



**ESCUELA POLITÉCNICA SUPERIOR Y FACULTAD DE
CIENCIAS EXPERIMENTALES
UNIVERSIDAD DE ALMERIA**

**MÁSTER EN PRODUCCIÓN VEGETAL EN CULTIVOS
PROTEGIDOS
PROYECTO FIN DE MÁSTER**

**EFECTO DEL ESTRÉS SALINO EN EL ESTADO
MORFOLÓGICO, FISIOLÓGICO Y NUTRICIONAL
DE *ALOE VERA***

SEPTIEMBRE 2013

AUTOR: PEDRO GARCÍA CAPARRÓS

TUTORA: DRA. MARÍA TERESA LAO

Efecto del estrés salino en el estado morfológico, fisiológico y nutricional de *Aloe vera*

AUTOR: Pedro García Caparrós

TUTORA: Dra. María Teresa Lao

Departamento de Agronomía. Universidad de Almería. Carretera de Sacramento s/n,
Almería.

Resumen

La salinidad afecta a grandes áreas de cultivo, especialmente en zonas áridas. El cultivo de plantas tolerantes a la salinidad permite obtener rendimientos productivos para mantener la economía de estas regiones. El cultivo de plantas medicinales está teniendo un gran desarrollo, siendo *Aloe vera* una especie relevante. El objetivo de este ensayo es conocer el efecto del estrés salino sobre el estado morfológico, fisiológico y nutricional de *Aloe vera*. Se establecieron 3 tratamientos, consistentes en aplicar soluciones nutritivas con valores de C.E. de 2, 4.5 y 7.5 dS m⁻¹ (T₁, T₂ y T₃) generadas con NaCl en concentraciones de 3,51, 28 y 58 mmol L⁻¹; respectivamente, a partir de una solución nutritiva de base. Los resultados muestran la disminución de la biomasa fresca y seca, así como del estado hídrico con el incremento salino, sugiriendo que se trata de una planta sensible a la salinidad. El contenido de N disminuye en el tratamiento T₂ debido a la competencia con el Cl⁻ y se incrementa en T₃ debido a la síntesis de osmolitos como la prolina. La concentración de P disminuye en hoja con el incremento salino. El contenido de Cl⁻ se incrementa con la salinidad en raíz pero no varía en hoja, poniendo así de manifiesto la función reguladora del sistema radicular ya que reduce el transporte de Cl⁻ a las hojas, mientras que los contenidos de SO₄²⁻ ante la salinidad inducida por NaCl no varían en la planta. El ajuste osmótico en *Aloe vera* se realiza a través de compuestos nitrogenados como la prolina y de azúcares como la glucosa.

Palabras clave (5): fertirrigación, cloruro sódico, prolina, almidón, glucosa

Abstract

Salinity affects large areas of cultivation, especially aridic areas. Cultivation of salinity tolerant plants allows achieving productive yields to keep the economy of these regions. Medicinal plants is having a great development, being *Aloe vera* a relevant specie. The aim of this trial is to know the effect of salt stress on the morphological, physiological and nutritional status of *Aloe vera*. Three treatments were tested, which consist in applying nutrient solutions with values of electrical conductivity (EC) of 2 , 4.5 and 7.5 dS m⁻¹ (T₁, T₂, and T₃) generated with NaCl

concentrations of 3.51, 28 and 58 mmol L⁻¹; respectively, from a basic nutrient solution. The results show the decrease in fresh and dry biomass as well as the water content when salinity increase, suggesting that it is a sensitive plant. The content of N decreases in treatment T₂ due to competition with Cl⁻ and turns to rise in T₃ mainly due to the synthesis of osmolytes such as proline. P concentration depletes in leaves with salinity increased. Chloride content arises with salinity in root but does not vary in leaves, showing thus the regulatory function of the root system which reduces the transport of Cl⁻ to leaves, while the contents of SO₄²⁻ under salinity induced by NaCl does not show differences between treatments. Osmotic adjustment in *A. vera* takes place through nitrogen compounds such as proline and sugars such as glucose.

Keywords (5): fertigation, sodium chloride, proline, starch, glucose.

1. INTRODUCCIÓN.

La salinidad es una de las causas más importantes de estrés abiótico, limitando la producción de los cultivos en las regiones áridas y semiáridas, con un contenido de sal en el suelo alto y precipitaciones insuficientes para su lixiviación (Zhao *et al.*, 2007). De acuerdo con el Servicio de Gestión de la Tierra y Nutrición de la FAO (2008), más del 6% de la superficie terrestre (800 millones de ha) se ve afectada por salinidad y/o sodicidad.

Aloe vera, nativa del noreste de África, es una planta perenne del grupo “Crassulacean acid metabolism” (CAM), miembro de la familia *Asphodelaceae*, con hojas verdes suculentas unidas por el tallo en forma de espiral. Presenta un rápido crecimiento y junto con su alto valor económico hacen que sea una planta ampliamente cultivada (Moghbeli *et al.*, 2012). Además destaca por su uso en productos farmacéuticos, medicina popular, salud y en productos cosméticos y alimenticios (Reynolds y Dweck, 1999).

Surjushe *et al.* (2008) revisaron las propiedades del *A. vera*, los mecanismos de acción y sus usos clínicos. *A. vera* contiene constituyentes potencialmente activos, tales como, vitaminas A (betacaroteno), C y E, las cuales son antioxidantes, enzimas, minerales (calcio, selenio, magnesio, potasio, sodio y zinc), azúcares, antraquinonas (aloina y emodina que actúan como analgésicos, antibacterias y antivirales), ácidos grasos con propiedades antisépticas y analgésicas y otras sustancias, como el ácido salicílico y los aminoácidos.

El principal efecto fisiológico de la salinidad sobre las plantas es la reducción del crecimiento debido a: un efecto osmótico inducido por la disminución del potencial osmótico del medio; una toxicidad específica, normalmente asociada con la absorción excesiva de iones Na⁺ y de Cl⁻; un desequilibrio nutricional debido a la interferencia de los iones salinos con los nutrientes esenciales; y la combinación de los efectos anteriormente indicados (Zhu, 2001).

En condiciones de salinidad, las plantas sintetizan osmolitos tales como azúcares (sacarosa, glucosa, trehalosa), polioles (pinitol, mioinositol, ononitol, sorbitol, manitol), aminoácidos (prolina, glicina betaína) (Hasegawa *et al.*, 2000) para mantener el ajuste osmótico y la turgencia celular, evitar la deshidratación celular, estabilizar y proteger la estructura terciaria de proteínas y de membranas (Rhodes *et al.*, 2002).

El objetivo de este ensayo es establecer el rango de salinidad aconsejable para el cultivo de *A. vera* en condiciones mediterráneas mediante la evaluación de la producción de biomasa y parámetros nutricionales y fisiológicos.

2. MATERIAL Y MÉTODOS.

El ensayo ha tenido lugar en un invernadero tipo monotúnel de 150 m², localizado en las instalaciones de la Universidad de Almería con ventilación cenital y control de temperatura y humedad relativa.

