

T
12
95

UNIVERSIDAD DE GRANADA - FACULTAD DE CIENCIAS

Rev. 15/72

**DISTRIBUCION DE NUTRIENTES MINERALES
EN PLANTAS DE GIRASOL (*Helianthus annuus* L.)
SOMETIDAS A ESTRES SALINO**

BIBLIOTECA	UNIVERSITARIA
GRANADA	
Nº Documento	619660558
Nº Copia	2127811

ISABEL C. DELGADO FERNÁNDEZ

TESIS DOCTORAL
GRANADA, 1992

UNIVERSIDAD DE GRANADA - FACULTAD DE CIENCIAS

DISTRIBUCION DE NUTRIENTES MINERALES
EN PLANTAS DE GIRASOL (*Helianthus annuus* L.)
SOMETIDAS A ESTRES SALINO

ISABEL C. DELGADO FERNÁNDEZ

TESIS DOCTORAL
GRANADA, 1992

UNIVERSIDAD DE GRANADA - FACULTAD DE CIENCIAS

**DISTRIBUCION DE NUTRIENTES MINERALES
EN PLANTAS DE GIRASOL (*Helianthus annuus* L.)
SOMETIDAS A ESTRES SALINO**

Memoria que para optar al grado de Doctor en Ciencias Biológicas presenta la Licenciada Isabel C. Delgado Fernández. Ha sido realizada en la U.E.I. de Fisiología Vegetal de la Estación Experimental del Zaidín (C.S.I.C.). Granada.

GRANADA 1992

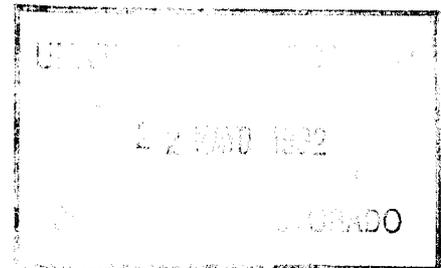
UNIVERSIDAD DE GRANADA
Facultad de Ciencias
Fecha 9 JUN. 1992
ENTRADA NUM. 117

El trabajo de investigación que se expone en la presente memoria titulado "Distribución de nutrientes minerales en plantas de girasol (*Helianthus annuus* L.) sometidas a estrés salino", que para aspirar al grado de Doctor en Ciencias Biológicas presenta la Licenciada Isabel C. Delgado Fernández ha sido realizado bajo la dirección del Investigador Científico del C.S.I.C.


Dr. A. Juan Sánchez Raya

Ponente

Dra. Carmen Lluch Pla
Catedrática del Dpto. de Biología
Vegetal de la Univ. de Granada




Isabel C. Delgado Fernández
Aspirante al grado de Doctor

Granada, Junio de 1992

Agradezco sinceramente al Dr. A. Juan Sánchez Raya la dedicación, ayuda y enseñanzas prestadas durante la elaboración de esta Memoria de Doctorado y el haberme brindado la posibilidad de realizarla.

Tambien quiero manifestar mi agradecimiento a las siguientes personas:

Al Dr. José María Ramos, por el interés mostrado en esta investigación y su ayuda en el tratamiento estadístico de los datos.

A la Dra. Carmen Lluch Pla, por su respaldo y apoyo,

Al Dr. Eduardo Esteban Velasco por su constante y eficaz ayuda.

A José Luis Quesada por su ayuda en la realización de los análisis de laboratorio.

A los componentes de la U.E.I. de Fisiología Vegetal y la U.E.I. de Química Agrícola por su apoyo y amistad.

A mis padres y a Paco

INDICE

INDICE

1. INTRODUCCION	21
1.1.- EL GIRASOL	
1.1.1.- Historia	13
1.1.2.- El girasol en España	15
1.1.3.- Identificación y descripción botánica	16
1.1.4.- El ciclo del girasol	20
1.1.5.- Aprovechamiento	21
1.1.6.- Exigencias del cultivo	24
1.1.6.1.- Temperatura	24
1.1.6.2.- Luz	25
1.1.6.3.- Humedad	25
1.1.6.4.- Suelo	26
1.1.6.5.- Necesidades nutritivas	26
1.1.7.- Plagas y enfermedades	30
1.1.7.1.- Plagas del girasol	30
1.1.7.2.- Enfermedades del girasol	31

1.2.- EFECTOS PRODUCIDOS POR LA SALINIDAD	35
1.2.1.- La salinidad	35
1.2.2.- Efectos sobre la germinación	38
1.2.2.1.- La germinación	38
1.2.2.2.- La germinación y la salinidad	40
1.2.3.- Efectos sobre el crecimiento	45
1.2.3.1.- El crecimiento	45
1.2.3.2.- El crecimiento y la salinidad	47
1.2.4.- Efectos nutricionales	56
1.2.4.1.- Los nutrientes en la planta	56
1.2.4.2.- Los nutrientes y la salinidad	84
1.3.- MECANISMOS DE RESISTENCIA A LA SALINIDAD	103
1.4.- ESTRATEGIAS BAJO CONDICIONES SALINAS	109
2. OBJETIVOS	113
3. MATERIAL Y METODOS	117
3.1.- MATERIAL BIOLÓGICO EMPLEADO	118
3.2.- SUSTRATO Y SOLUCIONES UTILIZADAS	119
3.3.- DESCONTAMINACION DE LAS SEMILLAS	128
3.4.- SIEMBRA	129
3.5.- RECOGIDA DEL MATERIAL VEGETAL	130
3.6.- PREPARACION Y ANALISIS DE LAS MUESTRAS	131
3.6.1.- Determinación de Nitrógeno y Fósforo	131

3.6.2.- Determinación de Potasio y Sodio	132
3.6.3.- Determinación de Calcio y Magnesio	132
3.6.4.- Determinación de Hierro, Cobre y Manganeso	133
3.6.5.- Determinación de Boro	133
3.7.- ANALISIS ESTADISTICO DE LOS DATOS	133
4. RESULTADOS	135
4.1.- EFECTOS DE LA SALINIDAD SOBRE LOS PARAMETROS FISIOLOGICOS	136
4.1.1.- Efectos sobre la germinación y viabilidad de las plantas	136
4.1.2.- Efectos sobre los parámetros de crecimiento	139
4.2.- EFECTOS DE LA SALINIDAD Y LA APLICACION DE DISTINTOS NUTRIENTES SOBRE LOS PARAMETROS FISIOLOGICOS	146
4.2.1.- Efectos sobre la germinación y viabilidad de las plantas	146
4.2.2.- Efectos sobre los parámetros de crecimiento	152
4.3.- EFECTOS DE LA SALINIDAD SOBRE LA DISTRIBUCION DE LOS ELEMENTOS MINERALES EN LA PLANTULA	169
4.4.- EFECTOS DE LA SALINIDAD Y APLICACION DE DISTINTOS NUTRIENTES SOBRE LA DISTRIBUCION DE ELEMENTOS MINERALES EN LA PLANTULA	175
4.5.- ESTUDIOS DE CORRELACIONES	233

4.5.1.- Correlaciones entre los distintos parámetros fisiológicos	233
4.5.2.- Correlaciones entre los parámetros fisiológicos y el contenido de los nutrientes	235
4.5.3.- Correlaciones entre el contenido de los distintos nutrientes	237
5. DISCUSION	239
6. CONCLUSIONES	246
7. TABLAS ESTADISTICAS	249
8. BIBLIOGRAFIA	258

1. INTRODUCCION

1.1.- EL GIRASOL

1.1.1.- Historia

El girasol es una planta originaria del Perú, desde donde se extendió al Centro y Norte del continente americano, alcanzando la zona septentrional del antiguo Méjico y provincias occidentales del Canadá (GADEA, 1968). Según LOEWENFELD Y BACK (1980) los aztecas del Perú, que adoraban al sol, coronaban a sus sacerdotisas con flores de girasol, planta que, además, está representada con gran frecuencia en el arte azteca, generalmente en oro puro. Los primitivos indios conocían su valor alimenticio, pudiendo haber sido domesticado hace 2000 años. Esta planta se adaptaba muy bien a la vida seminómada de las tribus indias, debido a su fase corta de crecimiento y a la producción de semillas comestibles que resultaban fáciles de almacenar y transportar, extendiéndose con las migraciones humanas hacia el norte, donde podían cultivarse muy pocas plantas alimenticias por las condiciones semidesérticas. Por eso, cuando los europeos llegaron al Nuevo Mundo, el girasol se cultivaba en una región amplia que se extendía desde el sur de

Canadá hasta Méjico, apareciendo varios ecotipos como resultado de una selección primitiva y debido a las diferencias climáticas.

En 1510 se introdujo en España desde Méjico, atrayendo en Europa inicialmente la atención como planta ornamental con diversos nombres: "flor del sol peruano", "sol de las indias", "corona de Júpiter", "mirasol", etc., y extendiéndose siempre como planta hortense y ornamental. A finales del siglo XVIII llegó a Rusia, donde fué reconocido su valor como planta de cultivo. Su rápida aceptación pudo derivar de la promulgación por parte de la Iglesia Ortodoxa Rusa de una lista de alimentos oleaginosos que no podían consumirse en determinados días sagrados, en la que no fué incluido el recién llegado girasol. En el siglo XX se extendió por las estepas centrales y meridionales rusas, siendo lenta su implantación debido a la aparición masiva de la "polilla del girasol" que, junto con otras enfermedades como la roya, originaron un fuerte retroceso en su cultivo hasta la aparición, a principios de este siglo, de variedades resistentes (JIMÉNEZ, 1977). Desde entonces ha tenido lugar una selección sistemática de cultivares con el fin de incrementar el contenido de aceite, aislándose e hibridándose varios tipos mejorados. Es de destacar la labor realizada por los genetistas rusos, logrando variedades de semillas pequeñas y alto contenido graso, alcanzando Rusia un espectacular avance de este cultivo en los últimos años. LANGER Y HILL (1987) ponen de relieve que el mayor productor de aceite de girasol es dicho país, figurando también en el mercado mundial algunos estados de los Balcanes y Turquía. El girasol se convirtió en un cultivo muy importante en Argentina durante la guerra civil española, debido al cese del suministro de aceite de oliva de España. Otros países productores de aceite de girasol son Sudáfrica, Tanzania, Uruguay y Australia.

1.1.2.- El girasol en España

El cultivo del girasol en España ocupaba antes de los años 60 unas 4000 a 5000 Ha tratándose únicamente de girasol de semilla blanca cuya producción era vendida y consumida después de salarla y tostarla. Este girasol blanco se sembraba principalmente en el entorno de Tarancón, en el oeste de la provincia de Cuenca. A partir de 1960 se comienza el cultivo con fines industriales, alcanzando en 1981 unas 745.000 Ha. En España se ha pasado de una producción de 159.000 Tm en 1970 a 416.000 Tm en 1975 y 502.000 Tm en 1980 (JIMÉNEZ, 1977 y GUERRERO, 1987).

Según GÓMEZ-ARNAU (1988) el girasol es, actualmente, el tercer cultivo herbáceo más importante en España en extensión, tras los cultivos de cebada y trigo. Ocupa, anualmente, alrededor de un millón de Ha, distribuyéndose entre varias regiones, aunque destaca particularmente Andalucía con 427.000 Ha y Castilla-La Mancha con 335.000 Ha. De toda la superficie, sólo el 15 % se siembra en regadío, por lo que el rendimiento medio nacional es de los más bajos del mundo, 800 kg por Ha. A nivel provincial merecen destacarse Cuenca (238.230 Ha en 1984) y Sevilla (163.000 Ha), la primera por tener la mayor superficie cultivada y la segunda por tener la mayor producción, seguida de Córdoba con 72.000 Ha, Cádiz con 57.000 Ha, Albacete con 42.000 Ha y Badajoz con 38.000 Ha (ORTEGA, 1987).

Su cultivo está tan extendido porque su bajo coste de implantación y mantenimiento compensa incluso los rendimientos más bajos, permitiendo ocupar terrenos que quedarían en barbecho alternando con los cereales. La demanda del producto final, la pipa de aceite, por parte de la industria extractora y el alto consumo nacional de aceite han hecho que este cultivo sea importante en la agricultura española.

1.1.3.- Identificación y descripción botánica

El girasol (*Helianthus annuus* L.) pertenece a la familia *Asteraceae* Dumortier (= *Compositae*), subfamilia *Asteroideae*, tribu *Inuleae* Cass.

Se trata de un gran terófito, entre cuyas características morfológicas cabe destacar el sistema radicular. La raíz principal crece más rápidamente que la parte aérea de la planta. De este modo, durante la fase cotiledonar, la raíz principal tiene de 4-8 cm de largo, presentando de 6 a 10 raicillas. Durante la fase de 4 a 5 pares de hojas llega a una profundidad de 50 a 70 cm, alcanzando el tamaño máximo al florecer. Generalmente, la longitud de la raíz principal sobrepasa la altura del tallo. Su gran desarrollo en profundidad en suelos bien estructurados le permite extraer agua y nutrientes de capas no explotadas por otros cultivos. Sin embargo, su escaso poder de penetración ante los obstáculos hace que sea un cultivo muy sensible a la compactación de los suelos. De la unión de la raíz principal con el tallo surge un elevado número de raíces laterales. Una parte de las mismas crecen al principio paralelas a la superficie del suelo, a una distancia de 10 a 40 cm de la raíz principal, hundiéndose luego en el suelo casi paralelamente a ésta, formando numerosas raicillas finas. Otra parte de las raíces laterales se extiende horizontalmente en la capa superficial de suelo, a una profundidad de 5 a 30 cm, ramificándose muy fuertemente y formando una red muy espesa de pelos radiculares. La profundidad a la cual se desarrolla esta red depende de las condiciones climáticas. En el cultivo de girasol en secano en España, las raíces se desarrollan a más profundidad, buscando la humedad. Durante la etapa vegetativa, después de las lluvias, se forman numerosas raíces adventicias que inundan rápidamente la superficie del suelo (GUERRERO, 1987).

Sus hojas son grandes y con pecíolos gruesos, las basales opuestas y a partir del tercer o cuarto par, alternas. El número de hojas varía de 12 a 40, en función de las condiciones del cultivo. El color de las hojas va desde verde oscuro a verde amarillento. Aunque las hojas tengan el limbo muy grande se adaptan fácilmente al viento, debido al pecíolo largo y elástico. Dentro del aparato foliar, el papel principal lo juegan las hojas del nivel medio. Las basales y las de la parte alta de la planta son menos activas, ya que las primeras envejecen rápidamente y las otras utilizan las sustancias nutritivas elaboradas por las hojas del nivel medio. El girasol se caracteriza por tener un potencial fotosintético muy elevado, además de poseer alta tasa de fotorrespiración y de transpiración (GÓMEZ-ARNAU, 1988).

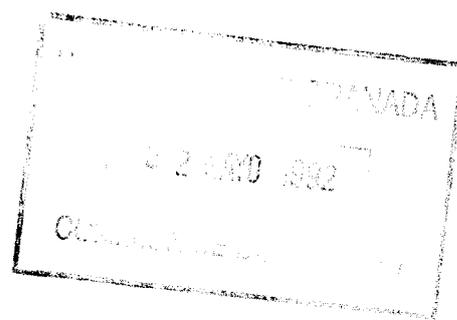
El girasol posee un tallo vellosa, ondulado y áspero, que alcanza de 0,5 a 5 m según la variedad y las condiciones de cultivo. La altura de las variedades destinadas a la producción de aceite alcanza entre 60 y 120 cm de altura. Los tallos son heliotróficos hasta el momento de la antesis, siguiendo el movimiento del sol. En la madurez, el tallo se inclina en su parte terminal, debajo del capítulo (LANGER Y HILL, 1987).

