkins, Dura e Ubá provavelmente provém da grande variabilidade genética existente entre variedades da mesma espécie (IYER; DEGANI, 1997), o que faz que também apresente variações nos processos fisiológicos; por exemplo, na taxa de fotossíntese líquida.

Durante a fotossíntese, o CO₂ move-se a partir da atmosfera em torno da folha através do mesofilo, pelos estômatos, para as cavidades internas subestomáticas e, a partir dessas cavidades, para dentro do estroma do cloroplasto, sendo a condutância mesofílica não constante e muda entre as espécies e em respostas a fatores ambientais. A salinidade elevada da água de irrigação, por exemplo, exerce efeito prejudicial no processo de abertura estomática das plantas, por aumentar a resistência à difusão de CO₂ (FLEXAS et al., 2008). Assim, valores considerados elevados na concentração interna de CO₂ no interior das folhas indicam que o CO₂ não está sendo utilizado para a síntese de açúcares pelo processo fotossintético, indicando que algum fator não estomático estaria interferindo nesse processo (LARCHER, 2006).

Neste estudo, a taxa de assimilação de CO₂ e a condutância estomática da variedade Ubá elevaram-se concomitantemente. Situação semelhante foi reportada em citros (MACHADO et al., 2005) submetidos a estresse causado pelo aumento da densidade de fluxo de fótons sinteticamente ativos, de modo semelhante ao que acontece em condições naturais em outras espécies (TURNER, 1991; GRACIANO et al., 2011). O processo de abertura e fechamento dos estômatos está relacionado também com a intensidade de luz, além do estado de hidratação da folha. O primeiro fator porque controla a absorção de CO₂ e, o segundo, porque determina a interceptação de luz (COSTA; MARENCO, 2007).

Mirisola Filho (2003) observou que após 64 dias de estresse salino a variedade Ubá apresentou brusca queda na condutância estomática na maior dose de NaCl (80 mmol L⁻¹ de NaCl), e Lucena (2009) descreveu que as variedades ‘Haden’ e ‘Palmer’ apresentaram decréscimo linear da condutância estomática em função da concentração de NaCl e que, nas variedades Tommy Atkins e Ubá, esses valores não apresentaram um modelo ajustado, apesar de terem sido observadas diferenças

significativas dos valores entre as concentrações de NaCl. Para esse autor, o estresse salino influenciou negativamente no processo fotossintético das variedades de mangueiras avaliadas e, nesse caso, a influência no fechamento estomático poderia estar associada a mecanismos de defesa da planta contra a perda de água, bem como aos mecanismos de ajustamento osmótico em função das condições de estresse hídrico e iônico a qual foi submetida.

Segundo Freire et al. (2014), o estresse salino reduz também a taxa de transpiração, além de reduzir a condutância estomática e a taxa de assimilação líquida de CO₂ em glicófitas.

O fato de que, além da taxa transpiratória, outros parâmetros avaliados através das trocas gasosas, como a fotossíntese e a condutância estomática não terem diminuído à medida que o estresse salino foi intensificado com doses maiores de NaCl, parece ser uma evidência de que a variedade Ubá possui algum ou alguns mecanismos que a tornem mais resistente ao estresse salino.

De acordo com Silveira et al. (2010), como o metabolismo de uma planta opera em centenas de rede de reações bioquímicas, frequentemente, é muito difícil interpretar suas mudanças por efeito de estresses. Além disso, a resistência ao estresse salino se dá por diversas mudanças adaptativas e assim, as respostas das plantas ao estresse salino são as consequências finais de uma série de eventos bioquímicos e de expressão gênica de análise complexa.

Submetidas a estresses abióticos ou ambientais, as plantas também podem apresentar sintomas de alterações no estado funcional das membranas dos tilacoides dos cloroplastos, que provocam mudanças nas características dos sinais de fluorescência, quantificados nas folhas pela fluorescência inicial (F_0), máxima (F_m) e variável (F_v) da clorofila *a*, além do rendimento quântico potencial (F_v/F_m) (SILVA et al., 2011).

Em plantas da variedade Tommy Atkins inoculadas e não inoculadas os valores de F_0 decresceram entre o 1º e 42º DAI. Plantas da variedade Ubá comportaram-se de forma diferente, quando comparadas às plantas da variedade Tommy Atkins, já que, de modo geral, apresentaram valores crescentes de F_0 ao longo do tempo. Porém, a partir do 28º DAI houve tendência à diminuição nesses valores indicando que inicialmente as plantas sofreram estresse, mas após essa data houve a recuperação do FSII para todas as concentrações salinas.

De acordo com Krause e Weis (1991), maior F_0 reflete baixo rendimento quântico máximo do FSII, que é um indicador da dissipação fotoquímica potencial de energia. Baker e Rosenqvist (2004) mencionam que o aumento em F_0 revela destruição do centro de reação do PSII (P680) ou diminuição na capacidade de transferência da energia de excitação da antena.

Mirisola Filho (2003) observou que os valores da fluorescência inicial (F_0) em diferentes variedades de mangueiras também apresentaram comportamento diferenciado. Ele observou um incremento da fluorescência inicial (F_0) nas variedades Amarelinha e Felipe e redução nas variedades Ubá, Soares Gouveia e Carlotinha em função do aumento da concentração de NaCl.

A tendência de aumento nos valores de F_0 , indica a ocorrência de estresse. Porém, a partir do 28º DAI houve tendência à diminuição nos valores de F_0 , indicando de que inicialmente as plantas sofreram estresse, mas após essa data houve a recuperação do FSII para todas as concentrações salinas.

O estresse salino parece ter influenciado esse parâmetro, mas o fator inoculação, não influenciou. Essa diferença observada no comportamento das variedades Tommy Atkins e Ubá ocorrem porque a resposta à salinidade varia com o genótipo e o estágio de desenvolvimento da cultura (GHEYE, 1997).

A F_m é a fluorescência que ocorre quando todos os centros de reação estão fechados (STRASSER et al., 2004). Nessa condição, toda a energia absorvida será dissipada como fluorescência, obtendo-se assim a fluorescência máxima (GOVINDJEE, 1995). De forma semelhante ao que foi observado neste trabalho para plantas da variedade Tommy Atkins, Mirisola Filho (2003) observou redução na fluorescência máxima (F_m) da mangueira ‘Ubá’ quando submetida a 80 mmol L⁻¹ NaCl e Lucena (2009) descreve que as variedades Palmer e Tommy Atkins apresentaram os maiores valores médios de fluorescência máxima (F_m) em todas as concentrações de NaCl, ao passo que ‘Haden’ e ‘Ubá’ apresentaram menores valores médios de F_m .

Ainda segundo Lucena (2009), valores maiores de F_m e F_v/F_m em ‘Palmer’ poderiam estar associados ao maior número de centros de reação ativos do fotossistema II, e a maiores teores de clorofila nessa variedade, uma vez que o aumento destas relações não refletiram em um aumento significativo na absorção de energia, indicando baixa capacidade de transferência de energia a partir dos sistemas coletores de luz (antena).

Lucena (2009) observou que as variedades Palmer e Tommy Atkins apresentaram maior fluorescência variável (F_v) em todas as concentrações de NaCl em relação às variedades Haden e Ubá, que apresentaram maiores taxas de decréscimo na fluorescência variável (F_v).

De acordo com Taiz e Zeiger (2004), este parâmetro é usado como um indicador sensível do desempenho fotossintético da planta.

Mudanças na relação F_v/F_m são atribuídas a mudanças na eficiência do 'quenching' não fotoquímico e, valores menores que 0,83 são indicadores de estresses ambientais, em especial, de danos fotoinibitórios. Bolhàr-Nordenkamp e Örquist (1993) estabeleceram o valor da relação F_v/F_m entre 0,75 e 0,85 em plantas saudáveis na ausência de estresse (biótico ou abiótico).

Se forem considerados apenas os valores relação F_v/F_m estabelecidos por Bolhàr-Nordenkamp e Örquist (1993) e por Taiz e Zeiger (2004), como parâmetros indicadores de estresse, os valores observados neste trabalho poderiam indicar que todas as plantas inoculadas e não inoculadas submetidas a todos os níveis de concentração salina, sofreram algum nível de estresse. De fato, o estresse salino reduz a taxa de assimilação líquida de CO_2 , taxa de transpiração e condutância estomática em glicófitas, sendo uma consequência indireta do fechamento estomático a restrição à entrada de CO_2 nas células, o que poderia aumentar a suscetibilidade a danos fotoquímicos, pois baixas taxas de assimilação do CO_2 causam energia luminosa excessiva no FSII (SILVA et al., 2010).

Distúrbios nas reações fotoquímicas causadas em glicófitas pelo estresse salino foram também verificados por Tezara et al. (2005) e Cha-um e Kirdmanee (2011). Lucena (2009) observou que o rendimento quântico potencial de mangueiras submetidas a estresse salino apresentou relação F_v/F_m menor ou igual a 0,8.

Mirisola Filho (2003) observaram que houve redução nos valores de F_v/F_m com aumento da salinidade em mangueiras das variedades Amarelinha, Espada e Ubá.

Os baixos valores de F_v/F_m nas plantas sob estresse salino, provavelmente, são decorrentes do fechamento estomático e do declínio da fotossíntese líquida (SILVEIRA et al., 2010). Baker et al. (1983) concordam que o declínio da relação F_v/F_m é um bom indicador do dano fotoinibitório quando plantas estão sujeitas a estresses do ambiente. Porém, quando se trabalha com mais de um fator estressante e em condições não controladas de luminosidade, temperatura e umidade relativa, como ocorreu neste trabalho, não se pode avaliar esse fator de forma independente.

O rendimento quântico efetivo do fotossistema II (ϕ PSII), parâmetro da Fluorescência da clorofila *a* em estado adaptado à luz (EAL), mede a proporção de luz absorvida pela clorofila associada ao PSII que está sendo de fato utilizada para reduzir o *pool* de plastoquinona A (Q_A) e, de acordo com Tester e Bacic (2005), o funcionamento do fotossistema II (PSII) é um indicador da eficiência no uso da radiação fotoquímica e, conseqüentemente, na assimilação de carbono pelas plantas, auxiliando no diagnóstico da integridade do aparato fotossintético frente às adversidades ambientais

As variedades Tommy Atkins e Ubá apresentaram comportamentos bem distintos com relação à eficiência do fotossistema II em função do tempo. Basicamente, observou-se que a tendência dessa variedade foi de pequeno aumento, mantendo-se, no entanto, na faixa entre 0,5 e 0,7. Já a variedade Ubá apresentou tendência de decréscimo da eficiência do fotossistema II em função do tempo.

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

Em ameixeiras submetidas ao déficit hídrico e ao alagamento, observou-se que o rendimento quântico fotossintético não foi influenciado pelo tempo de estresse, tendo em vista que seus valores permaneceram praticamente constantes em relação ao controle e em função do tempo (MARTINAZZO et al., 2013).

As variedades Tommy Atkins e Ubá apresentaram comportamentos bem distintos também com relação à taxa de transporte de elétrons em função do tempo. A tendência apresentada pela variedade Tommy Atkins foi de se manter relativamente constante no transcorrer do tempo. Já a variedade Ubá apresentou tendência de decréscimo da taxa de transporte de elétrons em função do tempo.

De acordo com Mohammed et al. (1995), os valores de *ETR* aumentam conforme a intensidade da irradiância até a ocorrência da saturação dos carreadores de elétrons e as diferenças das taxas de decréscimos observadas nessas características decorrem do fato de parte dos elétrons envolvidos nos processos fotoquímicos ser utilizada em outros processos que não a fixação de carbono (BAKER, 2008).

Lucena (2009) verificou que as variedades de mangueira Haden, Palmer, Tommy Atkins e Ubá apresentaram redução na taxa de transporte de elétrons (*ETR*) em função do aumento da concentração de NaCl, porém de forma diferenciada entre as variedades.