Las plantas fueron cultivadas en macetas de 1,5 L de volumen y el sustrato empleado fue una mezcla de turba rubia y perlita (80:20 v/v). Las concentraciones de la solución nutritiva estándar fueron: H₂PO₄⁻ 0.70 mmol L⁻¹, NO₃⁻ 6.00 mmol L⁻¹, SO₄²⁻ 2.00 mmol L⁻¹, K⁺ 3.00 mmol L⁻¹, Ca²⁺ 2.00 mmol L⁻¹ y Mg²⁺ 1.40 mmol L⁻¹, siendo la dosis de fertirrigación de 70 mL por planta y día. Los tratamientos fueron T₁ (2 dS m⁻¹), T₂ (4,5 dS m⁻¹) y T₃ (7,5 dS m⁻¹) obtenidos mediante la adición de NaCl en una concentración de 3,51, 28 y 58 mmol L⁻¹ respectivamente, a la solución nutritiva estándar, agitando para disolver la sal y obtener de este modo una solución homogénea.

La temperatura, humedad relativa y radiación fotosintéticamente activa (PAR) fueron registradas cada 15 minutos con un sensor HOBO Onset U15 conectado a un piranómetro, situado en la parte central del invernadero a la máxima altura del dosel vegetal, con unos valores promedios de 25,4 °C, 65,6 % y 19,5 E m⁻² día⁻¹, respectivamente.

Biomasa. Los parámetros de crecimiento fueron registrados al final del cultivo, 60 días después del inicio del ensayo. Después de eliminar el sustrato y lavar el material vegetal (Wolf, 1982), raíces y hojas fueron pesadas de forma separada en un COBOS serie CSC (precisión 0.01 g) para determinar el peso fresco y a continuación, las muestras fueron secadas en un horno NüveE FN 500 a 60 °C durante 48 horas para determinar el peso seco.

Parámetros nutricionales. Las concentraciones de iones fueron determinados por los siguientes métodos: las formas iónicas solubles (Cl⁻, NO₃⁻ y SO₄²⁻) fueron extraídas con agua y medidas por cromatografía iónica líquida (HPLC) (Martínez *et al.*, 1998). La materia seca fue digerida con ácido sulfúrico (H₂SO₄) al 96% en presencia de peróxido de hidrógeno (H₂O₂) para la determinación del N orgánico (Krom, 1980) y P total (Hogue *et al.*, 1970). El N total fue calculado como la suma de N org y NO₃⁻.

Parámetros fisiológicos. La extracción para la determinación de los niveles de prolina, azúcares (glucosa) y almidón se realizó triturando raíces y hojas frescas en una solución de etanol al 96%; y lavando posteriormente con etanol al 70 %. Después del filtrado y centrifugado de las muestras a 5500 rpm durante 10 minutos, la prolina con el reactivo de ninhidrina y los azúcares con el reactivo de antrona fueron medidos en el supernadante por medio de métodos colorimétricos. A continuación, el residuo fue secado a 40 °C durante 48 horas, previa incubación con α -glucoamilasa para la determinación de la concentración de almidón midiendo los azúcares resultantes (Irigoyen *et al.*, 1992).

El diseño experimental fue completamente aleatorio, con 3 tratamientos (diferentes niveles de salinidad) y 4 repeticiones por tratamiento. A los parámetros estudiados, se les aplicó un análisis de varianza (ANOVA) y el test de mínimas diferencias significativas (LSD) ($p < 0,05$) para el establecimiento de grupos homogéneos.

3. RESULTADOS Y DISCUSION.

Biomasa.

En la tabla 1, se presentan los valores medios de la materia fresca (PF) y seca (PS) en los distintos órganos y total, su distribución porcentual en la planta, así como la relación PF/PS en los distintos tratamientos salinos. La biomasa se encuentra fundamentalmente en la hoja. Los tratamientos salinos no afectan significativamente a la biomasa de raíz ni a su estatus hídrico evaluado mediante la relación PF/PS. Sin embargo, la biomasa tanto fresca como seca de hoja disminuye significativamente con la salinidad ($p < 0,05$). La distribución porcentual de la biomasa entre órganos no es afectada por la salinidad, aunque se observa un ligero incremento de peso de la raíz bajo condiciones salinas. Así mismo, el estado hídrico de la planta disminuye bajo condiciones salinas, siendo similar para los tratamientos T₂ y T₃. Estos resultados sugieren que se trata de una planta sensible a la salinidad y coinciden con los obtenidos por Moghbeli *et al.* (2012) que observaron una disminución del peso fresco en hoja con el incremento salino en plantas de *A. vera*. De igual modo, Pasternak *et al.* (1986), observaron en diferentes especies de *Aloe* que la biomasa en hojas se reducía con el incremento salino, al igual que ocurre en especies de *Agave* citadas por Kock (1980), Upchurch (1981) y Nobel y Berry (1985). Sin embargo, Basim *et al.* (2010) encontraron que las plantas xerofíticas suculentas presentan un mayor crecimiento con un ligero nivel de sodicidad que en suelos neutros, como ocurre en *Atriplex canescens*, *Macropoda*, *Linearis* y *Spartina alterniflora* (Glenn y Brown, 1999), *Tagetes erecta*, *Chrysanthemum morifolium* (Rahi *et al.*, 1998; Rahi y Datta, 2000) y *Salicornia bigelovii* (Nagisa *et al.*, 2010).

La disminución del contenido de agua en la hoja en los tratamientos salinos ha sido estudiado por Gorai *et al.* (2010) en *Phragmites australis* donde disminuía con el incremento salino, lo cual puede ser interpretado como un mecanismo de concentración de solutos en la savia celular, que disminuye el potencial osmótico y contribuye al ajuste osmótico (Lissner *et al.*, 1999; Matoh *et al.*, 1988).

Parámetros nutricionales.

La figura 1 muestra la concentración ($\text{mg N-NO}_3^- \text{ g}^{-1}$ PS), ($\text{mg N-NH}_4^+ \text{ g}^{-1}$ PS), ($\text{mg N-(NO}_3^-+\text{NH}_4^+) \text{ g}^{-1}$ PS) y la distribución porcentual de nitratos (mg N-NO_3^- por órgano^{-1}), N-org (mg N-NH_4^+ por órgano^{-1}) y N-total ($\text{mg N-(NO}_3^-+\text{NH}_4^+) \text{ por } \text{órgano}^{-1}$) en raíces (R) y hojas (H) al final del ensayo.

El contenido de NO_3^- es entre 6-12 % del N total. La concentración de N-NO_3^- es similar en raíz y en hoja, tampoco presenta diferencias significativas ($p < 0.05$) en las fracciones de raíz y de hoja entre los distintos tratamientos salinos. En cuanto al contenido de N-NO_3^- en la planta es significativamente mayor en T_2 .

La concentración de N-orgánico presenta diferencias significativas tanto en raíz como en hoja entre los tratamientos estudiados. En la raíz, la concentración significativamente inferior corresponde a T_2 y en hoja la concentración significativamente mayor corresponde a T_1 .

El N total presenta el mismo comportamiento que las concentraciones y las extracciones de N orgánico en los distintos órganos, así como en la distribución porcentual. La concentración de N total en hoja es inferior a la propuesta por Mills y Benton (1996) que es de 40 mg g^{-1} PF. Según estos resultados, el incremento de salinidad de la solución nutritiva generado por NaCl no afecta a la concentración de NO_3^- en las plantas de *A. vera*, y por lo tanto, difiere de los resultados obtenidos por van Diest (1990); que encuentra un incremento de NO_3^- en plantas superiores sometidas a estrés hídrico asociado a estrés salino, debido a su función como osmolito para adaptarse a las condiciones de estrés.