El tallo remata en una inflorescencia de tipo capítulo o cabezuela, con un fondo o base medular rodeada por un involucre de varios verticilos de brácteas ampliamente sentadas, que terminan en punta más o menos aguda (JIMÉNEZ, 1977). El diámetro del capítulo puede variar, en función de las particularidades de la variedad y las condiciones del cultivo, entre 10 y 40 cm (GUERRERO, 1987). En la periferia del receptáculo se sitúan de 30 a 90 flores liguladas de color amarillo anaranjado brillante, estériles (LANGER Y HILL, 1987). Las lígulas tienen una longitud de 6 a 10 cm y 2-3 cm de anchura. Las flores flosculosas fértiles son hermafroditas y forman un disco marrón oscuro en el centro, quedando separadas entre sí por unas brácteas o paleolas que

presentan 2 o 3 lóbulos amarillos. Antes de la maduración de las flores, el lóbulo más largo está doblado hacia el centro, actuando de esta forma como protector; segregan un líquido pegajoso similar a la resina y al madurar se vuelven duras y aristadas, formando una estructura alveolar que mantiene los frutos en las cabezuelas. El cáliz se compone de 2 sépalos inconspicuos que se caen fácilmente. La corola es actinomorfa, gamopétala, tubular con 5 pequeños dientes. En su parte interior tiene unas células nectaríferas, cuya segregación está influenciada por la temperatura, la humedad atmosférica e incluso, las variedades, siendo las más melíferas las procedentes de los países del Este y menos las importadas de EEUU (ORTEGA, 1987). Posee 5 estambres con anteras alargadas, unidas entre sí formando un tubo a través del cual pasa el estilo. El polen es relativamente grande, de 35 a 45 μm , esferoidal o ligeramente aplastado. El gineceo se compone de 2 carpelos soldados, es ínfero, unilocular, con un sólo óvulo, madurando el estigma más tarde que las anteras (proterandria).

Las cabezuelas en vías de desarrollo hacen un movimiento diario siguiendo los rayos solares y durante la noche quedan en una posición horizontal. Este heliotropismo cesa a partir del momento en el cual se desarrollan las flores, de modo que todos los capítulos quedan orientados hacia la dirección por donde sale el sol.

El girasol es una planta típicamente alógama, debido tanto a la diferencia de época de maduración de los estambres y del gineceo, como al sistema genético de autoincompatibilidad. La polinización cruzada es en su mayor parte entomófila y sólo parcialmente anemófila, ya que el polen es pesado y se aglomera fácilmente, por lo que se hace difícil su transporte por el viento. La polinización se hace en la mayoría de los casos por abejas, aunque no es absolutamente específica. Según ORTEGA (1987) el girasol es



uno de los cultivos que más se benefician de la polinización entomófila, como demuestran experimentos llevados a cabo en países del Este europeo y en Sevilla, según los cuales, la producción de semillas aumenta de un 25 a un 30% colocando en el cultivo dos colmenas por hectárea.

El fruto es un aquenio de forma y tamaño variable, normalmente aplanado, de contorno ovoide, de 1 cm o más de longitud y de un color que varía de negro a marrón oscuro o con líneas de color gris oscuro y blancas en algunas variedades. Su posición en el centro del capítulo y su sabor agradable los hace muy atractivos y accesibles a los pájaros (LANGER Y HILL, 1987). Los frutos en los cuales la semilla no llena completamente la cavidad son los utilizados para consumo directo. Por el contrario, en las variedades oleaginosas la ocupación del espacio por las semillas es siempre máxima resultando el pericarpo relativamente fino (JIMÉNEZ, 1977).

El aceite acumulado en la semilla constituye del 62-68% del peso del fruto. Además del aceite, contiene sustancias proteicas y sustancias no nitrogenadas, sobre todo hidratos de carbono solubles. El pericarpo contiene del 1,6 al 6% de aceite, así como importantes cantidades de celulosas y sustancias no nitrogenadas. Las variedades de alto contenido en aceite tienen menos proteínas que las de bajo contenido.

Según GUERRERO (1987), la influencia de los factores ambientales y de las condiciones de cultivo sobre la acumulación de aceite en la semilla es grande, siendo el porcentaje de aceite más reducido en las regiones secas que en las húmedas. Las lluvias en la época de formación de las semillas tienen una influencia favorable sobre la acumulación de aceite, debido no sólo a la mejora de abastecimiento de agua en las plantas, sino también a la disminución de la temperatura del aire y al aumento de la humedad

atmosférica. Numerosos datos experimentales han puesto de relieve la disminución del porcentaje de aceite debido a los abonos nitrogenados y a la influencia de los fertilizantes fosfóricos y potásicos. Parece que a mayor densidad de siembra aumenta el contenido de aceite de las semillas.

1.1.4.- El ciclo del girasol

La longitud del ciclo del girasol depende principalmente de la temperatura y del número de horas de luz del día. Las variedades de ciclo largo necesitan unos 160 días entre siembra y recolección, pero en siembras tardías pueden acortarse hasta 120 días.

El concepto de mayor o menor precocidad suele referirse al momento de la maduración, existiendo importantes variaciones, debidas a la rapidez de secado entre la fecha de floración y la de maduración. En general, el índice visual apropiado para determinar la madurez fisiológica de un cultivo de girasol se basa en que más de la mitad de las plantas presenten el dorso del capítulo amarillento y las brácteas marrones. En este momento el fruto ha alcanzado su peso máximo y su humedad es del orden del 35%. Para alcanzar el rendimiento máximo se requiere un largo período de llenado del fruto, con un mantenimiento máximo de la superficie foliar verde hasta la maduración. Los sucesivos estados del desarrollo de una planta de girasol se han codificado en varios sistemas, siendo la escala más comúnmente empleada en Europa occidental y en EEUU la de SCHNEITER Y MILLER (1981):

1. Aparición del hipocótilo.
2. Nascencia: aparición de cotiledones e inicio visible de las primeras hojas.
3. Segundo par de hojas opuestas de unos 4 cm, con peciolo visibles.

4. Estado "estrella" donde el botón floral es visible, estrechamente inserto en medio de las hojas jóvenes.
5. Botón floral de 5-8 cm de diámetro, netamente separado de las hojas, todavía en posición horizontal.
6. Inicio de la floración. El botón floral se inclina y se abren las primeras flores liguladas.
7. Los tres círculos más externos de flores verdaderas presentan las anteras visibles y desplegadas; aún no se ven los estigmas.
8. Los tres círculos externos han sido fecundados. Los tres siguientes tienen las anteras y estigmas desplegados y visibles. Los aquenios de la periferia empiezan a tomar color gris.
9. Todas las flores verdaderas han florecido. Las flores liguladas se marchitan y los aquenios toman color negro.
10. Caída de las flores; el dorso del capítulo aún está verde.

1.1.5.- Aprovechamiento

El aceite de girasol es muy apreciado en la alimentación moderna; tiene color amarillo, sabor dulce y olor agradable. A estas cualidades dietéticas se une la de tener un valor terapéutico por su efecto anticolesterol en sangre y desincrustante de las arterias (JIMÉNEZ, 1977). Estudios internacionales han establecido una alta correlación entre las incidencias de las enfermedades arterioescleróticas y cardiovasculares y el nivel de colesterol y de fosfolípidos en la sangre, que son consecuencia directa de la alimentación. Los alimentos que contienen gran cantidad de grasas saturadas provocan un número mayor de enfermedades del corazón. Por ello, las grasas pobres en ácidos saturados y ricas en insaturados, como es el aceite de girasol, determinan un contenido más reducido de colesterol y fosfolípidos en sangre. El aceite de girasol se sitúa entre los mejores aceites vegetales y muy cerca del nivel nutritivo de la

mantequilla. Un gramo de aceite de girasol contiene 8.8 calorías, de las cuales el organismo humano asimila, aproximadamente, un 98%. En comparación con otros aceites vegetales, el de girasol reúne un valor nutritivo alto, debido a la proporción grande de ácido linoleico (LANGER Y HILL, 1987). En este aspecto supera notablemente a los aceites de soja y de colza. También es importante la presencia de las provitaminas y vitaminas liposolubles A, D y E (GUERRERO, 1987).

La mayor parte de la producción mundial del cultivo de girasol se muele para extracción de su aceite que se utiliza para cocinar, para la producción de margarinas y grasas y como aceite de mesa. Una segunda fracción se emplea para la fabricación de jabones y pinturas (LANGER Y HILL, 1987), así como para obtener lecitina, utilizada en la industria alimentaria.

El girasol constituye una fuente importante de proteínas para la alimentación del ganado. La extracción del aceite de las semillas de girasol proporciona dos tipos de alimentos con un valor alimenticio distinto según que el grano haya sido descascarillado o no antes del prensado. En el primer caso se obtiene la torta de harina, de coloración blanco-amarillenta, alimento concentrado con un alto contenido proteico y un valor nutritivo aproximado a 100 unidades forrajeras. En el segundo caso, se obtiene la torta o la harina de extracción de los frutos enteros, con un tinte gris pizarra. Su valor nutritivo desciende por debajo de las 65 unidades forrajeras. El primero puede ser utilizado para todas las especies de animales domésticos, mientras que el segundo tiene un uso limitado a los animales poligástricos, en especial para el ganado vacuno, de matadero y de carga y siempre en proporción limitada (PICCIONI, 1970).

La torta de girasol posee mayor cantidad de grasa que la de soja, y una elevada proporción de proteínas con alto nivel de metionina. A diferencia de las restantes harinas de extracción es rica en vitaminas del complejo B. Por su alto porcentaje de metionina, se suele mezclar con la torta de soja que es bastante pobre en este aminoácido, resultando un alimento muy equilibrado, adecuado para completar las raciones de leguminosas (JIMÉNEZ, 1977).

El girasol tiene así mismo un tercer aprovechamiento como forraje verde o ensilado. En este aspecto es menos conocido, aunque se emplea en algunos países de zonas frías en competencia con el maíz. Se puede utilizar como alimento para vacas lecheras, bueyes de matadero o cerdos; aunque su valor nutritivo es más bajo que el del maíz, es parecido al de la avena, centeno u otros cereales.

Un alto porcentaje de las cosechas de girasol se emplea para el consumo humano directo en forma de pipas tostadas y saladas como frutos secos. Para esta aplicación se emplean variedades de grano grande y semillas que se despeguen fácilmente de la cáscara. En los Estados Unidos se cultiva el girasol casi exclusivamente para este fin (JIMÉNEZ, 1977). En Europa oriental se consumen fritas y con pimienta y su harina se emplea en panadería (LANGER Y HILL, 1987).

Por su riqueza en pectinas se ha aprovechado industrialmente para la fabricación de gelatinas, utilizables en la preparación de zumos de frutas. Las cáscaras pueden servir de combustible después de prensadas. También son muy solicitadas para la fabricación de levaduras, piensos y la extracción de furfurool. JIMÉNEZ (1977) confirma, además, que los tallos del girasol pueden emplearse en la industria textil y papelera.

Desde el punto de vista medicinal el aceite de girasol es diurético y expectorante, efectivo en el tratamiento de la tos y de las afecciones bronquiales; con este fin se toman unas 16 gotas de aceite dos o tres veces al día (LOEWENFELD Y BACK, 1980).

Por último diremos que el girasol es una planta melífera, productora de grandes cantidades de néctar y polen. La miel elaborada por abejas a partir de girasol representa en España el 40% de la producción total, si bien es la de peor calidad debido a su textura algo gomosa y a que cristaliza con facilidad, pero su sabor es agradable (ORTEGA, 1987).

1.1.6.- Exigencias del cultivo

1.1.6.1.- Temperatura

En cuanto a las exigencias de temperatura, según indicaciones de GUERRERO (1987), el girasol es una planta termófila, que necesita para su germinación una temperatura media de 5 °C durante 24 horas, no brotando a una temperatura menor de 4 °C. Se adapta, sin embargo, a oscilaciones importantes de temperatura, desarrollándose a temperaturas máximas de 25 a 30 °C y mínimas de 13 a 14 °C, pero en los valores extremos se produce ya una demora en la floración y maduración.

Durante la época de formación de las semillas, las temperaturas excesivas son muy dañinas, pudiendo ser un factor limitante del cultivo. En condiciones de humedad y crecimiento normal, las mayores producciones de semillas y aceite se obtienen cuando la temperatura media diaria, en la fase de formación y llenado de las semillas, está comprendida entre 18 y 22 °C.

Las temperaturas altas, en esta fase, afectan al contenido de aceite y a su calidad.

1.1.6.2.- Luz

La influencia de la luz cambia a lo largo del desarrollo vegetativo del girasol. En la fase de formación de hojas, la duración del día actúa como factor fotoperiódico, acelerando o retardando el ritmo de desarrollo. En la diferenciación del receptáculo tiene gran importancia la intensidad y la calidad de luz recibida por la planta. Según GUERRERO (1987) el girasol es una planta que requiere mucha luz para su buen desarrollo, ya que si se sombrea las plantas jóvenes se produce un alargamiento de los tallos y una disminución de la superficie foliar.

1.1.6.3.- Humedad

El girasol es una planta que consume cantidades importantes de agua en su época de crecimiento activo y en la época de formación y llenado de las semillas. Es resistente a la sequía, resistencia que se explica, según GÓMEZ-ARNAU (1988), no solamente por la capacidad de su sistema radicular de explorar los recursos de agua existentes en las capas profundas del suelo, sino también porque las plantas aguantan la deshidratación temporal de los tejidos motivada por la sequía. Podemos considerar que la fase crítica en la cual el cultivo necesita un aporte mayor de agua, va desde que el botón floral tiene unos tres a cinco centímetros de diámetro hasta pasados 10 ó 15 días después del final de la floración.

1.1.6.4.- Suelo

Esta planta prefiere suelos arcilloso-arenosos, con agua freática a pequeña profundidad, ricos en materia orgánica y permeables, ya que las plantas de girasol no soportan los suelos encharcados. GUERRERO (1987) confirma que para el cultivo de girasol deben evitarse los suelos demasiado arenosos, así como los demasiado pesados y fríos. Tampoco son adecuados los suelos muy salinos o pedregosos.

1.1.6.5.- Necesidades nutritivas

La capacidad del sistema radicular para extraer los elementos nutritivos necesarios, incluso los que sean solubles, en un perfil profundo del suelo, resultando bastante elevada.

El nitrógeno es considerado como uno de los elementos más importantes en la nutrición del girasol. Su insuficiencia retarda los procesos de crecimiento y desarrollo, las hojas aparecen de un color verde claro e incluso las de la base se vuelven amarillas y se secan prematuramente. Por otra parte, el exceso de este elemento provoca un crecimiento excesivo de la planta en perjuicio de la producción de semillas, resultando las hojas más sensibles a los ataques de enfermedades y plagas. Durante todo el crecimiento vegetativo, como indica GUERRERO (1987), la concentración de nitrógeno de las hojas es, aproximadamente, dos veces mayor que la del tallo, disminuyendo en ambos órganos durante la maduración, debido al transporte de este elemento a los capítulos y semillas. Según GOLDBACH et al. (1975) la deficiencia de nitrógeno en las plantas de girasol aumenta considerablemente el contenido de ABA en los tallos, el cual está en relación con los procesos

de senescencia. Estos cambios pueden ejercer una influencia importante sobre los procesos fisiológicos tales como la asimilación, el transporte y otros, entre los que se incluyen las propiedades anatómicas y fisiológicas, la aceleración o retardo de la senescencia y maduración y formación de los cultivos. Las fuentes de nitrógeno también son muy importantes en el funcionamiento de las plantas de girasol, ya que según KURVITS Y KIRKBY (1980), la concentración de Ca y Mg fue más alta en plantas fertilizadas con NO_3 que en las plantas a las cuales se adicionaba NH_4 , al igual que ocurre con el Na. En el caso del P ocurre lo contrario, siendo su concentración más elevada con nutrición de NH_4 .

El fósforo tiene un papel importante en la síntesis y emigración de glúcidos así como en el metabolismo de los lípidos. Su insuficiencia tiene efectos negativos sobre la formación y proceso de llenado de las semillas. Es un elemento que influye en el nivel de la cosecha, aumentando la resistencia de las plantas a la sequía. El girasol extrae del suelo de un 40 a un 60% del ácido fosfórico necesario para su desarrollo en la época comprendida entre el comienzo de la diferenciación del capítulo y el término de la floración. La absorción de fósforo esta favorecida por las presencia en el medio de otros elementos nutritivos como K, Mg, Ca, N y S.