8. CONCLUSÕES

Os resultados deste trabalho permitem concluir que:

- a) A variedade Ubá foi a mais resistente ao fungo *C. fimbriata*.
- b) Não foi observada relação entre o tamanho das lesões causadas pelo fungo *C. fimbriata* e as concentrações salinas nas três variedades estudadas.
- c) Sintomas severos visíveis de estresse salino foram observados apenas nas folhas da variedade Tommy Atkins, nas concentrações de 60 e 90 mmol L⁻¹ NaCl.
- d) Os níveis de salinidade testados não influenciaram o desenvolvimento da murcha-de-ceratocystis nas variedades estudadas, e a variedade Ubá mostrou-se menos sensível ao estresse salino.
- e) Nas três variedades estudadas, de maneira geral observaram-se os mesmos teores dos nutrientes avaliados entre plantas inoculadas e não inoculadas.

9. REFERÊNCIAS

ADAMS, G. T.; PERKINS, T. D. **Environment experimental botany**, v. 33, p. 377, 1993.

AGASTIAN, P.; KINGSLEY, S. J.; VIVEKANANDAN, M. Effect of salinity on photosynthesis and biochemical characteristics in mulberry genotypes. **Photosynthetica**, v. 38, p. 287-290, 2000.

AGRIANUAL 2013 – Anuário da Agricultura Brasileira. **Informa economics**. São Paulo: FNP South America, 2012. 480 p.

AL-ADAWI, A. O.; DEADMAN, M. L.; AL RAWAHI, A. K.; AL MAQBALI, Y. M.; AL JAHWARI, A. A.; AL SAADI, A. B.; AL AMRI, I. S.; WINGFIELD, M. J. A etiology and causal agents of mango sudden decline disease in the Sultanate of Oman. **European Journal of Plant Pathology**, n. 116, p. 247-254, 2006.

AL-ADAWI, A. O.; DEADMAN, M. L.; AL RAWAHI, A. K.; KHAN, A. J.; AL MAQBALI, Y. M. *Diplodia theobromae* associated with sudden decline of mango in the Sultanate of Oman. **Plant Pathology**, v. 52, p. 419, 2003.

ALFENAS, A. C.; FERREIRA, F. A. Inoculação de fungos fitopatogênicos. In: ALFENAS, A. C.; MAFIA, R. G. (Ed.). **Métodos em fitopatologia**. Viçosa, MG: Ed. UFV, 2007. p. 116-137.

AL-SADI, M.; AL-OUWEISI, A.; AL-SHARIANI, K.; AL-ADAWI, A. O.; KAPLAN, E.; DEADMAN, J. Histological changes in mango seedlings following infection with *Ceratocystis manginecans*, the cause of mango decline. **Journal of Phytopathology**, v. 158, n. 11-12, p. 738-743, 2010.

AL-SUBHI, A. M.; AL-ADAWI, A. O.; VAN WYK, M.; DEADMAN, M. L.; WINGFIELD, M. J. *Ceratocystis omanensis*, a new species from diseased mango trees in Oman. **Mycological Research**, p. 237-245, 2006.

AMORIM, L.; PASCHOLATI, S. F. Ciclo de relações patógeno-hospedeiro. In: AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A. (Ed.). **Manual de Fitopatologia**. São Paulo, SP: Ceres, 2011. v. 1, p. 59-99.

ARAGÃO, R. M.; SILVA, J. S.; LIMA, C. S. A.; SILVEIRA, J. A. G. Absorção, fluxo no xilema e assimilação do nitrato em feijão-caupi submetido à salinidade. **Revista Ciência Agronômica**, v. 41, n. 1, p. 100-106, 2010.

ARAÚJO, L.; SILVA BISPO, W. M.; CRUZ, M. F. A.; RODRIGUES, F. A. Histopathological aspects of mango resistance to the infection process of *Ceratocystis fimbriata*. **Plant Pathology**, v. 104, n. 8, p. 820-833, 2014.

AZEVEDO NETO, A. D.; BARRETO, L. P.; BEZERRA NETO, E. Efeito da salinidade sobre os teores de macronutrientes em duas cultivares de sorgo cultivadas em solução nutritiva. In: CONGRESSO BRASILEIRO DA CIÊNCIA DO SOLO, 25., 1995, Viçosa, MG. **Resumos expandidos...** Viçosa, MG: SBCS, 1995. p. 1345-1347.

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

BAKER, N. R. Chlorophyll fluorescence: a probe of photosynthesis *in vivo*. **Annual Review of Plant Biology**, v. 59, p. 89-113, 2008.

BAKER, N. R.; EAST, T. M.; LONG, S. P. **Journal Experimental Botany**, v. 139, p. 189, 1983.

BAKER, N. R.; ROSENQVIST, E. Application of chlorophyll fluorescence can improve crop production strategies: an examination of future possibilities. **Journal Experimental Botany**, v. 55, p. 1607-1621, 2004.

BERGER, S.; SINHA, A. K.; ROITSCH, T. Plant physiology meets phytopathology: plant primary metabolism and plant-pathogen interactions. **Journal of Experimental Botany**, v. 58, p. 4019-4026, 2007.

BERNSTEIN, L. Effects of salinity and sodicity on plant growth. **Annual Review of Plant Pathology**, v. 13, p. 295-312, 1975.

BOLHÀR-NORDENKAMPF, H. R.; LONG, S. P.; BAKER, N. R.; ÖQUIST, G.; SCHREIBERS, U.; LECHNER, E. G. **Functional Ecology**, n. 3, p. 497, 1989.

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

CAPUCHO, A. S.; DUARTE, H. S. S.; ZAMBOLIN, L. Sintomatologia de doenças causadas por fungos. In: ZAMBOLIN, L.; JESUS JUNIOR, W. C.; PEREIRA, O. L. (Ed.). **O essencial da fitopatologia: agentes causais**. Viçosa, MG: DFP/UFV, 2012. v. 1, p. 143-157.

CARVALHO, M. B. Comunicado técnico sobre dois insetos nocivos à mangueira. **Boletim da Secretaria de Agricultura, Indústria e Comércio**, n. 3, p. 130-132, 1938.

CARVALHO, C. R. L.; ROSSETTO, C. J.; MANTOVANI, D. M.; MORGANO, M. A.; CASTRO, J. V.; BORTOLETTO, N. Avaliação de cultivares de mangueiras selecionadas pelo Instituto Agronômico de Campinas comparadas a outras de importância comercial. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 26, n. 2, p. 264-271, 2004.

CASTRO, E. M. de; PEREIRA, F. J.; PAIVA, R. **Histologia vegetal**: estrutura e função de órgãos vegetativos. Lavras, MG: Editora UFLA, 2009. 234 p.

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

CHA-UM, S.; KIRDMANEE, C. Remediation of salt-affected soil by the addition of organic matter: an investigation into improving glutinous rice productivity. **Scientia Agricola**, v. 68, n. 4, p. 406-410, 2011.

CHINNUSAMY, V.; JAGENDORF, A.; ZHU, JIAN-KANG. Understanding and improving salt tolerance in plants. **Crop Science**, v. 45, p. 437, 2005

COSTA, G. F.; MARENCO, R. A. Fotossíntese, condutância estomática e potencial hídrico foliar em árvores jovens de andiroba (*Carapa guianensis*). **Acta Amazonica**, v. 37, n. 2, p. 229-234, 2007.

CRAMER, G. R.; ALBERICO, G. J.; SCHMIDT, C. Salt tolerance is not associated with the sodium accumulation of two maize hybrids. **Australian Journal of Plant Physiology**, v. 21, p. 675-692, 1994.

CUNHA, M. M.; SANTOS FILHO, H. P.; NASCIMENTO, A. S. **Manga**: fitossanidade. Brasília: EMBRAPA – Comunicação para Transferência de Tecnologia, 2000. 104 p. (Embrapa – Comunicação para a Transferência de Tecnologia. Frutas do Brasil, 6).

DIAS, N. da S.; BLANCO, F. F. **Efeitos dos sais no solo e na planta**. Fortaleza: INCTSal, 2010. p. 133-144.

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

FERNANDES, A. R.; CARVALHO, J. G.; CURI, N.; GUIMARÃES, P. T. G.; PINTO, J. E. B. P. Crescimento de mudas de pupunheira (*Bactris gasipaes* H.B.K.) sob diferentes níveis de salinidade. **Ciência Agrotécnica**, Lavras, v. 2, n. 2, p. 278-284, 2003.

FERREIRA, F. A.; MAFFIA, L. A.; BARRETO, R. W.; DEMUNER, N. L.; PIGATTO, S. Sintomatologia da murcha de *Ceratocystis fimbriata* em eucalipto. **Revista Árvore**, v. 30, n. 2, p. 155-162, 2006.

FERREIRA, F. A.; MILANI, D. **Visual e controle das doenças abióticas e bióticas do eucalipto no Brasil**. Mogi-Guaçu, SP, 2002. 104 p. (International Paper).

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

FERREIRA, M. A. **Estrutura genética de populações de *Ceratocystis fimbriata* e padrão espaço-temporal da murcha-de-ceratocystis**. 2009. 118 f. Tese (Doutorado em Fitopatologia) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG, 2009.

FLEXAS, J.; RIBAS-CARBÓ, M.; DIAZ-ESPEJO, A.; GALMÉS, J.; MEDRANO, H. Mesophyll conductance to CO₂: current knowledge and future prospects. **Plant Cell and Environment**, n. 31, p. 602-621, 2008.

FLORES, H. E. Polyamines and plant stress In: LASCHER, R. G.; CUMMING, J. R. **Stress responses in plants: adaptation and acclimation mechanisms**. New York: Wiley-Liss, 1990. p. 217-39.

FLORES, P.; CARVAJAL, M.; CERDA, A.; MARTINEZ, V. Salinity and ammonium/nitrate interactions on tomato plant development, nutrition, and metabolites. **Journal of Plant Nutrition**, v. 24, p. 1561-1573, 2001.

FREIRE, J. L. de O.; DIAS, T. J.; CAVALCANTE, L. F.; FERNANDES, P. D.; LIMA NETO, A. J. Rendimento quântico e trocas gasosas em maracujazeiro amarelo sob salinidade hídrica, biofertilização e cobertura morta. **Revista Ciência Agronômica**, v. 45, n. 1, p. 82-91, 2014.

FREITAS, T. A. S.; CARNEIRO, J. G. A.; MENDONÇA, A. V. R.; SOUZA, J. S.; OLIVEIRA, R. B.; LIMA, T. M. Produção de mudas de *Eucalyptus robusta* cultivadas em solução nutritiva, sob estresse salino. **Scientia Plena**, v. 8, n. 4, p. 1-5, 2012.

GALLI, J. A.; MARTINS, A. L.; ITO, M. F.; BRAGHINI, M. T.; NARITAS, N.; ROSSETTO, C. J. Seca-da-mangueira XXII. sobrevivência de variedades poliembriônicas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 33, n. 4, p. 1119-1126, 2011.

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

GHEYE, H. Efeitos dos sais sobre as plantas. In: FAGEIRA, N. K. (Ed.). **Manejo e controle da salinidade na agricultura irrigada**. Campina Grande, 1997.

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

GRACIANO, E. S. A.; NOGUEIRA, R. J. M. C.; LIMA, D. R. M.; PACHECO, C. M.; SANTOS, R. C. Crescimento e capacidade fotossintética da cultivar de amendoim BR 1 sob condições de salinidade. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola Ambiental**, v. 15, n. 8, p. 794-800, 2011.

GRATTAN, S. R.; GRIEVE, C. M. Mineral nutrient acquisition and response by plants grown in saline environments. In: PESSARAKLI, M. (Ed.). **Handbook of Plant and Crop Stress**. New York: Marcel Dekker, 1994. p. 203-226.

GULZAR, S.; KHAN, M. A.; UNGAR, I. A. Salt tolerance of a coastal salt marsh grass. **Communications in Soil Science and Plant Analysis**, v. 34, p. 2595-2605, 2003.

HASEGAWA, P. M.; BRESSAN, S. A.; ZHU, J. K. E BOHNERT, H. J. Plant cellular and molecular responses to high salinity. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, v. 51, p. 463-499, 2000.

HAVAUX, M.; ERNEZ, M.; LANNOYE, R. Correlation between heat tolerance and drought tolerance in cereals demonstrated by rapid chlorophyll fluorescence tests. **Journal of Plant Physiology**, v. 133, p. 555-560, 1988.

