

INSTITUTO DE RECURSOS NATURALES Y AGROBIOLOGIA
DE SEVILLA.

CONSEJO SUPERIOR DE INVESTIGACIONES CIENTIFICAS.

*XXXIII Curso Internacional de Edafología y
Biología Vegetal.*

Sevilla. 1996.

TITULO:

Tolerancia a estrés salino en plantas de
mandioca (Manihot esculenta Crantz)
micorrizadas con dos MVA.

Dirigido por:

Dr. Antonio Troncoso de Arce y Dr Manuel Cantos Barragán

Autor: Carlos Luis Carretero Montero.

INDICE

	Pgs .
INTRODUCCION	1
GENERALIDADES	3
Origen y distribución.	6
Aspectos agronómicos	6
Aprovechamiento	7
OBJETIVOS	10
MATERIALES Y METODOS	11
RESULTADOS	
Longitud	17
NO de hojas	18
Evapotranspiración	20
Alocación de biomasa	23
Composición	32
Composición Química	33
Factores Principales.	37
DISCUSION	40
BIBLIOGRAFIA	44

INTRODUCCION

INTRODUCCION

La salinización en zonas de regadío áridas y semiáridas es un problema de creciente magnitud estimándose en más de mil millones las hectáreas afectadas por salinidad en nuestro planeta.(Dudal y Purnell, 1986).

Los efectos de la salinidad en las plantas inciden sobre tres aspectos fundamentales: sus relaciones hídricas, disminuyendo su potencial hídrico; en los procesos nutricionales, por acumulación en exceso de algunos iones o su toxicidad y en el balance energético de la planta (Pasternak, 1987). Todo ello conlleva una serie de modificaciones morfológicas y fisiológicas que se traducen en una disminución del crecimiento y producción del cultivo.(Iyengar et al., 1987; Greenway, 1962).

El aumento de presión ejercido sobre los rendimientos por hectarea en los últimos años, han permitido el desarrollo de un sistema de agricultura intensiva que hace uso de importantes cantidades de fertilizantes inorgánicos y pesticidas. Los gastos generales de este sistema de cultivo basado en elevados inputs obliga a demandar sistemas más sostenibles. Los hongos que micorrizantes vesículo arbúsculares (MVA) jugando un papel llave en los ecosistemas naturales y en la agricultura, ejerciendo una mayor influencia en la adquisición de nitrógeno y fósforo por la planta desde el suelo,(George, Marschner and Jakobsen, 1995) en la conservación del suelo y en el control biológico de

patógenos así como mantener la fertilidad física del suelo donde se encuentran (Varma and Schuepp, 1995).

Las micorrizas de tipo vesículo–arbuscular (MVA) son simbióticas mutualistas que se desarrollan entre ciertos hongos del suelo y las raíces de plantas vasculares y que intervienen en la supervivencia y crecimiento de la mayoría de las plantas en su medio natural (Gerdemann,1968).

Las MVA son esenciales para mantener la sostenibilidad del sistema. Estos beneficios se maximizan cuando se acompaña de prácticas de no laboreo, eliminación de tratamientos y abonados excesivos y una correcta rotación de cultivos. Para ello además se deberán llevar a cabo estudios minuciosos sobre la especificidad de la simbiosis planta–hongo (Hooker and Black, 1995).

Una de las funciones más importantes de las micorrizas es facilitar la absorción de los elementos minerales del suelo, sobre todo la de aquellos menos móviles como el cinc, el Cobre y el fósforo y transferirlos a la planta huésped.

Por otra parte, las MVA mejoran las relaciones hídricas de las plantas en situaciones de estrés hídrico disminuyendo la resistencia al

GENERALIDADES

transporte de agua, bajo condiciones de deficiencia de fosfato (Cooper, 1984; Augé, 1987).

Debido a las consecuencias que una elevada salinidad tiene sobre la captación de nutrientes, actividad fotosintética y balance hídrico del vegetal, es importante considerar el papel de las MVA en este contexto. (Gianinazzi-Pearson ; Azcón-Aguilar, 1991).

La mandioca, una planta considerada rústica que se cultiva en regiones semiáridas y subtropicales de Sudamérica, África y Asia y que es fuente primaria de hidratos de carbono para gran parte de su población, no escapa a esta problemática. Sin embargo es escasa la información sobre la tolerancia de este cultivo a las condiciones de salinidad.

Generalidades

La mandioca es un arbusto perteneciente al género *Manihoc*, familia de las euforbiáceas, subfamilia crotonoideas, tribu manihoteas; comprende más de trescientos géneros y ocho mil especies, en su mayoría tropicales.

La mandioca tiene una gran capacidad de propagarse agámicamente

por lo que tradicionalmente se viene propagando por estaquillas.

Este sistema da lugar a raíces adventicias, de tipo rastrero que pueden alcanzar hasta 1,4 mts de longitud y en donde se forman tubérculos que constituyen la parte fundamental de su explotación.

Estos tubérculos son fusiformes tendiendo a cilindrocónicos y con un tamaño de 20 a 60 cm de longitud y de 5 a 15 cm de diámetro. La parte del cilindro central localizada entre el cambium vascular y el vaso central constituye la parte esencial del tubérculo debido a su riqueza en almidón, siendo la parte central la que posee menor contenido en cianoglucósidos. De un mismo esqueje se pueden llegar a formar hasta tres troncos que por desarrollo de las yemas subapicales producen generalmente tres ramas de tipo simpodial.

La precocidad de la ramificación, dentro de una misma variedad depende de la posición de la yema en la planta (Miege, 1957; Medard, 1973). Las ramas más jóvenes son de color verde, verdes- amarillentas, rojas o tostadas según la variedad, mientras que las ramas viejas y tallos lignificados son de color blanco plateado, gris verdoso, marron o amarillo.

Las hojas simples alternas y caducas, están dispuestas en espiral según un índice filotáxico de 2/5.

Los pecioloos son alargados y su coloración varía entre rojo y verde púrpura. En la planta adulta el limbo foliar está dividido en 5 o 7 lóbulos y sólo las primeras hojas de la planta procedente de semilla u obtenidas in vitro aparecen como enteras.

La coloración del limbo es verde o rojo fuerte. Las hojas situadas en la base, de más edad caen y son reemplazadas por aquellas que se forman en las yemas terminales de las ramas, adquiriendo la planta un aspecto hemiesférico.

Ciertas variedades no florecen nunca, bien debido a la falta de inducción floral o al aborto de las yemas florales.

Las inflorescencias son racimos de flores unisexuales. Las flores masculinas son numerosas y se abren por la parte superior de la inflorescencia; las femeninas son escasas y se sitúan en la base, abriéndose en primer lugar. Tras una fecundación entomógama se produce un fruto cápsula dehiscente con un tamaño de entre 1 y 1,5 cm de diámetro, con tres lóculos que portan cada uno de ellos una semilla.

La semilla es ovalada y moteada en color pardo-rojizo estando provistas de carúncula. El tegumento seminal es bastante espeso (0,3 cm) en la madurez.

Origen y distribución

Actualmente se admite que el origen de la mandioca se encuentra en México y en América Central (Guatemala y Honduras), y en segundo lugar en las regiones limítrofes de América del Sur Y probablemente en las Sabanas de Venezuela.

El cultivo de la mandioca se inició probablemente en las zonas semi-áridas de América Central (Vavilov, 1951; Silvestre y Arrendeau, 1983); siendo introducida en Africa hacia mediados del siglo XVI por los portugueses que viajaban entre Bresil y la Costa Oeste de este continente. De aquí pasó al Congo y un poco más a Asia y Oceanía.

La mandioca se siguió introduciendo a lo largo del siglo XVIII por multitud de puertos de la Costa Este y Oeste de Africa desde donde se expandió rápidamente por la mayoría de los países de Africa Central. Actualmente es Africa el continente con la producción más elevada aunque le sigue muy cerca Asia.

Aspectos agronómicos

La mandioca está considerada como una planta rústica porque se adapta a condiciones edafoclimáticas variadas que pueden ser

desfavorables para otras especies. Su cultivo se localiza entre los 30° de latitud Norte y Sur.

En general, el cultivo de mandioca está limitado por las medias anuales de temperatura y pluviometría situándose en torno a los 20 °C y entre los 1000 y 3000 mm de lluvia.

Los suelos requeridos por la mandioca son extremadamente variados siendo característico su cultivo en zonas marginales de escasa fertilidad (Cock 1982). No obstante, suele tener mejores rendimientos en suelos profundos con textura ligera, estructura estable y buena reserva de agua (Silvestre y Arrandea, 1983).

Aprovechamiento

El tubérculo de la mandioca es un alimento esencialmente energético, rico en almidón, con alto contenido en ácido ascórbico, pero pobre en lípidos, sales minerales y algunas vitaminas. El almidón de la mandioca es de una excelente digestibilidad. Por el contrario las hojas presentan un alto contenido en proteínas, aunque no tengan un buen equilibrio (déficit en metionina y alto contenido en lisina).

La mandioca constituye el mayor aporte de calorías para numerosos países, tanto para el hombre como para el ganado.

En alimentación humana se puede consumir en fresco en el caso de variedades duces (bajo contenido en CNH) y previa maceración o cocción para las variedades amargas. Manihoc utilissima se cultiva hoy en día en todos los países tropicales en gran escala. El zumo fresco de las hojas sirve como antiveneno, la raíz fresca se aplica como cataplasma contra tumores. De los renuevos herbáceos se prepara una verdura. De la raíz molida y tostada se obtiene una harina, manioc, mandioca o cassave con la que se hacen tortitas. El zumo que sale de las raíces machacadas se deja reposar y se obtiene una harina muy fina llamada tapioca.

Como alimentación animal se utiliza frecuentemente las raíces peladas y troceadas, aunque también se comienza a utilizar la hoja como suplemento proteínico en los piensos de monogástricos y como forraje en fresco para poligástricos (Ravindrav, 1993).

El consumo de mandioca aumenta no sólo en estos países africanos y asiáticos sino que se detecta una fuerte demanda de los países centro europeos con idea de sustituir los cereales como fuente de energía. Además la mandioca tiene también un interés industrial donde su almidón compite con el extraído del maíz, trigo y patata. Este almidón es utilizado

tanto para la industria alimentaria como por la textil. Otra aplicación aún en desarrollo es la obtención de etanol para carburante.

Algunas utilidades del almidón de mandioca son las siguientes:

Industria alimentaria:

- Glutamato monosódico y lisina.
- Jarabe de glucosa y otros endulzantes (fructosa).
- Sagú perlado.
- Consumo doméstico.
- Otros productos alimenticios, procesados como pastas, confites.

Industria no alimentaria:

- Papel.
- Triplex.
- Textiles.

Industrias de pegamentos y productos químicos.

OBJETIVOS

OBJETIVOS

Este proyecto pretende completar los conocimientos aportados por el trabajo de Fabio Andrés Tomatis Lazzaroni que con el título "Resistencia a la salinidad en clones de mandioca" se presentó como proyecto fin de curso del XXVIII Curso Internacional de Edafología y Biología Vegetal organizado por el CSIC. Para ello se han fijado los siguientes objetivos:

Conocer el grado de tolerancia del clon SOM1 de mandioca a dos concentraciones salinas en el agua de riego.

Conocer el efecto de la micorrización frente a la tolerancia a sales.

MATERIALES Y METODOS

MATERIALES Y METODOS

El suelo empleado procedía de un eucaliptal próximo a Sevilla con cuyas características se exponen en la tabla 1.

La esterilización se llevó a cabo en autoclave a vapor fluyente en tres sesiones de una hora diaria y a 121 °C. Este suelo era mezclado con arena de cuarzo (1–2 mm de diámetro) en la proporción 1:1 (V/V) suelo:arena. Contenedores de 3 l. de capacidad se llenaron con 2 Kg de la mezcla.

Las plantas de mandioca utilizadas correspondían al clon SOM1 procedente de Somalia, propagado in vitro en el IRNA de Sevilla.

El inóculo de *Glomus deserticola* y *Glomus clarum* procedía de un cultivo de alfalfa en arena. El material utilizado como inóculo contenía esporas, trozos de raíces infectadas e hifas. Ambos tipos de inóculos fueron originados a partir de esporas de sendos hongos.

Los contenedores fueron infectados con 5 g de inóculo. Los contenedores de control fueron inoculados con 10 de un filtrado del inóculo esterilizado.

El material vegetal empleado fueron plántulas de mandioca desarrolladas in vitro durante seis semanas en cámara de cultivo con un fotoperiodo de 16 h. de luz, $30 \mu\text{mol m}^{-2} \text{seg}^{-2}$ de radiación fotosintética y $23 \text{ }^{\circ}\text{C}$, se extrajeron del tubo de ensayo y plantaron directamente en los contenedores que se cubrieron con bolsas de plástico humedecidas para mantener una humedad relativa alta.

Las plantas crecieron así durante dos semanas en una cámara de cultivo para su adaptación y a continuación su ubicaron en un invernadero dispuestas en tres bloques correspondientes a los tres tratamientos salinos de la prueba. Cada bloque estaba constituido por ocho repeticiones de cada tipo de inóculo y control distribuidas al azar.

El periodo de aclimatación en el invernadero duró dos semanas tras las cuales se procedió a aplicar los riegos salinos semanales en los respectivos bloques subiendo la concentración de sales de forma gradual durante cuatro semanas hasta llegar a las concentraciones fijadas que fueron de 0, 3.5 y 5,5 g/l de NaCl y solución Hoagland al 20%, correspondiendo a las conductividades electricas de 0.5, 6 y 9 dS/m medidas con un conductímetro Crisom.

Para controlar la salinización del sustrato se medía la CE del agua de riego y del agua de drenage.

Aunque el intervalo de riego se fijó inicialmente en 7 días, se colocaron tensiómetros de mercurio para controlar el potencial hídrico de las macetas y evitar que se pudiera inducir estrés hídrico en las mismas.

Los tratamientos con sus respectivas concentraciones de sal se prolongaron durante cuatro semanas.(tabla.2)

Al finalizar la prueba, raíz, tallo y hojas, agrupadas en cuatro pisos foliares y de cada planta se pesaron y secaron en una estufa a 70 °C y aire forzado durante tres días para determinar sus pesos secos respectivos.