El potasio en las plantas tiene una importancia primordial en la actividad normal de las hojas; su falta provoca en ellas una coloración amarilla con manchas de color carmín. Es conocida la intervención del potasio en la formación y en la circulación de glucidos. Además este elemento tiene gran importancia en las reacciones enzimáticas de la síntesis de las amidas, aumenta la capacidad de retención de agua por aumentar la concentración osmótica y la turgencia de las células, y por disminuir la transpiración, por lo que se considera que el potasio favorece la resistencia del girasol a la sequía.

La absorción del potasio por las plantas de girasol está impedida por la alta concentración de calcio, por lo que en suelos ricos en Ca se ha observado que en las plantas de girasol aparecen síntomas de deficiencia de potasio (GUERRERO, 1987).

El calcio es un elemento fundamental para el mantenimiento de la unión celular, además de participar en la síntesis de proteínas y en la actividad de numerosos enzimas, estando particularmente relacionado con el crecimiento de las raíces y la absorción de los demás elementos por las mismas (AGÜI, 1973). La deficiencia de calcio provoca el cese del crecimiento de los meristemos de los tallos, hojas y raíces.

Al igual que en el resto de las plantas, en las de girasol el magnesio es un componente de excepción en las moléculas de clorofila, pigmento esencial para que las plantas verdes puedan llevar a cabo la fotosíntesis. El síntoma más característico de su deficiencia es la clorosis intervenal de las hojas (BARCELÓ et al., 1983).

El girasol responde a la deficiencia de hierro mediante la formación de un córtex reforzado y abundantes raíces en cabellera en una zona cercana al ápice radicular, cuyas células, según KRAMER et al. (1980), están caracterizadas por la presencia de numerosas mitocondrias, una larga extensión del retículo endoplasmático grueso y grandes leucoplastos. Las paredes celulares están a menudo cubiertas de un material electrodenso sobre la parte externa, que está identificado con sustancias reductoras de hierro que se acumulan en condiciones de deficiencia de este elemento. Se supone que estas sustancias son fenoles.

Además, la deficiencia del hierro trae como consecuencia una clorosis general de las hojas jóvenes. La adición de hierro a las plantas de girasol incrementa el crecimiento y la transpiración. Esta adición, además, produce un aumento en la absorción de otros nutrientes como el P, K, Ca y Mg (PAKROO Y KASHIRAD, 1981).

El manganeso interviene en numerosos procesos metabólicos que se realizan en las plantas, ya que se ha demostrado su participación en gran número de sistemas enzimáticos. Sin embargo, las necesidades cuantitativas de este elemento son relativamente pequeñas (ALVAREZ, 1972). Su deficiencia ocasiona en las plantas de girasol una clorosis intervenal y manchas necróticas en las hojas más jóvenes.

Las funciones del cobre en las plantas, y también en las de girasol, están asociadas con la actividad de un gran número de enzimas, ya sea como activador o formando parte de ellos como grupo prostético. Concretamente, la deficiencia de cobre interfiere en la síntesis de proteínas (BARCELÓ et al., 1983).

Característico de la deficiencia de boro es el efecto producido en las zonas de crecimiento, ocasionando la muerte de la yema terminal. La hojas adquieren un tono oscuro y los tallos se hacen más frágiles y quebradizos; además, se produce una detención del crecimiento de la raíz (JIMÉNEZ Y AGUILAR, 1982). La sensibilidad del girasol a la deficiencia del boro es tal que ha sido utilizada como planta detectora, en técnicas biológicas de análisis de boro en suelos y soluciones nutritivas. Un papel muy importante que se le atribuye al boro en las plantas de girasol es el control de la absorción y movilización del calcio en los tejidos vegetales, además, las plantas pretratados con boro presentan un mayor contenido de nitrógeno, tanto en la

raíz como en el tallo, observándose una disminución en el contenido de potasio en ambas partes de la planta, pudiendo existir un posible antagonismo entre el potasio y el boro (JIMÉNEZ et al., 1988).

1.1.7.- Plagas y Enfermedades

El girasol no es muy propenso al ataque de enfermedades e insectos, aunque, como todos los vegetales, está sometido a la acción de un cierto número de parásitos.

1.1.7.1.- Plagas del girasol

El girasol es atacado por unos gusanos del suelo, denominados "gusanos del alambre" (*Agriotes lineatus*) o "falsos gusanos del alambre". Cuando aparecen en un terreno hay que desinfectarlo con métodos químicos.

Entre los insectos que infectan a la planta de girasol ya desarrollada se encuentra la "polilla del girasol" (*Homoesoma nebulella*) que ataca a las plantas que están en floración, devorando los órganos florales y consumiendo el polen. Se puede observar, en los capítulos atacados, una red de excrementos de orugas y las semillas se encuentran roídas y perforadas. Las larvas se alimentan en la superficie o bien penetran en el interior de los frutos. La longitud de estos animales es de 3 a 16 mm, son de color gris, con tres rayas moradas dispuestas a lo largo de la parte dorsal y la cabeza tiene color amarillo-tostado. Esta plaga tiene poca entidad en España (GUERRERO, 1987). JIMÉNEZ (1977) cita, además, diversas especies de arañas rojas y amarillas que se desarrollan sobre todo en los países de clima seco. La "araña roja" (*Tetranychus sp.*) es un pequeño ácaro apenas visible a simple vista, que vive en el envés de las hojas. Su ciclo evolutivo es muy rápido (unos 15 días) por

lo que el número de generaciones es muy grande, siendo los ataques más fuertes al final del verano.

1.1.7.2.- Enfermedades del girasol

El mildiu del girasol (*Plasmopara helianthi*) se puede considerar como la enfermedad más importante que afecta a este cultivo. Se manifiesta en todas las fases de la vegetación, siendo los daños más graves si el ataque se produce en las primeras etapas del desarrollo. Los síntomas característicos de esta enfermedad son la aparición del fenómeno de enanismo y la ausencia de frutos en los capítulos. Las hojas infectadas presentan unos mosaicos en la parte superior debido a que la invasión del micelio del hongo las vuelve cloróticas; por lo general, el micelio invade con preferencia los tejidos jóvenes, por lo que suelen ser más atacadas las hojas de la parte alta que las basales. Según JIMÉNEZ (1977) en condiciones de elevada humedad atmosférica se forma en la superficie de las hojas invadidas por el micelio, una capa blanca que está integrada por zoosporangios del hongo. Cuando la infección tiene lugar en la fase de germinación, la planta crece muy lentamente, el tallo queda fino y las hojas pequeñas, alargadas, estrechas y cloróticas, los entrenudos cortos y el sistema radicular poco desarrollado; por último, la planta se seca sin llegar nunca a formar el capítulo. Si la infección tiene lugar en la fase de uno o dos pares de hojas, queda también retardado su crecimiento, siendo los entrenudos cortos, las plantas llegan a formar capítulo rara vez y si lo hacen éste carece de semillas. Por otra parte, si el ataque se produce en la formación de los siguientes pares de hojas, la planta sólo alcanza unos 40 a 50 cm de altura, forma capítulos pequeños de 5 a 8 cm de diámetro que florecen antes, con semillas en escaso número y pequeñas.

GÓMEZ-ARNAU (1988) indica que el "mildiu" tiene una importancia ocasional según la zona y dependiendo principalmente de las condiciones de humedad. Además afirma que todos los híbridos cultivados actualmente son resistentes a esta enfermedad, según lo exige la legislación de registro varietal.

La podredumbre blanca del girasol (*Sclerotinia sclerotium*) aparece en las plantas muy jóvenes manifestándose los primeros síntomas en la base del tallo, donde se observan unas manchas húmedas de color amarillo-castaño. Las plantas pueden ser atacadas en todos los estados de su desarrollo, pero son más sensibles en la fase de cotiledones y en la fase de formación del capítulo (JIMÉNEZ, 1977 y GÓMEZ-ARNAU, 1988). Según GUERRERO (1987), el desarrollo de la podredumbre blanca del girasol es favorecido por la lluvia abundante y las temperaturas bajas; además, los abonos orgánicos favorecen su ataque. Este hongo puede reproducirse también en otros cultivos tales como remolacha, patata, soja y judías; por eso, en las grandes epidemias, se recomienda la rotación de los cultivos con cereales. Hasta hoy día no se han logrado plantas resistentes a la enfermedad.

Botrytis cinerea produce la podredumbre gris del girasol, desde los primeros momentos de su desarrollo. Cuando el ataque se manifiesta en plántulas, éstas se decoloran, las hojas pierden turgencia, se retuercen, se ablandan y se pudren. Cuando la humedad atmosférica es elevada, en las zonas atacadas aparece una capa densa, pulverulenta, de color gris verdoso; sobre los capítulos se pueden observar unas manchas de color oscuro. JIMÉNEZ (1977) nos señala que el ataque de este hongo se produce en veranos y otoños húmedos y fríos.

El moho del girasol (*Puccinia helianthi*), también llamado "roya del girasol" o "añublo", se transmite con ayuda del viento. Se puede manifestar en todos los órganos aéreos de la planta, especialmente en las hojas jóvenes y en el capítulo; en las hojas produce numerosas manchas pequeñas, circulares, de color amarillo, que acaban secándolas.

La podedumbre carbonosa, causada por el hongo *Macrophomina phaseoli*, es una enfermedad asociada con el calor y la sequía. Consiste en una muerte prematura de la planta, produciéndose un ennegrecimiento rápido. El exterior del tallo se vuelve blanquecino y la médula interior aparece plagada de pequeños puntos negros. Esta enfermedad no reviste gran importancia económica, según GÓMEZ-ARNAU, 1988.

El jopo del girasol (*Orobancha cumana*) es una planta parásita de gran importancia sobre todo para la pipa blanca, cuya virulencia ha originado un descenso de su superficie de cultivo; afecta en menor grado a algunas variedades de pipa negra. El ataque se manifiesta en el campo después de la floración. Las plantas atacadas forman capítulos pequeños con las semillas secas. El agente patógeno es una fanerógama de la familia *Orobanchaceae*. Sus tallos se desarrollan en la superficie del suelo, alrededor de las plantas de girasol; en la base presentan una parte engrosada como un bulbo, del cual parten los haustorios, que se clavan en los tejidos de la raíz llegando hasta los vasos liberianos; sus hojas son pequeñas, amarillas, faltas de clorofila; las flores están dispuestas en inflorescencias, espigas o racimos y son de color amarillo, amarillo-morado o morado; sus semillas son pequeñas y ligeras, por lo que son fácilmente arrastradas por el viento a grandes distancias (HEYWOOD, 1985). Según GÓMEZ-ARNAU (1988) no se conocen métodos químicos para combatir este parásito, por lo cual, en los últimos años, el

Registro Legal de Variedades ha exigido que las variedades oleaginosas sean resistentes a este parásito.

Dentro de los virus, quizá el más conocido sea el mosaico del girasol, transmisible por insectos y por las semillas. Con esta enfermedad se afectan todos los órganos aéreos de la planta, pero principalmente las hojas, apareciendo en ellas unas manchas descoloridas con aspecto de mosaico. Para combatir las enfermedades virásicas se recomienda respetar al máximo las normas de higiene y garantía fitosanitaria (GUERRERO, 1987).

1.2.- EFECTOS PRODUCIDOS POR LA SALINIDAD

1.2.1.- La salinidad

La salinidad del suelo y el agua de riego la podemos definir como la presencia de un exceso de sales solubles que, teniendo su origen en el deterioro y disolución de rocas, se concentran por evaporación y transpiración de las plantas (SHANNON, 1984). El estrés provocado por la salinidad se debe, principalmente, al NaCl aunque existen gran diversidad de sales que influyen en la misma como Na_2CO_3 , NaHCO_3 , Na_2SO_4 , etc. (KRAMER, 1984). De forma general diremos que la salinidad del suelo y/o del agua de riego reduce el crecimiento vegetativo, el reproductivo y el rendimiento de muchas plantas cultivadas (EVLAGON et al., 1990).

En la bibliografía existente alrededor del fenómeno de la salinidad y de sus implicaciones en el crecimiento y desarrollo de la planta, destaca ampliamente la enorme variabilidad de especies y cultivares, de sistemas de cultivo, etapas de la ontogenia del vegetal, etc., utilizados para estos estudios, que justifica cumplidamente la abundancia de resultados y

conclusiones dispares, y a menudo contradictorias, que se encuentran relatadas. Ello conduce a la necesidad de determinar para cada especie, cultivar, medio de cultivo, condiciones ambientales, etc., las consecuencias de un estrés salino, especificando, incluso, las sustancias responsables de tal salinidad.

A pesar de todo, parece poder concluirse de los estudios realizados que la salinidad provoca, de manera general, reducciones del crecimiento de la raíz, y más aún del tallo, de la biomasa y del peso seco de todas las partes, así como de la longitud del tallo y de la raíz, supresión de ramas laterales, epinastia foliar, transpiración reducida, etc.

La sal restringe el crecimiento de las plantas sobre la tierra más que ninguna otra sustancia inhibidora de las que pueden encontrarse en condiciones naturales; este efecto sobre el crecimiento resulta, a su vez, de una serie de desarreglos en el metabolismo de la planta que, inevitablemente, debilitan la intensidad de todas las reacciones de síntesis y activan las hidrólisis. La acción del estrés salino puede llegar a un umbral letal para el organismo, en el cual los daños crecen violentamente, ocurre la completa descoordinación del metabolismo y la planta muere (UDOVENKO, 1985).

El medio salino presenta dos problemas fundamentales para las plantas que viven en esas condiciones: un perjuicio directo y primario causado por las concentraciones elevadas de cloruro sódico, y un perjuicio indirecto y secundario, causado por los bajos potenciales osmóticos que se crean en el suelo, debido a la elevada concentración de soluto (BARCELÓ et al., 1983).

El daño inducido por el estrés primario o de toxicidad puede ser directo, de rápida aparición e identificado con un daño a las membranas o indirecto,

causando alteraciones en diversos procesos metabólicos por una exposición más prolongada (GARCIA DEL MORAL, 1989).

La amenaza de daños que se deriven del aumento del potencial osmótico, según BARCELO et al. (1982), obliga a las plantas expuestas a estas condiciones a mantener potenciales osmóticos intracelulares aún más bajos que los del suelo, ya que, de otra manera, se produciría una desecación de la planta debido a que el agua no sólo no entraría en ella, sino que tendería a salir hacia el suelo. Esto lo consigue la planta tomando cantidades altas de sal o bien por la producción intracelular de concentraciones elevadas de azúcares solubles. Existe, además, en estos casos, una tendencia de los aminoácidos y amidas a acumularse en los tejidos, perjudicando al metabolismo de las proteínas y aumentando la hidrólisis de las ya existentes, lo que lleva a la acumulación de diamidas tóxicas (MAAS y NIEMAN, 1977). La toma por las raíces de grandes cantidades de sodio puede crear, además, dificultades para la toma de otros elementos, produciéndose daños nutritivos que repercuten en los niveles de absorción de algunos nutrientes (LEOPOLD y WILLING, 1984). Ello se debe, principalmente, a que disminuye la absorción de agua por las raíces y a fenómenos de antagonismo y sinergismo en la absorción y transporte de iones. Se producen así deficiencias de otros iones esenciales, especialmente de potasio, fosfato o nitrato (GARCIA DEL MORAL, 1989).

MAAS y NIEMAN (1977) determinan que la sal afecta a la actividad enzimática y a la estructura y función de cloroplastos, mitocondrias, ribosomas y membrana celular. Trabajos posteriores (NAVARI-IZZO et al., 1988) confirman que el primer deterioro producido por el estrés salino es una alteración en la estructura y función de la membrana celular, que tiene como resultado un empeoramiento de su capacidad para retener solutos; se produce una alteración en los esteroides, los cuales influyen en las propiedades

estructurales y funcionales de las membranas biológicas, de las que son constituyentes importantes. Aunque todas las formas de esteroides parecen estar localizadas en la membrana, se ha demostrado que sólo las libres juegan un papel importante en la permeabilidad de la misma, que se ve alterada por la salinidad. Además, LEOPOLD y WILLING (1984) sugieren que, posiblemente, las lesiones inducidas por la sal son el resultado de una interacción de los iones de la misma con las macromoléculas asociadas a las membranas, indicando que el mecanismo fotosintético puede ser dañado por el NaCl. Los daños aparecerían, especialmente, sobre los componentes de la fosforilación en la fotosíntesis, que están localizados estructuralmente en los tilacoides de las membranas de los cloroplastos. Por otra parte, BERNSTEIN (1975) y posteriormente LEIDI et al. (1991b) determinan que, en algunas ocasiones, el responsable principal de esta disminución de la fotosíntesis parece ser el cierre de los estomas causado por la alteración en el balance hídrico.