HERNANDEZ, J. A.; CAMPILLO, A.; JIMENEZ, A. J. J.; ALARCON, J. J.; SEVILLA, F. Response of antioxidant systems and leaf water relations to NaCl stress in pea plants. **New Phytologist**, v. 141, p. 241-251, 1999.

HOAGLAND, D.; ARNON, D. I. The water culture method for growing plants without soil. **California Agriculture Experimental Station Circular**, 1950. 347 p.

HUNSCHE, M.; BURLING, K.; SAIED, A. S.; SCHMITZ-EIBERGER, M.; SOHAIL, M.; GEBAUER, J.; NOGA, G.; BUERKERT, A. Effects of NaCl on surface properties, chlorophyll fluorescence and light remission, and cellular compounds of *Grewia tenax* (Forssk.) Fiori and *Tamarindus indica* L. leaves. **Plant Growth Regulation**, v. 61, n. 3, p. 253-263, 2010.

HU, Y.; FROMM, J.; SCHMIDHALTER, U. Effect of salinity on tissue architecture in expanding wheat leaves. **Planta**, v. 220, n. 6, p. 838-848, 2005.

IYER, C. P. A.; DEGANI, C. Classical Breeding and Genetics. In: LITZ, R. E. (Ed.). **The mango: botany, production and uses**. New York: CAB International, 1997. p. 49-68.

KADMAN, A.; GAZIT, S.; ZIV, G. Selection of mango rootstocks for adverse water and soil conditions in arid areas. **Acta Horticulturae**, v. 57, p. 81-88, 1976.

KHAVARINEJAD, R. A.; CHAPARZADEH, N. The effects of NaCl and CaCl₂ on photosynthesis and growth of alfalfa plants. **Photosynthetica**, v. 35, p. 461-466, 1998.

KIST, B. B.; VENCATO, A. Z.; SANTOS, C.; CARVALHO, C.; REETZ, E. R.; POLL, H.; BELING, R. R. **Anuário brasileiro da fruticultura 2012**. [S.l.]: Editora Gazeta Santa Cruz, 2012. 128 p.

KRAMER, P. J.; BOYER, J. S. **Water relations of plants and soils**. San Diego: Academic Press, 1995. 495 p.

KRAUSE, G. H.; WEIS, E. Chlorophyll fluorescence and photosynthesis: the basics. Annual Review Plant Physiology. **Plant Molecular Biology**, v. 42, p. 313-349, 1991.

LACERDA, C. F.; CAMBRAIA, J.; OLIVA, M. A.; RUIZ, H. A. Influência do cálcio sobre o crescimento e solutos em plântulas de sorgo estressadas com cloreto de sódio. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 28, p. 289-295, 2004.

LARCHER, W. **Ecofisiologia vegetal**. São Carlos, SP: RIMA, 2000, 2006. 550 p.

LAZÁK, D. Chlorophyll a fluorescence induction. **Biochimica et Biophysica Acta**, v. 1412, p. 1-28, 1999.

LEITE, A. M. F. **Reúso de água na gestão integrada de recursos hídricos**. 2003. 120 f. Dissertação (Pós-Graduação *Stricto Sensu* em Planejamento e Gestão Ambiental) – Universidade Católica de Brasília, Brasília, 2003.

LIMA FILHO, J. M. P.; ASSIS, J. S.; TEIXEIRA, A. H. C.; CUNHA, G. A. P.; CASTRO NETO, M. T. Ecofisiologia. In: GENÚ, P. J. C.; PINTO, A. Q. (Ed.). **A cultura da mangueira**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2002. p. 37-49.

LONGSTRETH, D. J.; NOBEL, P. S. Salinity effects on leaf anatomy. **Plant Physiology**, v. 63, n. 4, p. 700-703, 1979.

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

LUCENA, C. C.; SIQUEIRA, D. L. de; MARTINEZ, H. E. P.; CECON, P. R. Efeito do estresse salino na absorção de nutrientes em mangueira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 34, n. 1, 2012.

MAAS, E. V.; HOFFMAN, G. J.; CHABA, G. D.; SHANOON, M. C.; SHANNON, M. C. Salt sensitivity of corn at various stages. **Irrigation Science**, v. 4, p. 45-57, 1983.

MACHADO, E. C.; SCHMIDT, P. T.; MEDINA, C. L.; RIBEIRO, R. V. Respostas da fotossíntese de três espécies de citros a fatores ambientais. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 40, n. 12, p. 1161-1170, 2005.

MAHAJAN, S.; TUTEJA, N. Cold, salinity and drouht stresses: an overview. **Archives of Biochemistry and Biophysics**, n. 444, p. 139-158, 2005.

MALIK, M. T.; KHAN, S. M.; DASTI, A. A.; KAZMI, M. R. First record of *Ceratocystis fimbriata* causal organism of mango sudden death in Pakistan. **Pakistan Journal of Phytopathology**, v. 17, n. 2, p. 187-191, 2005.

MANSOUR, M. M. F.; SALAMA, K. H. A.; AL-MUTANA, M. M. Transport protein and salt tolerance in plants. **Plant Science**, v. 146, p. 891-900, 2003.

MARSCHNER, H. **Mineral nutrition of higher plants**. 2. ed. London: Academic Press, 1995. 889 p.

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.

MASSOD, A.; SAEED, S. Bark beetle, *Hypocryphalus mangiferae* stebbing (coleoptera: curculionidae: scolytinae) is a vector of mango sudden death disease in Pakistan. **Pakistan Botanical Journal**, v. 44, n. 2, p. 813-820, 2012.

MATTHEW, V. D.; MATTHEW, F. P.; TATIANA, V. R.; JOHN, M. D.; JAMES, D. M.; DAVID, M. R.; RICHARD, M. B. Absciscic acid in salt stress predisposition to *Phytophthora* root and crown rot in tomato and chrysanthemum. **Phytopathology**, v. 100, n. 9, 2010.

MIRISOLA FILHO, L. A. **Tolerância de sete variedades de mangueiras ao estresse salino**. 2003. 129 f. Tese (Doutorado em Fitotecnia) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG, 2003.

MITSUYA, S.; TAKEOKA, Y.; MIYAKE, H. Effects of sodium chloride on foliar ultrastructure of sweet potato (*Ipomoea batatas* Lam.) plantlets grown under light and dark conditions in vitro. **Journal of Plant Physiology**, v. 157, p. 661-667, 2000.

MOHAMED, G. H.; BINDER, W. D.; GILLES, L. Chlorophyll fluorescence: a review of its practical forestry applications and instrumentation. **Scandinavian Journal of Forage Research**, v. 10, p. 383-410, 1995.

MUKHERJEE, S. K.; LITZ, R. E. Introduction: Botany and importance. In: LITZ, R. E. (Ed.). **The mango: botany, production and uses**. London, PR: CABI, 2009. p. 1-18.

MUNNS, R.; TERMAAT, A. Whole plant responses to salinity. **Australian Journal of Plant Physiology**, v. 13, p. 143-160, 1986.

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

MURTA, H. M. **Intensidade da murcha-de-ceratocystis em mudas submetidas a diferentes níveis de salinidade**. 2013. 67 f. Dissertação. (Mestrado em Fitopatologia) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG, 2013.

NEVES A. L. R.; GUIMARÃES, F. V. A.; LACERDA, C. F.; SILVA, F. B.; SILVA, F. L. B. Tamanho e composição mineral de sementes de feijão-de-corda irrigado com água salina. **Revista Ciência Agronômica**, v. 39, n. 4, p. 569-574, 2008.

NEVES, G. Y. S. **Estresse salino e seus efeitos na lignificação de raízes de soja**. 2009. 76 f. Tese (Doutorado em Ciências Biológicas) – Universidade Estadual de Maringá, PR, 2009.

NEVES, O. S. C.; CARVALHO, J. G.; RODRIGUES, C. R. Crescimento e nutrição mineral de mudas de umbuzeiro (*Spondias tuberosa* Arr. Cam.) submetidas a níveis de salinidade em solução nutritiva. **Ciência Agrotécnica**, v. 28, n. 5, p. 997-1006, 2004.

NOBRE, R. G.; SOARES, L. A. dos A.; GHEYI, H. R.; LIMA, G. S.; LOURENÇO, G. da S.; SOARES, S. S. Acúmulo de NPK e sódio na mamoneira sob estresse salino e adubação nitrogenada. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 17, n. 10, p. 1066-1073, 2013.

NOGUEIRA, R. J. M.; SANTOS, R. C. Alterações fisiológicas no amendoim submetido ao estresse hídrico Campina Grande, **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 4, n. 1, p. 41-45, 2000.

OLIVEIRA, L. S. S. **Ceratocystis wilt on *Mangifera indica*, *Colocasia scutellata* and *Tilia americana***. 2013. 89 f. Tese (Doutorado em Fitopatologia) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG, 2013.

OLIVEIRA, M. G. A.; PRATES JUNIOR, P.; BARBOSA, C. J.; ASSMAR, C. C. Fungo *Lasiodiplodia theobromae* – Um problema para a agricultura baiana. **Bahia Agrícola**, v. 9, n. 2-3, p. 24-29, 2013.

OURIQUE, G. S.; PEREIRA, G. M.; MACEDO, C. E. C.; LIMA, J. P. M. S.; LICHSTON, J. E. Alterações anatômicas em plantas de feijão caupi (*Vigna unguicula* L.) Walp) submetidas a condições de seca e salinidade. In: REUNIÃO ANUAL DA SBPC, 62., 2010, Natal. **Anais eletrônicos...** Natal: SBPC UFRN, 2010. Disponível em: <<http://www.sbpnet.org.br/livro/62ra/resumos/resumos/4404.htm>>.

PARIDA, A. K.; DAS, A. B.; MITTRA, B. Effects of salt on growth, ion accumulation photosynthesis and leaf anatomy of the mangrove, *Bruguiera parviflora*. **Trees - Structure and Function**, v. 18, p. 167-174, 2004.

PONGSOOMBOOM, W.; STEPHENSON, R. A.; WHILEY, A. W.; SUBHADRABANDU, S. Development of water stress in juvenily mango (*Mangifera indica* L.) trees. **Acta Horticulturae**, n. 321, p. 496-503, 1991.

POZZA, A. A. A.; MARTINEZ, H. E. P.; CAIXETA, S. L.; CARDOSO, A. A.; ZAMBOLIN, L.; POZZA, E. A. Influência da nutrição mineral na intensidade da mancha-de-olho-pardo em mudas de cafeeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 36, n. 1, p. 53-60, 2001.

PRISCO, J. T.; GOMES FILHO, E. **Fisiologia e bioquímica do estresse salino em plantas**. Fortaleza: Universidade Federal do Ceará: INCTSal – Instituto Nacional de Ciência e Tecnologia em Salinidade, 2010. 18 p.

QUAGGIO, J. A.; RAIJ, B. van; PIZA JUNIOR, C. de T. Frutíferas. In: RAIJ, B. van; CANTARELLA, H.; QUAGGIO, J. A.; FURLANI, A. M. C. R. (Ed.). **Recomendações de adubação e calagem para o Estado de São Paulo**. Campina, SP: Instituto Agrônomo/Fundação IAC, 1997. p. 121-153.

RASCHER, U.; LIEBIG, M.; LÜTTGE, U. Evaluation of instant light-responses curves of chlorophyll parameters obtained with a portable chlorophyll fluorometer on site in the field. **Plant Cell Environment**, v. 23, n. 12, p. 1397-1405, 2000.

REDDY, M. P.; SANISH, S.; IYENGAR, E. R. R. Photosynthetic studies and compartmentation of ions in different tissues of *Salicornia brachiata* Roxb. under saline conditions. **Photosynthetica**, v. 26, p. 173-179, 1992.

RENGEL, Z. The role of calcium in salt toxicity. **Plant Cell Environment**, v. 15, p. 625-632, 1992.

RESENDE, M. L. V.; BARRETTI, P. B.; MEDEIROS, F. C. L.; SILVA, D. D.; PEREIRA, R. B.; LINS, S. R. O.; PEREIRA, L. M.; CAMPOS, M. A. **Percepção e transdução de sinais para a ativação de respostas de defesa em plantas contra patógenos**. RAPP, 2006. v. 14. Disponível em: <file:///C:/Users/usuario/Downloads/revisaoRAPP%20(2).pdf>. Acesso em: 1º Set. 2014.