La respuesta a la salinidad de *A. vera* se establece en función de la concentración salina de la solución nutritiva, ante niveles moderados de salinidad (T_2) la extracción de N disminuye significativamente asociada con una disminución de la concentración de N orgánico tanto en raíz como en hoja, que puede estar relacionada con la disminución de la absorción de N por la interacción entre Cl^- y NO_3^- , como proponen diversos autores (Abdelgadir *et al.*, 2005, De Pascale *et al.*, 2005 y Zhu, 2002). Sin embargo, la distribución porcentual de N orgánico se incrementa en raíz con objeto de soportar el estrés osmótico, debido a que se induce en la planta la síntesis de compuestos específicos del N tales como aminoácidos (prolina y ácido aspártico), amidas (glutamina y asparagina) y grupos de proteínas relacionadas con el estrés salino (Ashraf y Harris, 2004; Mansour, 2000); Ante niveles elevados de salinidad (T_3) se observa un incremento de la absorción de nitrógeno y su localización en la raíz en detrimento de la hoja, respecto a T_2 , asociado a la necesidad de síntesis de osmolitos nitrogenados protectores, que son trasladados desde la hoja a la raíz por la vía floemática (Taiz y Zeiger, 2002).

En la figura 2, se presenta la relación Norg/NO_3^- de las plantas sometidas a los distintos tratamientos salinos. Estos valores sugieren que se trata de una planta con un alto poder reductor de nitratos, siendo esto una ventaja ya que elevados contenidos de nitratos en planta son perjudiciales para la salud de los consumidores debido a que el nitrato es reducido en los seres humanos por las enzimas de la saliva a nitrito (Duncan *et al.*, 1997), el cual puede bloquear el transporte de oxígeno en la sangre, causando

metahemoglobinemia en niños, así como las formas nitroso y nitrosables son consideradas como causantes del cáncer (Walker, 1990).

En la fracción radicular, el tratamiento T₂ presenta el valor significativamente menor ($p < 0.05$). Por su parte, en la hoja es el tratamiento T₁ el que presenta el valor significativamente mayor ($p < 0.05$). Cabe destacar, que la actividad de la nitrato reductasa (NR) en plantas sometidas a estrés salino era inferior que en las plantas control (Abd-El Baki *et al.*, 2000) y por otra parte se incrementaban los requerimientos de osmolitos. Estos resultados sugieren que la salinidad en *A. vera* afecta más a la actividad NR, contrariamente a lo que ocurre en olivo donde Tabatabaei (2006) encontró que la salinidad aumentaba la relación Norg/NO₃⁻ en los cultivares “Mission”, “Manzanillo” y “Zard”.

La figura 3 muestra la concentración (mg P-PO₄³⁻ g⁻¹ PS) y la distribución porcentual de P-PO₄³⁻ (mg P-PO₄³⁻ por órgano⁻¹) en raíces (R) y hojas (H) al final del ensayo. Los valores de las concentraciones en los distintos órganos oscilan entre 0,71 y 3,60 mg g⁻¹ PS. Se observa un incremento de P en raíz con el incremento de la salinidad que no presenta significación estadística. Sin embargo, en hoja se presentan diferencias significativas ($p < 0.05$) con una concentración mayor en T₂, intermedia en T₁ e inferior en T₃. La concentración de P en hoja correspondiente al tratamiento T₂ es inferior a la propuesta por Mills y Benton (1996) que es de 4 mg g⁻¹ PS.

La extracción de P-total es significativamente mayor en T₂ que en T₁ e inferior en T₃. En la distribución porcentual, cabe destacar que el tratamiento T₂ aumenta su proporción en hoja en detrimento de la raíz con respecto al tratamiento T₁, mientras que en el tratamiento T₃ sucede lo contrario, aumentando la proporción en raíz en detrimento de la hoja.

Tanto las concentraciones de P en hoja como los contenidos en plantas de *A. vera*, frente a salinidad creciente presentan una distribución en forma de V invertida, debido a que la planta presenta respuestas diferenciales en función de la concentración salina a la que está sometida. En el T₂ tanto las concentraciones como las extracciones aumentan debido a que bajo condiciones salinas, algunas plantas incrementan sus requerimientos de P (Grattan y Grieve, 1992) debido a la energía requerida para transportar el exceso de iones al interior de las vacuolas (Mengel *et al.*, 2001), bajo las condiciones del tratamiento T₃ las concentraciones y las extracciones disminuyen debido a la interacción entre el Cl⁻ y H₂PO₄⁻ (Xu *et al.*, 2003).

La figura 4 muestra la concentración (mg Cl⁻ g⁻¹ PS) y la distribución porcentual de Cl⁻ (mg Cl⁻ por órgano⁻¹) en raíces (R) y hojas (H) al final del ensayo. Las concentraciones de Cl⁻ en las distintas fracciones de la planta presentan valores que oscilan entre los 38,5 y 50,4 mg g⁻¹ PS. Se observa un incremento significativo del Cl⁻ en raíz cuando se incrementa la salinidad de la solución nutritiva que puede ser debido a su inclusión mediante vacuolización que reduce el transporte de Cl⁻ a las hojas de forma selectiva (Marschner, 1995), realizado de forma efectiva ya que la concentración de Cl⁻ en hoja, no presenta diferencias significativas ($p < 0.05$) y se encuentra en el rango de 44.7 a 46.4 mg g⁻¹ PS. Madhava Rao *et al.* (2006) consideran que las plantas usualmente

contienen una concentración de Cl^- en el rango de 2 a 20 mg g^{-1} PS. Sin embargo, Véliz *et al.* (2007) encuentran concentraciones similares a las obtenidas en este ensayo para concentraciones del NaCl en la solución nutritiva inferiores a 50 mmol L^{-1} . Las mayores concentraciones en la hoja de *A. vera* pueden deberse a que la planta posee otro mecanismo de resistencia, como es la acumulación de Cl^- en las células acuosas que tienen baja actividad metabólica (Zheng *et al.*, 2009).

La distribución porcentual de Cl^- en la planta es similar en todos los tratamientos: 30% en raíz y 70% en hoja. La extracción de Cl^- por la planta es significativamente inferior en T_1 relacionado con la menor concentración de NaCl de la solución nutritiva. T_2 y T_3 presentan valores similares de extracción, que disminuyen la absorción de N en T_2 (figura 1) por la competencia entre la absorción de Cl^- y de N (Pessarakli, 1991; Feigin, 1985). En T_3 la planta pone en marcha nuevos mecanismos activos de exclusión de Cl^- ya que no se incrementa la extracción de Cl^- en detrimento de la síntesis de biomasa (tabla 1).

La figura 5 muestra la concentración ($\text{mg S-SO}_4^{2-} \text{ g}^{-1}$ PS) y la distribución porcentual de S-SO_4^{2-} (mg S-SO_4^{2-} por órgano $^{-1}$) en raíces (R) y hojas (H) al final del ensayo. No se presentan diferencias significativas ($p < 0.05$) entre tratamientos salinos. Por lo tanto, la salinidad inducida por el NaCl no afecta a la extracción de SO_4^{2-} y el mecanismo que pone la planta en marcha para controlar el NaCl es independiente de la absorción de SO_4^{2-} . Resultados similares se han obtenido en *Zinnia elegans* (Carter y Grieve, 2010) y *Antirrhinum majus* (Carter y Grieve, 2008).

Parámetros fisiológicos.