Debido a que las plantas de cultivo difieren bastante en su nivel de tolerancia a la sal, los efectos de la salinidad sobre la producción están en función del umbral salino por encima del cual esa producción desciende y el porcentaje de cosecha disminuye (MC.WILLIAN, 1986). Para SHARMA et al. (1990) la disminución de la producción puede ser debida a factores limitantes como el agua del suelo, la aireación, la fertilidad y no exclusivamente a la salinidad del suelo.

1.2.2.- Efectos sobre la Germinación

1.2.2.1.- La Germinación

Germinación es el proceso que ocurre desde que se reanuda el crecimiento del embrión hasta que la joven planta es capaz de nutrirse por sí

misma, independientemente de los nutrientes almacenados en el interior de la semilla. Durante este estado temprano del crecimiento, a la joven planta se le denomina plántula.

Con la germinación de la semilla la testa se rompe y la radícula emerge. Al inicio de este proceso la plántula joven depende de las reservas de elementos minerales, previamente almacenados en la semilla, los cuales son liberados durante el curso de la germinación y el establecimiento de la plántula. Podríamos decir, como indica SUTCLIFFE (1986), que durante el primer crecimiento una plántula es más o menos dependiente de unas reservas endógenas de elementos minerales así como de solutos orgánicos. Todos son movilizados desde los tejidos de reserva hacia el embrión y se distribuyen entre el tallo y la raíz de acuerdo a la demanda de cada órgano en su crecimiento. Una vez fuera, la radícula penetra en el suelo y produce pelos absorbentes y, a veces, raíces laterales, dependiendo de las especies, comenzando los procesos de absorción de nutrientes del suelo.

En muchas plantas, entre las que se encuentra el guisante (*Pisum sativum* L.), los cotiledones que contienen las sustancias de reserva permanecen dentro de la testa y bajo el suelo y el hipocótilo no se alarga o apenas sí lo hace. Este tipo de germinación se llama hipogea. Por el contrario, en la germinación epigea, los cotiledones y el ápice caulinar emergen cuando el hipocótilo se alarga como resultado de un crecimiento intercalar funcionando como las primeras hojas asimiladoras de la plántula. El girasol (*Helianthus annuus* L.) es una de las especies que presentan este tipo de germinación (STRASBURGER, 1977).

El primer proceso que tiene lugar durante la germinación es la toma de agua por la semilla o imbibición. La entrada de agua en el interior de las semillas da lugar a una dispersión de los coloides, necesaria para la vuelta a la vida activa, rehidratando las reservas alimenticias, que sólo se transforman en sustancias asequibles al embrión en presencia de agua; además, los sistemas enzimáticos responsables de la hidrólisis de las sustancias de reserva sólo se activan en presencia de agua. La entrada de agua al interior de las semillas se debe exclusivamente a una diferencia del potencial hídrico entre la semilla y el medio ambiente. Una vez que comienza la germinación, se van a producir una serie de reacciones metabólicas en el interior de la semilla, que darán como resultado la transformación de las macromoléculas de reserva en moléculas solubles más sencillas y asequibles al embrión (BARCELÓ et al., 1983). A continuación se produce una división y extensión celular, que se continúa con la emergencia física del embrión y un proceso de morfogénesis, hasta completar la plántula. Así pues, se considera que la germinación ha finalizado cuando surge una plántula capaz de sobrevivir por sí soia y transformarse en una planta adulta.

A partir de este momento la planta comienza a depender de los solutos inorgánicos absorbidos por las raíces y llevados al interior del tallo. Cuando el sistema radicular toma contacto con el medio circundante y el suplemento endógeno comienza a agotarse, se requiere para el crecimiento un incremento en la proporción de nutrientes minerales procedentes de fuentes exógenas (SUTCLIFFE, 1986).

1.2.2.2.- Germinación y Salinidad

La germinación y el vigor de las plántulas de los cultivos son los primeros factores determinantes de su potencial productivo; pero el estrés

salino, cuando existe, crea un gran problema en la germinación de las semillas y en el crecimiento de las plántulas, afectando, por último, a la producción (BAL y CHATTPADHYAY, 1987).

Como ya se ha dicho, la germinación ocurre en respuesta a una señal derivada de unas condiciones ambientales favorables. Varios factores ambientales influyen simultáneamente en la germinación, destacando la salinidad del suelo y la temperatura entre los de mayor influencia en la selección del momento de la germinación; por ejemplo, el alto porcentaje de germinación de halófitas en la primavera ha sido atribuido a la reducción de la salinidad del suelo y a las fluctuaciones diurnas de la temperatura (BADGER y UNGAR, 1989). Tal selección es muy importante en la determinación del éxito posterior del crecimiento de la planta en medio ambiente salino, ya que las plántulas son más vulnerables a los cambios físicos del ambiente que las etapas posteriores de su ciclo de vida (UNGAR, 1987a, 1987b), siendo la latencia de las semillas un mecanismo que evita su germinación en un medio ambiente inadecuado. Esto es particularmente importante para terrenos con ambientes salinos donde las variaciones temporales en la salinidad del suelo pueden causar la muerte de una población entera de plantas. La germinación de halófitas en medio ambiente salino ocurre temporalmente, cuando la salinidad de suelo es baja. Esto permite a las plantas completar la etapa crítica de su ciclo de vida durante el tiempo en el cual el estrés salino está reducido (BADGER y UNGAR, 1989).

Apoyando lo anterior, CARO et al. (1973) indican que es precisamente en las primeras fases de la vida de la planta cuando se hace crítico el efecto de las sales sobre su fisiología, determinando, incluso anomalías del desarrollo posterior.

Por otra parte, DUDECK y PEACOCK (1985a) comprueban en sus estudios que algunas especies cultivadas, bastante tolerantes durante etapas posteriores del crecimiento, son muy sensibles a la salinidad durante la germinación.

Por el contrario, según FRANCOIS (1985), ciertos cultivares de calabaza demuestran ser más tolerantes a la sal durante la germinación que durante las etapas de crecimiento vegetativo, de floración o de fructificación y según BADGER y UNGAR (1989) las semillas de *Hordeum jubatum* germinan a salinidades relativamente más altas que las favorables para el crecimiento y la reproducción. Por tanto, la germinación no es la etapa del ciclo de vida que limita la distribución de estas dos especies a lo largo de un gradiente de salinidad en los suelos; pero este patrón difiere bastante del de otras especies.

Según CARO et al. (1973), FRANCOIS (1984), VAN DER MOEZEL y BELL (1987a) y RAMAGOPAL (1990) el exceso de sales en el medio influye sobre la germinación, disminuyendo o retardando la absorción de agua y facilitando la entrada de iones en cantidades suficientes para que lleguen a ser tóxicos. Esto se traduce en una reducción del porcentaje de germinación y un incremento en el tiempo medio de germinación.

Es lógico que se produzca este retraso o detención de la germinación al aumentar la salinidad, ya que el primer cambio asociado con la germinación de las semillas es la absorción de agua por éstas. La imbibición de las semillas ayuda a disparar algunos cambios fisiológicos y bioquímicos que dan como resultado la germinación (BAL y CHATTOPADHYAY, 1987).

Los efectos de la temperatura en ambientes salinos también han sido estudiados. HAMPSON y SIMPSON (1990a) determinan que a altas temperaturas la presencia de NaCl produce daños a la germinación en remolacha, en tanto que es la asociación de bajas temperaturas y NaCl la que produce efectos perjudiciales sobre la germinación de trigo, cebada y sorgo. Según estos mismos autores, los tratamientos con NaCl causaron un efecto inhibitor pequeño, permitiendo el mayor porcentaje de germinación; sin embargo, en las soluciones de sal de magnesio las semillas mostraban un porcentaje de germinación más bajo, por lo que podemos decir que la germinación responde además de diferente forma según los tipos de sales existentes en el medio. Pero no sólo el tipo de sales va a influir de forma decisiva en la germinación de las especies, sino que según VAN DER MOEZEL y BELL (1987a) también la concentración de sales influye en la germinación, pero de forma diferente según la especie. Por ejemplo, la germinación de muchas especies es completamente suprimida a 300 mM y 400 mM de NaCl, otras muestran alguna germinación a concentraciones de 200 mM de NaCl y sólo alguna de las especies estudiadas por ellos como el *Eucalyptus redunca* suspende la germinación a 100 mM de NaCl. Pero, sin embargo, las semillas que germinan a estas concentraciones de sal requieren más tiempo para germinar a medida que aumenta la salinidad.

JOSHI y IYERNGAR (1982) y AGAMI (1986) indican que el ritmo de germinación y su porcentaje disminuyen con el incremento de la salinidad, existiendo, lógicamente, una mayor acumulación de Na y Cl en plántulas que crecen en agua marina diluída que aquéllas que lo hacen en agua destilada. En trabajos posteriores (JOSHI y IYERNGAR, 1985) subrayan que se dispone de datos insuficientes sobre los efectos de la acumulación de elementos minerales durante la germinación.

Se puede resumir que los dos efectos más importantes producidos por la salinidad son la disminución en el porcentaje de germinación y un aumento en el tiempo de germinación y emergencia (MARTINEZ-COB et al., 1987a).

Además de estos dos efectos tan importantes existen otros que se producen en ciertas condiciones; por ejemplo, la salinidad produce daños sobre el hipocótilo cuando pasa a través de la superficie del suelo donde las sales solubles se acumulan debido a la evaporación del agua (MIYAMOTO et al., 1985). Según KHAN y UNGAR (1984a) el hipocótilo, además, sufre una reducción en su crecimiento con el aumento de la salinidad.

La reducción de la longitud del eje embrionario bajo estrés salino podría ser debida a la inhibición de los procesos de división celular, elongación y diferenciación, asociada con la toxicidad de las sales. Todos estos procesos están relacionados con el metabolismo de las semillas durante la germinación, por lo que el crecimiento reducido de las plántulas bajo estrés salino podría ser debido a la inhibición de reacciones metabólicas y daños en las membranas, causando una pérdida excesiva de metabolitos solubles de la semilla al medio exterior (BAL y CHATTOPADHYAY, 1987). Esta incapacidad para cambiar el efecto inhibitor del NaCl a muy alta salinidad, según KHAN y UNGAR (1984b), se debe a que los procesos metabólicos están siendo afectados directamente por el estrés salino.

La resistencia a la salinidad puede ser el resultado de una resistencia al efecto tóxico de los iones, resistencia al déficit de agua relacionado con su menor disponibilidad o bien a una combinación de ambos. La presencia de diferentes iones puede modificar los efectos tóxicos de una determinada sal; por ejemplo, los efectos adversos del NaCl sobre las plántulas de judía y algodón pueden ser parcialmente aliviados por la adición de calcio. Según

JOHNSON (1990) el pretratamiento de trigo con una solución de sal de calcio aumenta la germinación en un medio con NaCl, produciendo una mayor estabilidad en la membrana.

Para el establecimiento definitivo de la plántula en un medio ambiente salino es imprescindible que se mantenga la actividad de dos procesos muy importantes según KENT y LÄUCHLI (1985), la elongación celular y el mantenimiento de un balance nutritivo de absorción de iones; ambos procesos presentan un requerimiento de calcio, pudiendo el suministro de este elemento compensar significativamente el efecto perjudicial del alto contenido salino.

1.2.3.- Efectos sobre el crecimiento

1.2.3.1.- El crecimiento

Según la definición de FONT QUER (1979), el crecimiento es la acción y efecto de hacerse mayor un organismo o una parte orgánica del mismo aumentando el volumen de la célula o las células que lo constituyen y/o el número de las mismas.

Decimos que una planta crece, ya que si la observamos desde que germina hasta el momento en que se considera adulta ha experimentado una serie de cambios. Además de existir un aumento de tamaño aparece también un cambio de forma, dando lugar a nuevos órganos, estableciéndose un proceso de diferenciación.

En el desarrollo de una planta se produce un aumento de tamaño, que es lo que consideramos propiamente crecimiento, mientras que los cambios en la forma son lo que denominamos diferenciación, que nos explica porqué

una célula a lo largo de una serie de procesos, se transforma en otra u otras con una misión definitiva y distinta a la primera. Este conjunto de fenómenos es lo que denominamos desarrollo de una planta (BARCELÓ et al., 1983).

El crecimiento no se distribuye uniformemente por toda la planta, es decir, no todas las células de la planta tienen la misma capacidad de crecimiento. En las plantas superiores sólo algunas células, que constituyen los tejidos denominados meristemos, gozan de esa propiedad. Las zonas meristemáticas principales se distribuyen en los ápices de los tallos y de las raíces, en el cambium vascular y en ciertas partes de las hojas jóvenes y en los entrenudos de las plantas monocotiledóneas. Los meristemos apicales producen el crecimiento en longitud y se forman durante el desarrollo del embrión, mientras que el meristemo cambial produce el crecimiento en grosor y éste, junto con el de las hojas y nudos, no se distinguen hasta después de la germinación (SALISBURY y ROSS, 1979).

En un meristemo no sólo se producen procesos de división y alargamiento celular, sino que también aparecen procesos de diferenciación que llevan a la aparición de nuevos órganos.

Las plantas presentan una forma determinada regida por su dotación genética y mientras no se actúe sobre ésta poco se puede hacer para variarla. Actualmente se pueden manipular los genes mejorando las características de crecimiento y productividad de muchas plantas agrícolas con el fin de obtener nuevas variedades. Por otra parte, los estímulos externos e internos actúan sobre las células en formación, condicionando su comportamiento en lo que se refiere al crecimiento. Según esto, se podría mejorar la productividad incidiendo sobre algunos factores externos, aunque siempre existiría un límite fijado por la dotación genética de la planta. Aun así, los factores externos

ejercen una fuerte influencia sobre el crecimiento. Un aumento de la temperatura estimula la respiración, que está estrechamente relacionada con el crecimiento. Una disminución de la concentración de oxígeno tiene un efecto inverso. La luz también influye, ejerciendo un papel indirecto a través de la regulación de la fotosíntesis. Pero además, la luz ejerce una influencia directa sobre el crecimiento de una parte u otra del vegetal como resultado de fenómenos de fototropismo. El crecimiento está en relación estrecha con la nutrición; una mejora en este aspecto se traduce en un aumento en el crecimiento. Este resulta, pues, influenciado por los iones minerales, el agua y los factores ambientales (BARCELÓ et al., 1983).

Después del establecimiento de las raíces, tallos, hojas, flores y posteriormente los frutos, se forman las semillas, perpetuando las especies y completando el ciclo de vida. Antes de finalizar todo el proceso, en la etapa final de éste, se produce una competencia de nutrientes entre los órganos vegetativos y los órganos reproductivos, ya que durante el proceso de acumulación de sustancias por los órganos reproductivos, hay, a menudo, una disminución de la cantidad de sustancias presentes en las hojas. Estudios realizados por SALISBURY y ROSS (1979) demuestran que la acumulación de nutrientes en las flores en desarrollo y en los frutos ocurre en gran medida a cargo de los materiales de las hojas, de donde se deduce que el crecimiento de los órganos reproductivos detiene o disminuye el crecimiento de los órganos vegetativos. Por contra, los factores que estimulan el crecimiento del tallo, en general, retardan la floración y el desarrollo de los frutos.