RHOADES, J. D.; KANDIAH, A.; MASHALI, A. M. **Uso de águas salinas para produção agrícola**. Campina Grande: UFPB, 2000. 117 p. (Estudos da FAO, Irrigação e Drenagem, 48, revisado).

RHOADES, J. D.; LOVEDAY, J. Salinity in Irrigated Agriculture. p. 1089-1142. In STEWART, B. A.; NIELSEN, D. R. (Ed.). **Irrigation of Agricultural Crops**. Madison: Agron. Monogr. 30. ASA, CSSA and SSSA, WI, 1990.

RIBEIRO, I. J. A. Murcha-de-ceratocystis: agentes causais e estudo da moléstia. I Simpósio Brasileiro Sobre a Cultura da Mangueira. **Anais...** Jaboticabal, SP: Sociedade Brasileira de Fruticultura, 1980. p. 123-130.

RIBEIRO, I. J. A. Doenças da mangueira. In: KIMATI, H.; AMORIN, L.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A.; REZENDE, J. A. M. **Manual de Fitopatologia: doenças de plantas cultivadas**. 3. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 1997. v. 2, p. 511-524.

RIBEIRO, I. J. A. Doenças da mangueira (*Mangifera indica* L.). In: KIMATI, H.; AMORIM, L.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A.; REZENDE, J. A. M. (Ed.). **Manual de fitopatologia: doenças das plantas cultivadas**. São Paulo, Brazil: Agronômica Ceres, 2005. 457 p.

RIBEIRO, I. J. A.; ROSSETTO, C. J.; DONADIO, A. C.; SABINO, J. C.; MARTINS, A. L. M.; GALLO, P. B. Mango wilt. XIV Selection of mango (*Mangifera indica* L.) rootstocks resistant to the mango wilt fungus *Ceratocystis fimbriata* Ell & Halst. **Acta Horticulturae**, v. 370, p. 159-166, 1995.

RIBEIRO, I. J. A.; ROSSETTO, C. J.; MARTINS, A. L. M. Seca-da-mangueira. IX Ocorrência de isolado de *Ceratocystis fimbriata* patogênico à cultivar Jasmin de mangueira. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 11, n. 2, p. 304, 1986b.

RIBEIRO, I. J. A.; ROSSETTO, C. J.; SABINO, J. C.; GALLO, P. B. Murcha-de-ceratocystis VIII. Resistência de porta-enxertos de mangueira ao fungo *Ceratocystis fimbriata* Ell. & Halst. **Bragantia**, Campinas, SP, v. 45, n. 2, p. 317-322, 1986a.

RILEY, M. B. Interrupção da função na planta. In: TRIGIANO, R. N.; WINDHAM, M. T.; WINDHAM, A. S. **Fitopatologia**. 2. ed. Porto Alegre: Artmed, 2010. p. 379-389.

ROHÁČEK, K. Chlorophyll fluorescence parameters: the definitions, photosynthetic meaning, and mutual relationships. **Photosynthetica**, v. 40, n. 1, p. 13-29, 2002.

ROSSETTO, C. J.; RIBEIRO, I. J. A. Seca da mangueira XII. Recomendações de controle. **Revista de Agricultura**, Piracicaba, SP, v. 65, n. 2, p. 173-180, 1990.

ROSSETTO, C. J.; RIBEIRO, I. J. A.; IGUE, T.; GALLO, P. B. Seca da mangueira: XV, Resistência varietal a dois isolados de *Ceratocystis fimbriata*. **Bragantia**, v. 55, n. 1, p. 117-121, 1996.

RUBIO, L.; LINARES-RUEDA, A.; GARCIA-SANCHÉZ, M. J.; FERNÁNDEZ, J. A. Physiological evidence for a sodium-dependent high-affinity phosphate and nitrate transport at plasma membrane of leaf and root cells of *Zostera marina* L. **Journal Experimental Botany**, v. 56, n. 412, p. 613-622, 2005.

SAEG – **Sistema para Análises Estatísticas, Versão 9.1**. Viçosa, MG: Fundação Arthur Bernardes, UFV, 2007.

SAIRAM, R. K.; TYAGI, A. Physiology and molecular biology of salinity stress tolerance in plants. **Current Science**, v. 86, n. 3, p. 407-421, 2004.

SAÚCO, V. G. **El cultivo del mango**. 2. ed. Madrid: Mundi-Prensa, 2009. 340 p.

SCHREIBER, U.; BILGER, W.; HORMANN, H.; NEUBAUER, C. In: RAGHAVENDRA, A. S. (Ed.). **Photosynthesis: a comprehensive treatise**. Cambridge: Cambridge University Press, 1998. 320 p.

SCHMUTZ, U.; LUDDERS, P. Effect of NaCl salinity on growth, leaf gas exchange and mineral composition of grafted mango rootstocks (var. '13-1' and 'Turpentine'). **Gartenbauwissenschaft**, v. 64, p. 60-64, 1999.

SHANNON, M. C. Adaptation of plants to salinity. **Advances in Agronomy**, v. 60, p. 75-120, 1997.

SHARPLEY, A. N.; MEISINGER, J. J.; POWER, J. F.; SUAREZ, D. L. Root extraction of nutrients associated with long-term soil management. In: STEWART, B. (Ed.), **Advances in Soil Science**, v. 19, p. 151-217, 1992.

SILVA, D. F. P.; SIQUEIRA, D. L.; PEREIRA, C. S.; SALOMÃO, L. C.; STRUIVING, T. B. Caracterização de frutos de 15 cultivares de mangueira na Zona da Mata mineira. **Revista Ceres**, v. 56, n. 6, p. 783-789, 2009.

SILVA, E. N. da; RIBEIRO, R. V.; FERREIRA-SILVA, S. L.; VIÉGAS, R. A.; SILVEIRA, J. A. G. Comparative effects of salinity and water stress on photosynthesis, water relations and growth of *Jatropha curcas* plants. **Journal of Arid Environments**, v. 74, p. 1130-1137, 2010.

SILVA, E. N.; RIBEIRO, R. V.¹; FERREIRA-SILVA, S. L.; VIÉGAS, R. A.; SILVEIRA, J. A. G. Danos causados por estresse salino sobre a fotossíntese de plantas jovens de pinhão-mansão. **Scientia Agricola**, v. 68, n. 1, p. 62-68, 2011.

SILVA, J. V.; LACERDA, C. F.; COSTA, P. H. A.; ENÉAS FILHO, J.; GOMES-FILHO, E.; PRISCO, J. T. Physiological responses of NaCl stressed cowpea plants grown in nutrient solution supplemented with CaCl₂. **Brazilian Journal Plant Physiology**, v. 15, p. 99-105, 2003.

SILVA, S. M. S.; ALVES, A. N.; GHEYI, H. R.; BELTRÃO, N. E. DE M.; SEVERINO, L. S.; SOARES, F. A. L. Desenvolvimento e produção de duas cultivares de mamoneira sob estresse salino. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 12, p. 335-342, 2008.

SILVEIRA, J. A. G.; SILVA, S. L. F.; SILVA, E. N.; VIÉGAS, R. A. Mecanismos biomoleculares envolvidos com a resistência ao estresse salino em plantas. **Manejo da salinidade na agricultura: estudos básicos e aplicados**, 2010. Disponível em: <http://200.7.175.130/agroumsa/sites/default/files/repositorio/cap_11_Mecanismos%20biomoleculares%20envolvidos%20com.pdf>. Acesso em: 30 Jul. 2014.

SILVEIRA, J. A. G.; VIÉGAS, R. A.; ROCHA, I. M. A.; MOREIRA, A. C. O. M.; MOREIRA, R. A.; OLIVEIRA, J. T. A. Proline accumulation and glutamine sintetase activity are increased by salt induced proteolysis in cashew leaves. **Journal of Plant Physiology**, v. 160, p. 115-123, 2003.

SMILLIE, R. M.; NOTT, R. Heat injury in leaves of alpine temperature and tropical plants. **Australian Journal Plant Physiology**, v. 6, p. 135, 1979.

SOUSA, A. E. C.; LACERDA, C. F. L.; GHEYI, H. R.; SOARES, F. A. L.; UYEDA, C. A. Teores de nutrientes foliares e respostas fisiológicas em pinhão manso submetido a estresse salino e a adubação fosfatada. **Revista Caatinga**, v. 25, n. 2, p. 144-152, 2012.

SOUZA, J. S.; ALMEIDA, C. O.; ARAÚJO, J. L. P.; CARDOSO, C. E. L. Aspectos socioeconômicos. In: GENÚ, P. J.; PINTO, C. A. (Ed.). **A cultura da mangueira**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2002. p. 19-30.

STOREY, R. Salt tolerance, ion relations and the effect of root medium on the response of citrus to salinity. **Plant Physiology**, v. 22, 1995.

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

SUHAYDA, C. G.; GIANNINI, J. L.; BRISKIN, D. P. Electrostatic changes in *Lycopersicon esculentum* root plasma membrane resulting from salt stress. **Plant Physiology**, v. 93, p. 471-478, 1990.

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

TATAGIBA, S. D.; PEZZOPANE, J. E. M.; DOS REIS, E. F.; PENCHEL, R. M. Trocas gasosas e potencial da água em clones de eucalipto submetidos ao déficit hídrico. **Engenharia na Agricultura**, Viçosa, MG, v. 15, n. 3, p. 212-227, 2007.

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

TESTER, M.; DAVENPORT, R. Na^+ tolerance and Na^+ transport in higher plants. **Annals of Botany**, v. 91, p. 503-527, 2003.

TEZARA, W.; MARIN, O.; RENGIFO, E.; MARTINEZ, D.; HERRERA, A. Photosynthesis and photoinhibition in two xerophytic shrubs during drought. **Photosynthetica**, v. 43, n. 1, p. 37-45, 2005.

TURNER, N. C. Measurement and influence of environmental and plant factors on stomatal conductance in the field. **Agricultural and Forest Meteorology**, v. 54, p. 137-154, 1991.

VAN WYK, M.; WINGFIELD, B. D.; AL-ADAWI, A. O.; ROSSETO, C. J.; ITO, M. F.; WINGFIELD, M. J. Two new *Ceratocystis* species associated with mango disease in Brasil. **Mycotaxon**, v. 117, p. 381-404, 2011.

VIÉGAS, D. P. Seca da mangueira. **Bragantia**, v. 19, n. 11, p. 163-182, 1960.

VIÉGAS, R. A.; FAUSTO, M. J. M.; QUEIROZ, J. E.; ROCHA, I. M. A.; SILVEIRA, J. A. G.; VIÉGAS, P. R. A. Growth and total-N content of *Prosopis juliflora* (SW) D. C. are stimulated by low NaCl levels. **Brazilian Journal Plant Physiology**, v. 16, n. 1, p. 165-168, 2004.

WATAB, A. A.; REUVENI, M.; BRESSAN, R. A.; HASEGAWA, P. M. Enhanced net K^+ uptake capacity of NaCl-adapted cells. **Plant Physiology**, Rockville, v. 95, n. 4, p. 1265-1269, 1991.

WILLARDINO, L.; CÂMARA, T. R. Tolerância das plantas à salinidade: aspectos fisiológicos e bioquímicos. **Enciclopédia Biosfera** - Centro Científico Conhecer, Goiânia, v. 6, n. 11, p. 23, 2010.

ZUAZO, V. H. D.; RAYA, A. M.; RUIZ J. A. Salt tolerance of mango rootstocks (*Mangifera indica* L. cv. Osteen). **Spanish Journal of Agricultural Research**, v. 1, n. 1, p. 67-78, 2003.

YAHYA, A. Salinity effects on growth and uptake and distribution on sodium and some essential mineral nutrients in sesame. **Journal of Plant Nutrition**, v. 21, n. 2, p. 1439-1451, 1998.

YORDANOV, I.; VELIKOVA, V.; TSONEV, T. Plant response to drought, acclimation, and stress tolerance. **Photosynthetica**, v. 38, n. 2, p. 171-186, 2000.