A partir de muestras de materia seca se determinaron Ca y Mg (absorción atómica) y Na y K (emisión) para los diferentes órganos de cada planta. Para los diferentes pisos foliares se determinaron además Nitrógeno (Kjeldahl), Fósforo (Olsen), Cloro (), y los micronutrientes Hierro manganeso, cobre y cinc por (absorción atómica)

Los datos obtenidos fueron sometidos a una transformación logarítmica (winson y Clarke, 1940) para la realización del análisis de la varianza (ANOVA); no balanceado para los datos sobre peso seco y fresco y balanceado para los datos analíticos, con tres repeticiones para cada tratamiento. La separación de medias se realizó mediante el test de

Bonferroni con el 5% de significación comparando cada tratamiento con el control. Para el estudio de la composición química de los diferentes pisos foliares se optó por un análisis de Componentes Principales con rotación Varimáx.

Los parámetros medidos fueron los siguientes:

- Longitud de la planta y número de hojas a intervalos semanales
- Peso de la maceta antes de cada riego y 48 horas después.
- Longitud de la planta, número de hojas y de yemas finales.
- Peso fresco y seco de la raíz, tallo y hojas.
- Peso fresco, peso seco y superficie foliar de la planta repartidas
- Ca, Mg, Na y K en raíz tallo y hojas.
- N, P, K, Ca, Mg, Na, Cl, Fe, Mn, Cu y Zn en cada piso foliar.

Tras el segundo riego de salinización se realizó una prueba de porometría a intervalos de 4 horas.

Durante el ensayo se realizaron dos tratamientos fitosanitarios para controlar los ataques de araña roja que se produjeron en el invernadero.

En las figuras 1 y 2 se recogen los registros del termohidrógrafo instalado en el invernadero durante el desarrollo de la prueba.

Tabla 1. Análisis de suelos

Textura	Franco arenosa
pH	6.7625
m.o.	0.53125
C:N	8.35
Carbono	0.3075
Nitrógeno	0.035875
Fósforo	10.5
Potasio	146.375
Potasio	17.625

Tabla 2.

Calendario de riegos:

Nº	Volúmen	CE dS/m		
		Bloque1	Bloque 2	Bloque 3
1º Riego:	300 cc 0,58	0,58	0,58	
2º Riego:	200 cc 0,6	0,78 dS/m	0,78 dS/m	
3º Riego:	200 cc 0,58	1,20dS/m	1,20dS/m	
4º Riego:	300 cc 0,57	2,30 dS/m	2,30 dS/m	
5º Riego:	350 cc 0,6	3,00 dS/m	3,00 dS/m	
6º Riego:	350 cc 0,63	5,74 dS/m	5,74 dS/m	
7º Riego:	300 cc 0,58	5,80	8,82	
8º Riego:	300 cc	6,5	9,02	
9º Riego:	300 cc		8,78	

Figura.1

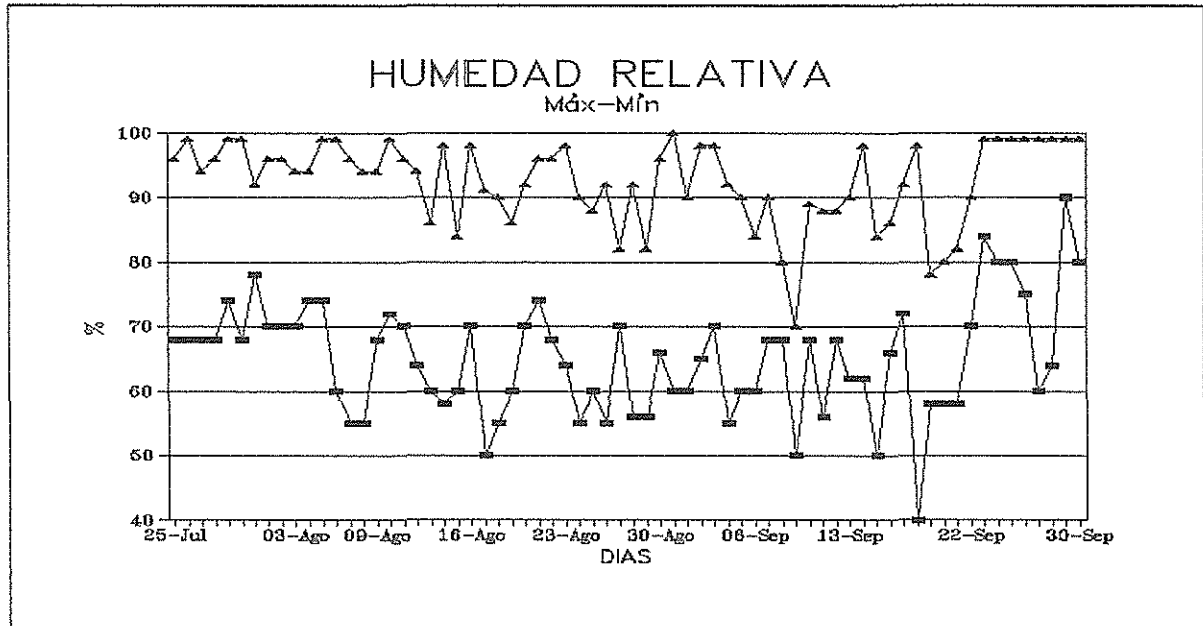


Gráfico 1. Media de la máxima y de la mínima diarias

Figura.2

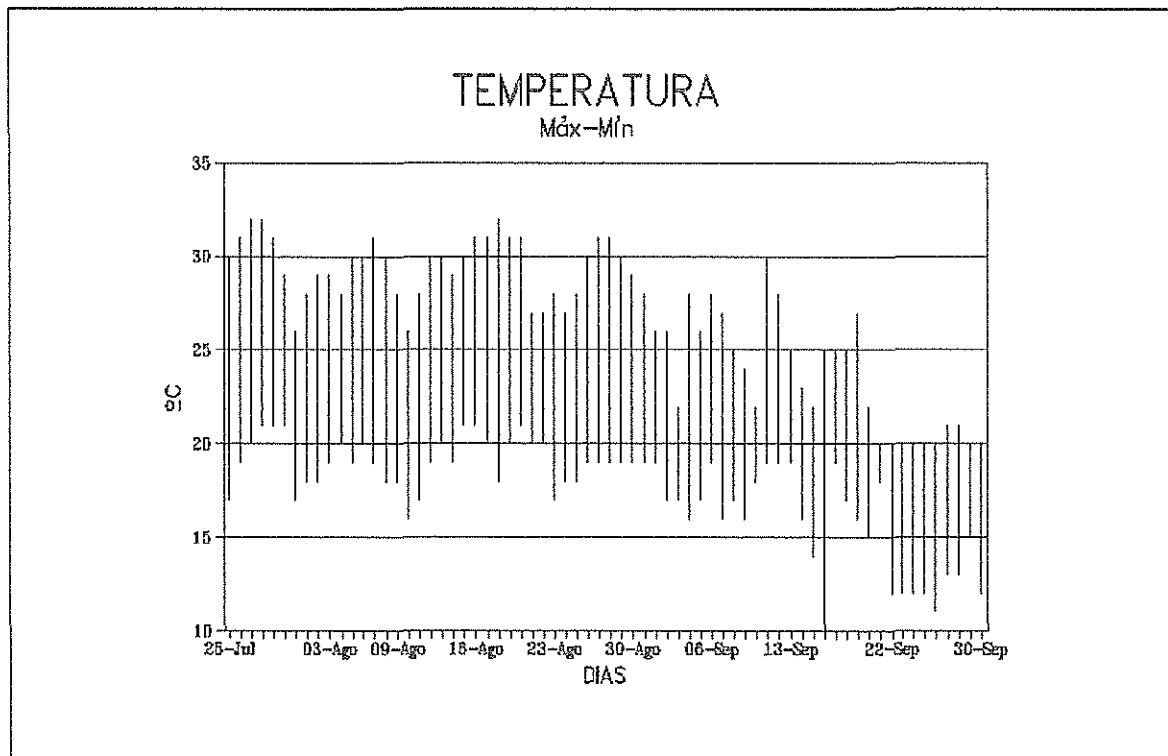


Gráfico 2. Media de las máximas y mínimas diarias

RESULTADOS

RESULTADOS:

Longitud:

La longitud de las plantas fue tomada desde el punto de inserción de la planta en el suelo hasta el extremo superior del ápice caulinar, y se registró semanalmente.

Para el clon Som 1 perteneciente al grupo de control (Fig.3) aparecen

diferencias significativas con un nivel de significación del 95% entre plantas colonizadas con *G. deserticola* y no colonizadas tras la tercera semana de riegos siendo a partir de la cuarta semana cuando quedan diferenciadas las plantas colonizadas de las no colonizadas. Esta diferencia se mantendrá hasta el final de la experiencia.

En aquellas plantas pertenecientes al grupo de salinización hasta 6 dS/m (Fig.4) durante la primera semana de tratamientos aparecen diferencias significativas al 5% entre las plantas colonizadas con *G. clarus* y las no colonizadas sin embargo estas diferencias desaparecen tras el segundo riego.

Tras el tercer riego vuelve a diferenciarse las plantas colonizadas con *G. clarus* del resto, prolongándose esta situación hasta el sexto riego, a partir del cual se separan las plantas colonizadas de las no colonizadas.

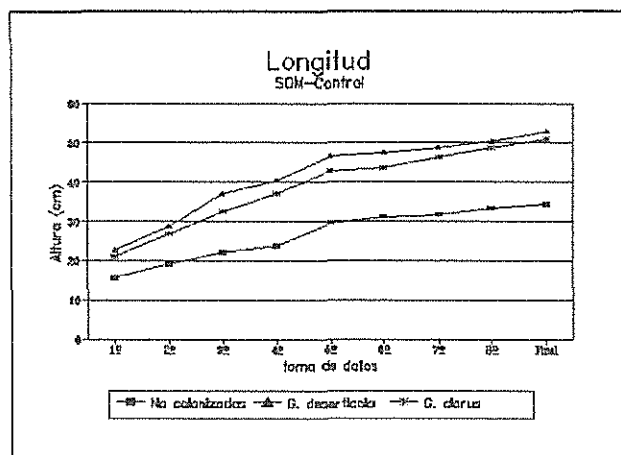


Fig. 3

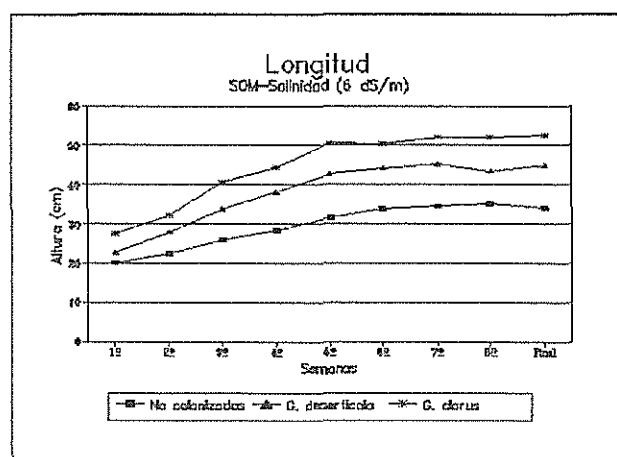


Fig. 4

En el grupo de plantas de salinidad 9 dS/m, (Fig. 5) la diferencia entre colonizadas y no colonizadas aparece desde el primer riego, manteniéndose hasta el final de la prueba.

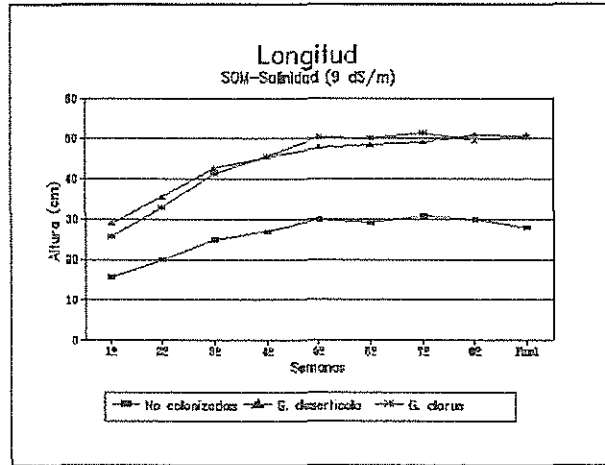


Fig. 5

Nº DE HOJAS:

Para las plantas control (Fig. 6) del clon SOM-1, el número de hojas expuestas durante todo el ensayo fue superior al de plantas no colonizadas. Tanto en plantas colonizadas por G. deserticola como por G. clarus parten con un número de hojas medio de 9 y aumenta éste hasta 13 en la 4ª y 5ª

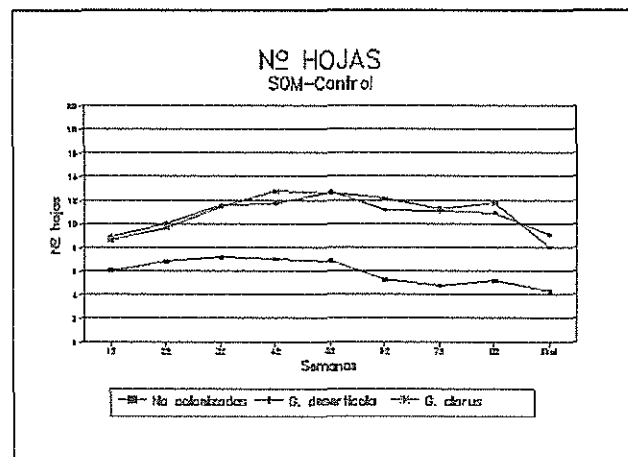


Fig. 6

semana respectivamente que se mantiene prácticamente hasta la 8ª semana del ensayo, bajando bruscamente en la última semana hasta situarse en 9 y 8 respectivamente.

En plantas no colonizadas en numero de hojas de partida es de 6 subiendo hasta

la tercera semana a un valor de 7 y manteniéndose en este valor hasta la 5ª para descender a valores de 5 hasta la 8 semana y finalmente a 4. Como puede observarse las plantas colonizadas mantiene un número de hjas casi del doble durante la mayor parte del ensayo.

En el proceso de salinización hasta 6 dS/m, (Fig. 7) las plantas colonizadas también presentan un número de hojas mayor que aquellas no colonizadas.

En la gráfica x se puede observar que las plantas colonizadas comienzan el ensayo con un número medio de hojas expuestas de nueve mientras que en las no colonizadas es de seis.