La figura 6 muestra la concentración (mg glucosa g^{-1} PF) y la distribución porcentual de azúcares reductores ($\text{g glucosa por órgano}^{-1}$) en raíces (R) y hojas (H) al final del ensayo. Las elevadas concentraciones que se muestran en raíz con respecto a las de hoja, se pueden justificar en base a que los azúcares son transportados vía floemática desde los órganos fuente (hojas maduras) a los órganos sumideros (raíces), sin alterar el transporte del agua a través del xilema (Taiz y Zeiger, 2002). La concentración de azúcares reductores en raíz es significativamente inferior en T_3 (13,39 mg g^{-1} PF) relacionado con el gasto energético para la absorción de agua y nutrientes en condiciones de alta salinidad. En hoja, se aprecia que los tratamientos T_1 y T_2 presentan valores similares y significativamente inferiores ($p < 0.05$) respecto de T_3 (6,32 mg g^{-1} PF). Los contenidos totales y su distribución son similares en T_1 y T_2 y significativamente inferiores a los encontrados en T_3 , que presenta el mayor contenido en las hojas.

La acumulación de azúcares solubles en plantas ha sido ampliamente estudiada como respuesta a la salinidad. En nuestro caso, *A. vera* al ser una planta CAM puede sintetizar grandes cantidades de CO_2 durante la noche a elevado pH en ambientes muy salinos a través del mecanismo de la fosfoenolpiruvato carboxilasa (PEPCasa) (Borland *et al.*, 2009). La alta tasa de fijación de CO_2 en hojas es el resultado de la inhibición de la oxidación del CO_2 como resultado de la síntesis de la enzima superóxido dismutasa (SOD) (Ramírez *et al.*, 2011) que permite que el CO_2 se convierta en carbohidratos. Estos resultados coinciden con los obtenidos por Gorai *et al.* (2010), Hartzendorf y Rolletschek

(2001) en *Phragmites australis*, donde las hojas almacenan una gran cantidad de carbohidratos solubles que juegan un importante papel osmótico.

La figura 7 muestra la concentración (mg almidón g⁻¹ PF) y la distribución porcentual de almidón (g almidón por órgano⁻¹) en raíces (R) y hojas (H) al final del ensayo. En la fracción de raíz, no se aprecian diferencias significativas (p<0.05) de las concentraciones de almidón. En hoja, la concentración de almidón disminuye con el estrés salino, siendo el tratamiento T₃ el que presenta el menor valor. Estos resultados coinciden con los obtenidos por Kamiab *et al.* (2012), en plantas de pistacho donde la concentración de almidón en hoja disminuía con el estrés salino, lo cual puede ser debido a la reducción de la fotosíntesis bajo estrés salino. También puede ser debido al consumo energético para vacuolizar iones tóxicos. Los mecanismos para incluir el Na⁺ dentro del apoplasto o las vacuolas requiere energía aportada por antiportadores Na⁺/H⁺ (Zhu, 2001; Blumwald *et al.*, 2000), mientras que el movimiento del Cl⁻ puede ser parcialmente pasivo. En la mayoría de las situaciones, el influjo de Cl⁻ requiere energía y es probablemente catalizado por un simportador Cl⁻/2H⁺ (Felle, 1994; Sanders, 1980). Así mismo, Chartzoulakis *et al.* (2006) encontraron que el aumento de la salinidad en el medio radicular reducía la concentración de almidón en la fracción foliar de dos cultivares de olivo “Koroneiki” y “Mastoidis”.

El contenido total de almidón en la planta disminuye con la salinidad, observándose un incremento en la fracción radicular y una disminución en la fracción foliar. Parida *et al.* (2002), observaron un descenso del contenido de almidón en hoja en plantas de *Bruguiera parviflora* bajo estrés salino, coincidiendo con los resultados de nuestro ensayo.

La figura 8 muestra la concentración (mg prolina g⁻¹ PF) y la distribución porcentual de prolina (g prolina por órgano⁻¹) en raíces (R) y hojas (H) al final del ensayo. Se presentan concentraciones similares de prolina en las plantas sometidas a los tratamientos T₁ y T₂, que son significativamente inferiores a las que presentan las plantas bajo el T₃, tanto en la fracción de raíz como de hoja. El contenido total de prolina en plantas de *A. vera* se incrementa significativamente con la salinidad, existiendo una tendencia al incremento de prolina en la parte aérea.

El contenido de prolina aumenta en condiciones de estrés salino como consecuencia de una reducción del potencial osmótico (Chu *et al.*, 1976) y es el resultado de una regulación recíproca entre dos rutas metabólicas: la del incremento de la expresión de las enzimas de síntesis de la prolina y las que reprimen la actividad de la degradación de la prolina (Delauney *et al.*, 1993; Peng *et al.*, 1996). Este incremento de prolina con el aumento de la salinidad ha sido corroborado en especies como algodón (Desingh *et al.*, 2007), *Paulownia imperialis* (Astorga *et al.*, 2010) y trigo (Khan *et al.*, 2009).

4. CONCLUSIONES.

La biomasa fresca y seca y el estatus hídrico de *Aloe vera* disminuyen con el incremento de la C.E. generado por NaCl de la solución nutritiva.

El contenido de N disminuye con niveles medios de salinidad (T_2) asociado a la competencia con el Cl⁻ y se vuelve a incrementar cuando se incrementa la salinidad (T_3) asociado a los requerimientos de osmolitos nitrogenados como la prolina.

Con altos niveles de salinidad disminuye la concentración de P en la hoja con objeto de mantener la concentración de P en la raíz.

Aloe vera en los entornos de salinidad ensayados es eficiente en la exclusión de Cl⁻, manteniendo las concentraciones en hoja, mediante su acumulación en raíz.

La salinidad debida a NaCl no modifica los contenidos de S-SO₄²⁻ de la planta.

El mantenimiento del ajuste osmótico en *Aloe vera* tanto en raíz como en hojas se lleva a cabo mediante la síntesis de prolina, incrementándose su contenido con la salinidad, sin embargo, cuando se incrementa el nivel de salinidad (T_3) se incrementa significativamente el contenido de azúcares en detrimento del contenido en almidón.

Se recomienda el empleo de soluciones nutritivas con 2 dS m⁻¹ ya que al incrementar la C.E. a 4 dSm⁻¹ se tiene una pérdida de rendimiento entre el 10-15% y con una C.E. del 7.5 dS m⁻¹ se encuentra entre el 23-31%. Sin embargo, sería necesario conocer el uso de la producción y la concentración de las materias activas en función de la salinidad.

5. BIBLIOGRAFÍA.

- Abd-El Baki, G.K., Siefritz, F., Man, H.M., Weiner, H., Kaldenhoff, R. and Kaiser, W.M. 2000. Nitrate reductase in *Zea mays* L. under salinity. *Plant, Cell & Environment* 23 (5): 515–521.
- Abdelgadir, E.M., Oka, M. and Fujiyama, H. 2005. Characteristics of nitrate of vegetables and ornamentals, D. Savvas y H. Passam, eds., (Athens, Greece: Embryo Publications), 211-261.
- Ashraf, M. and Harris, P.J.C. 2004. Potential biochemical indicators of salinity tolerance in plants. *Plant Sci.* 166, 3-16.
- Astorga, G.I. and Melendez, L.A. 2010. Salinity effects on protein content, lipid peroxidation, pigments and proline in *Paulownia imperialis* and *Paulownia fortune* grown in vitro. *Electronic Journal of Bitechology.* 13(5): 1-15.
- Basim, S., Yousif, N.T., Nguyen, Y.F., Hiroaki, H., Yu, O., Yoshikuni, M. and Hirofumi, S., 2010. Effect of salinity on growth, mineral composition, photosynthesis and water relations of two vegetable crops; New Zealand spinach (*Tetragonia tetragonioides*) and water spinach (*Ipomoea aquatica*). *Int. J. Agric. Biol.* 12, 211-216.
- Blumwald, E., Aharon, G.S. and Apse, M.P. 2000. "Sodium transport in plant cells," *Biochimica et Biophysica Acta*, vol. 1465, n°. 1-2, pp. 140-151.
- Borland, A.M., Griffith, H., Hartwell, J.H. and Smith, J.A.C. 2009. Exploiting the potential of plants with Crassulacean acid metabolism for bioenergy production on marginal lands. *J. Exp. Bot.* 60, 2879-2896.
- Carter, C.T. and Grieve, C.M. 2010. Growth and nutrition of two cultivars of *Zinnia elegans* under saline conditions. *Hortscience* 45 (7): 1058-1063.