APÊNDICE

APÊNDICE A

Quadro 1A – Valores médios e desvios-padrão de Ψ_w (Potencial Hídrico) das respectivas combinações de tratamento, tempo e inoculação da variedade Tommy Atkins

Ψ_w								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	0,40 ± 0,12	0,40 ± 0,12	0,68 ± 0,19	0,42 ± 0,11	0,40 ± 0,12	0,46 ± 0,05	0,24 ± 0,10	0,14 ± 0,22
14	0,42 ± 0,15	0,50 ± 0,29	0,68 ± 0,24	0,54 ± 0,34	0,56 ± 0,29	0,52 ± 0,22	0,32 ± 0,30	0,18 ± 0,25
28	0,30 ± 0,17	0,50 ± 0,29	0,96 ± 0,33	0,54 ± 0,34	0,72 ± 0,42	0,52 ± 0,22	0,40 ± 0,35	0,18 ± 0,07
42	0,36 ± 0,05	0,44 ± 0,11	1,08 ± 0,37	0,76 ± 0,30	1,08 ± 0,37	0,68 ± 0,14	0,38 ± 0,32	0,24 ± 0,35

Quadro 2A – Valores médios e desvios-padrão de *E* (Taxa Transpiratória) e *A* (Fotossíntese Líquida) das respectivas combinações de tratamento, tempo e inoculação da variedade Tommy Atkins

<i>E</i>								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	2,6347 ± 1,15	3,4727 ± 1,07	2,5727 ± 0,53	3,0400 ± 0,77	2,1540 ± 0,68	1,8053 ± 0,61	1,5560 ± 0,71	0,8527 ± 1,17
14	2,7453 ± 1,64	3,8327 ± 1,06	3,1133 ± 0,85	2,7687 ± 0,69	3,1440 ± 0,99	3,4207 ± 1,13	1,6593 ± 0,58	0,9007 ± 1,23
28	1,7180 ± 0,82	2,3593 ± 0,50	2,5007 ± 0,49	2,1860 ± 0,54	1,5247 ± 0,34	1,4840 ± 0,32	0,6793 ± 0,99	0,8560 ± 0,79
42	1,6853 ± 0,93	2,4900 ± 0,56	2,2727 ± 0,68	2,4460 ± 0,61	1,6300 ± 0,80	1,8847 ± 0,51	0,5913 ± 0,85	0,7887 ± 0,42
<i>A</i>								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	7,7400 ± 2,48	10,3847 ± 2,41	5,3147 ± 2,51	6,7947 ± 1,33	4,5200 ± 1,21	4,3760 ± 2,94	3,8113 ± 5,79	1,1847 ± 1,67
14	8,6620 ± 6,58	14,4673 ± 6,87	5,6700 ± 4,17	6,9713 ± 4,13	8,7613 ± 4,67	8,9400 ± 6,81	3,1680 ± 1,04	1,9760 ± 1,38
28	6,0147 ± 1,03	7,2547 ± 1,99	7,3987 ± 2,04	5,2220 ± 1,78	3,7013 ± 2,14	3,7580 ± 2,06	1,4167 ± 2,28	1,5253 ± 2,34
42	5,1213 ± 1,94	5,0407 ± 1,35	6,2860 ± 2,92	5,6073 ± 2,04	2,6313 ± 2,02	3,3700 ± 1,57	1,2787 ± 1,86	0,0980 ± 2,71

Quadro 3A – Valores médios e desvios-padrão de g_s (Condutividade Estomática) e C_i/C_a (Concentração Interna de CO_2) das respectivas combinações de tratamento, tempo e inoculação da variedade Tommy Atkins

g_s								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	0,1567 ± 0,09	0,2313 ± 0,11	0,1213 ± 0,04	0,1433 ± 0,04	0,1000 ± 0,03	0,0800 ± 0,03	0,0787 ± 0,05	0,0400 ± 0,05
14	0,1953 ± 0,15	0,2933 ± 0,13	0,2000 ± 0,08	0,1627 ± 0,05	0,2100 ± 0,10	0,2433 ± 0,12	0,0987 ± 0,05	0,0493 ± 0,07
28	0,0993 ± 0,05	0,1447 ± 0,04	0,1440 ± 0,04	0,1280 ± 0,04	0,0747 ± 0,02	0,0773 ± 0,07	0,0300 ± 0,04	0,0380 ± 0,04
42	0,1040 ± 0,07	0,1620 ± 0,05	0,1360 ± 0,05	0,1487 ± 0,04	0,0833 ± 0,05	0,1040 ± 0,04	0,0300 ± 0,04	0,0380 ± 0,03
C_i/C_a								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	290,87 ± 17,1	273,00 ± 12,3	338,53 ± 11,7	307,60 ± 6,8	300,33 ± 13,2	311,13 ± 17,1	244,92 ± 13,4	177,25 ± 19,0
14	314,60 ± 11,5	311,60 ± 10,1	308,60 ± 9,8	288,33 ± 8,9	293,73 ± 14,2	175,93 ± 22,3	287,60 ± 17,2	130,13 ± 16,8
28	283,48 ± 8,9	310,18 ± 7,5	313,32 ± 12,3	245,68 ± 10,9	250,40 ± 11,1	243,82 ± 15,8	301,18 ± 15,6	260,86 ± 21,3
42	296,48 ± 13,2	305,28 ± 12,6	421,72 ± 13,2	291,80 ± 11,7	330,16 ± 12,5	285,72 ± 18,9	272,56 ± 18,4	297,80 ± 22,5

Quadro 4A – Valores médios e desvios-padrão de F_0 (Fotossíntese Inicial) e F_m (Fotossíntese Máxima) das respectivas combinações de tratamento, tempo e inoculação da variedade Tommy Atkins

F_0								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	1183,20 ± 160,3	1003,80 ± 126,7	997,40 ± 46,2	977,00 ± 96,5	945,40 ± 54,4	1050,00 ± 85,8	210,40 ± 74,4	650,60 ± 59,62
14	1070,90 ± 120,2	1229,50 ± 130,1	254,64 ± 62,3	243,10 ± 29,8	276,10 ± 67,1	248,07 ± 76,2	112,27 ± 25,9	128,24 ± 94,79
28	880,60 ± 158,9	799,40 ± 29,73	857,80 ± 146,8	820,40 ± 32,25	982,60 ± 303,4	751,20 ± 284,9	113,20 ± 36,7	150,80 ± 39,57
42	883,80 ± 52,09	961,40 ± 107,6	847,00 ± 210,4	1108,20 ± 470,5	948,20 ± 119,5	836,80 ± 312,3	128,40 ± 90,5	188,80 ± 60,17
F_m								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	3591,39 ± 277,0	3803,20 ± 203,0	3665,00 ± 512,6	3838,80 ± 103,5	3663,39 ± 337,4	3894,80 ± 144,7	3779,00 ± 274,5	2327,80 ± 212,5
14	2849,20 ± 258,6	3054,70 ± 180,0	3913,70 ± 656,5	2190,70 ± 171,3	3782,00 ± 171,3	3341,30 ± 167,0	3703,00 ± 144,9	3540,00 ± 251,0
28	3654,39 ± 261,3	3807,39 ± 181,9	3068,20 ± 139,5	3835,01 ± 182,9	3309,00 ± 126,4	3722,39 ± 368,6	3639,20 ± 246,7	3557,00 ± 139,7
42	3895,39 ± 254,7	3750,39 ± 324,4	3216,39 ± 151,9	3894,00 ± 164,3	3836,00 ± 133,6	3403,20 ± 101,3	3950,00 ± 388,9	3682,40 ± 294,2

Quadro 5A – Valores médios e desvios-padrão de F_v (Fotossíntese Variável) e F_v/F_m (Rendimento Quântico Máximo do Fotossistema II) das respectivas combinações de tratamento, tempo e inoculação da variedade Tommy Atkins

F_v								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	2408,20 ± 423,2	2799,39 ± 165,4	2667,60 ± 483,4	2861,80 ± 280,5	2718,00 ± 349,5	2844,80 ± 285,6	2568,60 ± 298,9	1677,20 ± 153,1
14	2529,50 ± 297,3	2287,00 ± 142,3	2143,70 ± 390,4	2109,00 ± 278,3	2997,00 ± 350,3	2737,00 ± 241,9	2557,80 ± 201,0	2738,80 ± 160,1
28	2773,80 ± 251,1	3008,00 ± 167,3	2210,39 ± 256,3	3015,20 ± 268,2	2557,80 ± 210,1	2738,80 ± 392,3	2443,80 ± 282,5	2488,40 ± 112,4
42	2934,00 ± 51,82	2866,60 ± 231,2	2369,39 ± 321,7	2786,60 ± 472,0	2887,80 ± 251,3	2566,39 ± 321,0	2612,00 ± 298,4	2554,00 ± 234,8
F_v/F_m								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	0,6664 ± 0,06	0,7360 ± 0,03	0,7230 ± 0,04	0,7450 ± 0,02	0,7396 ± 0,03	0,7298 ± 0,02	0,4320 ± 0,05	0,1458 ± 0,39
14	0,6980 ± 0,04	1,0398 ± 0,07	0,5446 ± 0,02	0,6093 ± 0,04	0,7857 ± 0,18	0,7210 ± 0,02	0,4850 ± 0,09	0,4503 ± 0,63
28	0,7586 ± 0,04	0,7892 ± 0,09	0,6000 ± 0,33	0,7858 ± 0,06	0,7674 ± 0,04	0,7350 ± 0,07	0,3180 ± 0,09	0,4582 ± 0,03
42	0,7526 ± 0,01	0,7644 ± 0,01	0,6106 ± 0,34	0,7150 ± 0,12	0,7512 ± 0,04	0,7594 ± 0,03	0,3250 ± 0,01	0,4806 ± 0,06

Quadro 6A – Valores médios e desvios-padrão da ϕ PSII (eficiência do fotossistema II) e *ETR* (Taxa de Transporte de elétrons) das respectivas combinações de tratamento, tempo e inoculação da variedade Tommy Atkins

ϕ PSII								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	0,5594 $\pm$ 0,14	0,7140 $\pm$ 0,05	0,6940 $\pm$ 0,06	0,7394 $\pm$ 0,01	0,7118 $\pm$ 0,03	0,7208 $\pm$ 0,09	0,2722 $\pm$ 0,05	0,3264 $\pm$ 0,31
14	0,7294 $\pm$ 0,14	0,7126 $\pm$ 0,02	0,6558 $\pm$ 0,11	0,7448 $\pm$ 0,02	0,7034 $\pm$ 0,07	0,7276 $\pm$ 0,03	0,2854 $\pm$ 0,02	0,4332 $\pm$ 0,02
28	0,7008 $\pm$ 0,03	0,7277 $\pm$ 0,03	0,6315 $\pm$ 0,08	0,7730 $\pm$ 0,03	0,7388 $\pm$ 0,05	0,7557 $\pm$ 0,06	0,2884 $\pm$ 0,03	0,2443 $\pm$ 0,07
42	0,7234 $\pm$ 0,04	0,7286 $\pm$ 0,03	0,6786 $\pm$ 0,07	0,7236 $\pm$ 0,01	0,7512 $\pm$ 0,05	0,7594 $\pm$ 0,03	0,2554 $\pm$ 0,02	0,2761 $\pm$ 0,05
<i>ETR</i>								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	28,14 $\pm$ 7,33	35,94 $\pm$ 2,15	34,92 $\pm$ 3,11	37,20 $\pm$ 0,59	36,26 $\pm$ 1,75	35,84 $\pm$ 0,46	13,70 $\pm$ 0,21	16,42 $\pm$ 5,64
14	36,70 $\pm$ 1,34	35,86 $\pm$ 1,23	33,02 $\pm$ 5,86	37,48 $\pm$ 1,19	36,38 $\pm$ 3,71	36,62 $\pm$ 1,73	14,36 $\pm$ 0,98	21,80 $\pm$ 1,18
28	37,89 $\pm$ 4,15	35,86 $\pm$ 0,90	35,86 $\pm$ 4,15	38,58 $\pm$ 6,72	37,67 $\pm$ 4,21	37,35 $\pm$ 7,00	14,58 $\pm$ 9,88	31,80 $\pm$ 2,39
42	37,64 $\pm$ 1,33	37,52 $\pm$ 1,32	36,10 $\pm$ 3,32	37,51 $\pm$ 1,20	37,59 $\pm$ 4,15	37,51 $\pm$ 3,43	13,25 $\pm$ 1,06	32,50 $\pm$ 6,24

Quadro 7A – Valores médios e desvios-padrão de N (Nitrogênio), P (Fósforo), K (Potássio), Ca (Cálcio) e Mg (Magnésio) em folhas das plantas de mangueira da variedade Tommy Atkins

Tratamento (mmol de NaCl L ⁻¹)	N (mg/kg)		P (dag/kg)		K (mg/kg)		Ca (mg/kg)		Mg (mg/kg)	
	In	NIn	In	NIn	In	NIn	In	NIn	In	NIn
0	11,86 ± 1,55	11,31 ± 0,80	0,10 ± 0,004	0,10 ± 0,008	14,28 ± 4,76	13,64 ± 8,34	23,18 ± 1,35	16,96 ± 1,29	2,89 ± 0,58	2,85 ± 0,35
30	11,22 ± 1,68	10,97 ± 1,34	0,13 ± 0,005	0,12 ± 0,008	12,95 ± 7,08	15,13 ± 5,92	25,64 ± 6,89	23,96 ± 2,66	3,60 ± 0,87	3,28 ± 0,28
60	10,48 ± 2,69	11,83 ± 1,40	0,13 ± 0,007	0,12 ± 0,007	16,62 ± 9,30	16,73 ± 8,59	25,19 ± 2,88	23,97 ± 2,30	3,35 ± 1,87	3,19 ± 1,28
90	10,50 ± 3,29	12,58 ± 1,35	0,13 ± 0,01	0,13 ± 0,01	17,16 ± 2,19	17,79 ± 2,13	24,35 ± 3,52	25,09 ± 2,77	3,03 ± 0,22	3,92 ± 0,36

In = Inoculada; NIn = Não Inoculada.