1.2.3.2.- Crecimiento y Salinidad

Las incidencias de la salinidad en el crecimiento vegetal se ha investigado en numerosas especies, poniendo de manifiesto que la salinidad

de los suelos y de las aguas de riego reduce el crecimiento vegetativo, el reproductivo y la producción de la mayoría de las plantas cultivadas. Sin embargo, los mecanismos implicados en la inhibición del crecimiento de las plantas por un exceso salinidad son complicados y mal conocidos. El crecimiento de las plantas se puede definir como un aumento irreversible de su tamaño como resultado de la división y expansión celulares. En todo momento la expansión celular está controlada por el relajamiento de las paredes celulares (a su vez controlado metabólicamente) y por las tasas de entrada de agua en la célula en crecimiento. La absorción continua de agua durante el crecimiento mantiene la presión de turgor que aporta la fuerza motriz para la expansión celular. Las tasas de absorción de agua están reguladas por la conductividad hidráulica del camino de entrada de la misma y el gradiente de potencial osmótico entre la célula en crecimiento y su fuente de agua (EVLAGON et al., 1990). El agua total absorbida disminuye con el aumento de la salinidad. La permeabilidad de las raíces de las plantas, expresada como conductividad hidráulica del sistema radicular, disminuye significativamente bajo las condiciones de estrés salino. Esto puede explicar la reducción en la absorción de agua y puede contribuir a una reducción similar en la absorción de nutrientes, dando como resultado un retraso en el crecimiento de las plantas y una disminución en la producción de materia seca en esas condiciones de estrés salino. Las plantas de trigo según PESSARAKLI et al. (1991), a altas concentraciones de sal requieren más agua y más frecuencia de riego que bajo condiciones normales (no salinas).

El principal efecto inhibitorio de la salinidad sobre el crecimiento de las plantas ha sido atribuido a la inhibición osmótica de la absorción del agua disponible, al efecto tóxico de los iones y al desequilibrio nutricional consiguiente (SOLIMAN, 1988).

Las plantas halófitas parecen tener capacidad para ajustar el potencial osmótico de sus tejidos en un medio ambiente salino; de esta forma mantienen el gradiente del potencial osmótico y, por tanto, el crecimiento. Desafortunadamente la mayoría de las plantas cultivadas son glicófitas y menos capaces de mantener el crecimiento mediante el ajuste osmótico en respuesta a la salinidad. Además la salinidad puede inhibir el crecimiento al reducir la conductividad hidráulica de la vía de absorción del agua ya citada (EVLAGON et al., 1990).

Tradicionalmente, los efectos salinos sobre el crecimiento de las plantas se atribuyeron, especialmente, a los bajos potenciales hídricos (alta presión osmótica) que provocan en el medio radicular disminuyendo la capacidad de las plantas para absorber agua. Según esto, la salinidad y la sequía podrían ejercer una acción esencialmente similar. Pero los efectos salinos sobre el crecimiento presentan una doble naturaleza, según PESSARAKLI et al. (1991) ya que las sales cambian no sólo las relaciones hídricas sino también el balance electrolítico de los tejidos de la planta, es decir, produce efectos sobre el déficit hídrico y sobre la concentración interna de electrolitos. La absorción de agua por las plantas disminuye significativamente por la salinidad o bajo condiciones de estrés hídrico, como consecuencia, el estrés salino disminuye significativamente el peso total de materia seca producida.

Las plantas afectadas por la salinidad del suelo o del agua de riego crecen más lentamente y llegan a ser enanas. Según MARTINEZ-COB et al. (1987a) los efectos más directos producidos por la salinidad sobre las plantas de cebada son la reducción en el tamaño final, la disminución de la producción, el retraso en su ritmo de crecimiento y un adelanto en la fecha de espigado. Además se produce una reducción en el número de tallos y de hojas.

Como podemos observar en numerosos estudios todos los órganos de la planta se ven afectadas por la salinidad, pero ésta no afecta a todas las especies de igual forma.

La parte aérea de algunas plantas se ve más afectada por la salinidad que la raíz; esto ocurre en plantas de sorgo según SINHA et al. (1986) y en plantas de maíz según SOLIMAN (1988).

Sin embargo, los estudios de otros autores como FRANCOIS (1984) en plantas de nabo, SHANNON et al. (1987) en tomate, JESCHKE y WOLF (1988) en judía, SYLVERTSEN y YELONOSKY (1988) en cítricos y SALIM (1989b) en plantas de triticale demuestran que las raíces sufren mayor inhibición en su crecimiento que el tallo. FRANCOIS (1984) indica que el crecimiento de la parte aérea de las plantas de nabo puede ser considerado moderadamente tolerante a la salinidad y el crecimiento de la raíz moderadamente sensible según la clasificación de MAAS y NIEMAN (1977).

Para otros autores (HAMPSON y SIMPSON, 1990b) tanto la longitud de la raíz como la del tallo de las plántulas de trigo se ve afectada por igual por la salinidad; este trabajo apoya al realizado por JONES et al. (1989) en el cual indica que la longitud radicular disminuye con el aumento de la salinidad y, además, ésta reduce la longitud del tallo y su peso seco.

Según JESCHKE y WOLF (1988) el tallo principal de las plantas de judía apenas fué afectado por la salinidad; sin embargo el desarrollo de las ramas laterales fué seriamente deprimido.

A pesar de todo parece concluirse de los estudios realizados, que la salinidad provoca, de manera general, reducciones del crecimiento de la raíz



y del tallo, de la biomasa y del peso seco de todas las partes, así como de la longitud del tallo y de la raíz, supresión de ramas laterales, reducción del área foliar, epinastia foliar, etc.

Como ya apuntábamos anteriormente, el estrés salino afecta a las plantas de la misma forma que el estrés de sequía, comenzando los fenómenos de senescencia a aparecen en las hojas más viejas. SAMEN et al. (1980) determinan que una salinidad elevada produce quemaduras en el borde de las hojas más viejas e impide el crecimiento de la planta, lo que puede deberse a las concentraciones altas de Na y Cl, al estrés de agua causado por el exceso de sales solubles o, como indican SEPASKHAH et al. (1985), a un desequilibrio nutricional. NERSON y PARIS (1984) afirman que el primer síntoma producido por la salinidad es la pérdida de turgor de los cotiledones que continúa en las hojas más jóvenes, produciéndose una reducción y posterior cese de la acumulación de materia seca en las hojas.

La salinidad de NaCl produce un efecto depresor sobre la acumulación de materia seca más acusado en los limbos foliares que en otras partes de la planta. El punto final del colapso de la planta tiene lugar cuando el tallo pierde su turgencia (RABIE y KUMAZAWA, 1988). La necrosis de las hojas fue asociada con la acumulación de Na en ellas (LÄUCHLI y WIENEKE, 1979). Según BERNSTEIN (1975) y SEPASKHAH et al. (1985) algunos árboles y arbustos, además de un cierto enanismo, muestran daños específicos en las hojas, causados por la toxicidad de Na y Cl que se acumula en estos órganos apareciendo quemaduras en las puntas o bordes y otros síntomas de necrosis. Por otra parte, las hojas sometidas a estrés salino se hacen más pequeñas, más gruesas y adquieren un color verde oscuro, manifestando una reducción del tamaño de los estomas y un aumento del número de ellos (MARTINEZ-COB et al., 1987a). Por otra parte, FRANCOIS (1985) indica que el grado de atrofia

y clorosis de las hojas de las plantas de calabaza está directamente relacionado con el incremento de los niveles salinos.

La actividad fotosintética es uno de los factores que determinan el crecimiento y producción de materia seca (HEVER y PLAUT, 1989), por lo que el estudio de la sensibilidad fotosintética de diferentes plantas a la salinidad es de gran interés. SEPASKHAH et al. (1985) afirma que la reducción del crecimiento de las plántulas de pistacho a concentraciones altas de NaCl tiene su origen en un descenso del ritmo de fotosíntesis.

La salinidad provoca un descenso de la fotosíntesis en la planta que parece ser efecto indirecto de la disminución de la expansión del tejido foliar más que un efecto directo de disminución de la tasa fotosintética (SHANNON et al., 1987). De acuerdo con TERMAAT et al. (1985), los cambios de la expansión foliar podrían derivarse de lo que ocurra en las propiedades de la pared celular. Además, disminuciones de la turgencia de la hoja, provocadas por la salinidad, darían lugar a descensos del crecimiento (SHENNAN, et al., 1987a y LEIDI et al., 1991b). Trabajos anteriores a éstos, como el realizado por TERRY y WALDRON (1985) sobre plantas de remolacha, indican que el primer efecto de la salinidad se manifiesta en la expansión de la superficie fotosintética, es decir, el área total de la hoja, demostrando que la disminución en el crecimiento de la hoja, en general, se debe a una reducción de la tasa de elongación de las células, aunque existen, además, evidencias de un efecto negativo de la salinidad sobre la división celular. Un parámetro importante a tener en cuenta en todo momento, es el potencial hídrico total de las hojas, que disminuye con el incremento de la salinidad. Cuando las plantas son expuestas por primera vez a la salinidad, aparece una osmorregulación rápida, de forma que la presión de turgor se mantenga para evitar el marchitamiento. En melón (NERSON y PARIS, 1984), al igual que en

otras plantas, esta osmorregulación parece ser debida al transporte de Na y, probablemente de Cl, en las hojas; por tanto, se producen cambios en el área foliar, pero no se producen modificaciones, según estos autores, en el espesor de la hoja con el aumento de la salinidad. En otros trabajos (BERNSTEIN, 1975 y MARTINEZ-COB et al., 1987a) sí se indica un aumento en el grosor de las hojas, paralelo al de salinidad.

Según CARO et al. (1977) la salinidad reduce la transpiración y BERNSTEIN (1975) afirma que se produce un incremento de la respiración. Otros autores (JESCHKE y WOLF, 1988) determinan que la respuesta más notable a la sal externa es una epinastia marcada en las hojas y una reducción severa de la transpiración. El movimiento, epinastia, consiste en una curvatura de los pecíolos y una inclinación del limbo en relación al tallo. De este modo, en las plantas de judía, los limbos quedan dispuestos casi paralelamente a la luz incidente con el aumento de la salinidad. La epinastia es bien conocida en ciertas especies durante la deficiencia de oxígeno en las raíces. Se puede observar que las hojas de girasol en posición vertical presentan una mayor eficacia en el uso del agua que las situadas en posición horizontal y, debido a esto, la fotosíntesis se ve menos reducida que la transpiración en presencia de salinidad.

Los efectos de la salinidad en las plantas dependen también de los iones implicados en el fenómeno llegando a variar la reducción que produce en el tamaño de la planta, el área fotosintética foliar y la producción de materia seca. Esta influencia es mayor en el caso de NaCl que en el de Na_2SO_4 en plantas de judía (BHIVARE y NIMBAIKAR, 1984). La salinidad de NaCl causa quemaduras en los márgenes de las hojas viejas acelerando el proceso de defoliación; aunque, ambas sales producen un aumento de la succulencia de las hojas, aparecen diferencias en cuanto al contenido de clorofila ya que

la salinidad de NaCl disminuye el contenido de clorofila mientras que la salinidad de Na₂SO₄ lo aumenta.

Por otra parte, en presencia de salinidad la producción se reduce menos que el crecimiento vegetativo (MARTINEZ-COB et al., 1987a). Aún así disminuyen los diversos componentes de la producción: número de espigas maduras, número de granos por espiga, número de frutos, peso de los racimos, número de frutos por racimo, número de vainas, número de semillas, etc. dependiendo de las especies estudiadas.

Según HASSAN et al. (1970b) el descenso en el peso seco de cosecha, en las plantas de maíz, se debió probablemente a la disminución de la disponibilidad de agua del suelo y al aumento de la toxicidad de NaCl.

El efecto de la salinidad sobre el crecimiento vegetativo de sorgo y su cosecha de grano resulta bastante diferente. La disminución en la producción de sorgo debido a la salinidad, según FRANCOIS et al. (1984), proviene de la disminución del peso de la espiga más que del descenso del número de espigas por unidad de área. En este mismo trabajo se muestra que el maíz y el arroz sufren una reducción mayor en la producción de grano, lo mismo que ocurre en centeno y trigo; esto contrasta con lo que ocurre en plantas de triticale donde la disminución debida a la salinidad fué atribuída a la reducción en el número de espigas (FRANCOIS et al., 1989). En sus estudios sobre plantas de calabaza, observan que florecen abundantemente en presencia de salinidad, pero muchas flores abortan antes de la fructificación. Además, el incremento de los niveles de salinidad en el suelo causa una demora en la maduración de los frutos (FRANCOIS, 1985). En otro trabajo posterior FRANCOIS et al. (1990) observaron que la producción de semillas de guar (*Cyamopsis tetragonoloba* (L.) Taub) fue reducida significativamente en los

suelos con niveles altos de salinidad; esta reducción fue atribuída, primeramente, a la reducción del número de vainas por planta y del número de semillas por vaina. El crecimiento vegetativo de estas plantas es más sensible al estrés salino que la producción de semillas, lo cual sugiere que la distribución de productos fotosintéticos a las semillas puede estar menos afectada por la salinidad.

Otros autores como ISRAEL et al. (1986) indican que tanto la producción como el crecimiento de las plantas fueron afectados por la salinidad presente en el agua de riego, lo que influyó en el peso de los racimos de plátanos y en el de los frutos, no siendo afectados por la salinidad el tiempo de floración y el número de plátanos por racimo. En este mismo año ALAM et al. (1986) observan que el crecimiento reproductivo de las plantas de melón, pepino y cacahuete resulta afectado adversamente por el incremento de la salinidad. Un nivel de salinidad alto reduce la producción de frutos del melón e impide la formación de los mismos en las plantas de pepino y cacahuete.

Por último, diremos que las plantas sometidas a salinidad florecen más tarde que aquéllas que crecen en condiciones normales, resultando, además, una reducción en el número de frutos (JONES et al., 1989).

1.2.4.- Efectos nutricionales

1.2.4.1.- Los nutrientes minerales

La característica principal de los nutrientes minerales para las plantas es su esencialidad. Este concepto no decansa en el mero hecho de ser un componente químico de la planta, sino en el de intervenir de forma específica en su fisiología. Existen tres criterios según ARNON y STOUT (1939) para determinar cuándo un elemento es esencial: 1. Ser imprescindible para el desarrollo y reproducción normales de la planta. 2. Actuar de forma específica. 3. Que su acción sea directa y no una manifestación de efectos indirectos debidos a toxicidad o antagonismo.

En el momento actual está suficientemente demostrado y admitido que los elementos esenciales para el desarrollo de todas las plantas son dieciséis (C, H, O, N, P, K, Ca, Mg, S, Fe, Mn, Cu, B, Zn, Mo, Cl) y cuatro esenciales sólo para algunas plantas (Na, Si, Co, Va). Todos ellos desempeñan funciones muy importantes en la vida de los vegetales y, cuando están presentes en cantidades insuficientes, pueden producir en ellos alteraciones graves y reducir notablemente su crecimiento.

Los nutrientes se pueden clasificar en distintos grupos según NAVARRO-BLAYA y NAVARRO-GARCÍA (1984):

1.- C, H, O - Elementos extraídos por lo general del aire o del agua del suelo. No serán estudiados con detalle.

2.- S, N, P, K, Ca, Mg - Elementos obtenidos de los sólidos del suelo, que son requeridos en cantidades grandes por las plantas. Son los denominados macronutrientes.

3.- Fe, Mn, Cu, B, Mo, Zn, Cl - Obtenidos como los anteriores de los sólidos del suelo, son utilizados por las plantas superiores en muy pequeña cantidad, denominándose micronutrientes.

4.- Na, Si, Co, Va - Son, también, obtenidos de los sólidos del suelo y requeridos en pequeñas cantidades por algunas plantas determinadas.

Según CLARKSON y HANSON (1980) para comprender la nutrición mineral de las plantas superiores hay que tener en cuenta distintas disciplinas científicas como la Bioquímica, ya que la nutrición mineral interviene en una serie de reacciones complejas de biosíntesis, en las que se producen las sustancias orgánicas de las plantas a partir de materia inorgánica procedente del medio; y como la Física ya que hay que incluir la adquisición de estos materiales desde el medio y su distribución interna hasta los lugares donde son necesarios.