- Carter, C.T. and Grieve, C.M. 2008. Mineral nutrition, growth, and germination of *Antirrhinum majus* L. (Snapdragon) when produced under increasingly saline conditions. *Hortscience* 43: 710-718.
- Chartzoulakis, K., Psarras, G., Vemmos, S., Loupassaki, M. and Bertaki, M. 2006. Response of two olive cultivars to salt stress and potassium supplement. *Journal of Plant Nutrition*, 29 (11): 2063-2078.
- Chu, T.M., Aspinall, D. and Paleg, L.G. 1976. Stress Metabolism: 7. Salinity and proline accumulation in barley, *Aust. J. Plant Physiol.* 3, 219-228.
- Delauney, A.J. and Verma, D.P.S. 1993. Proline biosynthesis and osmoregulation in plants. *Plant J.*, 4: 215-223.
- De Pascale, S., Maggio, A. and Barbieri, G. 2005. Soil salinization affects growth, yield and mineral composition of cauliflower and brócoli. *European Journal of Agronomy*, 23: 254-264.
- Desingh, R. and Kanagaraj, G. 2007. Influence of salinity stress on photosynthesis and antioxidative systems in two cotton varieties. *Gen Appl. Plant Physiol.* 33(3-4): 221-234.
- Duncan, C., Hong, Li., Dykhuizen, R., Frazer, R., Johnston, P., McKnight, G., Smith, L., Lamza, K., McKenzie, H., Batt, L., Kelly, D., Golden, M., Benjamin, N. and Leifert, C. 1997. Protection against oral and gastrointestinal diseases: importance of dietary nitrate intake, oral nitrate reduction and enterosalivary nitrate circulation. *Comp. Biochem. Physiol.* 118: 939-948.
- FAO. 2008. Land and plant nutrition management service. <http://www.fao.org/ag/agl/agll/spush>.
- Feigin, A. 1985. Fertilization management of crops irrigated with saline water. *Plant and Soil* 89, 285-299.
- Felle, H. 1994. The H⁺/Cl⁻ symporter in root-hair cells of *Sinapis alba*. An electrophysiological study using ion-selective microelectrodes. *Plant Physiol.* 106: 1131-1136.
- Glenn, E.P. and Brown, J.J. 1999. Salt tolerance and crop potential of halophytes. *Crit. Rev. Plant Sci.* 18, 227-255.
- Gorai, M., Ennajeh, M., Khemira, H. and Neffati, M. 2010. Combined effect of NaCl-salinity and hipoxia on growth, photosynthesis, water relations and solute accumulation in *Phragmites australis* plants. *Flora* 205: 462-470.
- Grattan, S.R. and Grieve, C.M. 1992. Mineral element acquisition and growth response of plants grown in saline environments. *Agric. Ecosyst. Environ.* 38, 275-300.
- Hartzendorf, T. and Rolletschek, H. 2001. Effects of NaCl-salinity on aminoacid and carbohydrate contents of *Phragmites australis*. *Aquat.Bot.* 69, 195-208.
- Hasegawa, P.M., Bressan, R.A., Zhu, J.K. and Bohnert, H.J. 2000. Plant cellular and molecular responses to high salinity. *Annu. Rev. of Plant Physiol. and Plant Molecular Biol.* 51: 463-499.
- Hogue, E., Wilcow, G.E. and Cantliffe, D.J. 1970. Effect of soil P on phosphate fraction in tomato leaves. *J. Am. Soc. Hort. Sci.* 95: 174-176.
- Irigoyen, J.J., Emerich, D.W. and Sánchez-Díaz, M. 1992. Water stress induced changes in concentrations of proline and total soluble sugars in nodulated alfalfa (*Medicago sativa*) plants. *Physiologia Plantarum*, 84: 55-60.
- Kamiab, F., Talaieb, A., Javanshah, A., Khezri, M. and Khalighi, A. 2012. Effect of long-term salinity on growth, chemical composition and mineral elements of pistachio