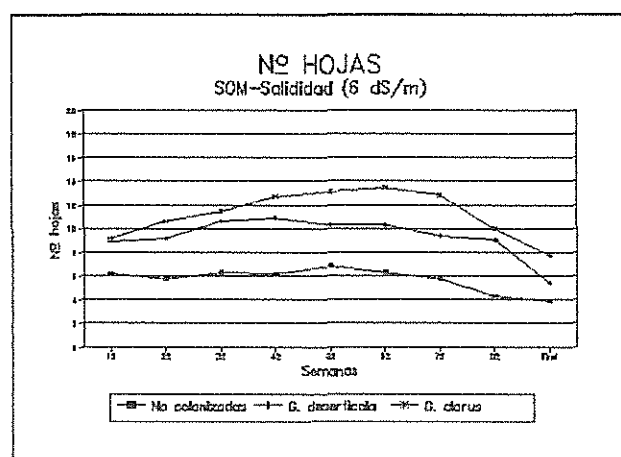


Fig. 7

Las plantas colonizadas con *G. clarus* continúan aumentando el número medio de hojas hasta la sexta semana del ensayo situándose éste en trece para descender al final del ensayo y situarse en 8 hojas.

Las plantas colonizadas con *G. deserticola* también aumentan su número medio de hojas expuestas pero sólo hasta la cuarta semana, manteniendolo hasta la sexta y descendiendo posteriormente hasta cinco al final del ensayo.

En plantas no colonizadas se mantiene el número medio de hojas expuestas al principio del ensayo hasta la sexta semana a partir de la cual desciende hasta situarse en cuatro.

En el grupo de plantas que fueron sometidas hasta 9 dS/m (Fig. 8) de salinidad la evolución es muy similar a la anterior. Las plantas colonizada presentan mayor

número de hojas que las no colonizadas durante todo el ensayo.

En este caso las plantas colonizadas por G. deserticola parten con 9 hojas aumentando su número hasta la séptima semana a partir de la cual su número desciende hasta situarse en 9 al final del ensayo. Durante este aumento del número de hojas se observa entre la cuarta y sexta semana el mantenimiento del número de hojas.

En plantas colonizadas por G. clarus se observa un aumento progresivo del número de hojas expuestas desde las nueve al principio del ensayo hasta las doce en la cuarta semana. Desde ésta hasta la séptima se mantiene el número de hojas expuestas, que desciende hasta seis al final del ensayo.

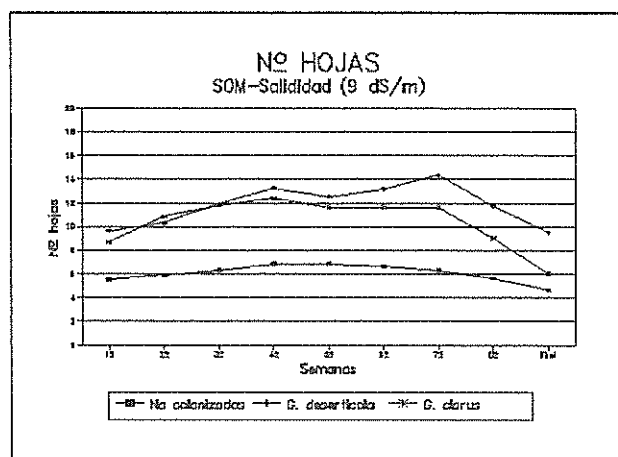


Fig. 8

Las plantas no colonizadas muestran un número medio de hojas expuestas de entre seis y siete el cual mantienen hasta la séptima semana a partir de la cual este número desciende hasta situarse en cinco.

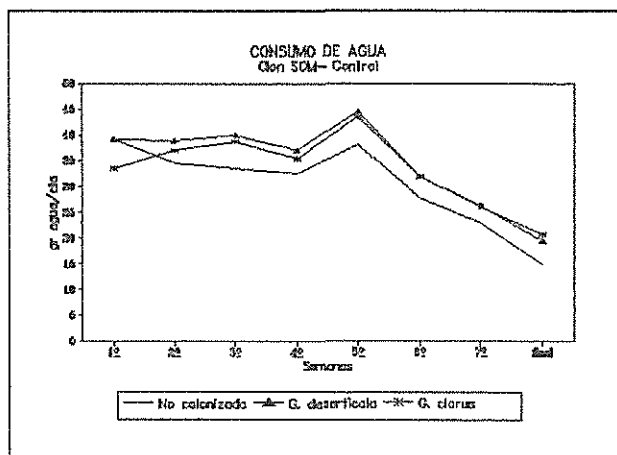
EVAPOTRANSPIRACION

En este apartado se ha considerado el consumo de agua diario realizado por cada unidad experimental en el periodo de tiempo comprendido entre las 48 h después de un riego (Capacidad de Campo) hasta el momento en que se aplica el siguiente riego.

En el grupo de las plantas control (Fig. 9) puede observarse que tanto las plantas colonizadas como las plantas control el consumo de agua sigue una evolución muy similar y, aunque por parte de las plantas colonizadas éste es superior debido al mayor número de hojas expuestas durante toda la prueba, en las dos primeras semanas

no se detectan diferencias significativas.

Este consumo comienza siendo de 35 ml/día en plantas colonizadas con *G. clarus* y de 40 ml/día en las colonizadas y control.



La diferencia observadas en la Fig. 9

tercera semana entre las plantas colonizadas y no colonizadas sí es significativa al 95% de significación, aunque deja de serlo en la cuarta semana.

En la quinta semana de ensayo se produce un máximo de evapotranspiración en todos los grupos, y vuelve a presentarse diferencias significativas entre los valores de evapotranspiración experimentados por las plantas colonizadas frente a las no hasta la cuarta semana y tras aumentar hasta 40-45 ml/día en la quinta semana comienza un descenso hasta los 15-20 ml/día al finalizar la prueba. Este descenso de la ET parece estar relacionado con el descenso de temperaturas que se registró en estas semanas.

En aquellas plantas que estuvieron salinizándose hasta 6 dS/m (Fig.10) la evolución de este parámetro no es muy diferente a la anterior. Las plantas colonizadas siguen teniendo un consumo mayor que las no colonizadas, aunque no aparecen diferencias significativas. El consumo sigue estando entre los 35 y 45 ml/día al

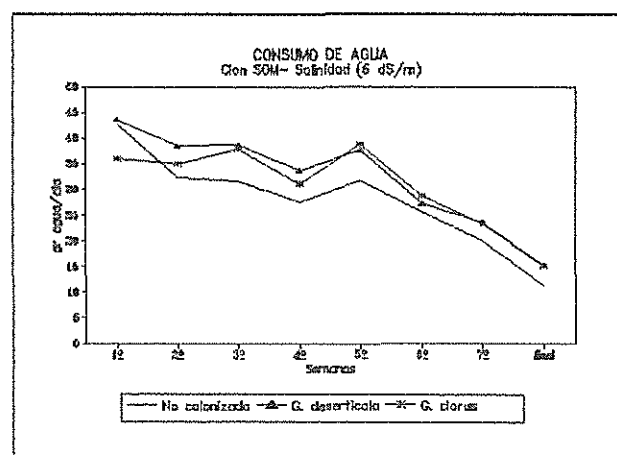
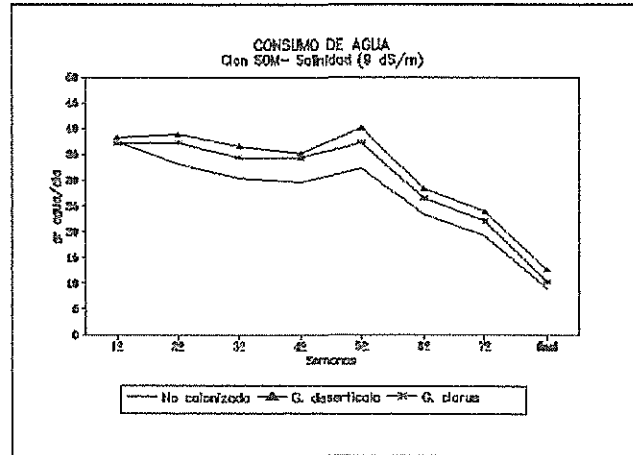


Fig. 10

principio del ensayo y fluctúa entre los 30-40 ml/día hasta la quinta semana, a partir de la cual se produce un descenso hasta los 10-15 ml/día al final del ensayo.

Para el tratamiento de 9 dS/m (Fig. 11) puede observarse que la evolución de las diferentes curvas sigue siendo paralela al igual que en los anteriores tratamientos y adquiriendo unos valores muy similares a los ya descritos.



En este caso tampoco se detectan Fig. 11

diferencias significativas entre los valores de evapotranspiración en las plantas colonizadas y las no colonizadas.

Alocación de biomasa

Control (tabla 3)

Las plantas de yuca que crecieron en condiciones no estresantes mostraban una acumulación de materia seca del 24,5% referido al peso fresco de la planta.

La materia fresca en la parte subterránea fue del 23,5% del peso fresco de la planta. La mayor parte de esta materia fresca en la parte aérea estaba localizado en el tallo con un 43%, seguido de las hojas con un 26,3%; el resto, un 7,1% correspondió a los peciolo.

Dentro de la estructura foliar, los pisos considerados activos: 1^o, 2^o, y 3^o pisos foliares acogieron el 24,8% del peso fresco de la planta, siendo el 2^o piso el más importante con un 10% de esta, seguido del 3^o con un 8,4% y del 1^o con el 6,4% de dicho peso fresco. El piso foliar no activo, el 4^o, sólo representó el 1,42% de éste.

Con respecto a la localización de la materia seca, un 17,2% se encontraba en la parte subterránea de la planta. En la parte aérea la materia seca correspondiente se organizó de la siguiente manera; un 44% en el tallo; un 36,5% en las hojas y un 5,6% en los peciolo.

Con respecto a su distribución en los diferentes pisos foliares los activos recogían el 32,6% del peso seco de la planta volviendo a ser el 2^o piso el más representativo con un 16,4% de este peso seguido del 3^o con un 10 y del 1^o con un 6,2%. El 4^o piso foliar recogía el 3,9% del peso seco de la planta. Una característica general de este 4^o piso considerado no activo es que la materia seca supera al contenido hídrico de estas.

Las plantas que fueron sometidas a un incremento de la salinidad del suelo hasta una CE de 6 dS/m en extracto de pasta saturada si bien mantuvieron la misma proporción de materia seca frente a peso fresco de la planta su reparto dentro de la misma fue distinto al patrón marcado por las plantas control.

En estas plantas el peso fresco de la parte subterránea disminuyó hasta situarse en un 16,5% del peso fresco de la planta. La relación parte aérea/parte subterránea en peso seco pasó del 4,8 en plantas control al 6,2. Dentro de la parte aérea, la relación entre el órgano foliar y el tallo también sufrió un incremento frente a las plantas control pasando de 0,89 a 1,17.

El descenso en la parte subterránea del peso fresco es consecuencia de la disminución del peso seco de este órgano que pasa de un 17,5% en las plantas control al 13,8% del peso seco en plantas estresadas. Este descenso también estuvo acompañado por un menor contenido en agua en relación al mostrado por los controles en este órgano.

En la parte aérea, el tallo recoge el 44% del peso fresco de la planta, muy similar al recogido por las plantas control, si bien la proporción de peso seco representada en este órgano disminuye sensiblemente situándose en el 36,6% frente al 43% de los controles. En el tallo de plantas estresadas el contenido en agua es ligeramente superior al de plantas control.

Los peciolo, que no varían en su peso fresco frente a los controles sí lo hacen ligeramente respecto a la acumulación de peso seco en la planta siendo en plantas estresadas del 6,4% y en las controles del 5,6%. En los peciolo de plantas estresadas el contenido en agua es del 77,7% de su peso fresco mientras que en las plantas control

éste es del 80,6%.

El órgano foliar experimenta un notable incremento tanto en su peso fresco del 26,2% al 31,8% , como en su peso seco en la planta, del 36,5 al 43,1%. En este incremento

la proporción de materia seca frente a proporción de agua se mantienen muy próximos al 33%.

Para los diferentes pisos foliares, los considerados activos reducen su peso fresco en este órgano de un 94,6% a un 68,4% mientras que el piso foliar no activo lo incrementa desde el 5,1% al 31,5%.

Respecto a su peso seco, el piso foliar no activo recoge el 52% del peso seco ubicado en las hojas frente al 10,6% de las plantas control. En este 4º piso foliar destaca el considerable aumento del contenido en agua de las hojas en relación con la acumulación de materia seca. Mientras en plantas control la proporción de agua en estas hojas es del 33%, en estas condiciones de estrés salino el contenido en agua pasa a ser del 44,9%.

En los pisos foliares activos la mayor disminución en peso fresco se detecta en el tercer piso foliar que pasa del 32% del peso fresco foliar al 18% en salinidades de 6 d/m. El peso seco acumulado en este piso también sufre un descenso importante pasando del 27,4% al 15% del peso seco foliar. El hecho de que las relaciones entre el peso seco y contenido en agua de estas hojas permanezca prácticamente igual tanto en plantas control como en plantas salinizadas podrían indicar que el descenso se debe a una transferencia de hojas desde este piso al siguiente.

Los pisos foliares 1º y 2º, si bien experimentan un descenso en su peso fresco

situándose en el 19,7% y 30,5% respectivamente con respecto al foliar frente al 24,5% y 38,2% en plantas control este descenso es más acusado en relación al peso seco acumulado, principalmente en el 2º piso en donde se pasa del 45% al 21% del peso seco del órgano foliar. Las hojas de este piso foliar tienen un contenido en agua del 77,5% frente al 60% de las hojas de este piso en plantas control. En el primer piso también se produce un descenso en el contenido de materia seca frente al control situándose en el 21% del órgano foliar permaneciendo su contenido en agua muy próximo al del primer piso en las plantas control.

Cuando la salinidad del suelo se sitúa a 9 d/m en extracto de pasta saturada la acumulación de materia seca por la planta desciende levemente hasta situarse en el 22%.

El peso fresco de la parte subterránea vuelve a descender con respecto a las plantas control y a las salinizadas con agua a 6 d/m, situándose en el 11% del peso fresco total de la planta.

La relación parte aérea/parte subterránea en peso seco es de 6,4, muy similar a la encontrada para salinidades de 6dS/m al igual que ocurre con la relación hojas/tallo que en este caso es de 1,1.

A salinidades de 9 d/m la raíz contiene el 13,5% de la materia seca de la planta, igual que a 6dS/m, si bien el contenido de agua en estas nuevas condiciones de salinidad disminuye ligeramente hasta situarse en el 73% frente al 79,5% a 6dS/m.

En la parte aérea el tallo representa el 48,5% del peso fresco de la planta y recoge el 38% de la materia seca. En este órgano el 82,5% de su peso fresco es agua. En comparación con la situación control y de 6dS/m, este peso fresco se sitúa entre ambos al igual que ocurre con su peso seco si bien parece existir un paulatino incremento del contenido en agua frente a un descenso de la materia seca en el tallo conforme aumenta

la salinidad del medio.