Las sales minerales son las suministradoras de los elementos nutritivos que las plantas requieren para el desarrollo de su ciclo vital. En el agua del suelo estos compuestos se disocian, en mayor o menor grado, en cationes y aniones, pudiendo mantenerse libres en la disolución o fijarse, según su carga eléctrica, a las partículas coloidales. Por tanto, cada célula nueva requiere una cantidad regulada de nutrientes minerales para su expansión y su buen funcionamiento. El crecimiento en tamaño de la planta puede depender de la adquisición de cantidades apropiadas de constituyentes minerales por sus raíces. El suelo es un medio no homogéneo en el que los iones nutritivos tienen mucha movilidad. La proliferación rápida de las raíces asegura la exploración y explotación del suelo. Esta rápida exploración y extensión de la superficie radicular puede tener mucha más influencia sobre la adquisición de nutrientes que la capacidad inherente de las células radiculares para absorber

iones. La capacidad de absorción y transporte de nutrientes a lo largo de las raíces puede deberse a los cambios bioquímicos y anatómicos que ocurren en sus tejidos durante su desarrollo (CLARKSON y HANSON, 1980).

Por todo esto, se puede decir que la nutrición mineral de las plantas abarca un conjunto de procesos relacionados con la adquisición de los elementos minerales y el papel que éstos desempeñan en la vida de las plantas. Del conocimiento de la nutrición mineral se deduce que una de las funciones más importantes de los elementos esenciales, es la de actuar como cofactores o activadores de los sistemas enzimáticos. Hay algunas excepciones a este respecto. Así, el N y el S tienen un papel esencialmente estructural, formando parte de proteínas, ácidos nucleicos y vitaminas (AGÜI, 1973).

Algo esencial en el estudio de la nutrición mineral es el concepto de "estrés mineral" donde se incluye tanto el exceso de elementos, produciendo toxicidad, como su deficiencia.

El desarrollo normal de las plantas puede verse alterado cuando la concentración de elementos, esenciales o no, en estado asimilable sobrepasa ciertos límites en el suelo, produciendo una toxicidad iónica. Esta influencia depende de los elementos que se consideren ya que los macronutrientes son mucho menos tóxicos que los micronutrientes. Los iones tóxicos dañan produciendo la alteración de mecanismos celulares fundamentales, como la competencia con otros elementos esenciales por la absorción, inactivación de enzimas, desplazamiento de elementos esenciales de su sitio funcional, etc. (CONNER y MEREDITH, 1987).

Por otra parte, las plantas responden a la deficiencia, según GERLOFF (1987), con cambios específicos, morfológicos y fisiológicos, y con signos

externos específicos para cada deficiencia, que permiten identificar al elemento causante de la enfermedad.

A continuación describiremos las funciones y los síntomas de deficiencia y toxicidad de los principales elementos nutritivos.

1.2.4.1.1.- NITROGENO

1.2.4.1.1.1.- Distribución y funciones en las plantas superiores

El nitrógeno es un elemento esencial para todos los seres vivos, como componente imprescindible de las proteínas y los ácidos nucleicos. Este elemento es el factor limitante más común del crecimiento de las plantas que lo requieren en cantidades grandes; un suministro inadecuado del mismo puede provocar descensos notables en la producción vegetal (GOYAL y HUFFAKER, 1984).

En el suelo es donde encuentran la mayor parte de las plantas el nitrógeno, como resultado de la mineralización de la materia orgánica y la fijación de nitrógeno por organismos vivos (GOYAL y HUFFAKER, 1984). Es considerado el cuarto elemento en abundancia en el vegetal, después del carbono, hidrógeno y oxígeno.

En las plantas el nitrógeno se encuentra fundamentalmente en forma orgánica; la materia nitrogenada de reserva está constituida, esencialmente, por proteínas que difieren según las especies vegetales. Pero el nitrógeno no se encuentra sólo bajo forma protéica, sino también en forma de compuestos más simples, que constituyen los intermediarios entre los compuestos nitrogenados absorbidos y la sustancias protéicas de síntesis. Así, el nitrógeno se encuentra en moléculas tan importantes como las purinas, pirimidinas,

porfirinas, vitaminas, alcaloides y enzimas (NAVARRO-BLAYA y NAVARRO-GARCÍA, 1984).

La forma de asimilación del nitrógeno (nitríca o amoniacal) depende en gran manera de la edad de la planta, de la especie y, principalmente, del pH del suelo (LEIDI, et al., 1991a). Según los estudios de JARVIS (1987), no existen efectos sobre el crecimiento ni sobre la distribución de la materia seca entre los tallos y las raíces del ryegrass, dependiendo de la forma nitrogenada que absorba la planta. Sin embargo, la concentración total de fósforo sí se vió afectada, siendo mayor con NH_4^+ en toda la planta, tanto en tallo como en raíz, con influencia más marcada en raíz. En general, este autor opina que los efectos de las diferentes formas de nitrógeno sobre el crecimiento no son significativos. Las diferencias en la absorción y utilización del nitrógeno como forma nitríca o amoniacal a menudo reflejan condiciones inadecuadas como fluctuaciones en el pH del suelo, como indicaba anteriormente LEIDI et al. (1991a), o la posibilidad de un balance tóxico de iones (JARVIS, 1987).

Las funciones del nitrógeno en la planta hay que referirlas a su participación como constituyente de un gran número de compuestos orgánicos que son esenciales en su metabolismo. Se encuentra como constituyente de la clorofila y enzimas del grupo de los citocromos indispensables para la fotosíntesis y la respiración, en varios coenzimas, como fosfato de piridoxal y la nicotinamida-adenin-dinucleótidos (NAD y NADP). Muchos fosfátidos, alcaloides, glucósidos, etc., son compuestos de nitrógeno abundantes e importantes en la planta (CLARKSON y HANSON, 1980 y NAVARRO-BLAYA y NAVARRO-GARCÍA, 1984).

1.2.4.1.1.2.- Efectos de la deficiencia y toxicidad

Al estar el nitrógeno implicado en tantos procesos vitales, no es de extrañar que su deficiencia afecte a todos los procesos del crecimiento y desarrollo vegetal. Se manifiesta, primeramente, con una clorosis, y si la carencia se acentúa se llega a plantas raquílicas. Las plantas se debilitan, se desarrollan poco, poseen un sistema vegetativo pequeño y las hojas permanecen pequeñas, adquiriendo una cierta rigidez y tomando un color verde amarillento (clorosis); el pecíolo se acorta y las nerviaciones son más pronunciadas. Según BARCELÓ, et al. (1983), la clorosis es debida a una inhibición de la síntesis de clorofila. Si se agrava la deficiencia, las hojas adquieren un color anaranjado, púrpura o violáceo por los bordes y la floración es muy escasa; además, la falta de nitrógeno puede provocar un alargamiento del sistema radicular (JARVIS, 1987). Debido a que es un elemento muy móvil la deficiencia en la planta se acusa primero en las hojas más viejas ya que hay un desplazamiento hacia las más jóvenes. Esto fué comprobado por PERBY y JENSEN (1987), que observaron que en las plantas de cebada con falta de nitrógeno los niveles de este elemento son, generalmente, más altos en la parte aérea que en las raíces y, dentro de la parte aérea, mayores en las zonas más jóvenes.

Como última consecuencia de la deficiencia del nitrógeno se produce en las plantas una maduración del fruto más acelerada y una disminución del rendimiento.

Las cantidades excesivas de nitrógeno (toxicidad) originan plantas muy suculentas, con pocas partes leñosas, presentando una disminución muy marcada del desarrollo de las raíces y, por contra, un amplio desarrollo de la parte aérea. Las hojas toman un color verde más oscuro y la maduración se retrasa, habiendo un descenso de la calidad de los frutos.

Las distintas plantas difieren marcadamente en la respuesta de crecimiento a la nutrición excesiva de NH_4^+ ó NO_3^- . La mayoría de las especies cultivadas reaccionan adversamente a una nutrición excesiva bajo la forma amoniacal, produciéndose una reducción en el ritmo de crecimiento y observándose la aparición de heridas en las hojas. En general, el exceso de la forma amoniacal parece más perjudicial para el crecimiento de la raíz que para el crecimiento del tallo, siendo este efecto más acentuado cuanto es más alto es el pH (GOYAL y HUFFAKER, 1984).

Según KIRKBY y MENGEL (1967), las dosis elevadas de nitrógeno son causa de otras deficiencias. El crecimiento vigoroso que resulta del exceso de nitrógeno provoca la rápida utilización de otros elementos que, si no se encuentran en cantidades suficientes en forma asimilable, puede ocasionar deficiencias. Los estudios realizados por ADAMS (1966), BARKER et al. (1967), KIRKBY (1968) demuestran que el exceso de NH_4^+ reduce la absorción de otros cationes como Ca^{2+} , Mg^{2+} y K^+ . Por otra parte, niveles altos de NO_3^- pueden causar deficiencias de hierro y producir síntomas de clorosis, demostrándose que dicha toxicidad no afecta directamente a la absorción de hierro sino a sus funciones internas. El exceso de nitrógeno puede también cambiar la bioquímica de las plantas, induciendo deficiencias de azufre.

Por último, diremos que un exceso de nitrógeno en las plantas puede dar lugar a una sensibilidad mayor a enfermedades y plagas, ya que, al quedar los tejidos durante largo tiempo verdes y tiernos, es más fácil la penetración de esporas; también suele incrementarse la susceptibilidad a condiciones climatológicas adversas, como la sequía y las heladas (GOYAL y HUFFAKER, 1984).

1.2.4.1.2.- FOSFORO

1.2.4.1.2.1.- Distribución y funciones en las plantas

Gran parte del fósforo del suelo se encuentra en forma inorgánica, especialmente en forma de iones fosfato H_2PO_4^- , HPO_4^{2-} , que es la forma más general de ser absorbida por las plantas. La cantidad de una u otra forma depende del pH, de modo que el pH bajo favorece la primera forma y el pH elevado favorece la segunda. El fosfato no necesita ser reducido en el interior de la célula antes de ser incorporado a la materia orgánica. El fósforo se encuentra en todos los tejidos de la planta en una concentración variable, dependiendo de la parte de la planta que estemos considerando (BARCELÓ et al., 1983).

Los fosfatos absorbidos por los vegetales, se encuentran, mayoritariamente, según CLARKSON Y HANSON (1980), formando parte de una gran variedad de combinaciones orgánicas, en especial de elementos plásticos de las plantas como los fosfolípidos, que son parte fundamental de la estructura del protoplasma; los fosfoprotidos, que son los constituyentes de los núcleos celulares y los fosfoglicidos, que son ésteres obtenidos en reacciones del ácido fosfórico con diversos azúcares. Se puede decir que los fosfatos tienen una función como grupo de anclaje.

El fósforo, además, se encuentra como constituyentes de numerosos coenzimas como NAD (nicotinamida-adenin-dinucleótido), NADP (nicotinamida- adenin-dinucleótido-fosfato), FAD (flavín-adenin-dinucleótido), CoASH (coenzima A), UDP (uridin-difosfato), etc.

Son de gran interés los compuestos fosforilados encargados del almacenamiento y transporte de la energía necesaria para la realización de los

procesos vitales. Las sustancias que participan en este transporte energético son tres derivados de la adenosina (AMP, ADP y ATP). Durante los procesos de la fotosíntesis, la energía luminosa es convertida en energía química y almacenada en los enlaces de ciertas moléculas orgánicas (NAVARRO-BLAYA y NAVARRO-GARCÍA, 1984).

1.2.4.1.2.2.- Efectos de la deficiencia y toxicidad

Los síntomas generales de la falta de fósforo (**deficiencia**) están ligados a un desarrollo anormalmente débil del vegetal, tanto en su parte aérea como en su sistema radicular. Su deficiencia provoca graves alteraciones en el metabolismo y desarrollo vegetal. Esto es consecuencia de que el elemento participa en casi todos los procesos de crecimiento y síntesis de los compuestos constituyentes de la materia vegetal. La características más importantes de las plantas con deficiencia de fósforo, aparecen en las hojas, que se hacen más delgadas y erectas, de menor tamaño que las normales y con las nerviaciones más pronunciadas, observándose una coloración verde oscura o verde azulada. Debido a la elevada movilidad del fósforo en la planta, las hojas viejas son las primeras en presentar los síntomas. Según BARCELÓ et al. (1983), en las hojas de maíz se forman pigmentos antociánicos de coloraciones púrpura en los bordes de las hojas, mientras que en el tomate aparecen dichas coloraciones en las venas de las hojas. En los árboles frutales las hojas tienden a tomar tonos pardos rojizos, se necrosan y se caen precozmente. La madurez de los frutos se retrasa, aumentando su acidez y disminuyendo su producción.

Las alteraciones por exceso de fósforo provienen de la insolubilización del hierro, provocando en las plantas clorosis férrica.

1.2.4.1.3.- POTASIO

1.2.4.1.3.1.- Distribución y funciones en las plantas superiores

Este elemento es el único catión monovalente que es esencial no sólo para los vegetales, sino también para todos los seres vivos, con la excepción de algunos microorganismos.

El potasio en los suelos aparece por desintegración y descomposición de las rocas que contienen minerales potásicos; también procede de la descomposición de restos vegetales y animales. Este elemento, que se absorbe por las plantas en grandes cantidades, se encuentra en el suelo combinado con diversos aniones formando sales. Se absorbe por las raíces en forma de K^+ y su contenido en las plantas puede fluctuar ampliamente, dependiendo de las especies, del órgano que considere y del contenido asimilable del suelo.

Según WOODEND et al. (1987) la absorción de potasio en las plantas de trigo se ve influenciada por la concentración de este elemento en las raíces y aún en condiciones de alta disponibilidad de potasio en el suelo, el crecimiento de las plantas y su producción presentan respuestas positivas a la aplicación del elemento. Según SIDDIQI et al. (1987) las plantas requieren una concentración mínima de este elemento para alcanzar y mantener el ritmo de crecimiento. La adquisición de potasio por la planta se realiza en forma abundante estando el ritmo inicial de absorción por encima del necesario para el crecimiento. Aunque las plantas lo requieren en grandes cantidades no se ha aislado ningún metabolito vegetal que contenga este elemento.

El papel del potasio en la planta es variado; no desempeña una función específica y no entra en la constitución de los principios esenciales como

prótidos, lípidos y glúcidos. Debido a su gran movilidad, actúa en las plantas neutralizando los ácidos orgánicos resultantes del metabolismo, en lo que constituye un papel desintoxicante de enorme importancia (AGÜI, 1973). También actúa como activador de numerosos enzimas, participando en el metabolismo intermediario y en la biosíntesis, entre los que podemos citar la acético tiokinasa, aldolasa, piruvato kinasa, succinil-CoA sintetasa, ATPasa, etc. El potasio mantiene un ambiente iónico apropiado para preservar la estructura tridimensional, con lo que se obtiene una activación enzimática óptima (BARCELÓ et al., 1983 y CLARKSON y HANSON, 1980).

También desempeña una función importante en la fotosíntesis, asegurando una mejor utilización de la energía luminosa.

Entre las funciones fisiológicas de tipo físico-químico destaca el papel del potasio en la economía del agua, ya que este elemento en las plantas actúa como un regulador de la presión osmótica celular, haciendo disminuir la transpiración y contribuyendo a mantener la turgencia celular. Este papel del potasio resulta de gran importancia y deriva de su intervención en la regulación de determinados procesos, como la apertura y cierre de los estomas (AGÜI, 1973).

Por último diremos que el transporte de potasio parece estar implicado en varias funciones fisiológicas como el transporte de azúcares por el floema (MENGEL y VIRO, 1974), el mantenimiento del turgor celular, el movimiento de las hojas y el crecimiento de las células (CLARKSON y HASON, 1980).

1.2.4.1.3.2.- Efectos de la deficiencia y toxicidad

En general, la deficiencia del potasio determina una considerable disminución del crecimiento, acompañada del acortamiento de los entrenudos

y engrosamiento del tallo; la raíz también se ve afectada, pero con menos intensidad que el tallo. Otra característica es la pérdida de la dominancia apical (AGÜI, 19873). Debido al carácter móvil del potasio en las plantas, las hojas viejas son las primeras en manifestar los síntomas de deficiencia. En ellas se inicia un moteado de manchas cloróticas en las puntas seguido por el desarrollo de zonas necróticas en los bordes de las hojas (BARCELÓ, et al., 1983). En muchos casos, las hojas tienden a curvarse hacia arriba, síntoma que aparece especialmente en árboles frutales. Además, se observa una reducción notable de los órganos de reserva, como semillas, frutos o tubérculos y falta de resistencia a las enfermedades criptogámicas.