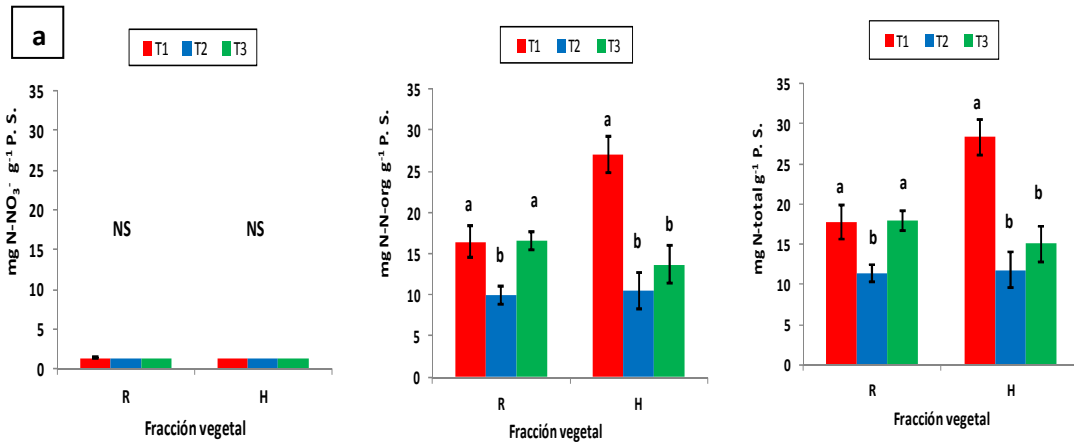
- (*Pistacia vera* cv. Badami-Zarand) rootstock seedlings. *Annals of Biological Research*, 3 (12): 5545-5551.
- Khan, M.A., Shirazi, M.U., Alikhan, M. and Ashraf, M. 2009. Role of proline, K/Na ratio and chlorophyll content in salt tolerance of wheat (*Triticum aestivum* L.). *Pak. J. Bot.* 41(2): 633-638.
- Kock, G.C. 1980. Drought resistant fodder shrub crops (*Agave americana*) in South Africa. *Herbage Abst.* G-55, N^o. 1068.
- Krom, M.D. 1980. Spectrophotometric determination of ammonia: study of a modified Berthelot reaction using salicylate and dichloroisocyanurate. *Analyst*. 105: 305-316.
- Lissner, J., Schierup, H.H., Comín, F.A. and Astorga, V. 1999. Effect of climate on salt tolerance of two *Phragmites australis* populations. I. Growth, inorganic solutes, nitrogen relations and osmoregulation. *Aquat. Bot.* 64, 317-333.
- Madhava Rao, K.V., Raghavendra, A.S. and Janardhan Reddy, K. 2006. Physiology and molecular biology of stress tolerance in plants, ed. Springer. Pp. 351.
- Mansour, M.M.F. 2000. Nitrogen containing compounds and adaptation of plants to salinity stress. *Biol. Plant.* 43, 491-500.
- Martínez-Grau, M. A. and Csáky, A. G. 1998. Técnicas experimentales en Síntesis Orgánica. Ed. Síntesis. Madrid.
- Marschner, H. 1995. Mineral nutrition of higher plants, 2nd ed. London: Academic Press.
- Matoh, T., Matsushita, N. and Takahashi, E. 1988. Salt tolerance of the reed plant *Phragmites communis*. *Physiol. Plant.* 72, 8-14.
- Mengel, K., Kirkby, E.A., Kosegarten, H. and Appel, T. 2001. Principles of Plant Nutrition. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, The Netherlands.
- Mills, H.A. and Benton Jones Jr.J. 1996. Plant analysis handbook II a practical sampling, preparation and interpretation guide. Micromacro Publishing, Inc. Athens (Georgia).
- Moghbeli, E., Fathollahi, S., Salari, H., Ahmadi, G., Saliqehdar, F., Safari, A. and Sadat, M. 2012. Effects of salinity stress on growth and yield of *Aloe vera* L. *J. Medicinal Plants R.* 6 (16), 3272-3277.
- Nagisa, K., Tomoyasu, S., Mariko, O. and Hideyasu, F., 2010. Sodium tolerance of plants in relation to ionic balance and the absorption ability of microelements. *Soil Sci. Plant Nutr.* 56, 225-233.
- Nobel, P.S. and Berry, W.L. 1985. Element and salinity responses of *Agaves* species. California Univ., Los Angeles. U. S. A., *Am. J. Bot.*, 72: 686-694.
- Parida, A., Das, A.B. and Das, P. 2002. NaCl stress causes changes in photosynthetic pigments, proteins and other metabolic components in the leaves of a true mangrove, *Bruguiera parviflora*, in hydroponic cultures. *J. Plant Biol.* 45, 28-36.
- Pasternak, D., Aronson, J.A. and Dov, J.B. 1986. Development of new arid zone crops (*Aloe* sp.) for the Negev desert of Israel. *J. Arid Environ. (Abst. Trop. Agric.)*, 12: 58967.
- Peng, Z., Lu, Q. and Verma, D.P.S. 1996. Reciprocal regulation of D1-pyrroline-5-carboxylate synthetase and proline dehydrogenase genes control levels during and after osmotic stress in plants. *Mol. Gen. Genet.*, 253: 334-341.
- Pessaraki, M. 1991. Dry matter yield, nitrogen-15 absorption, and water uptake by green bean under sodium chloride stress. *Crop Sci.* 31, 1633-1640.
- Rahi, T.S., Shukla, R., Pandey, R.K. and Datta, S.K. 1998. Performance of ornamental crops in salt affected soils and use of gamma rays to develop salt resistant strains. *J. Nucl. Agric. Biol.* 27, 253-263.

- Rahi, T.S. and Datta, S.K. 2000. Performance of chrysanthemum (*Chrysanthemum morifolium*) cut flower varieties in saline water irrigated soil. *Indian J. Agric. Sci.* 79, 469-471.
- Ramírez, I., Estay, D., Stange, C. and Cardemil, L., 2011. Superoxide dismutase is a critical enzyme to alleviate oxidative stress in *Aloe vera* (L.) Burn; plants subjected to water deficit. *Plant Ecol. Divers.*, 1-13.
- Reynolds, T. and Dweck, A.C. 1999. *Aloe vera* leaf gel: a review update. *J. Ethnopharmacol.*, 68: 3-37.
- Rhodes, D., Nadolska-Orczyk, A. and Rich, P.J. 2002. Salinity, osmolytes and compatible solutes. In: *Salinity: Environment-Plants-Molecules*. Läuchli A, Lüttge U (eds), p. 181-204.
- Sanders, D. 1980. The mechanism of Cl⁻ transport at the plasma-membrane of characorallina. 1. Cotransport with H⁺. *J. Membr. Biol.* 53: 129-141
- Surjushe, A., Vasani, R. and Saple, D.G. 2008. *Aloe vera*: a short review. *Indian J. Dermatol.* 53 (4): 163-166.
- Tabatabaei, S.J. 2006. Effects of salinity and N on the growth, photosynthesis and N status of olive (*Olea europaea* L.) trees. *Scientia Horticulturae* 108, 432-438.
- Taiz, L. and Zeiger, E. 2002. *Plant Physiology* 3rd, ed. Pp. 690.
- Upchurch, R.P. 1981. *New Crops for Arid Lands*. Advances in food producing systems for arid and semi-arid lands. Part B. USA, New York, Academic Press.
- van Diest, A. 1990. Accumulation of nitrate in higher plants. Its causes and prevention. *Nitrogen in Higher Plants*. Y. P. Abrol. John Wiley and Song Inc. Nueva York.
- Véliz, J., Franco-Salazar, V. and García, M. 2007. Efecto de la salinidad en *Aloe vera* y *Opuntia ficus indica*: plantas CAM de interés comercial. *Rev. Fav. Agron. (Luz)*. 24 Supl. 1: 337-341.
- Walker, R. 1990. Nitrates, nitrites and N nitrosocompounds: a review of the occurrence in food and diet the toxicological implications. *Food Add. Contam.* 7: 717-768.
- Wolf, B. 1982. A comprehensive system of leaf analysis and its use for diagnosis crop nutrients status. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, 13: 1035-1059.
- Xu, H.L., Wang, R., Xu, R.Y., Mridha, M.A.U. and Goyal, S. 2003. Yield and quality of leafy vegetables grown with organic fertilizations. *Acta Hort. (ISHS)* 627: 25-33.
- Zhao, J., Ren, W., Zhi, D., Wang, L. and Xia, G. 2007. *Arabidopsis* DREB1A/CBF3 bestowed transgenic tall rescue increased tolerance to drought stress. *Plant Cell Rep.* 26: 1521-1528.
- Zheng, Q., Liu, L., Zhaopu, Z., Chen, J. and Zhao, G. 2009. Comparison of the response of ion distribution in the tissues and cells of the succulent plants *Aloe vera* and *Salicornia europaea* to saline stress. *J. Plant Nutr. Soil Sci.* 172, 875-883.
- Zhu, J. 2002. Salt and drought stress signal transduction in plants. *Annual Review of Plant Biology*, Vol. 53, 247-273.
- Zhu, J. K. 2001. Plant salt tolerance. *Trends in Plant Science*. 6: 66-71.

Tabla 1. Valores medios y desviación estándar de biomasa fresca y seca (PF y PS) de los distintos órganos y total expresados en (g) y su distribución porcentual en la planta. Relación PF/PS en los distintos tratamientos salinos.