Los peciolos aumentan su representación en el peso fresco de la planta situándose en el 8,5% de este en relación con las plantas control y de 6dS/m mientras que su peso seco disminuye con respecto a las mismas. En los peciolos de las plantas sometidas a 9 d/m de salinidad la proporción de agua es mayor que en las anteriores situaciones estableciéndose en el 86,5% del su peso fresco.

En el órgano foliar los pisos activos representan el 80,6% del peso fresco foliar frente al 19,4 del piso no activo. Este piso no activo recoge el 27,6% del peso seco foliar que a su vez supone el 12% del peso seco de la planta. En estas nuevas condiciones de salinidad vuelve a destacar el aumento en la proporción de agua del 4º piso foliar que en este caso llega a ser del 58%, superando así al de materia seca que característicamente venía siendo superior en las anteriores condiciones de cultivo.

En los pisos foliares activos, es el 3º el que experimenta mayores diferencias con respecto a las condiciones de control y de salinidad a 6dS/m. Este piso foliar aumenta su peso fresco hasta el 11,7% y su peso seco hasta el 13,3% en relación a los pesos fresco y seco de la planta. Dentro del órgano foliar el 3º piso representa el 36,7% de su peso fresco y el 31% del peso seco, siendo por ello el mayor tanto a nivel de planta como en las diferentes condiciones de cultivo. Para este piso foliar en condiciones de d/m el contenido en agua es del 75%. En comparación con las anteriores situaciones de control y salinidad se advierte un ligero aumento de la proporción en agua para este piso conforme aumenta la salinidad del medio.

El segundo piso foliar disminuye ligeramente su peso fresco en la planta hasta el 8,6% mientras el peso seco, con el 12,3% se sitúa entre los obtenidos en condiciones no estresantes y los obtenidos a 6dS/m. Dentro del órgano foliar este 2º piso recoge el 27,1% del peso fresco, el menor obtenido en situaciones anteriores; y el 28,7% del peso

seco, mayor que a 6 dS/m y menor que en condiciones no estresantes. A d/m la proporción de agua que presenta este piso foliar es del 68,6%, algo menor que a 6dS/m y ligeramente superior al de situaciones de control.

El 1º piso foliar experimenta unos cambios en relación con las condiciones anteriores muy similares a las del 2º piso foliar. En relación con el peso fresco en la planta, este piso experimenta un ligero descenso representando el 5,3 del peso fresco de la planta y el 5,4 del peso seco de ésta. Con respecto al conjunto foliar, recoge el 16,7% del peso fresco foliar y el 12,6% del peso seco, muy similar éste último al obtenido en condiciones de 6 dS/m. Respecto a la proporción de agua que presenta, es del 77,6% del peso fresco de la hoja y se encuentra entre los presentados por las anteriores situaciones.

Glomus deserticola.(tabla 4)

Las plantas de yuca, colonizadas con glomus deserticola y que se desarrollaron en condicines no estresantes mostraron un estado de hidratación mayor que aquellas no colonizadas creciendo en las mismas condiciones siendo el contenido en 17,5% de materia seca respecto al peso fresco.

En estas condiciones las plantas acumularon un 12,7% del peso fresco en la parte subterránea. Este valor es aproximadamente la mitad del manifestado en plantas no colonizadas bajo las mismas condiciones, siendo su contenido en agua prácticamente igual al de aquellas. Esto nos puede indicar una mayor eficiencia del sistema radicular colonizado frente al no colonizado, al ser menor la inversión en materia seca que estas plantas realizan en este órgano. Esta menor representacion de la raiz en estas plantas también se manifiesta en su menor proporción de peso seco (14,2%) respecto al de la planta en relación al de plantas no colonizadas.

En la parte aérea, el tallo recoge el 47,5% del peso fresco de la planta y el 47,1% del peso de la planta que son ligeramente superiores a los de las plantas no colonizadas. El hecho de que este órgano acumule esta proporción de materia seca unido a que su estado de hidratación es mayor que el de plantas no colonizadas nos indica su mayor tamaño frente a estas.(82% frente al 77%).

Una situación similar se produce en los peciolo los cuales también tienen un aumento en la proporción de peso fresco del 10,5% y de un 6,6% de peso seco frente al 7% de peso fresco y 5,6% de peso seco en plantas no colonizadas. siendo además su contenido en agua también superior al de estas alcanzando el 88%.

En las hojas la situación cambia sensiblemente ya que aunque la proporción de peso fresco, 29,3% , es ligeramente superior a la de plantas control el peso seco que se localiza en este órgano es del 32% que es ligeramente inferior al 36,5 de plantas no colonizadas. En este caso, y debido al mayor contenido hídrico en las hojas de estas plantas podríamos hablar de una menor inversión en materia seca o bien de una estructura foliar más joven y dinámica .

Respecto a los diferentes pisos foliares, se observa un cierto equilibrio entre los pisos denominados activos tanto en su peso seco como en el fresco, siendo los más viejos los que presentan un estado de hidratación menor.

El aumento de los niveles salinos se traduce en un aumento general de la parte aérea en por acumulación de materia seca y un descenso de la subterránea, la raíz, por desecación. En los diferentes pisos foliares sólo destaca el aumento que experimenta el cuarto piso foliar con respecto a los demás.

G. clarum(Tabla 6)

Para las plantas colonizadas por *G. clarum* tienen una raíz ligeramente más pequeña que la observada en plantas colonizadas por *G. deserticola*, siendo muy similar en el resto de sus órganos a aquellas. En este tipo de plantas el cuarto piso foliar posee un importante proporción de peso fresco y seco.

Al aumentar la salinidad la raíz sufre un fuerte descenso en su peso fresco a 9 dS/m, pasando a ser el órgano menos hidratado de la planta. El talo se ve fuertemente incrementado en la planta mientras que las hojas muestran tendencia a descender en su peso fresco.

Los diferentes pisos foliares tienden a disminuir sus contenidos en agua con la salinidad. El peso los pisos tercero y cuarto tienden a aumentar su importancia en el peso fresco de la planta mientras que el primero y segundo tienden a disminuir. Esta tendencia se observa también en la proporción de peso seco que representan en la planta, si bien el segundo piso foliar experimenta un menor descenso.

Alocación de biomasa

Tabla. 3 Control

P. Humedo

P. Seco

CE (dS/m)	0	6	9
RAIZ	23,46071	16,54635	11,03352
TALLO	43,1446	44,52806	48,5568
P. CIOLO	7,109306	7,096545	8,472998
HOJAS	26,28539	31,82905	31,93669
P. FOLIAR	6,442808	6,287612	5,344507
F. FOLIAR	10,04189	9,737832	8,668529
P. FOLIAR	8,378824	5,765483	11,73184
F. FOLIAR	1,421861	10,03812	6,191806

CE (dS/m)	0	6	9
RAIZ	17,14732	13,80552	13,54497
TALLO	40,67929	36,61465	38,30688
P. CIOLO	5,654969	6,452581	5,185185
HOJAS	36,51842	43,12725	42,96296
P. FOLIAR	6,202224	5,102041	5,432099
F. FOLIAR	16,41765	8,928571	12,34568
P. FOLIAR	10,00695	6,512605	13,33333
F. FOLIAR	3,891591	22,58403	11,85185

Tabla. 4 G. deserticola

P. Humedo

P. Seco

CE (dS/m)	0	6	9
RAIZ	12,73854	12,61261	7,125657
TALLO	47,41569	52,77142	49,71541
P. CIOLO	10,54224	10,09314	12,36865
HOJAS	29,30353	24,52283	30,79028
P. FOLIAR	9,65152	6,703313	6,457968
F. FOLIAR	11,73801	7,527867	10,24518
P. FOLIAR	7,357607	8,092839	11,89799
P. FOLIAR	0,556396	2,198809	2,189142

CE (dS/m)	0	6	9
RAIZ	14,23019	15,11283	12,86744
TALLO	47,17489	45,7488	42,7066
P. CIOLO	6,636771	7,248689	9,095951
HOJAS	31,95815	31,88967	35,33001
P. FOLIAR	9,566517	5,903807	7,432058
F. FOLIAR	11,00149	7,043538	10,20521
P. FOLIAR	9,088191	10,46273	11,81364
P. FOLIAR	2,301943	8,479599	5,87909

Tabla. 5 G. clarum

P. Humedo

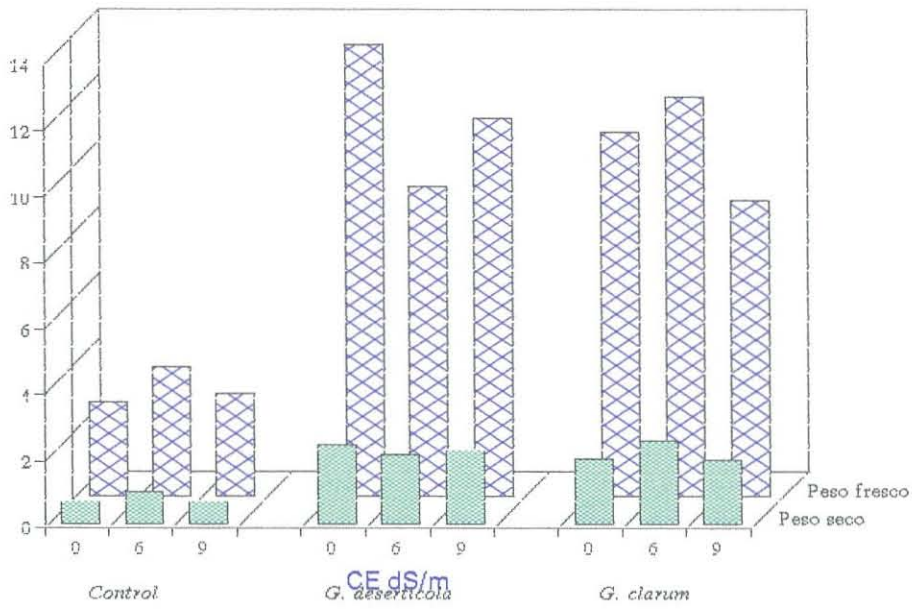
P. Seco

CE (dS/m)	0	6	9
RAIZ	10,8476	13,31991	6,011949
TALLO	47,99552	48,96993	57,89768
P. CIOLO	10,60882	11,28345	11,35176
HOJAS	30,54807	26,42671	24,73861
P. FOLIAR	9,756018	8,560265	5,041075
F. FOLIAR	11,62081	7,897229	8,308439
P. FOLIAR	7,208993	7,542032	8,849888
P. FOLIAR	1,962249	2,427184	2,539208

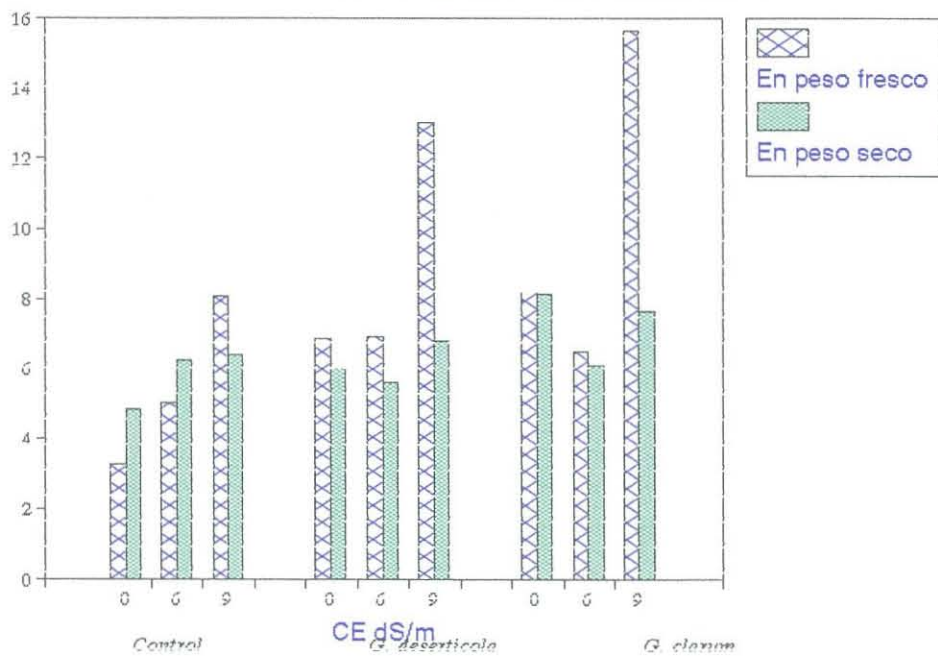
CE (dS/m)	0	6	9
RAIZ	10,96339	14,09091	11,56169
TALLO	47,16809	43,52273	47,0233
P. CIOLO	7,585139	8,011364	8,024159
HOJAS	34,28337	34,375	33,39085
P. FOLIAR	10,26225	8,352273	5,176877
F. FOLIAR	10,51721	8,295455	9,663503
P. FOLIAR	5,927882	8,977273	10,00863
P. FOLIAR	7,576034	8,75	8,541846

Planta completa

Peso en gramos



Relación Parte aérea/raíz



Composición.

Peso fresco.(Tabla. 7)

El peso fresco de la raíz (Tabla 7) es mayor en plantas infectadas por *G. deserticola*, con 0,5 dS/m y por *G. clarum*, con 6 ds/m de salinidad con respecto al grupo de control, igualándose en todos los grupos con 9 dS/m de salinidad. A esta salinidad se produce un descenso en el peso fresco de la raíz en plantas infectadas por *G. deserticola* mientras que las plantas infectadas por *G. clarum* experimentan un aumento de éste, mientras que en plantas control no se observa ninguna variación significativa.

El peso fresco del tallo es también mayor y permanece invariable con respecto a los diferentes niveles salinos en los grupos de plantas infectadas, mientras que en el grupo de plantas control, éste aumenta con la salinidad.

El peso fresco de las hojas para el grupo de plantas infectadas con *G. deserticola* no sufre variaciones con el incremento de la salinidad, mientras que para el infectado con *G. clarum* se produce un descenso de peso fresco que es significativo a 9 dS/m. El grupo de plantas control experimenta un aumento de peso fresco con el aumento de la salinidad siendo también significativo a 9 dS/m.

Peso seco. (Tabla 8)

El peso seco de los diferentes órganos vegetativos estudiados es mayor en los grupos de plantas infectadas frente al grupo de control en los tres tratamientos salinos no existiendo diferencias para los diferentes tratamientos salinos dentro de cada grupo.