Las alteraciones por exceso de potasio en las plantas, se presentan con poca frecuencia debido a su facilidad para fijarse en el suelo, por lo que las plantas nunca llegan a absorberlo en cantidades excesivas. Sin embargo, se han observado en algunos cultivos síntomas de un exceso de potasio, produciéndose un retraso del crecimiento, defoliación y aparición de zonas necrosadas si el exceso es grande. Además, se ha visto que el exceso de este elemento induce la formación de un fruto más grande de lo normal pero con calidad inferior (AGÜI, 1973). NAVARRO-BLAYA y NAVARRO-GARCÍA (1984) atribuyen las alteraciones por exceso de potasio en las plantas, a los antagonismos K/Mg, K/Ca, K/Fe y K/B, ya que la absorción excesiva de este elemento hace disminuir la de los otros. Por lo tanto, el exceso de potasio origina situaciones semejantes a la deficiencia de magnesio y hierro.

1.2.4.1.4.- CALCIO

1.2.4.1.4.1.- Distribución y funciones en las plantas superiores

El calcio, que se absorbe bajo la forma de Ca^{2+} , es, después del potasio, el elemento básico más abundante en las plantas, aunque su

contenido varía, dependiendo de las distintas especies y del órgano considerado.

Una de las funciones principales del calcio en las plantas es la de actuar como agente cementante de la pared celular, formando parte de la estructura de la protopectina. Esta proteína está localizada en la lámina media y en la pared primaria celular. El papel clave del calcio reside en mantener la membrana en su estado funcional adecuado, ya que se ha observado (POOVAIAH y LEOPOLD, 1976) que la eliminación del calcio mediante agentes quelantes provoca un aumento en el flujo iónico en uno y otro sentido hacia ambos lados de la membrana. Este elemento puede actuar, además, como agente protector frente a los iones hidrógeno, concentraciones salinas elevadas o bien frente otros iones presentes en el medio, potencialmente tóxicos. Según CLARKSON y HANSON (1980) el calcio puede servir de puente en grupos fosfatos y carboxilatos de fosfolípidos y proteínas lo que aumenta el carácter hidrofóbico de las membranas, aumentando generalmente la estabilidad y reduciendo su permeabilidad al agua.

Otras funciones atribuídas al calcio son las de regular la absorción de nitrógeno, actuar sobre el transporte de hidratos de carbono y proteínas en el interior de la planta y neutralizar los ácidos orgánicos que se originan en el metabolismo vegetal (NAVARRO-BLAYA y NAVARRO-GARCÍA, 1984).

Finalmente, diremos que el calcio también puede actuar como cofactor enzimático en la alfa-amilasa y como activador de fosfatasas, ATPasas, fosfolipasas y glucosa-6-P-deshidrogenasa (AGÜI, 1973).

El calcio y el potasio se comportan de distinta forma en lo que se refiere a la economía hídrica, puesto que el potasio aumenta la absorción de agua y el calcio tiende a disminuirla.

1.2.4.1.4.2.- Efectos de la deficiencia y toxicidad

Los síntomas de deficiencia de calcio son fáciles de observar ya que los tejidos meristemáticos de los tallos, hojas y raíces son atacados fuertemente y pueden acabar muriendo. Las raíces se acortan al cesar el crecimiento. En los bordes de las hojas jóvenes aparecen manchas cloróticas seguidas de necrosis, produciéndose una curvatura marginal. Debido a la inmovilización del calcio los síntomas aparecen primero en las hojas jóvenes (BARCELÓ, et al. 1983). Otra característica de la deficiencia del calcio en las plantas es la muerte de la yema terminal. En general, las raíces son más sensibles a la deficiencia que la parte aérea.

La deficiencia de este elemento también puede afectar a las flores provocando su caída prematura; así mismo, se altera el desarrollo de los frutos y disminuye el número de semillas (AGÜI, 1973).

El exceso de este elemento no es probable en condiciones naturales, pero sí son frecuentes las consecuencias indirectas provocadas por su sobreabundancia en el medio nutritivo, lo que puede aparecer en suelos calizos con pH elevado. En estas condiciones el exceso de calcio puede producir clorosis férrica e inmovilización de Zn, Cu, B y P, de la que derive una carencia de estos elementos. El calcio presenta fenómenos de antagonismo con el potasio, de forma que el exceso del primero provoca la carencia del segundo. Además se observa que el exceso de calcio hace disminuir el crecimiento de las raíces (AGÜI, 1973).

1.2.4.1.5.- MAGNESIO

1.2.4.5.1.- Distribución y funciones en las plantas superiores

El magnesio es absorbido por las plantas como Mg^{2+} . Según CLARKSON y HANSON (1980) una de las propiedades más importantes del magnesio es la solubilidad tan alta que poseen sus sales, siendo un elemento muy abundante en la planta. Al igual que el calcio, el magnesio puede encontrarse en las plantas como elemento estructural o como cofactor de enzimas.

Es un constituyente metálico de excepción en la molécula de clorofila.

Los estudios realizados demuestran que este elemento juega un papel predominante en la activación de numerosos enzimas involucrados en el metabolismo glúcido, así como en aquellos enzimas que intervienen en la síntesis de ácidos nucleicos (fosfatasas, kinasas, ATPasas, sintetetasas, nucleótido transaminasas, etc.) (AGÜI, 1973). Por tanto el magnesio se requiere en todas aquellas reacciones donde se transfieren grupos fosfato en las cuales podría intervenir facilitando la ruptura o la formación de enlaces del grupo fosfato terminal o subterminal. Además, hay una gran lista de reacciones enzimáticas las cuales requieren o son promovidas por el magnesio, aparte de la transferencia de fosfato, ya mencionada, la transferencia de grupos carboxílicos (carboxilasa, dicarboxilasa) y la activación de algunas deshidrogenasas, mutasas y ligasas (CLARKSON y HANSON, 1980).

1.2.4.1.5.2.- Efectos de deficiencia y toxicidad

Por ser el magnesio un constituyente de la clorofila, el efecto más acusado de su deficiencia en las plantas es la clorosis. Es una clorosis interveinal que aparece primero en las hojas más viejas y posteriormente en las

jóvenes al ser un elemento muy móvil. Los tejidos cloróticos se necrosan con rapidez. Las hojas alteradas suelen desprenderse prematuramente, quedando sólo las hojas de la parte apical de las ramas (AGÜI, 1973).

En los frutales hay un descenso en el rendimiento del fruto, especialmente en su peso aunque también desciende su calidad. Otro hecho a destacar es que los árboles que padecen falta de magnesio son extremadamente sensibles a las bajas temperaturas y heladas.

Las raíces se ven afectadas en su desarrollo por el exceso de magnesio. Las alteraciones por exceso de magnesio originan, además, una clorosis en las hojas, análoga a la producida por la deficiencia de hierro. Según AGÜI (1973), un exceso de magnesio provoca una disminución en el desarrollo del floema y un aumento en el tamaño de las células parenquimáticas más próximas a la endodermis.

1.2.4.1.7.- HIERRO

1.2.4.1.7.1.- Distribución y funciones en las plantas superiores

El hierro puede ser absorbido mediante el sistema radicular como Fe^{2+} o como quelatos de hierro. Este elemento se encuentra en dos estados de oxidación Fe^{2+} y Fe^{3+} . Presumiblemente, el Fe^{2+} es el utilizado en el metabolismo y así se absorbe y se transporta en el interior de la planta, quedando disponible para su incorporación a la estructura biomolecular. En parte resulta oxidado a Fe^{3+} en cuyo caso el transporte se hace como quelato aniónico con citrato e incluso como fitoferritina, de la que aparecen gránulos en los plastidios (CLARKSON y HANSON, 1980).

Según BROWN (1977), las semillas en su germinación contienen suficiente hierro para mantener las necesidades de la planta en la etapa de plántula y los factores que interfieren en la absorción del hierro desde el medio no afectan al uso por la planta del hierro de los cotiledones. Este hecho hace suponer que los problemas en la nutrición del hierro pueden estar centrados a nivel radicular que es donde pueden aparecer interferencias en la absorción y transporte del hierro desde el medio de crecimiento.

El hierro interviene en muchos procesos vitales para las plantas, formando parte de diversos sistemas enzimáticos, bien como un componente metálico específico de los enzimas o bien como cofactor o activador de sistemas enzimáticos en los que desempeña un papel fundamental como grupo activo (SÁNCHEZ-RAYA, 1971).

Este elemento funciona como componente estructural, formando parte de la estructura de los citocromos (citocromo c y b), citocromo oxidasa, catalasa, peroxidasa y ferredoxina. Además, participa en importantes reacciones redox y reacciones de acoplamiento de electrones de transferencia (BARCELÓ, et al., 1983).

Aunque la mayoría de las actividades del hierro en las plantas, según PRICE (1968), están implicadas en reacciones redox de los cloroplastos, mitocondrias y peroxisomas, hay otros requerimientos del Fe^{2+} ; así, es necesario para la síntesis de porfirinas, las cuales son esenciales para la formación de clorofila, y para la síntesis de aconitasa, que facilita la unión del citrato al enzima en el lugar de la catálisis CLARKSON y HANSON (1980).

Por último, diremos que el hierro se encuentra tanto en los sistemas respiratorio como de fotosíntesis.

1.2.4.1.7.2.- Efectos de deficiencia y toxicidad

La sintomatología de la deficiencia de hierro se localiza principalmente en las hojas que muestran una clorosis. La clorosis es la falta de formación de clorofila o su destrucción. Comienza con un ligero amarilleamiento en la zona internervial de las hojas, en contraste con el color verde oscuro que poseen las nerviaciones; a medida que se agudiza la deficiencia, las hojas van siendo cada vez más amarillas y al final blancas. En una etapa más avanzada la clorosis también afecta a los nervios. Los síntomas aparecen en primer lugar en las hojas más jóvenes, ya que el elemento es poco móvil en la planta (SÁNCHEZ-RAYA, 1971).

Según BROWN (1977) las plantas requieren un aporte continuo de hierro para mantener su crecimiento, ya que la deficiencia de este elemento, sobre todo en las plantas anuales, provoca una disminución de dicho parámetro, adquiriendo un aspecto raquítico y disminuyendo en su producción. Para este autor las plantas se pueden clasificar en "hierro-eficientes" si responden activamente a la deficiencia del hierro e "hierro-ineficientes" si no responden. El girasol ha sido clasificado como una especie hierro-eficiente (ALCANTARA y DE LA GUARDIA, 1987); responde rápidamente al estrés de hierro, ante el que desarrollan una gran capacidad en las raíces para excluir protones, causando una disminución de pH del medio, ya que una elevación de tal pH disminuye la disponibilidad del hierro; Por otra parte, desarrolla gran cantidad de pelos radiculares que crecen en la zona cercana al ápice radicular, ayudando así a la absorción del posible hierro disponible.

La deficiencia de hierro es bastante frecuente en árboles frutales, que se defolian y comienzan a secarse, dando frutos pequeños que maduran precozmente y que presentan una apariencia cérea.

Finalmente, puede producirse la deficiencia de hierro en virtud de un mecanismo de antagonismo iónico bien definido entre el hierro y el manganeso. También se han puesto de manifiesto deficiencias de hierro inducidas por cobre. Por tanto, según ALCANTARA y DE LA GUARDIA (1987), se ha de tener en cuenta la especificidad a este respecto de las plantas, ya que unas especies son más sensibles que otras a la deficiencia de hierro.

La toxicidad del hierro no ha sido descrita en condiciones naturales, debido a la rapidez de conversión del hierro soluble en compuestos insolubles no disponibles para la planta. Sólo se ha observado en las plantas que habían recibido tratamientos foliares de sales solubles de hierro en cantidades excesivas. El síntoma más característico es la aparición de manchas necróticas en el limbo de las hojas (SÁNCHEZ-RAYA, 1971 y NAVARRO-BLAYA y NAVARRO-GARCÍA, 1984).

1.2.4.1.8.- COBRE

1.2.4.1.8.1.- Distribución y funciones en las plantas superiores

El cobre es absorbido por las plantas como Cu^{2+} o como complejo orgánico por vía radicular o foliar. Se encuentra, en general, en dos estados oxidados Cu^+ y Cu^{2+} , siendo la forma cuprosa muy estable, pero su solubilización va acompañada por la oxidación a forma cúprica siendo este el ión disponible en el suelo (CLARKSON y HANSON, 1980).

No siendo un elemento muy móvil, se localiza en todos los órganos de la planta pero en mayor proporción en las hojas verdes, especialmente en el aparato mitocondrial. Las semillas también son órganos con alta concentración de este ión, aunque las plantas, en general, tienen normalmente muy poco cobre.

Las funciones del cobre en la planta están asociadas con un buen número de enzimas, ya sea como activador o formando parte de ellos como grupo prostético. Así, forma parte de un grupo de enzimas tales como tirosinasa, laccasa, fenolasas y ácido ascórbico oxidasa, todas ellas caracterizadas por la utilización directa del oxígeno en la oxidación del sustrato (BARCELÓ et al., 1983).

Además interviene en gran variedad de procesos redox. La principal proteína con Cu sin función oxidasa, es la plastocianina, que proporciona equivalentes reductores al fotosistema I, siendo de este modo, según CLARKSON y HANSON (1980), el elemento terminal en la cadena de transporte de electrones en el cloroplasto.

1.2.4.1.8.2.- Efectos de la deficiencia y toxicidad

Aunque los síntomas son muy variables según las especies, esta deficiencia suele provocar clorosis, manchas pardas y necrosis en el ápice y borde de las hojas jóvenes, produciéndose su deformación y muerte.

En los cítricos, según NAVARRO-BLAYA y NAVARRO-GARCÍA (1984), la deficiencia se produce antes en los frutos, posteriormente en las ramas y por último en las hojas. En los frutos se observan puntos y manchas con un color variable entre marrón, gris y negro, pudiendo presentar aspecto de costras, ásperas al tacto.

Por último, diremos que la deficiencia de cobre interfiere, según BARCELÓ et al. (1983), con la síntesis de proteínas, provocando un acúmulo de compuestos nitrogenados solubles.

Las principales alteraciones observadas en plantas con un exceso de cobre se manifiestan en las raíces, que tienden a perder vigor, adquiriendo un color oscuro y un engrosamiento acentuado, sin producirse crecimiento en longitud. También muestran una deficiencia de hierro, ya que parece ser que un exceso de cobre actúa en reacciones que afectan al estado de oxidación del hierro, reduciendo su absorción y transporte en la planta. Además, se ha observado que el exceso de cobre reduce la captación de fósforo.

1.2.4.1.9.- MANGANESO

1.2.4.1.9.1.- Distribución y funciones en las plantas superiores

El manganeso es absorbido por las plantas bajo la forma de Mn^{2+} y como quelato, tanto por el sistema radicular como por las hojas. Es un elemento poco móvil en la planta.

El manganeso participa en diversos sistemas enzimáticos. Por una parte, en aquéllos que necesitan específicamente de este elemento para su actividad, por ser un constituyente de la molécula enzimática; por otra parte, en sistemas enzimáticos en los cuales sólo actúa como activador.

Como constituyente de moléculas enzimáticas podemos citar numerosos enzimas; en el metabolismo del nitrógeno, la hidroxilamina reductasa y glutamil transferasa; en el metabolismo de los carbohidratos actúa en muchos enzimas del ciclo de Krebs. Como activador se incluye en sistemas enzimáticos que catalizan reacciones de óxido-reducción, descarboxilaciones, hidrólisis y deshidrogenasas (ALVAREZ, 1972). Otros enzimas activados por el manganeso son la arginasa que convierte la arginina en urea y ornitina y el enzima málico dependiente de NAD en las plantas C4 (BARCELÓ et al., 1983).

El manganeso puede actuar como activador de electrones. Juega un papel importante en la liberación de oxígeno que tiene lugar en el lado oxidante del fotosistema II durante la fotosíntesis, actuando de transportador de electrones entre el agua y el fotosistema II, lo cual conlleva, probablemente, cambios en su estado de oxidación (CLARKSON y HANSON, 1980).