88

Quadro 8A – Valores médios e desvios-padrão de Cl (Cloro) e Na (Sódio) em folhas das plantas de mangueira da variedade Tommy Atkins

Tratamento (mmol de NaCl L ⁻¹)	Cl (%)		Na (mg/kg)	
	In	NIn	In	NIn
0	0,28 ± 0,04	0,25 ± 0,12	7,21 ± 1,28	7,19 ± 1,97
30	0,48 ± 0,08	0,44 ± 0,13	8,32 ± 3,48	7,97 ± 2,83
60	0,72 ± 0,18	0,72 ± 0,20	9,21 ± 2,81	8,63 ± 2,32
90	0,92 ± 0,34	1,18 ± 0,23	13,25 ± 1,73	14,18 ± 8,57

Quadro 9A – Valores médios e desvios-padrão de N (Nitrogênio), P (Fósforo), K (Potássio), Ca (Cálcio) e Mg (Magnésio) em ramos das plantas de mangueira da variedade Tommy Atkins

Tratamento (mmol de NaCl L ⁻¹)	N (mg/kg)		P (dag/kg)		K (mg/kg)		Ca (mg/kg)		Mg (mg/kg)	
	In	NIn	In	NIn	In	NIn	In	NIn	In	NIn
0	11,86 ± 1,55	11,31 ± 0,80	0,10 ± 0,004	0,10 ± 0,009	14,28 ± 4,76	13,64 ± 8,34	23,18 ± 1,35	16,96 ± 1,29	2,89 ± 0,58	2,85 ± 0,35
30	11,22 ± 1,68	10,97 ± 1,34	1,13 ± 0,005	0,12 ± 0,008	12,95 ± 7,08	15,13 ± 5,92	25,64 ± 6,89	23,96 ± 2,66	3,60 ± 0,87	3,28 ± 0,28
60	10,48 ± 2,69	11,83 ± 1,40	0,13 ± 0,005	0,12 ± 0,008	16,62 ± 9,30	16,73 ± 8,59	25,19 ± 2,88	23,97 ± 2,30	3,35 ± 1,87	3,19 ± 1,28
90	10,51 ± 3,29	12,58 ± 1,35	0,13 ± 0,001	0,14 ± 0,001	17,16 ± 2,19	17,79 ± 2,13	24,35 ± 3,52	25,09 ± 2,77	3,03 ± 0,22	3,92 ± 0,36

In = Inoculada; NIn = Não Inoculada.

Quadro 10A – Valores médios e desvios-padrão de Cl (Cloro) e Na (Sódio) em ramos das plantas de mangueira da variedade Tommy Atkins

Tratamento (mmol de NaCl L ⁻¹)	Cl (%)		Na (mg/kg)	
	In	NIn	In	NIn
0	0,28 ± 0,04	0,25 ± 0,12	7,2166 ± 1,28	7,1990 ± 1,97
30	0,48 ± 0,08	0,44 ± 0,13	8,3218 ± 3,48	7,9755 ± 2,83
60	0,72 ± 0,18	0,72 ± 0,20	9,2150 ± 2,81	8,6328 ± 2,32
90	0,92 ± 0,34	1,18 ± 0,23	13,275 ± 1,73	14,1843 ± 8,57

Quadro 11A – Valores médios e desvios-padrão do Ψ_w (Potencial Hídrico) das respectivas combinações de tratamento, tempo e inoculação da variedade Ubá

Ψ_w								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	inoculada	não inoculada	inoculada	não inoculada	inoculada	não inoculada	inoculada	não inoculada
1	0,78 ± 0,39	0,64 ± 0,09	0,70 ± 0,23	0,56 ± 0,15	0,58 ± 0,19	0,58 ± 0,15	0,58 ± 0,27	0,62 ± 0,16
14	0,58 ± 0,18	0,58 ± 0,16	0,64 ± 0,90	0,52 ± 0,08	0,64 ± 0,09	0,62 ± 0,24	0,56 ± 0,11	0,62 ± 0,15
28	0,46 ± 0,09	0,52 ± 0,16	0,94 ± 0,69	0,48 ± 0,11	0,94 ± 0,51	0,68 ± 0,04	1,00 ± 0,49	0,66 ± 0,17
42	0,64 ± 0,16	0,58 ± 0,18	1,02 ± 0,63	0,52 ± 0,15	0,84 ± 0,54	0,74 ± 0,13	0,88 ± 0,43	0,80 ± 0,28

Quadro 12A – Valores médios e desvios-padrão de E (Taxa Transpiratória) e A (Fotossíntese Líquida) das respectivas combinações de tratamento, tempo e inoculação da variedade Ubá

E								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	2,1253 ± 0,21	0,1900 ± 0,03	1,1860 ± 1,85	0,1460 ± 0,04	1,8760 ± 0,37	0,1453 ± 0,05	1,7927 ± 0,20	0,1280 ± 0,04
14	2,1953 ± 0,41	0,1553 ± 0,04	1,6033 ± 0,33	0,1287 ± 0,03	2,2267 ± 0,31	0,1253 ± 0,02	2,0900 ± 0,56	0,0987 ± 0,02
28	3,0967 ± 0,51	0,3387 ± 0,03	1,7427 ± 0,27	0,1333 ± 0,04	2,0820 ± 0,64	0,1293 ± 0,02	1,8853 ± 1,07	0,1280 ± 0,02
42	4,3487 ± 1,32	0,3480 ± 0,08	4,2713 ± 1,28	0,4650 ± 0,69	3,4080 ± 2,12	0,2980 ± 0,06	4,9600 ± 0,67	0,2400 ± 0,06

A								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	6,7873 ± 1,23	6, 5747 ± 1,07	7,3833 ± 3,25	8,5767 ± 3,04	4,9393 ± 3,08	4,1740 ± 1,43	3,4853 ± 0,87	4,0700 ± 1,74
14	6,8913 ± 0,83	5,9780 ± 0,72	6,8307 ± 0,26	5,2067 ± 1,09	5,0553 ± 1,02	6,3300 ± 1,13	5,0833 ± 1,06	5,1067 ± 0,99
28	9,4293 ± 1,53	8,7327 ± 1,36	3,8287 ± 3,19	6,1833 ± 4,40	4,0760 ± 1,11	4,9733 ± 0,69	3,0993 ± 2,14	4,6620 ± 1,13
42	16,1230 ± 7,89	12,9947 ± 3,78	9,2640 ± 3,14	13,3617 ± 1,58	5,1773 ± 3,15	10,8360 ± 4,49	10,8600 ± 4,49	9,6800 ± 3,02

Quadro 13A – Valores médios e desvios-padrão de g_s (Condutividade Estomática) e C_i/C_a (Concentração Interna de CO_2) das respectivas combinações de tratamento, tempo e inoculação da variedade Ubá

g_s								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	0,1687 ± 0,02	0,1900 ± 0,03	0,1327 ± 0,03	0,1460 ± 0,03	0,1233 ± 0,03	0,1453 ± 0,07	0,1127 ± 0,01	0,1473 ± 0,05
14	0,1580 ± 0,04	0,1380 ± 0,04	0,0820 ± 0,02	0,1260 ± 0,3	0,1233 ± 0,02	0,1253 ± 0,03	0,1120 ± 0,04	0,1193 ± 0,06
28	0,2273 ± 0,04	0,1887 ± 0,04	0,0940 ± 0,08	0,1222 ± 0,02	0,1080 ± 0,04	0,1260 ± 0,03	0,0993 ± 0,06	0,1287 ± 0,03
42	0,3603 ± 0,26	0,3047 ± 0,09	0,3213 ± 0,25	0,3493 ± 0,20	0,1807 ± 0,12	0,2980 ± 0,12	0,2980 ± 0,05	0,2400 ± 0,05
C_i/C_a								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	312,26 ± 16,43	325,26 ± 28,25	269,46 ± 58,15	268,00 ± 39,03	330,66 ± 8,91	330,80 ± 49,84	332,06 ± 7,04	329,53 ± 41,09
14	295,26 ± 10,06	292,13 ± 50,19	271,26 ± 16,41	276,26 ± 49,93	301,20 ± 18,19	286,46 ± 34,23	298,06 ± 8,91	283,46 ± 25,66
28	292,40 ± 5,48	299,60 ± 42,05	247,06 ± 13,85	298,06 ± 55,99	303,33 ± 33,22	308,06 ± 24,72	256,33 ± 14,47	314,93 ± 33,4
42	362,19 ± 15,98	364,60 ± 19,15	268,00 ± 15,41	286,66 ± 37,99	300,40 ± 17,14	338,20 ± 66,96	338,20 ± 20,58	315,20 ± 65,27

Quadro 14A – Valores médios e desvios-padrão de F_0 (Fotossíntese Inicial) e F_m (Fotossíntese Máxima) das respectivas combinações de tratamento, tempo e inoculação da variedade Ubá

F_0								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	973,00 ± 68,80	1019,60 ± 42,78	973,80 ± 16,24	974,80 ± 6,74	984,00 ± 58,58	1014,80 ± 68,10	903,80 ± 54,64	937,80 ± 57,64
14	1074,40 ± 43,41	1063,00 ± 64,71	1068,40 ± 74,17	1076,20 ± 73,90	1020,80 ± 26,42	1026,60 ± 11,77	1036,20 ± 11,27	1038,00 ± 58,83
28	1106,40 ± 66,26	1065,80 ± 63,02	920,20 ± 52,10	1092,00 ± 79,15	1178,20 ± 41,32	1028,00 ± 70,16	850,00 ± 47,71	1054,40 ± 92,52
42	994,60 ± 62,81	947,20 ± 57,06	800,40 ± 51,23	995,00 ± 41,10	905,00 ± 68,29	1067,80 ± 51,66	923,80 ± 33,45	1097,80 ± 16,28
F_m								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	3892,80 ± 204,91	3818,40 ± 170,72	3895,00 ± 580,93	3895,00 ± 280,09	3889,00 ± 848,52	3790,40 ± 233,89	3374,80 ± 201,68	3612,00 ± 251,57
14	3889,00 ± 447,21	3888,80 ± 100,28	3889,00 ± 535,8	3889,00 ± 128,42	3888,80 ± 447,21	3819,60 ± 154,62	3771,20 ± 210,15	3770,60 ± 120,96
28	3796,00 ± 205,81	3795,60 ± 229,19	2891,20 ± 634,66	3779,80 ± 127,23	3736,40 ± 261,67	3644,80 ± 438,07	2355,40 ± 135,00	3103,80 ± 417,88
42	3494,00 ± 679,66	3362,20 ± 275,12	2625,20 ± 442,88	3289,75 ± 433,27	2778,80 ± 432,43	3128,80 ± 441,77	2380,60 ± 267,43	2730,40 ± 638,02