PESO FRESCO

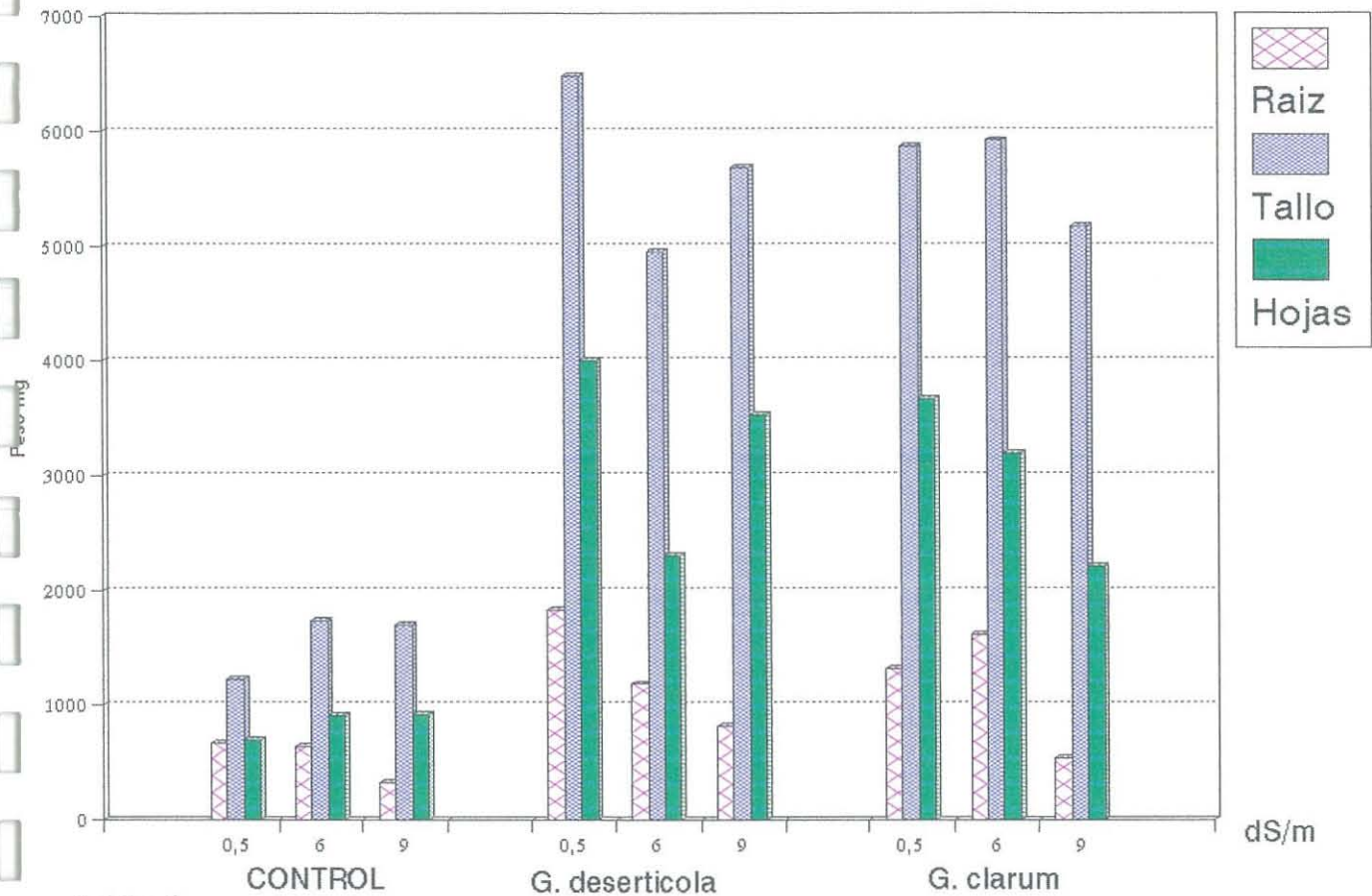


Tabla 1

Efecto del tipo de MVA y salinidad sobre peso fresco (mg) en raíz, tallo y hojas de mandioca (Bonferroni; P=0.05)

CE		MVA											
dS/m		Control			<i>G. deserticola</i>			<i>G. clarum</i>					
Raiz	0,5	n=8	B		n=6	A		n=8	B				
		660	+/-	352	a	1828	+/-	920	a	1309	+/-	276	a
		n=7	B		n=7	B		n=7	A				
	6	643	+/-	361	a	1180	+/-	482	a	1607	+/-	262	a
		n=6	A		n=8	A		n=6	A				
	9	320	+/-	151	a	814	+/-	388	b	537	+/-	308	b
Tallo	0,5	n=8	B		n=6	A		n=8	A				
		1214	+/-	242	b	6477	+/-	2810	a	5863	+/-	2139	a
		n=7	B		n=7	A		n=7	A				
	6	1730	+/-	698	a	4937	+/-	1880	a	5909	+/-	1461	a
		n=6	B		n=8	A		n=6	A				
	9	1690	+/-	640	a	5678	+/-	1030	a	5168	+/-	1374	a
Hojas	0,5	n=8	B		n=6	A		n=8	A				
		685	+/-	209	b	3990	+/-	660	a	3666	+/-	1197	a
		n=7	B		n=7	A		n=7	A				
	6	896	+/-	494	a	2294	+/-	956	b	3189	+/-	1133	a
		n=6	B		n=8	A		n=6	A				
	9	916	+/-	476	a	3516	+/-	753	a	2208	+/-	1646	b

PESO SECO

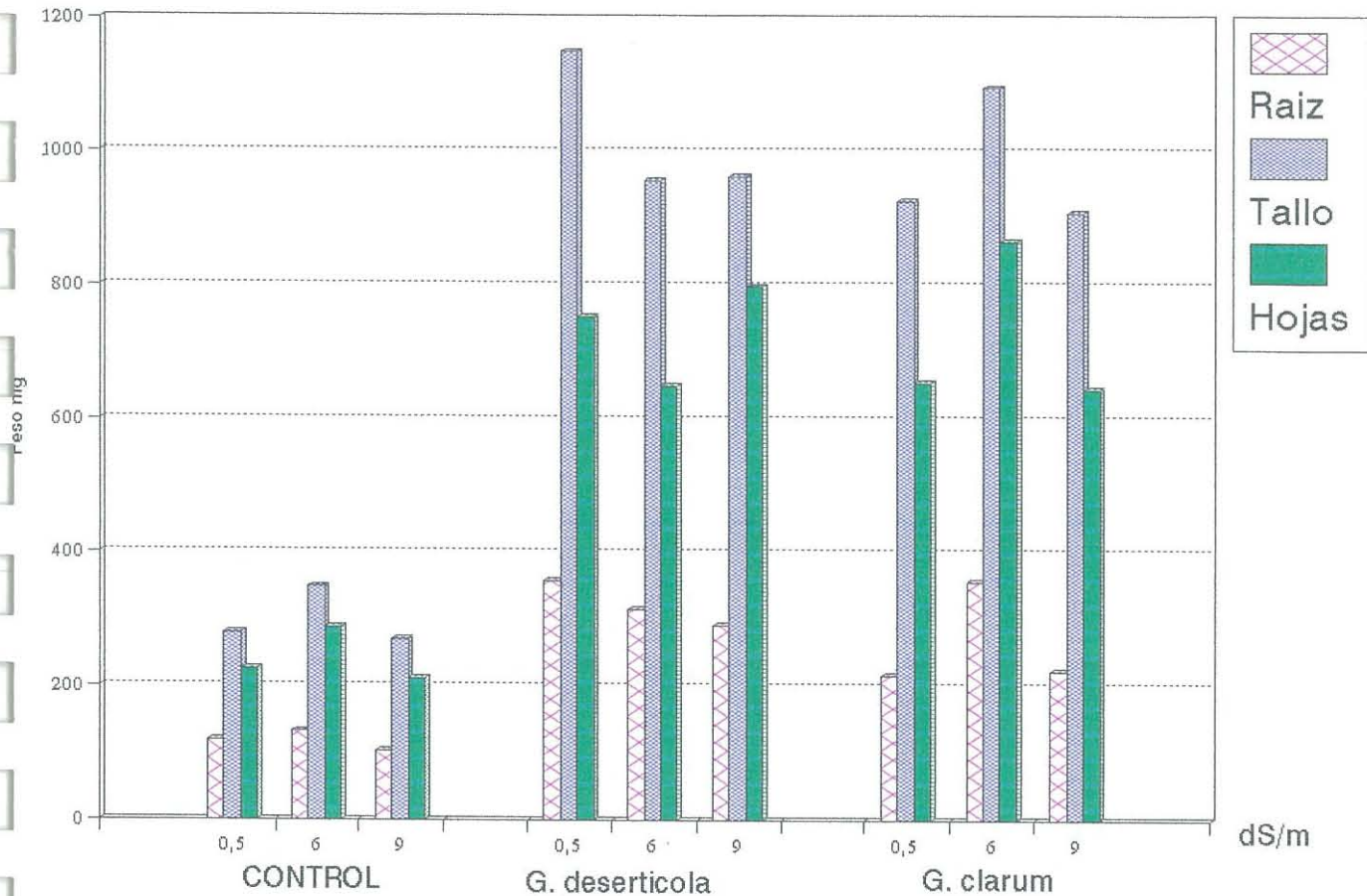


Tabla 2
Efecto del tipo de MVA y salinidad sobre el peso seco¹ (mg) en raiz, tallo y hojas de mandioca (Bonferroni, P=0.05)

CE		MVA														
dS/m		Control				<i>G. deserticola</i>				<i>G. clarum</i>						
Raiz	0,5	B	118	+/-	43	a	B	358	+/-	178	a	B	215	+/-	94	a
	6	B	131	+/-	54	a	A	316	+/-	107	a	A	354	+/-	76	a
	9	B	103	+/-	46	a	B	290	+/-	85	a	A	223	+/-	83	a
Tallo	0,5	B	279	+/-	127	a	A	1148	+/-	612	a	A	925	+/-	490	a
	6	B	349	+/-	122	a	A	956	+/-	447	a	A	1094	+/-	337	a
	9	B	270	+/-	134	a	A	963	+/-	349	a	A	908	+/-	318	a
Hojas	0,5	B	225	+/-	138	a	A	753	+/-	364	a	A	654	+/-	255	a
	6	B	289	+/-	229	a	A	649	+/-	206	a	A	864	+/-	177	a
	9	B	210	+/-	91	a	A	796	+/-	157	a	A	645	+/-	261	a

Composición Química.

Calcio (Tabla 9)

Los niveles de Calcio en la raíz están afectados por el nivel salino experimentando un aumento en el grupo de plantas control y el de las infectadas por *G. claruma* 9 dS/m, mientras que las infectadas por *G. deserticola* lo hacen a 6 dS/m. La mayor concentración se produce en las plantas control sometidas a 9 dS/m.

En el tallo los niveles de calcio aumentan con el grado de salinidad en el grupo de plantas control, siendo significativo el observado en el tratamiento de 9 dS/m con respecto al de 0,5 dS/m. El grupo de plantas infectadas por *G. clarum* experimenta este incremento en el tratamiento de 6 dS/m mientras que en el grupo de plantas infectadas por *G. deserticola* no se observan incrementos significativos en los diferentes tratamientos.

Los niveles observados en el grupo de plantas control son mayores al de los demás grupos para los diferentes tratamientos salinos salvo en el de 6 dS/m donde dichas concentraciones se igualan.

Los niveles de calcio en las hojas tienden a aumentar con el incremento de la salinidad en todos los grupos para el tratamiento de 6 dS/m, y en las infectadas por *G. clarum* un nuevo aumento de dicha concentración en el tratamiento de 9 dS/m.

Magnesio (Tabla 10)

Las concentraciones de magnesio en la raíz también se ven incrementadas en los niveles salinos de las plantas control y el infectado por *G. clarum* en el tratamiento de 9 dS/m, mientras que el aumento registrado en la raíz de plantas infectadas por *G.*

CALCIO

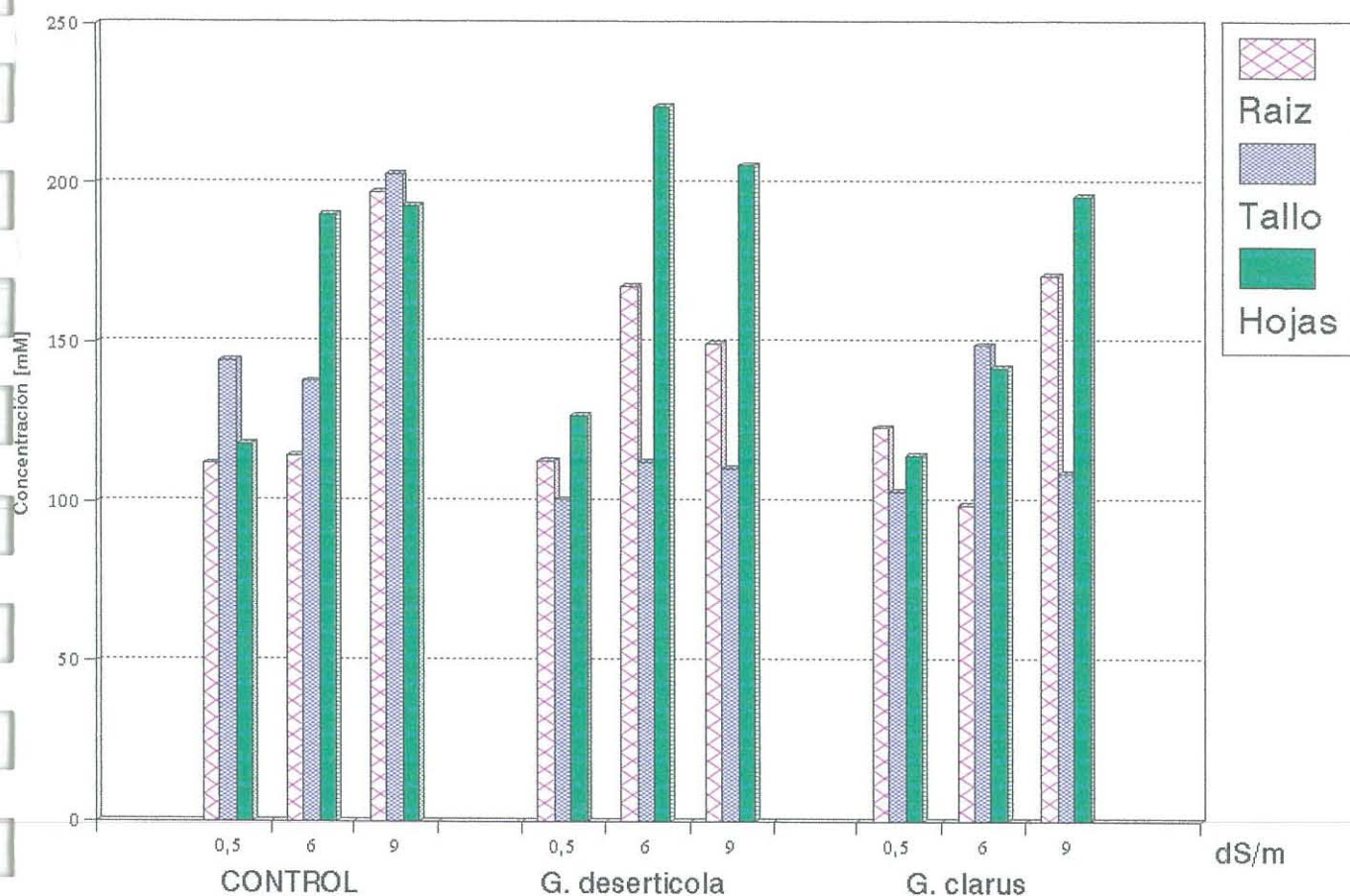


Tabla 3

Efecto del tipo de MVA y salinidad en la concentración de Calcio (mM) en raíz, tallo y hojas de mandioca (Bonferroni, n=3; P=0.05)