		T ₁	T ₂	T ₃
PF	R*	64,31±3,25	65,30±4,57	58,37±9,86
	H	1013,36±51,79 a	883,35±78,59 b	744,11±54,99 c
	T	1077,67±50,79 a	912,19±32,16 b	825,45±35,55 c
	R/H (%)	6/94	7/93	7/93
PS	R*	8,25±1,03	7,99±0,77	7,26±1,16
	H	53,29±4,00 a	46,34±2,89 b	36,50±2,98 c
	T	61,43±2,99 a	55,00±3,14 b	47,03±2,06 c
	R/H (%)	13/87	15/85	17/83
PF/PS	R*	7,30±0,62	7,56±0,39	6,83±0,25
	H	25,78±0,97 a	19,06±1,86 b	19,11±0,50 b

*No presenta diferencias significativas para $p < 0.05$



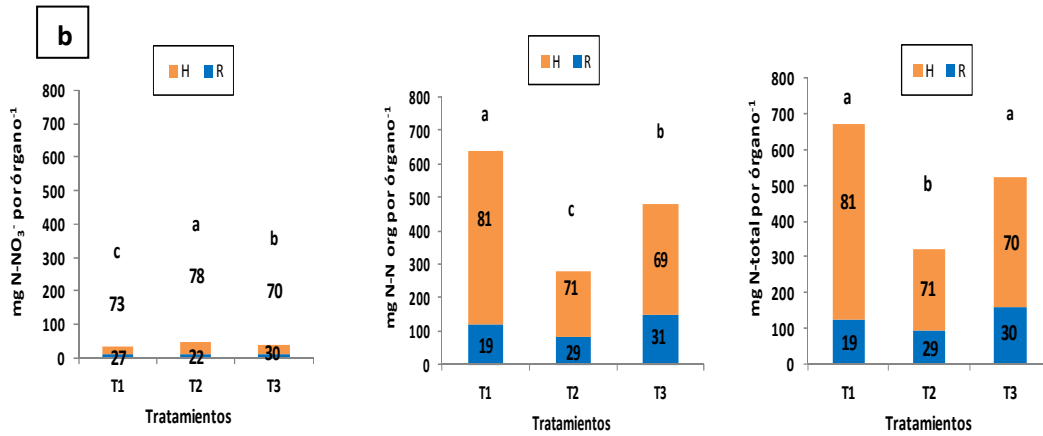


Figura 1. a) Concentración (mg N-NO₃⁻ g⁻¹ PS), (mg N-NH₄⁺ g⁻¹ PS) y (mg N-(NO₃⁻ +NH₄⁺) g⁻¹ PS) y b) distribución porcentual de nitratos (mg N-NO₃⁻ por órgano⁻¹), N-org (mg N-NH₄⁺ por órgano⁻¹) y N-total (mg N-(NO₃⁻+NH₄⁺) por órgano⁻¹) en raíces (R) y hojas (H) al final del ensayo. La misma letra (a-c) indica que no hay diferencias significativas entre tratamientos a un nivel de significación p<0.05 por el test de mínimas diferencias significativas (MDS). NS indica que no hay diferencias significativas.

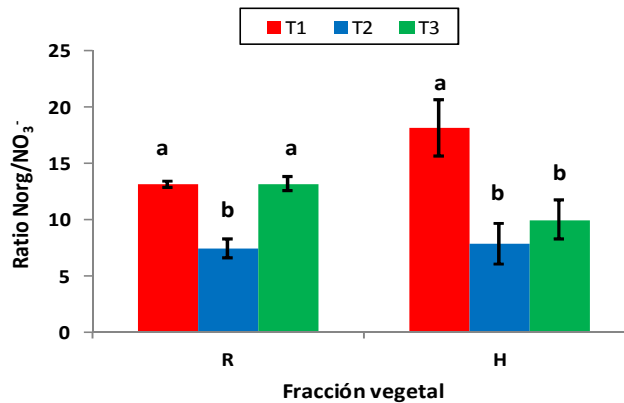


Figura 2. Ratio N org/ NO₃⁻ en raíces (R) y hojas (H) al final del ensayo. La misma letra (a-c) indica que no hay diferencias significativas entre tratamientos a un nivel de significación p<0.05 por el test de mínimas diferencias significativas (MDS). NS indica que no hay diferencias significativas.

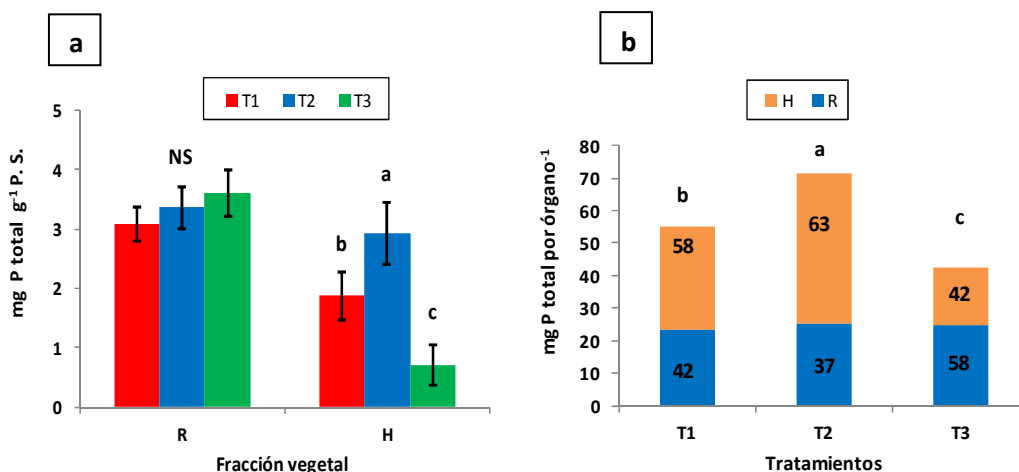


Figura 3. a) Concentración (mg P-PO₄³⁻ g⁻¹ PS) y **b)** distribución porcentual de P-total (mg P-PO₄³⁻ por órgano⁻¹) en raíces (R) y hojas (H) al final del ensayo. La misma letra (a-c) indica que no hay diferencias significativas entre tratamientos a un nivel de significación p<0.05 por el test de mínimas diferencias significativas (MSD). NS indica que no hay diferencias significativas.

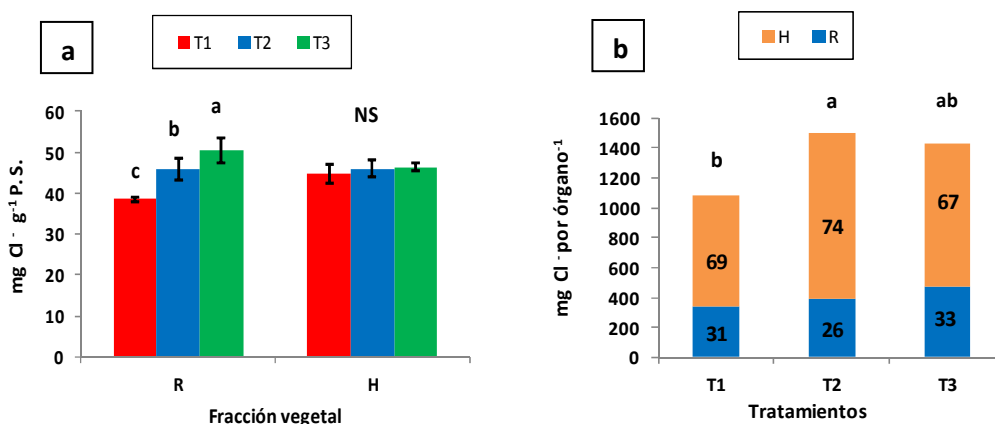


Figura 4. a) Concentración (mg Cl⁻ g⁻¹ PS) y **b)** distribución porcentual de Cl⁻ (mg Cl⁻ por órgano⁻¹) en raíces (R) y hojas (H) al final del ensayo. La misma letra (a-c) indica que no hay diferencias significativas entre tratamientos a un nivel de significación p<0.05 por el test de mínimas diferencias significativas (MDS). NS indica que no hay diferencias significativas.