Quadro 15A – Valores médios e desvios-padrão de F_v (Fotossíntese Variável) e F_v/F_m (Rendimento Quântico Máximo do Fotossistema II) das respectivas combinações de tratamento, tempo e inoculação da variedade Ubá

F_v								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	2919,80 ± 65,04	2798,80 ± 185,23	2921,20 ± 16,24	2920,20 ± 46,74	2905,00 ± 52,82	2775,60 ± 198,14	2471,60 ± 223,38	2674,20 ± 209,13
14	2825,80 ± 43,04	2815,20 ± 65,05	2820,60 ± 74,17	2812,80 ± 73,90	2868,00 ± 26,42	2793,00 ± 73,28	2735,00 ± 240,34	2732,60 ± 131,04
28	2854,80 ± 186,21	2772,00 ± 179,75	2735,80 ± 11,47	2774,40 ± 94,59	2774,40 ± 318,54	2766,20 ± 371,27	2401,00 ± 890,72	2687,60 ± 395,28
42	2546,80 ± 620,28	2367,60 ± 254,27	1824,80 ± 392,19	1873,80 ± 399,42	1873,80 ± 455,63	2061,00 ± 423,32	1456,80 ± 378,07	1633,60 ± 646,86
F_v/F_m								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	0,7518 ± 0,017	0,7338 ± 0,019	0,7496 ± 0,004	0,7470 ± 0,008	0,7464 ± 0,014	0,7314 ± 0,014	0,7308 ± 0,024	0,7396 ± 0,01
14	0,7262 ± 0,011	0,7232 ± 0,016	0,7346 ± 0,019	0,7228 ± 0,018	0,7370 ± 0,007	0,7316 ± 0,022	0,7240 ± 0,034	0,7238 ± 0,01
28	0,7336 ± 0,017	0,7120 ± 0,097	0,7030 ± 0,306	0,7116 ± 0,015	0,6822 ± 0,047	0,7126 ± 0,018	0,5082 ± 0,286	0,7230 ± 0,04
42	0,7276 ± 0,052	0,6954 ± 0,019	0,5536 ± 0,024	0,6930 ± 0,030	0,6692 ± 0,051	0,5354 ± 0,047	0,6070 ± 0,076	0,5816 ± 0,112

Quadro 16A – Valores médios e desvios-padrão da ϕ PSII (Eficiência do Fotossistema II) e *ETR* (Taxa de Transporte de Elétrons) das respectivas combinações de tratamento, tempo e inoculação da variedade Ubá

ϕ PSII								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	0,7418 $\pm$ 0,02	0,6856 $\pm$ 0,11	0,7230 $\pm$ 0,02	0,7206 $\pm$ 0,02	0,7062 $\pm$ 0,02	0,7108 $\pm$ 0,02	0,6794 $\pm$ 0,02	0,6630 $\pm$ 0,04
14	0,7318 $\pm$ 0,01	0,7280 $\pm$ 0,04	0,7134 $\pm$ 0,02	0,7138 $\pm$ 0,02	0,7132 $\pm$ 0,07	0,7124 $\pm$ 0,01	0,6722 $\pm$ 0,04	0,6884 $\pm$ 0,02
28	0,4898 $\pm$ 0,10	0,3724 $\pm$ 0,01	0,3490 $\pm$ 0,24	0,4690 $\pm$ 0,11	0,2464 $\pm$ 0,13	0,3446 $\pm$ 0,12	0,3306 $\pm$ 0,19	0,4048 $\pm$ 0,13
42	0,6150 $\pm$ 0,09	0,5904 $\pm$ 0,01	0,4770 $\pm$ 0,06	0,5337 $\pm$ 0,08	0,4184 $\pm$ 0,11	0,4896 $\pm$ 0,07	0,3030 $\pm$ 0,13	0,5348 $\pm$ 0,10
<i>ETR</i>								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	37,28 $\pm$ 1,03	34,50 $\pm$ 1,83	36,44 $\pm$ 1,01	36,26 $\pm$ 0,83	35,52 $\pm$ 1,09	35,76 $\pm$ 0,91	34,20 $\pm$ 1,23	33,36 $\pm$ 2,13
14	36,82 $\pm$ 0,55	36,62 $\pm$ 0,51	35,90 $\pm$ 0,99	35,90 $\pm$ 0,86	35,88 $\pm$ 0,37	35,84 $\pm$ 0,72	33,82 $\pm$ 1,79	34,64 $\pm$ 1,00
28	24,62 $\pm$ 5,08	18,72 $\pm$ 7,03	17,54 $\pm$ 12,37	23,28 $\pm$ 5,68	12,34 $\pm$ 6,33	17,34 $\pm$ 6,15	16,64 $\pm$ 9,60	20,36 $\pm$ 6,56
42	30,96 $\pm$ 4,64	29,70 $\pm$ 2,34	24,02 $\pm$ 3,17	26,85 $\pm$ 4,08	21,04 $\pm$ 5,80	24,62 $\pm$ 5,80	15,22 $\pm$ 6,63	26,90 $\pm$ 5,33

Quadro 17A – Valores médios e desvios-padrão de N (Nitrogênio), P (Fósforo), K (Potássio), Ca (Cálcio) e Mg (Magnésio) em folhas das plantas de mangueira da variedade Ubá

Tratamento (mmol de NaCl L ⁻¹)	N (mg/kg)		P (dag/kg)		K (mg/kg)		Ca (mg/kg)		Mg (mg/kg)	
	In	NIn	In	NIn	In	NIn	In	NIn	In	NIn
0	15,21 ± 2,82	15,18 ± 3,77	0,13 ± 0,015	0,15 ± 0,021	18,06 ± 6,02	21,75 ± 8,62	13,14 ± 8,40	15,59 ± 8,10	1,57 ± 0,09	1,84 ± 0,10
30	17,16 ± 1,05	17,25 ± 0,88	0,14 ± 0,007	0,14 ± 0,003	24,13 ± 6,07	18,47 ± 6,18	14,64 ± 3,20	14,65 ± 0,47	1,42 ± 0,11	1,58 ± 0,10
60	17,34 ± 3,73	18,21 ± 4,35	0,13 ± 0,004	0,13 ± 0,006	16,79 ± 7,10	21,17 ± 8,30	11,42 ± 3,07	13,57 ± 3,90	1,04 ± 0,09	1,38 ± 0,08
90	22,54 ± 3,61	21,02 ± 3,01	0,15 ± 0,008	0,14 ± 0,009	13,16 ± 3,58	11,82 ± 2,22	17,56 ± 2,85	16,26 ± 3,65	1,67 ± 0,05	1,82 ± 0,08

In = Inoculada; NIn = Não Inoculada.

Quadro 18A – Valores médios e desvios-padrão de Cl (Cloro) e Na (Sódio) em folhas das plantas de mangueira da variedade Ubá

Tratamento (mmol de NaCl L ⁻¹)	Cl (%)		Na (mg/kg)	
	In	NIn	In	NIn
0	0,26 ± 0,054	0,22 ± 0,044	28,92 ± 1,37	32,91 ± 4,46
30	0,44 ± 0,089	0,46 ± 0,1303	49,77 ± 17,51	46,22 ± 14,91
60	0,72 ± 0,1095	0,70 ± 0,2449	51,35 ± 16,64	47,97 ± 15,68
90	1,10 ± 0,5567	1,00 ± 0,4000	26,37 ± 1,70	26,16 ± 1,18

In = Inoculada; NIn = Não Inoculada.

Quadro 19A – Valores médios e desvios-padrão de N (Nitrogênio), P (Fósforo), K (Potássio), Ca (Cálcio) e Mg (Magnésio) e Na (Sódio) em caules das plantas de mangueira da variedade Ubá

Tratamento (mmol de NaCl L ⁻¹)	N (mg/kg)		P (dag/kg)		K (mg/kg)		Ca (mg/kg)		Mg (mg/kg)		Na (mg/kg)	
	In	NIn	In	NIn	In	NIn	In	NIn	In	NIn	In	NIn
0	19,94 ± 0,69	24,02 ± 1,34	0,14 ± 0,006	0,14 ± 0,003	12,95 ± 5,45	11,24 ± 4,26	15,45 ± 1,80	16,65 ± 7,01	1,72 ± 0,52	1,26 ± 0,87	8,62 ± 1,26	14,74 ± 1,76
30	20,22 ± 7,33	21,67 ± 1,43	0,14 ± 0,02	0,14 ± 0,02	10,30 ± 5,82	9,71 ± 6,60	17,93 ± 6,02	18,44 ± 6,53	1,38 ± 0,70	1,31 ± 1,05	14,68 ± 1,93	14,37 ± 4,56
60	9,46 ± 0,43	9,21 ± 0,72	0,12 ± 0,004	0,13 ± 0,005	13,18 ± 8,732	10,49 ± 5,50	12,13 ± 5,87	14,87 ± 4,80	1,35 ± 0,18	1,37 ± 0,56	17,18 ± 2,64	16,88 ± 3,49
90	10,11 ± 1,37	9,15 ± 0,57	0,13 ± 0,005	0,12 ± 0,003	17,97 ± 7,53	17,19 ± 6,00	11,98 ± 3,81	11,90 ± 7,30	2,64 ± 0,54	2,50 ± 0,30	6,89 ± 2,94	8,19 ± 2,75

In = Inoculada; NIn = Não Inoculada

96

Quadro 20A – Valores médios e desvios-padrão de N (Nitrogênio), P (Fósforo), K (Potássio), Ca (Cálcio) e Mg (Magnésio) em raízes das plantas de mangueira da variedade Ubá

Tratamento (mmol de NaCl L ⁻¹)	N (mg/kg)		P (dag/kg)		K (mg/kg)		Ca (mg/kg)		Mg (mg/kg)	
	In	NIn	In	NIn	In	NIn	In	NIn	In	NIn
0	11,47 ± 0,59	10,95 ± 0,56	0,12 ± 0,003	0,12 ± 0,002	13,76 ± 0,74	14,20 ± 0,91	10,07 ± 1,07	10,56 ± 1,39	2,48 ± 0,30	2,62 ± 0,76
30	10,62 ± 0,34	10,73 ± 0,19	0,11 ± 0,007	0,11 ± 0,005	13,37 ± 0,26	13,81 ± 0,54	11,64 ± 2,51	11,26 ± 2,00	2,66 ± 1,20	2,59 ± 1,57
60	10,57 ± 0,76	10,78 ± 0,20	0,08 ± 0,014	0,09 ± 0,019	13,83 ± 0,61	11,82 ± 0,44	10,99 ± 3,88	10,99 ± 0,64	2,68 ± 1,53	2,49 ± 1,43
90	9,89 ± 0,84	10,20 ± 0,85	0,08 ± 0,008	0,08 ± 0,010	12,80 ± 0,91	12,29 ± 0,71	8,95 ± 1,85	9,76 ± 1,56	1,43 ± 0,78	1,33 ± 0,10

In = Inoculada; NIn = Não Inoculada.

Quadro 21A – Valores médios e desvios-padrão de Cl (Cloro) e Na (Sódio) em raízes das plantas de mangueira da variedade Ubá

Tratamento (mmol de NaCl L ⁻¹)	Cl (%)		Na (mg/kg)	
	In	NIn	In	NIn
0	0,23 ± 0,10	0,13 ± 0,03	11,49 ± 1,99	13,36 ± 1,99
30	0,58 ± 0,11	0,49 ± 0,13	14,78 ± 0,64	16,35 ± 0,17
60	1,01 ± 0,19	0,93 ± 0,13	15,59 ± 2,31	12,55 ± 2,95
90	0,94 ± 0,17	1,02 ± 0,27	8,17 ± 2,68	7,91 ± 1,12

In = Inoculada; NIn = Não Inoculada.