CE		MVA														
dS/m		Control				<i>G. deserticola</i>				<i>G. clarum</i>						
Raiz	0,5	112	A	+/-	23	b	113	A	+/-	13	b	123	A	+/-	15	b
	6	114	B	+/-	17	b	168	A	+/-	26	a	99	ab	+/-	22	b
	9	197	A	+/-	31	a	150	B	+/-	25	ab	171	B	+/-	40	a
Tallo	0,5	145	A	+/-	13	b	101	B	+/-	15	a	103	B	+/-	3	b
	6	138	A	+/-	11	b	113	A	+/-	7	a	149	A	+/-	11	a
	9	203	A	+/-	34	a	111	B	+/-	13	a	109	B	+/-	28	b
Hojas	0,5	118	A	+/-	28	b	127	A	+/-	30	b	114	A	+/-	33	b
	6	190	A	+/-	42	a	224	A	+/-	82	a	142	A	+/-	25	b
	9	193	A	+/-	97	a	205	A	+/-	70	a	196	A	+/-	32	a

MAGNESIO

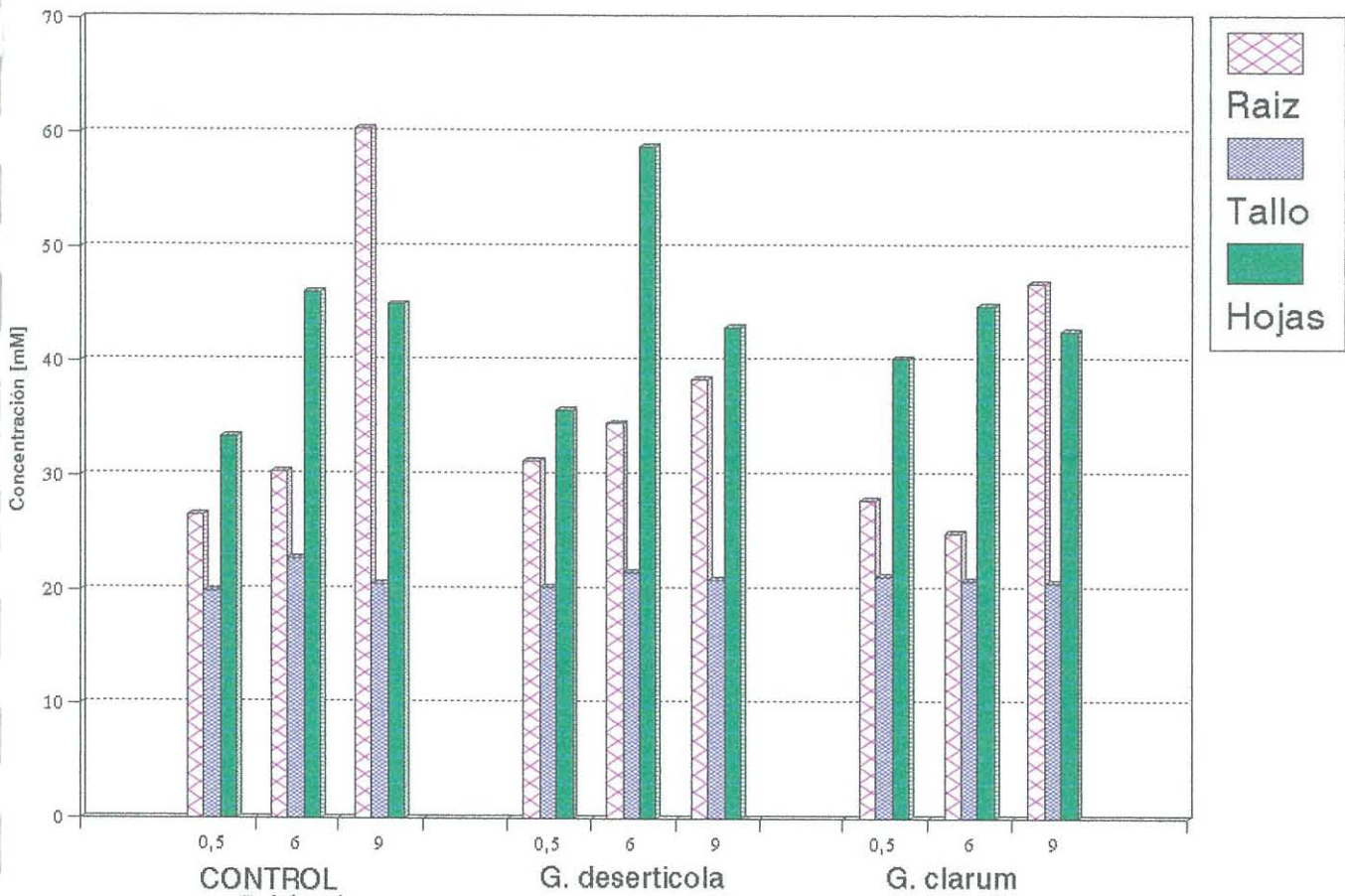


Tabla 4

Efecto del tipo de MVA y salinidad en la concentracin de Magnesio (mM) en raiz, tallo y hojas de mandioca (Bonferroni, n=3;P=0.05)

	CE	dS/m	MVA													
			Control				<i>G. deserticola</i>				<i>G. clarum</i>					
Raiz	0,5	27	A	+/-	5	b	31	A	+/-	6	a	28	A	+/-	5	b
		30	A	+/-	9	b	35	A	+/-	5	a	25	A	+/-	2	b
		60	A	+/-	10	a	38	B	+/-	4	a	47	A	+/-	9	a
Tallo	0,5	20	A	+/-	5	a	20	A	+/-	9	a	21	A	+/-	1	a
		23	A	+/-	2	a	22	A	+/-	5	a	21	A	+/-	2	a
		21	A	+/-	3	a	21	A	+/-	2	a	21	A	+/-	5	a
Hojas	0,5	33	A	+/-	4	b	36	A	+/-	4	b	40	A	+/-	5	a
		46	A	+/-	5	a	59	A	+/-	6	a	45	A	+/-	5	a
		45	A	+/-	15	ab	43	A	+/-	10	b	43	A	+/-	11	a

deserticola no presenta diferencias significativas. Como en el calcio, el mayor nivel de este catión se observa en el grupo de plantas control a 9 dS/m.

Las concentraciones de magnesio en el tallo no se ven afectadas ni por el tipo de infección ni por los niveles salinos, presentando un valor similar en todos los grupos de plantas y para todos los tratamientos.

La concentración de magnesio en hojas aumenta en las plantas control y en las infectadas por *G. deserticola* en el tratamiento de 6 dS/m con respecto al de 0,5 dS/m. En el grupo de plantas infectadas por *G. clarum* no se observan diferencias para los distintos tratamientos salinos.

Sodio (Tabla 5).

Las concentraciones de sodio para todos los tratamientos salinos registrado en plantas infectadas es mayor al de las plantas control en casi 8 veces y aumenta con el nivel salino dentro de cada grupo, si bien en las plantas infectadas por *G. deserticola* el incremento se produce en el tratamiento de 6 dS/m, en el grupo de plantas infectadas por *G. clarum* y el grupo de control el aumento se produce en el tratamiento de 9 dS/m.

Las concentraciones de sodio en el tallo aumentan con el nivel de

SODIO

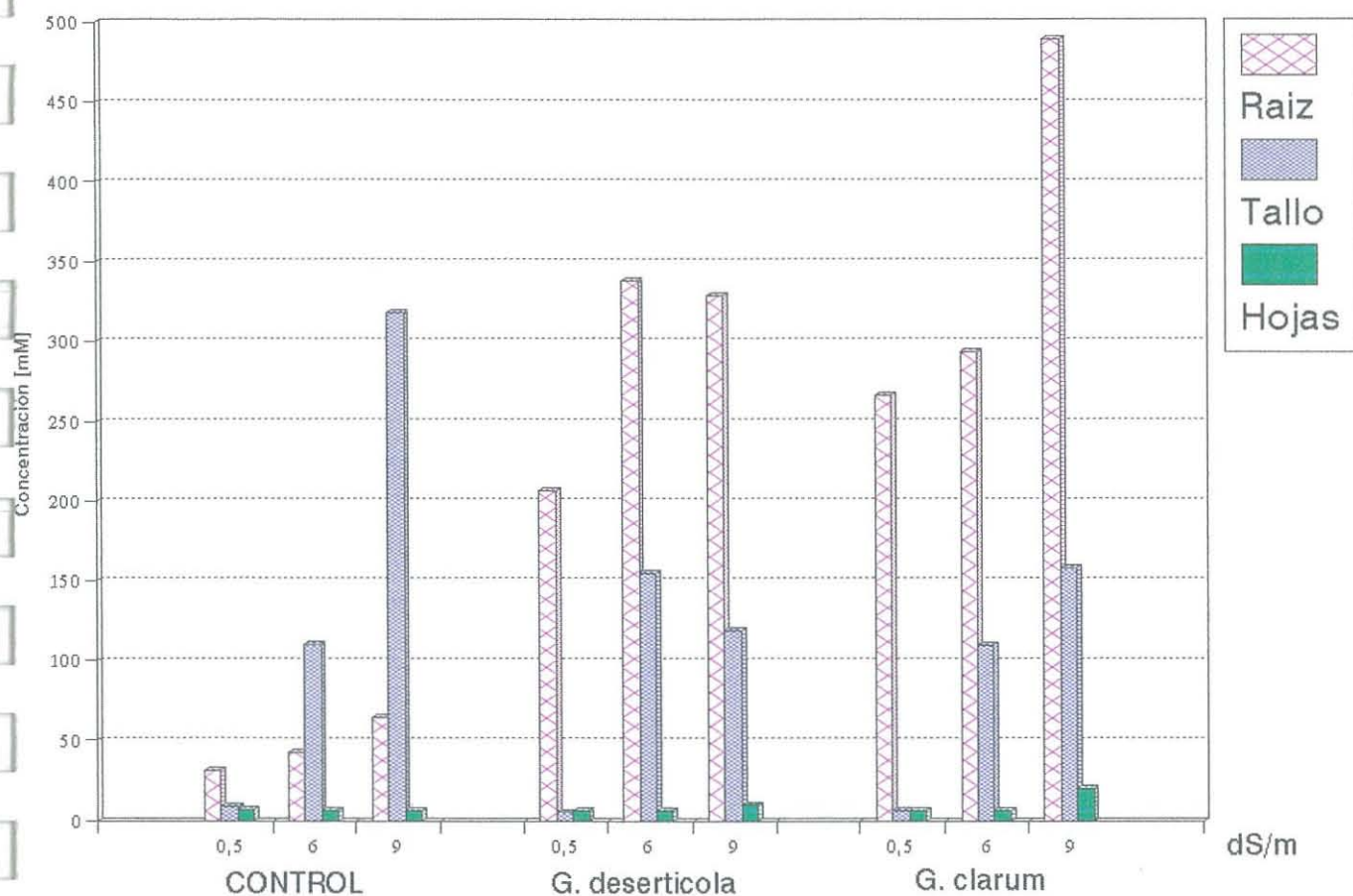


Tabla 5

Efecto del tipo de MVA y salinidad en la concentración de Sodio (mM) en raíz, tallo y hojas de mandioca (Bonferroni, n=3; P=0.05)

CE		MVA														
dS/m		Control				<i>G. deserticola</i>				<i>G. clarum</i>						
Raiz	0,5	31	B	+/-	7	b	206	A	+/-	19	b	266	A	+/-	59	b
	6	42	B	+/-	13	b	338	A	+/-	97	a	294	A	+/-	22	b
	9	64	B	+/-	10	a	328	A	+/-	28	a	490	A	+/-	120	a
Tallo	0,5	8.7	A	+/-	5	c	5.2	B	+/-	8	b	6.1	B	+/-	7	b
	6	110	B	+/-	23	b	155	A	+/-	21	a	109	B	+/-	4	a
	9	319	A	+/-	90	a	118	B	+/-	11	a	159	B	+/-	40	a
Hojas	0,5	7.3	A	+/-	2	a	6.5	A	+/-	1	a	5.9	A	+/-	3	b
	6	6.2	A	+/-	2	a	6.5	A	+/-	2	a	5.8	A	+/-	6	b
	9	5.7	B	+/-	2	a	9.7	B	+/-	5	a	20	A	+/-	9	a

salinidad en plantas control y en las infectadas por *G. clarum* en cada tratamiento salino, mientras que las plantas infectadas por *G.*

deserticola aumentan significativamente la concentración de sodio en el tallo en el tratamiento de 6 dS/m manteniéndose este valor en el tratamiento de 9 dS/m. En los tratamientos de 0,5 y 9 dS/m las plantas control mantienen una concentración de sodio mayor que la de las plantas infectadas, y en el tratamiento de 6 dS/m es el grupo de plantas infectadas por *G. deserticola* el que adquiere el mayor valor.