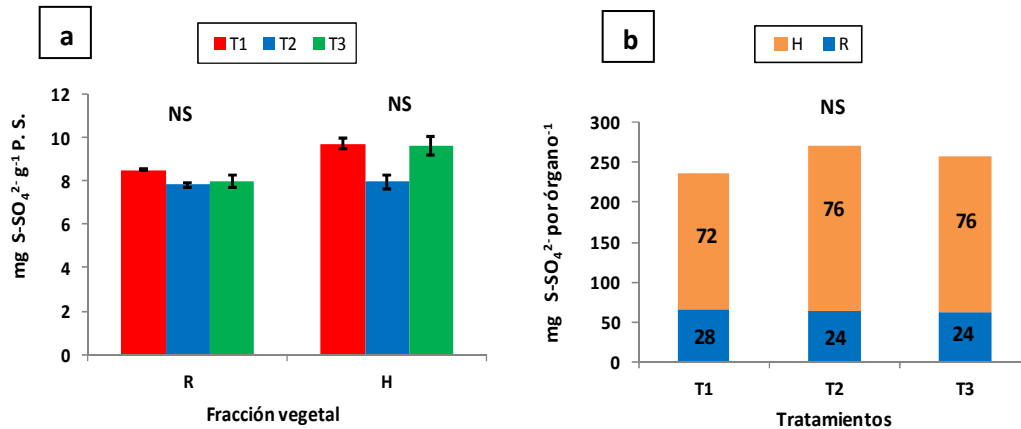


Figura 5. a) Concentración (mg S-SO₄²⁻ g⁻¹ PS) y **b)** distribución porcentual de S-SO₄²⁻ (mg S-SO₄²⁻ por órgano⁻¹) en raíces (R) y hojas (H) al final del ensayo. La misma letra (a-c) indica que no hay diferencias significativas entre tratamientos a un nivel de significación p<0.05 por el test de mínimas diferencias significativas (MSD). NS indica que no hay diferencias significativas.

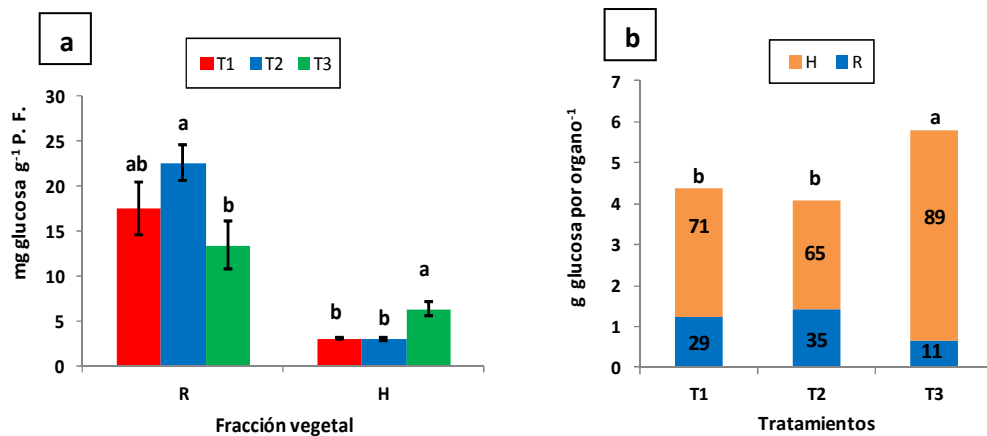


Figura 6. a) Concentración (mg glucosa g⁻¹ PF) y **b)** distribución porcentual de azúcares reductores (g glucosa por órgano⁻¹) en raíces (R) y hojas (H) al final del ensayo. La misma letra (a-c) indica que no hay diferencias significativas entre tratamientos a un nivel de significación p<0.05 por el test de mínimas diferencias significativas (MSD). NS indica que no hay diferencias significativas.

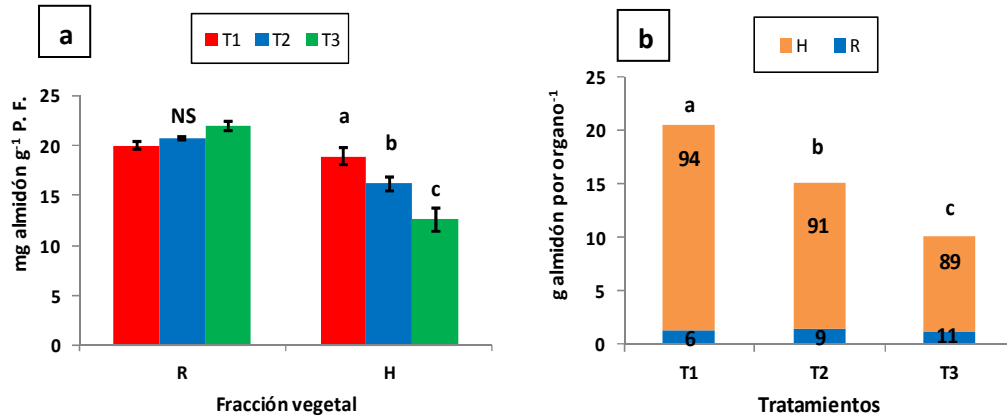


Figura 7. a) Concentración (mg almidón g⁻¹ PF) y b) distribución porcentual de almidón (g almidón por órgano⁻¹) en raíces (R) y hojas (H) al final del ensayo. La misma letra (a-c) indica que no hay diferencias significativas entre tratamientos a un nivel de significación p<0.05 por el test de mínimas diferencias significativas (MSD). NS indica que no hay diferencias significativas.

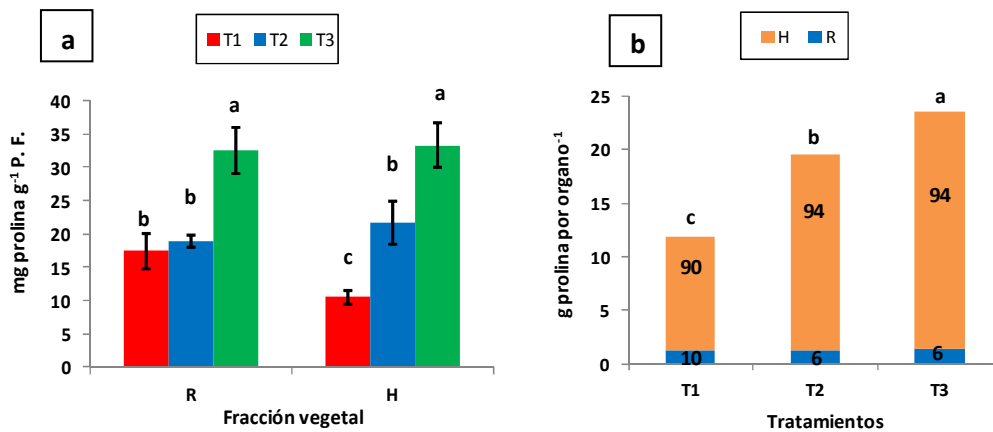


Figura 8. a) Concentración (mg prolina g⁻¹ PF) y b) distribución porcentual de prolina (g prolina por órgano⁻¹) en raíces (R) y hojas (H) al final del ensayo. La misma letra (a-c) indica que no hay diferencias significativas entre tratamientos a un nivel de significación p<0.05 por el test de mínimas diferencias significativas (MSD). NS indica que no hay diferencias significativas.