Quadro 22A – Valores médios e desvios-padrão de Ψ_w (Potencial Hídrico) das respectivas combinações de tratamento, tempo e inoculação da variedade Dura

Ψ_w								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	0,38 ± 0,12	0,42 ± 0,08	0,42 ± 0,12	0,60 ± 0,08	1,02 ± 0,13	0,94 ± 0,10	0,62 ± 0,11	0,70 ± 0,12
14	0,40 ± 0,10	0,48 ± 0,08	0,78 ± 0,12	0,76 ± 0,07	0,76 ± 0,11	0,90 ± 0,11	0,66 ± 0,12	0,54 ± 0,11
28	0,54 ± 0,09	0,48 ± 0,10	0,56 ± 0,11	0,56 ± 0,08	0,44 ± 0,09	0,54 ± 0,07	0,72 ± 0,06	0,58 ± 0,12
42	0,38 ± 0,07	0,56 ± 0,13	0,48 ± 0,09	0,40 ± 0,14	0,50 ± 0,10	0,66 ± 0,12	1,10 ± 0,05	0,76 ± 0,08

Quadro 23A – Valores médios e desvios-padrão de *E* (Taxa Transpiratória) e *A* (Fotossíntese Líquida) das respectivas combinações de tratamento, tempo e inoculação da variedade Dura

<i>E</i>								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	2,52 ± 1,12	2,59 ± 0,87	2,33 ± 0,97	2,40 ± 0,76	2,19 ± 1,10	2,54 ± 1,09	1,67 ± 1,08	1,95 ± 0,98
14	1,47 ± 0,91	1,48 ± 0,99	2,34 ± 0,88	2,19 ± 0,89	2,58 ± 1,07	2,35 ± 0,99	1,55 ± 0,99	2,02 ± 0,99
28	2,61 ± 1,10	2,79 ± 0,88	2,96 ± 0,78	2,70 ± 0,90	2,82 ± 0,99	3,26 ± 0,98	2,43 ± 1,67	2,40 ± 1,08
42	1,74 ± 1,21	1,75 ± 1,01	1,74 ± 0,90	1,80 ± 0,99	1,82 ± 1,02	1,74 ± 1,07	1,31 ± 1,98	1,24 ± 1,01
<i>A</i>								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	7,00 ± 1,21	6,75 ± 2,12	5,96 ± 2,30	6,86 ± 2,87	5,26 ± 1,12	5,57 ± 0,89	5,57 ± 1,21	4,77 ± 0,78
14	5,81 ± 0,78	5,69 ± 1,78	6,31 ± 3,42	6,57 ± 4,44	6,60 ± 1,43	7,92 ± 2,20	6,64 ± 2,13	6,74 ± 2,17
28	7,98 ± 1,32	5,87 ± 0,99	6,27 ± 1,21	6,28 ± 3,21	6,36 ± 2,16	8,70 ± 2,37	5,56 ± 2,67	5,81 ± 0,97
42	8,72 ± 1,43	18,65 ± 1,27	19,17 ± 4,05	17,72 ± 3,42	10,82 ± 2,14	15,92 ± 3,22	10,30 ± 1,28	11,84 ± 3,12

Quadro 24A – Valores médios e desvios-padrão de g_s (Condutividade Estomática) e C_i/C_a (Concentração Interna de CO_2) das respectivas combinações de tratamento, tempo e inoculação da variedade Dura

g_s								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	0,12 ± 0,01	0,12 ± 0,03	0,11 ± 0,02	0,11 ± 0,02	0,10 ± 0,03	0,11 ± 0,01	0,11 ± 0,07	0,09 ± 0,002
14	0,08 ± 0,01	0,08 ± 0,04	0,13 ± 0,06	0,12 ± 0,02	0,14 ± 0,03	0,12 ± 0,03	0,07 ± 0,001	0,10 ± 0,01
28	0,18 ± 0,02	0,19 ± 0,01	0,18 ± 0,05	0,16 ± 0,01	0,16 ± 0,02	0,19 ± 0,08	0,13 ± 0,02	0,13 ± 0,03
42	0,33 ± 0,01	0,27 ± 0,04	0,36 ± 0,01	0,37 ± 0,03	0,22 ± 0,03	0,23 ± 0,03	0,13 ± 0,04	0,12 ± 0,04
C_i/C_a								
Concentração	0 mmol de NaCl		30 mmol de NaCl		60 mmol de NaCl		90 mmol de NaCl	
Tempo	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada	Inoculada	Não inoculada
1	292,6 ± 11,8	286,7 ± 18,9	287,3 ± 10,9	272,5 ± 11,9	285,9 ± 17,2	295,5 ± 18,9	280,9 ± 10,7	285,1 ± 16,3
14	253,0 ± 12,9	246,2 ± 14,7	279,8 ± 12,7	262,0 ± 18,4	293,4 ± 12,9	264,8 ± 16,2	237,6 ± 11,8	267,6 ± 18,7
28	297,9 ± 17,1	337,7 ± 12,8	312,3 ± 12,9	308,4 ± 19,6	307,3 ± 14,3	295,8 ± 16,7	299,9 ± 10,6	296,0 ± 21,3
42	281,2 ± 13,1	290,2 ± 11,1	293,2 ± 10,7	281,0 ± 14,2	295,6 ± 11,2	285,4 ± 13,4	272,8 ± 10,5	282,9 ± 18,9

Quadro 25A – Valores médios e desvios-padrão de N (Nitrogênio), P (Fósforo), K (Potássio), Ca (Cálcio) e Mg (Magnésio) em folhas das plantas de mangueira da variedade Dura

Tratamento (mmol de NaCl L ⁻¹)	N (mg/kg)		P (dag/kg)		K (mg/kg)		Ca (mg/kg)		Mg (mg/kg)	
	In	NIn	In	NIn	In	NIn	In	NIn	In	NIn
0	1,48 ± 0,05	1,48 ± 0,12	0,098 ± 0,014	0,13 ± 0,009	1,25 ± 0,079	1,16 ± 0,100	1,28 ± 0,11	1,28 ± 0,26	0,21 ± 0,005	0,23 ± 0,031
30	1,38 ± 0,05	1,44 ± 0,18	0,12 ± 0,014	0,14 ± 0,009	1,12 ± 0,104	1,19 ± 0,091	1,24 ± 0,14	1,46 ± 0,42	0,21 ± 0,027	0,23 ± 0,046
60	1,21 ± 0,07	1,22 ± 0,05	0,13 ± 0,013	0,11 ± 0,008	1,01 ± 0,085	0,99 ± 0,162	1,04 ± 0,10	1,07 ± 0,11	0,19 ± 0,027	0,19 ± 0,015
90	1,46 ± 0,160	1,47 ± 0,14	0,12 ± 0,022	0,14 ± 0,022	1,27 ± 0,302	1,12 ± 0,132	1,17 ± 0,27	1,21 ± 0,16	0,22 ± 0,019	0,20 ± 0,016

In = Inoculada; NIn = Não Inoculada.

Quadro 26A – Valores médios e desvios-padrão de Cl (Cloro) e Na (Sódio) em folhas das plantas de mangueira da variedade Ubá

Tratamento (mmol de NaCl L ⁻¹)	Cl (%)		Na (mg/kg)	
	In	NIn	In	NIn
0	0,30 ± 0,00	0,34 ± 0,11	0,0063 ± 0,0003	0,0074 ± 0,0015
30	0,60 ± 0,12	0,72 ± 0,21	0,0651 ± 0,071	0,0754 ± 0,1277
60	0,58 ± 0,19	0,68 ± 0,14	0,0556 ± 0,102	0,0110 ± 0,0028
90	1,52 ± 0,64	1,08 ± 0,13	0,0330 ± 0,564	0,0562 ± 0,0404

In = Inoculada; NIn = Não Inoculada.

Quadro 27A – Valores médios e desvios-padrão de N (Nitrogênio), P (Fósforo), K (Potássio), Ca (Cálcio) e Mg (Magnésio) em caule das plantas de mangueira da variedade Dura

Tratamento (mmol de NaCl L ⁻¹)	N (mg/kg)		P (dag/kg)		K (mg/kg)		Ca (mg/kg)		Mg (mg/kg)	
	In	NIn	In	NIn	In	NIn	In	NIn	In	NIn
0	0,770 ± 0,114	0,868 ± 0,145	0,102 ± 0,044	0,160 ± 0,044	1,21 ±	1,41 ±	0,44 ± 0,05	0,6 ± 0,14	0,084 ± 0,018	0,120 ± 0,068
30	0,658 ± 0,121	0,746 ± 0,279	0,132 ± 0,064	0,150 ± 0,057	1,10 ±	1,10 ±	0,60 ± 0,17	0,5 ± 0,16	0,100 ± 0,055	0,090 ± 0,043
60	0,492 ± 0,123	0,562 ± 0,128	0,130 ± 0,029	0,156 ± 0,062	0,88 ±	0,88 ±	0,33 ± 0,07	0,4 ± 0,07	0,050 ± 0,007	0,062 ± 0,013
90	0,914 ± 0,302	0,906 ± 0,215	0,174 ± 0,041	0,152 ± 0,008	0,92 ±	0,91 ±	0,51 ± 0,20	0,5 ± 0,10	0,100 ± 0,084	0,070 ± 0,014

In = Inoculada; NIn = Não Inoculada.

Quadro 28A – Valores médios e desvios-padrão de Cl (Cloro) e Na (Sódio) em caule das plantas de mangueira da variedade Dura

Tratamento (mmol de NaCl L ⁻¹)	Cl (%)		Na (mg/kg)	
	In	NIn	In	NIn
0	0,360 ± 0,089	0,300 ± 0,071	0,011 ± 0,002	0,017 ± 0,002
30	0,740 ± 0,181	0,720 ± 0,258	0,110 ± 0,076	0,062 ± 0,018
60	0,520 ± 0,044	0,680 ± 0,311	0,055 ± 0,011	0,102 ± 0,11
90	1,080 ± 0,164	0,860 ± 0,219	0,199 ± 0,14	0,116 ± 0,054

In = Inoculada; NIn = Não Inoculada.

Quadro 29A – Valores médios e desvios-padrão de N (Nitrogênio), P (Fósforo), K (Potássio), Ca (Cálcio) e Mg (Magnésio) em raízes das plantas de mangueira da variedade Dura

Tratamento (mmol de NaCl L ⁻¹)	N (mg/kg)		P (dag/kg)		K (mg/kg)		Ca (mg/kg)		Mg (mg/kg)	
	In	NIn	In	NIn	In	NIn	In	NIn	In	NIn
0	1,09 ± 0,10	1,27 ± 0,13	0,092 ± 0,016	0,13 ± 0,013	1,11 ± 0,16	1,28 ± 0,12	0,63 ± 0,07	0,78 ± 0,10	0,20 ± 0,02	0,24 ± 0,02
30	1,06 ± 0,18	1,13 ± 0,22	0,124 ± 0,068	0,12 ± 0,022	0,59 ± 0,16	0,66 ± 0,13	0,50 ± 0,09	0,51 ± 0,12	0,15 ± 0,03	0,15 ± 0,04
60	0,92 ± 0,13	0,89 ± 0,18	0,120 ± 0,056	0,13 ± 0,022	0,34 ± 0,12	0,47 ± 0,15	0,30 ± 0,14	0,32 ± 0,16	0,11 ± 0,04	0,13 ± 0,06
90	1,18 ± 0,15	1,08 ± 0,07	0,130 ± 0,049	0,12 ± 0,015	0,42 ± 0,08	0,39 ± 0,02	0,50 ± 0,20	0,44 ± 0,07	0,19 ± 0,08	0,16 ± 0,01

In = Inoculada; NIn = Não Inoculada.

Quadro 30A – Valores médios e desvios-padrão de Cl (Cloro) e Na (Sódio) em raízes das plantas de mangueira da variedade Dura

Tratamento (mmol de NaCl L ⁻¹)	Cl (%)		Na (mg/kg)	
	In	NIn	In	NIn
0	0,66 ± 0,11	0,74 ± 0,05	0,057 ± 0,007	0,060 ± 0,008
30	1,78 ± 1,53	1,06 ± 0,30	0,361 ± 0,065	0,353 ± 0,069
60	0,94 ± 0,15	0,93 ± 0,17	0,320 ± 0,147	0,375 ± 0,018
90	1,12 ± 0,10	1,22 ± 0,13	0,477 ± 0,146	0,522 ± 0,080

In = Inoculada; NIn = Não Inoculada.