La concentración de sodio en las hojas de las plantas control y las infectadas por *G. deserticola* no muestran diferencias significativas para los tratamientos salinos, mientras que en el grupo de plantas infectadas por *G. clarum* se observa un aumento de esta concentración en el tratamiento de 9 dS/m. Por otra parte, las concentraciones encontradas en los diferentes grupos de plantas para los tratamientos de 0,5 y 6 dS/m son similares y solamente el valor registrado en el tratamiento de 9 dS/m en el grupo de plantas infectadas por *G. clarum* difiere significativamente del resto.

Potasio (Tabla 6).

La concentración de potasio en la raíz aumenta con el grado de

POTASIO

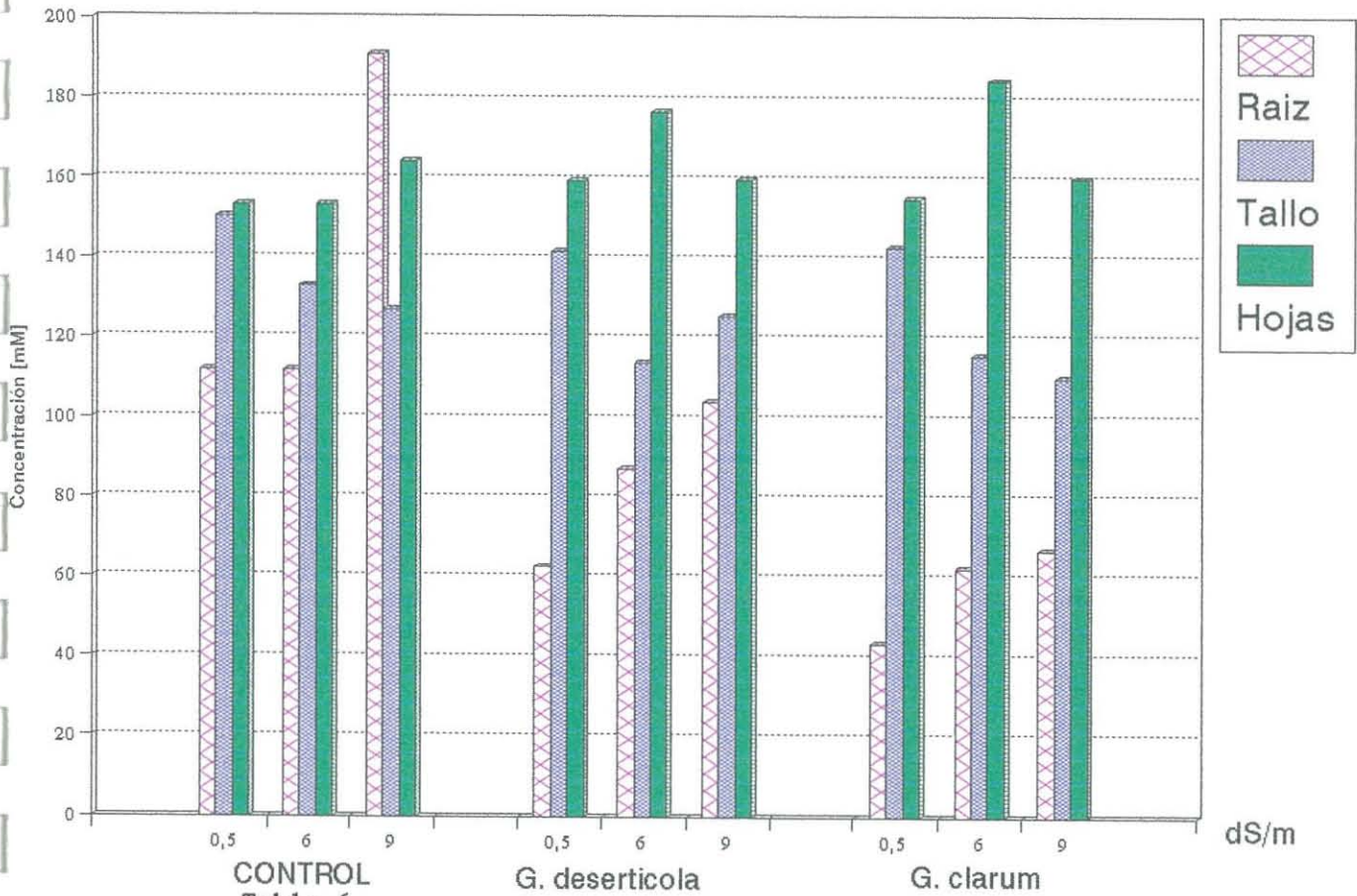


Tabla 6

Efecto del tipo de MVA y salinidad en la concentracin de Potasio (mM) en raiz, tallo y hojas de mandioca (Bonferroni, n=3: P=0.05)

CE		MVA														
dS/m		Control				<i>G. deserticola</i>				<i>G. clarum</i>						
Raiz	0,5	112	A	+/-	34	a	63	B	+/-	9	b	43	B	+/-	3	b
	6	112	A	+/-	26	a	87	A	+/-	23	a	62	B	+/-	2	a
	9	191	A	+/-	40	a	104	A	+/-	14	a	67	B	+/-	17	a
Tallo	0,5	150	A	+/-	9	a	142	A	+/-	10	a	143	A	+/-	16	a
	6	133	A	+/-	32	a	114	A	+/-	10	a	116	A	+/-	4	b
	9	127	A	+/-	13	a	126	A	+/-	10	a	110	A	+/-	20	b
Hojas	0,5	153	A	+/-	6	a	159	A	+/-	33	a	155	A	+/-	21	a
	6	153	A	+/-	16	a	177	A	+/-	42	a	185	A	+/-	25	a
	9	164	A	+/-	37	a	160	A	+/-	29	a	160	A	+/-	14	a

salinidad. siendo significativa en el tratamiento de 9 dS/m para todos los grupos. El potasio se mantiene en concentraciones mayores en el grupo de plantas control a 0,5 y 9 dS/m. En el tratamiento de 6 dS/m sólo el descenso experimentado por las plantas infectadas por *G. clarum* es

significativamente diferente al de los demás grupos.

Las concentraciones de potasio en el tallo no muestran diferencias entre los distintos grupos para cada tratamiento salino y aunque tienden a disminuir con el aumento de la salinidad, este descenso sólo es significativo en el grupo de plantas infectadas por *G. clarum* en el tratamiento de 9 dS/m.

Los valores de potasio observados en las hojas de los diferentes grupos para cada tratamiento no difieren significativamente.

FACTORES PRINCIPALES

El Análisis Factorial es un método de análisis multivariante que permite reducir un gran número de variables correlacionadas en un pequeño número de factores (Harman, 1967). Este método determina la contribución porcentual de las variables en cada factor principal y consecuentemente indica qué variables son poco relevantes.

En este caso se utiliza el ACP como análisis factorial, y la rotación varimax (Kaiser, 1958) sobre once variables químicas: N, P, K, Ca, Mg, Na, Cl, Fe, Mn, Cu, y Zn; obtenidas al analizar las hojas de los diferentes grupos de plantas (control, G. deserticola y G. clarum) separadas en cuatro pisos foliares, indicados por letras, atendiendo a su posición en el tallo. El análisis se practica para cada nivel de salinización: 0, 6 y 9 dS/m. Cada letra representa el valor medio de cada variable analizada.

Resultados:

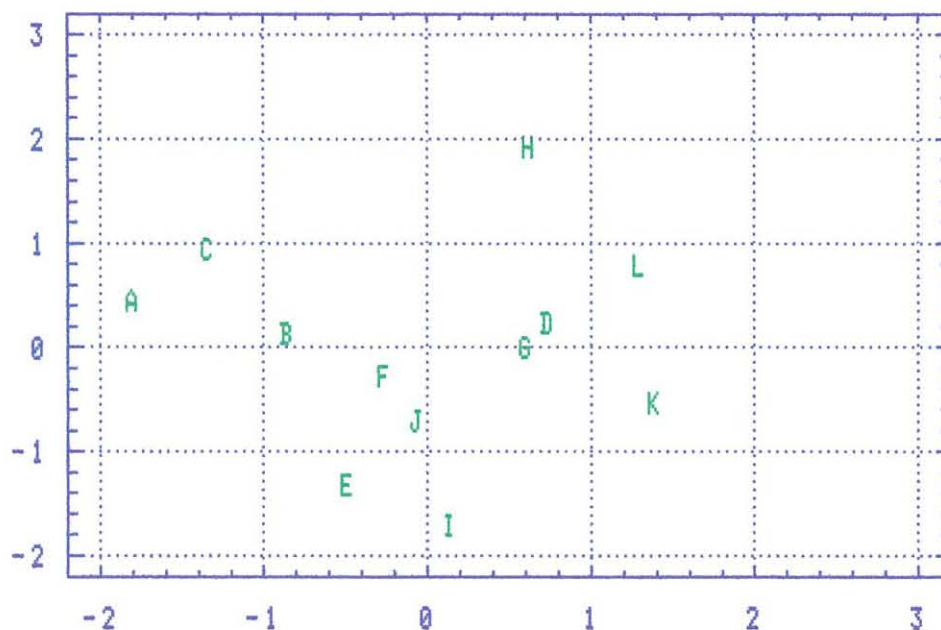
Para la interpretación de los datos se eligen los primeros tres factores de cada grupo de salinización, ya que tienen eigenvalores superiores a la unidad (salvo en sainidad 0 dS/m) y se consigue explicar una varianza acumulada superior al 80%. En salinidad de 0 dS/m el eje principal enfrenta elementos como el N, P y K con signo negativo a Ca Mg, y Cl con signo positivo.

Variable	Communality	Factor	Eigenvalue	Percent Var	Cum Percent
CEO.N	0.99402	1	6.42429	58.4	58.4
CEO.P	0.98929	2	2.86774	26.1	84.5
CEO.K	0.99158	3	.80876	7.4	91.8
CEO.Ca	0.99921	4	.34385	3.1	95.0
CEO.Mg	0.98393	5	.29552	2.7	97.6
CEO.Na	0.99021	6	.16313	1.5	99.1
CEO.Cl	0.97983	7	.06660	.6	99.7
CEO.Cu	0.99616	8	.02168	.2	99.9
CEO.Fe	0.99542	9	.00712	.1	100.0
CEO.Mn	0.99887	10	.00069	.0	100.0
CEO.Zn	0.98499	11	.00062	.0	100.0

VARIMAX ROTATED FACTOR MATRIX

Variable/Factor	1	2	3
CEO.N	-0.64729	-0.72147	0.07627
CEO.P	-0.16356	-0.89958	-0.32171
CEO.K	-0.30069	-0.33873	0.81312
CEO.Ca	0.76605	0.63386	-0.05949
CEO.Mg	0.92974	0.08165	0.13289
CEO.Na	0.17782	0.50477	0.78340
CEO.Cl	0.83754	0.36600	-0.00081
CEO.Cu	0.40030	0.17748	0.87337
CEO.Fe	0.63746	0.67099	0.07232
CEO.Mn	0.62755	0.72810	0.25573
CEO.Zn	-0.01934	0.20770	0.94021

Salinidad: 0 dS/m



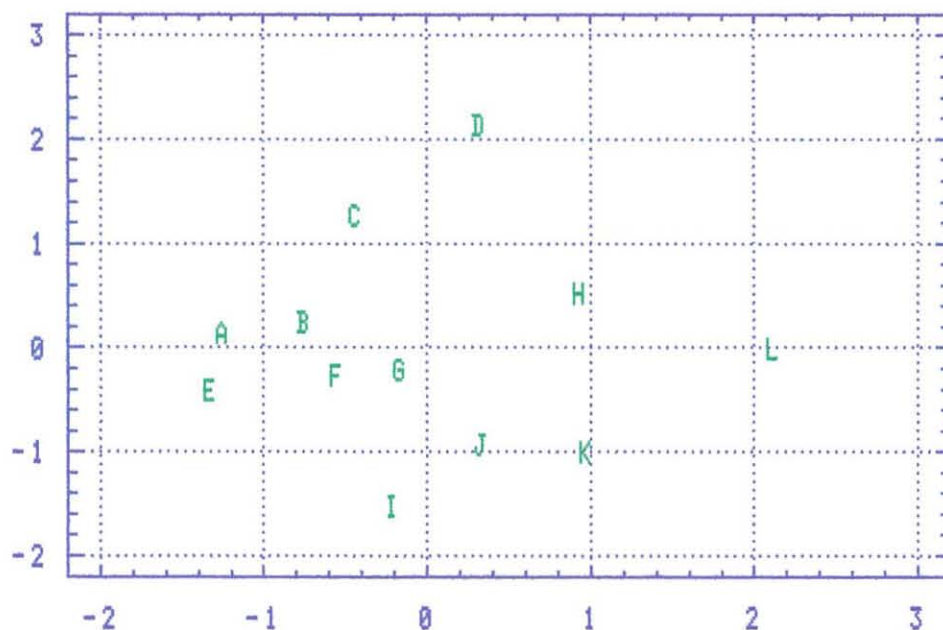
Las letras: A, B, C y D corresponden al 10, 20, 30 y 40 piso foliares de plantas control; las letras E, F, G y H corresponden al 10, 20, 30 y 40 piso foliares de plantas infectadas por G. deserticola; y las letras I, J, K y L corresponden al 10, 20, 30 y 40 piso foliares de plantas infectadas por G. clarum.

Variable	Communality	Factor	Eigenvalue	Percent Var	Cum Percent
CE6.N	0.99613	1	5.47919	49.8	49.8
CE6.P	0.87225	2	3.08820	28.1	77.9
CE6.K	0.99801	3	1.09149	9.9	87.8
CE6.Ca	0.99944	4	.55444	5.0	92.8
CE6.Mg	0.99849	5	.36908	3.4	96.2
CE6.Na	0.95342	6	.15013	1.4	97.6
CE6.Cl	0.84980	7	.14062	1.3	98.8
CE6.Cu	0.97781	8	.06705	.6	99.5
CE6.Fe	0.99791	9	.05775	.5	100.0
CE6.Mn	0.99319	10	.00175	.0	100.0
CE6.Zn	0.97987	11	.00031	.0	100.0

VARIMAX ROTATED FACTOR MATRIX

Variable/Factor	1	2	3
CE6.N	-0.77001	-0.50091	-0.14505
CE6.P	-0.18502	-0.82885	0.02620
CE6.K	-0.96346	-0.18978	0.00254
CE6.Ca	0.88571	0.34405	0.27874
CE6.Mg	0.80272	-0.13588	0.49790
CE6.Na	-0.01115	0.94293	-0.09291
CE6.Cl	-0.04776	-0.81641	0.24164
CE6.Cu	0.14708	-0.09671	0.95852
CE6.Fe	0.79492	0.46625	0.10063
CE6.Mn	0.25215	0.90238	0.20103
CE6.Zn	-0.83007	0.40113	0.11883

Salinidad: 6 dS/m



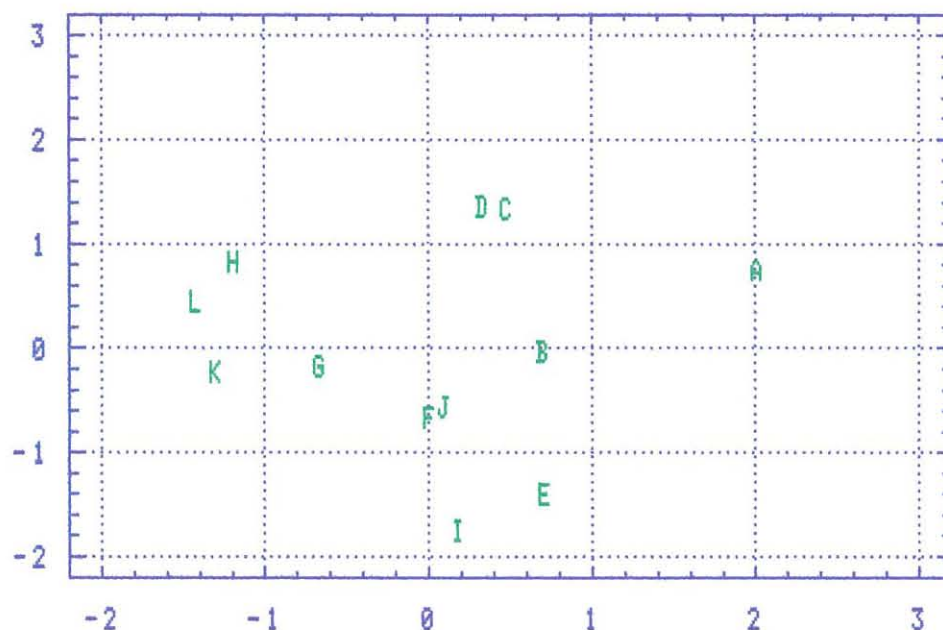
Las letras: A,B,C y D corresponden al 10, 20, 30 y 40 piso foliares de plantas control; las letras E, F, G y H corresponden al 10, 20, 30 y 40 piso foliares de plantas infectadas por *G. deserticola*; y las letras I, J, K y L corresponden al 10, 20, 30 y 40 piso foliares de plantas infectadas por *G. clarum*.

Variable	Communality	Factor	Eigenvalue	Percent Var	Cum Percent
CE9.N	0.98867	1	5.21808	47.4	47.4
CE9.P	0.98491	2	2.36280	21.5	68.9
CE9.K	0.99861	3	1.49954	13.6	82.5
CE9.Ca	0.99976	4	.76400	6.9	89.5
CE9.Mg	0.99730	5	.65435	5.9	95.4
CE9.Na	0.99910	6	.26181	2.4	97.8
CE9.Cl	0.85634	7	.13317	1.2	99.0
CE9.Cu	0.99872	8	.05700	.5	99.6
CE9.Fe	0.94901	9	.03942	.4	99.9
CE9.Mn	0.99971	10	.00969	.1	100.0
CE9.Zn	0.99832	11	.00014	.0	100.0

VARIMAX ROTATED FACTOR MATRIX

Variable/Factor	1	2	3
CE9.N	0.81884	-0.47493	-0.14110
CE9.P	0.35997	-0.79190	-0.08251
CE9.K	0.37320	0.09191	-0.80000
CE9.Ca	-0.80146	0.53693	0.18286
CE9.Mg	-0.88509	0.00160	0.31131
CE9.Na	0.42955	0.75092	0.14235
CE9.Cl	-0.08735	0.62126	-0.27294
CE9.Cu	-0.01031	0.09750	0.93538
CE9.Fe	-0.63549	0.51082	0.43053
CE9.Mn	-0.19254	0.93426	0.10788
CE9.Zn	0.93023	0.09492	0.03929

Salinidad: 9 dS/m



Las letras: A,B,C y D corresponden al 10, 20, 30 y 40 piso foliares de plantas control; las letras E, F, G y H corresponden al 10, 20, 30 y 40 piso foliares de plantas infectadas por *G. deserticola*; y las letras I, J, K y L corresponden al 10, 20, 30 y 40 piso foliares de plantas infectadas por *G. clarum*.

Este eje se podría denominar movilidad, y nos separa los pisos foliares 1º, 2º y 3º de plantas control del resto en la zona negativa de este eje principal. Ello nos puede indicar un mayor contenido de elementos móviles en este grupo de hojas. Los pisos foliares de las plantas infectadas están más representados con el segundo eje en donde dominan en la parte negativa el Nitrógeno y el Fósforo frente al hierro y manganeso. Sobre este eje, los 1º y 2º pisos foliares de plantas infectada se localizan en la parte negativa representada por Nitrógeno y fósforo mientras que los 3º y 4º pisos foliales se representan en el primer cuadrante donde prevalecen los elementos inmóviles.

En condiciones de 6 dS/m el primer eje sigue dominando la polaridad entre elementos móviles en la parte negativa y elementos inmóviles en la parte positiva. Este eje vuelve a ordenar los pisos foliares desde los más jóvenes a la izquierda a los más viejos a la derecha. El segundo factor principal está dominado en la parte positiva por el sodio, y manganeso mientras que la parte negativa está representada por el fósforo y el cloro. Este eje en su parte positiva, dominada por la acumulación de Na y Mn nos permite separar el 3º y 4º pisos foliares de las plantas control del 1º y 2º.

Los pisos foliares de las plantas infectadas por G deserticola no se ven afectadas por este segundo eje estando

separados casi exclusivamente por el primer eje. Los pisos foliares de las plantas colonizadas por G. clarum también quedan separados por el primer eje aunque se localizan entre el tercer y cuarto cuadrante participando de manera importante de la parte negativa del segundo eje, esto es, con fuertes acumulaciones de fósforo y cloro en los tres primeros pisos foliares.

A 9 dS/m de salinidad el primer eje sigue representando movilidad separando claramente las plantas colonizadas de las no colonizadas. En el grupo de plantas control cabe destacar la separación del segundo piso foliar con respecto a primero y la proximidad del tercero y cuarto, ello puede ser indicativo de un envejecimiento del 2º piso quizás propiciado por la acumulación de Na que se produce en los 3º y 4º pisos foliares.

Los primeros pisos foliares de las plantas colonizadas se localizan en el extremo negativo del segundo eje donde la acumulación de fósforo es la variable más representativa no variando mucho la situación relativa de los restantes pisos foliares.

DISCUSSION

DISCUSION

La inoculación con MVA puede ser beneficiosa para el desarrollo de la planta huésped en condiciones naturales pero también lo puede ser en condiciones estresantes como las de salinidad mejorando su tolerancia. (Hirrel et al. 1980; Pond .1984).

El mayor desarrollo de las plantas infectadas tanto en situaciones no salinas como salinas podría estar argumentado por el efecto mejorante de las condiciones hídricas y nutricionales de la planta (Ames. 1984). Las plantas colonizadas han demostrado tener una mayor longitud y número de hojas durante el desarrollo de la prueba. Junto a ello es de señalar el hecho de que el propio hongo es capaz de exudar sustancias con actividad auxínica, gibberelínica y citoquinínica que bien las pudiera emplear la planta (Barea y Azcón-Aguilar C 1982).

Todos estos hechos bien podrían corroborar el mayor desarrollo de las plantas en condiciones no salinas.

La salinidad altera las relaciones hídricas de la planta al provocar una disminución del potencial osmótico de la solución del suelo, lo que se traduce en un descenso del potencial hídrico de la hoja y por tanto en la conductividad hídrica de la planta,

obligando a la planta a realizar un ajuste osmótico que le permita disminuir su potencial osmótico y pueda mantener el flujo de agua desde el suelo hasta la raíz (Bernstein,1961).

Uno de los sistemas de osmoregulación presentes en plantas consiste en la acumulación de cloruro sódico en las hojas (Läuchli y Epstein,1984), aunque también se han descrito la compartimentación de iones en otros órganos como raíces y tallos lo cual retrasa el daño de estos iones en otras partes más sensibles como hojas jóvenes y meristemas. De esta manera en las plantas control se puede observar un mayor aumento del peso fresco como consecuencia de la incorporación de iones de calcio, magnesio, sodio, y potasio en la raíz cuyos valores en el tratamiento de 9 dS/m son aproximadamente dos veces superiores a los valores obtenidos en el tratamiento de 0,5 dS/m mientras que en el tallo destaca la acumulación de sodio que llega a ser de 35 veces superior a la registrada en el tratamiento de 0,5 dS/m y 5 veces superior al observado en la raíz en el mismo tratamiento (Tabla 5). Este modelo de almacenamiento de iones sodio en raíz y tallo evitaría que se produjera esta acumulación en las hojas causando toxicidad y cuyos niveles (7mM) son similares a los registrados en el tallo en condiciones no salinas y provocaría un descenso de potencial osmótico a nivel del tallo con un aumento del contenido en agua. Los niveles de calcio, magnesio y potasio son muy similares en hojas y raíz y más bajos

en tallo en el tratamiento de 9 dS/m.

En el modelo que desarrollan las plantas infectadas por MVA destaca la elevada concentración de iones sodio en la raíz en el tratamiento de 0,5 dS/m que es de 206 mM para las plantas infectadas por *G. deserticola* y de 266 mM en aquellas infectadas por *G. clarum* que en comparación con las plantas no infectadas es casi siete veces mayor. Sin embargo ambos MVA parecen tener diferente comportamiento frente al nivel salino aplicado, de manera que las plantas infectadas por *G. deserticola* muestran cambios en el almacenamiento de iones para el tratamiento de 6 dS/m mientras que las plantas infectadas por *G. clarum* lo hacen en el de 9 dS/m.

Esta mayor concentración de sodio y menor de potasio provocaría un descenso del potencial osmótico en la raíz muy superior al experimentado por las raíces de las plantas no infectadas y por tanto mayor facilidad para tomar agua y nutrientes del suelo. Una diferencia importante en el proceso de regulación en plantas infectadas con MVA con respecto a la regulación osmótica en plantas no infectadas radica en que el aumento en la concentración de sodio que se produce en el tallo de las plantas infectadas se mantiene en todos los casos proxima al 50% de la que se observa en la raíz en cada tratamiento salino.

Las hojas de las plantas infectadas mantienen unos niveles iónicos muy similares al de las plantas no infectadas no existiendo acumulación de sodio en ningún caso salvo en las infectadas por *G. clarum* que experimentan un aumento en el tratamiento de 9 dS/m. Por otra parte, resulta paradójico el que las altas concentraciones de sodio observadas en la raíz de las plantas infectadas no produzcan algún tipo de efecto tóxico en las células de ésta. Una explicación plausible en este caso sería el que las propias hifas de hongo actuaran como compartimento de estas sales dentro del cortex radicular

Por otra parte el análisis de factores principales parece indicar un comportamiento diferente en cuanto a la nutrición de plantas colonizadas frente a las no colonizadas, así como a las diferentes situaciones de estres salino experimentadas, siendo una de las características diferenciadoras la acumulación de fósforo que se produce en los primeros pisos foliares de las plantas colonizadas frente a las no colonizadas y que se mantiene en condiciones salinas. Así como también la acumulación de sodio y manganeso que se observa en los pisos viejos de plantas no colonizadas conformen aumenta el nivel salino.

Resulta difícil de explicar la presencia del ión Zn en el primer eje principal cuando se inicia la salinización del medio.

BIBLIOGRAFIA

Bibliografía:

Ames, R.N. Porter, L. St. John T.V., Red C.P.P., 1984. Nitrogen sources and "A" values for vesicular-arbuscular and non-mycorrhizal sorgun grown at tree rates of ^{15}N ammonium sulphate. *New Phytol*, 97: 269-276.

Augé, R.M., Scheke, K.A., y Wample, R.L. 1987. Leaf water and carbohydrate status of VA mycorrhizal rose exposed to drought stress. *Plant and Soil*, 99:291-302.

Barea J.M. Azcon-Aguilar C. 1982. Production of plant growth-regulating substances by the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae*. *Appl. Environ. Microbiol.*, 43: 810-813.

Bernstein L. 1961. Osmotic adjustment of plants to saline media: I. steady state. *American Journal of Botany* 48:909-918.

Cooper, K.M. 1984. Physiology of VA micorrhizal associations. En: VA Mycorrhizal. Powell, C.L., Bagyaraj D.J. (eds). CRR pres, Boca Raton., Florida, pp.155-203.

Dudal R., Purnell M.F., 1986. Land resources: salt affected soils. *Reclamation and Revegetation Research*. 5: 1-9.

Gerdemann J.W. 1968. Vesicular-arbuscular mycorrhiza and plant growth. Annual Review of Phytopathology. 6:397-418.

Gianinazzi-Pearson, V; Azcón-Aguilar, C. 1991. Fisiología de las micorrizas vesículo-arbusculares. In Fijación y movilización biológica de nutrientes. Vol II. CSIC. Madrid, pg 175-202.

Greenway H., Munns R. 1980. Mechanisms of salt tolerance in non-halophytes. Annual Review of Plant Physiology 3:149-190.

Harman H.H. 1967. Modern factor analysis. Univ. of Chicago Prss, Chicago.

Hirrel M.C. y Gerdemann, J. W. 1980. Improved growth of onion and bellpepper in saline soils by two vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. Soil Sci. Soc Amer J. 44:654-655.

Iyengar E.R.R., Patolia J.S., Kurian T., 1977. Varietal differences in barley to salinity. Zeitschrift für Pflanzenphysiologie 84: 355-361.

Jeschke W.D., Steiter W. 1983. Ionic relations of garden orache, *Atriplex hortensis*: growth and ion distribution at moderate salinity and the function of bladder hairs. Journal of experimental Botany. 34: 795-810.

Kaiser H.F. 1958. The varimax criterion for analytic rotation in factor analysis. *Psychometrika*, 23. 187-200

Läuchli A., Epstein E. 1984. Mechanisms of salt tolerance in plants. *California Agriculture* 36:18-20.

Pasternak D. 1987. Salt tolerance and crop production.- a comprehensive approach. *Annual Review Phytopathology* 25:271-291

Pond E.C., Menge, J.A. y Jarrell, W.M. 1984. Improved growth of tomato in salinized soil by vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi collected from saline soils. *Mycologia*, 76:74-84.