Los requerimientos del manganeso, en general, no son muy específicos, ya que este elemento puede ser sustituido, en la mayoría de los casos, por el magnesio, obteniéndose casi la misma eficacia.

1.2.4.1.9.2.- Efectos de la deficiencia y toxicidad

Aunque los síntomas de deficiencia de manganeso dependen de la especie e incluso de la variedad vegetal que se considere, las lesiones características se resumen en una clorosis en la zona internervial, pudiendo aparecer, también, manchas necróticas en las hojas. La deficiencia suele observarse primero en las hojas más jóvenes.

Según BARCELÓ et al. (1983), en las semillas de leguminosas pueden presentarse necrosis en los cotiledones o en el embrión debido a la deficiencia de este elemento.

Por último, ALVAREZ (1972) indica que la falta de manganeso reduce el ritmo de crecimiento pudiendo llegar, en casos extremos, a provocar su detención total. Además, describe alteraciones citológicas originadas por la deficiencia, que desembocan en una desorganización de la estructura de la membrana de los cloroplastos.

Las alteraciones por exceso de manganeso pueden presentarse en suelos ácidos, donde la disponibilidad de este elemento es muy alta. Los síntomas difieren entre especies y suelen ser más visibles en plantas jóvenes. Lo más común en todas las plantas es la clorosis, seguida de necrosis de diversos tipos, siendo característica la aparición de manchas necróticas, que en algunas especies son purpúreas, en tallos y pecíolos.

Según FOY (1983), debido al antagonismo entre el hierro y el manganeso, a veces el exceso de manganeso puede inducir simultáneamente una deficiencia de hierro.

En los cereales aparece primero un empardecimiento de las raíces, seguido de la aparición de manchas del mismo color en las hojas (FOY, 1983). En los árboles frutales la corteza se necrosa interiormente y aparecen protuberancias y grietas en las ramas (ALVAREZ, 1972 y NAVARRO-BLAYA y NAVARRO-GARCÍA, 1984).

1.2.4.1.11.- BORO

1.2.4.1.11.1.- Distribución y funciones en las plantas superiores

El boro es absorbido por las plantas en diversas formas del ácido bórico, $B_4O_7^{2-}$, BO_3^{3-} , BO_3H^{2-} ó $BO_3H_2^-$, bien mediante su aparato radicular o por vía foliar.

El papel exacto que ejerce el boro en el metabolismo vegetal no se conoce con claridad y certeza.

Se atribuye al boro un papel en la circulación de los azúcares en el

interior de la planta. Se supone que el boro inhibe la acción del enzima almidón fosforilasa, que actúa en la síntesis del almidón, manteniéndose los azúcares en forma soluble, fáciles de transportar. Por otra parte, se considera que el boro promueve la formación o estabilización de la uridin-difosfato-glucosa, compuesto requerido en la síntesis de sacarosa, que es el principal azúcar transportado en el vegetal (NAVARRO-BLAYA y NAVARRO-GARCÍA, 1984).

Según ALVAREZ (1972), se conoce su acción activadora sobre ciertos enzimas y su acción preventiva de un exceso de dicha actividad, aunque no se ha podido demostrar que forme parte de ningún sistema enzimático, ni que sea indispensable para la actividad de los mismos.

La influencia del boro en la formación de las paredes celulares es un aspecto altamente importante. Según COHEN y LEPPER (1977), el boro estabiliza quelatos metálicos que son importantes en la estructura y función de la pared y la membrana celular. Además, influye en el contenido de ácido ascórbico de la planta, en la formación de pectina y glutamina y en los niveles de lignina y hemicelulosa (JIMÉNEZ, 1977).

Se atribuye al boro una destacada intervención en la regulación hormonal, relacionado con diversos factores del crecimiento, como las giberelinas, IAA, hidrazida maleica, pero no muestra influencia en el metabolismo de las auxinas (SÁNCHEZ-RAYA, 1971, KEY, 1969).

Podemos añadir que el boro desempeña un papel relevante en el metabolismo de las proteínas (ANDERSON y WORTHINGTON, 1971), en la respiración de los tejidos, en la producción y germinación de semillas (DANI et al., 1970), así como en la floración y fructificación de las plantas (JIMÉNEZ, 1977).

Por último, diremos que este elemento está implicado en el metabolismo del fósforo y que se ha observado su influencia en la absorción de este macronutriente por las raíces de las plantas.

1.2.4.1.11.2.- Efectos de la deficiencia y toxicidad

Los síntomas de deficiencia de boro son diferentes dependiendo de las especies y de la etapa del desarrollo pero, por lo general, se presenta una disminución del crecimiento como consecuencia directa de la muerte de la yema terminal, con lo que se pierde la dominancia apical (JIMÉNEZ y AGUILAR, 1982); por tal motivo, las plantas con deficiencia de este elemento presentan un aspecto arbustivo (SÁNCHEZ-RAYA, 1971).

Debido a su inmovilidad, los síntomas aparecen en las zonas más jóvenes, tanto en las raíces como en el tallo y las hojas. Las hojas presentan coloraciones oscuras, generalmente marrones y tienden a retorcerse, haciéndose las hojas intermedias más turgentes y frágiles (ALVAREZ, 1972). Los tallos se vuelven frágiles y quebradizos (JIMÉNEZ y AGUILAR, 1982), apareciendo lesiones suberificadas y hendiduras, que pueden profundizarse y producir grandes cavidades; algunas veces se presentan empardecimientos (SÁNCHEZ-RAYA, 1971). En las raíces se produce una detención del crecimiento (JIMÉNEZ, 1977), necrosándose posteriormente el ápice radicular y tejidos adyacentes.

Según JIMÉNEZ et al. (1988) existe un posible antagonismo entre el boro y el potasio.

Los síntomas de toxicidad de boro aparecen primero en los tejidos más viejos según indican SÁNCHEZ-RAYA (1971) y ALVAREZ (1972). El efecto se

centra, fundamentalmente, en las hojas de las plantas, apareciendo en sus puntas una clorosis que tiende a extenderse a los bordes y entre los nervios; posteriormente, los bordes se necrosan apareciendo exudaciones resinosas y, finalmente, hay una defoliación intensa (NAVARRO-BLAYA y NAVARRO-GARCÍA, 1984).

Los estudios realizados por CARTWRIGHT et al. (1987) sobre variedades de trigo y cebada, nos revelan que los síntomas producidos por la toxicidad de boro son diferentes según la especie e incluso según la variedad. Así, observan que en algunas variedades de cebada aparecen manchas marrones y los tallos se hacen débiles, siendo atacados con facilidad por patógenos y fenómenos climáticos adversos; sin embargo, en otras variedades, los tallos permanecen erectos aunque siguen apareciendo las manchas marrones en las hojas. Por otra parte, las plantas de trigo mostraban síntomas diferentes, apareciendo un amarilleamiento gradual y una necrosis posterior en las puntas de las hojas viejas. En algunas variedades más sensibles de trigo toda la hoja fué afectada, pero nunca aparecieron los puntos marrones ni la debilidad de los tallos.

1.2.4.1.14.- SODIO

1.2.4.1.14.1.- Distribición y funciones en las plantas superiores

El sodio es absorbido por las plantas como Na^+ .

Es un elemento esencial para un grupo muy determinado de especies, las cuales pueden vivir en suelos salinos con un potencial hídrico bajo. A este grupo de plantas se les denomina halófitas, las cuales acumulan suficientes sales de sodio en las vacuolas para mantener el turgor celular y el crecimiento. También algunas glicófitas, especies de Chenopodiaceas, muestran un

crecimiento favorable en respuesta a cierta nutrición de sodio (BOLLARD y BUTLER, 1966).

Según CLARKSON y HANSON (1980) en *Commelina benghalensis*, especie subtropical, el sodio puede sustituir al potasio en la apertura de los estomas. De esta forma podemos decir claramente que el sodio tiene un papel fisiológico en tales plantas. Sin embargo, no es un elemento esencial para la mayoría de las plantas; sí lo es para ciertas plantas tolerantes a la sal, con metabolismo C4 (BROWNELL y CROSSLAND, 1972) y, posiblemente, tiene el mismo papel en el metabolismo ácido de ciertas Crasulaceas (metabolismo CAM) (BROWNELL y CROSSLAND, 1974), ya que es posible que actúe como activador del enzima fosfoenol piruvato carboxilasa, primer enzima de carboxilación en la fotosíntesis de las plantas C4.

En ciertas plantas regula algunos procesos respiratorios y glucolíticos. Cuando el potasio se encuentra a concentraciones bajas el sodio incrementa el grano en los cereales. También se ha observado que el sodio es favorable en época de sequía, ya que retrasa el marchitamiento de las plantas, manteniendo el potencial osmótico celular. En invierno y primavera puede disminuir los posibles riesgos de heladas, pues su presencia hace disminuir el punto de congelación de la savia. Proporciona mayor color y aroma a las hortalizas y a las plantas forrajeras (NAVARRO-BLAYA y NAVARRO-GARCÍA, 1984).

1.2.4.1.14.2.- Efectos de la deficiencia y toxicidad

La deficiencia de sodio no produce ningún efecto perjudicial sobre las plantas salvo el caso de las halófitas que pueden llegar a morir en ausencia de Na como ocurre con algunos *Atriplex* (BROWNELL y JACKMAN, 1966); sin embargo su exceso sí presenta graves repercusiones sobre las plantas que

viven en suelos con un contenido elevado en sales de sodio. Los efectos fisiológicos producidos por el exceso de sodio han sido descritos con detalle en apartados anteriores; sus efectos sobre la nutrición de las plantas serán estudiados con mayor detenimiento en el punto siguiente.

1.2.4.2.- Los Nutrientes y la Salinidad

Las plantas no están completamente a merced del medio que las rodea, y dentro de unos límites, son capaces de regular su composición iónica intracelular. Los vegetales tienen la facultad de mantener un ambiente iónico adecuado para los procesos fisiológicos y bioquímicos que tienen lugar dentro de las células. Las plantas no ponen sus funciones vitales en contacto con los inconvenientes del medio exterior. Por tanto tenderán a mantener un medio interno adecuado aún en presencia de altas concentraciones de sales que pueden ser perjudiciales y bajo condiciones adversas en relación al agua como corresponde a un ambiente salino.

Según RAINS (1972) las plantas expuestas a niveles elevados de sal en su medio presentan dos situaciones potencialmente contrarias.

- 1.- Un balance de agua desfavorable con un reducido gradiente de potencial para transferir agua dentro de las células.

- 2.- Una reducción en la razón entre los iones requeridos y los no requeridos. Para mantener un medio ambiente iónico favorable dentro de la célula, las plantas deben poseer un método por el cual los iones necesarios son acumulados selectivamente desde un medio en donde existen algunos iones no esenciales.

Los efectos nutritivos según PASTERNAK (1987) incluyen dos consecuencias principales de la sal sobre las plantas: una toxicidad directa debida a la excesiva acumulación de iones en los tejidos y un desequilibrio nutricional causado por un exceso de algunos iones particulares que impiden la absorción de otros iones esenciales.

En numerosas investigaciones (RABIE et al., 1985; SALIM, 1989b; PRAT y FATHI-ETTAI, 1990) se demuestra que el contenido de sodio, su absorción por la raíz y el transporte a la parte aérea aumentan con el incremento de los niveles salinos. Para SOLIMAN (1988) se acumula mayor cantidad de sodio en las raíces, lo que puede ser interpretado como un mecanismo de regulación de esta parte de la planta, que previene el transporte excesivo de este ión desde la raíz al vástago. Este contenido elevado de Na en las raíces puede ser un mecanismo adaptativo del ajuste osmótico (NAVARI-IZZO et al., 1988) que logra así que se acumule menor cantidad de sodio en las hojas protegiendo, de este modo, el metabolismo foliar de la toxicidad del exceso de Na existente en el medio radicular (SOLIMAN, 1988).

Por otra parte, RABIE y KUMAZAWA (1988) comprueban que en plantas de soja se desarrollan unas manchas necróticas en las hojas, que asocian con la acumulación de Na en dichos órganos, aunque observan que las hojas de las plantas afectadas por la sal presentan menor concentración de este ión que el resto de las partes de la planta. Posteriormente, BOGEMANS et al. (1990) determinan que la acumulación de iones tóxicos (Na^+ y Cl^-) ocurre en primer lugar en las hojas más viejas provocando su caída, en algunas ocasiones, cuando la salinidad es bastante elevada.

También el contenido de cloro en la raíz, tallos y hojas aumenta linealmente con el incremento de la salinidad (NaCl) en el medio radicular (MUHAMMED et al., 1987; JESCHKE y WOLF, 1988; SALIM, 1989b; PRAT y FATHI-ETTAI, 1990; AZMI y ALAM, 1990).

Para HEVER y PLAUT (1989) la acumulación de iones inorgánicos, predominantemente Na^+ y Cl^- , tiene un papel importante en el proceso de

ajuste osmótico, pudiendo causar además un desequilibrio iónico (RATHERT, 1983).

La absorción y el transporte de iones en las plantas tienen lugar mediante dos procesos diferentes. Uno que incluye un gasto de energía metabólica (activo) y otro pasivo que es dependiente del flujo de agua, siendo la contribución de cada componente diferente según las distintas especies (SALIM, 1989).

Se podría considerar a la membrana el sitio principal para controlar el flujo activo y pasivo de los solutos siendo las características de la membrana muy importantes para las halófitas y plantas que se desarrollan en áreas salinas sujetas a una gran cantidad de iones inorgánicos en el suelo. El desequilibrio iónico del medio radicular, a menudo, afecta a la composición química y estructural de las membranas de las células radiculares y pueden de este modo interferir con la adquisición, transporte y compartimentación de nutrientes en la planta (BLITS y GALLAGHER, 1990a y b). Los estudios de PESSARAKLI et al. (1989) demuestran que la permeabilidad de las raíces disminuye significativamente bajo condiciones de estrés salino. Esto puede explicar la reducción en la absorción de agua, que se produce bajo estas condiciones, que pueden contribuir a una reducción similar en la absorción de nutrientes.

Algunos investigadores (HEIKAL, 1977; FERNANDEZ et al., 1981) demuestran que la absorción de nutrientes por ciertas especies de plantas está restringida por la salinidad.

Según GARCIA DEL MORAL (1989) una elevada concentración en las sales del medio afecta a los niveles de absorción de algunos elementos

nutritivos, principalmente porque disminuye la absorción de agua por las raíces, y por tanto de solutos, y por los efectos de antagonismo y sinergismo en la absorción y transporte de los iones. Sin embargo para HEIKAL (1977), las plantas bajo ciertas condiciones de salinidad muestran una organización antes que una inhibición de la absorción de nutrientes.

Por otra parte, la interacción de la salinidad con la absorción y transporte de los nutrientes minerales es un componente importante en la respuesta global de las plantas a la salinidad. No sólo los iones totales de un medio salino determina el grado de respuesta de la planta, sino también la clase de sales que contribuyen a la salinidad. Por tanto la interferencia de la salinidad con la adquisición de nutrientes por los cultivos puede tener implicaciones especiales en los suelos que afectados por la sal muestran una disponibilidad baja de nutrientes esenciales (LÄUCHLI y EPSTEIN, 1985).

Los distintos nutrientes esenciales se comportan de diferente forma ante la salinidad.

1.2.4.2.1.- Nitrógeno

Existen diferencias en cuanto al comportamiento del nitrógeno en presencia de la salinidad.

Para muchos autores (SINHA et al., 1986; ALAM et al., 1986; AZMI y ALAM, 1990) el contenido total de nitrógeno aumenta al incrementar los niveles de salinidad. Este contenido fué, generalmente, más alta en la parte aérea que en las raíces (SINHA et al., 1986). Sin embargo según ALAM et al. (1986) el contenido de N en el tallo no fué afectado por los niveles de salinidad en las plantas de pepino. Por otra parte, en las hojas de cardo y

girasol se produce un aumento significativo en el contenido total de nitrógeno al aumentar la salinidad (HEIKAL, 1977).

Otros autores afirman lo contrario, que el contenido de nitrógeno, en limoneros (CERDA et al., 1979) y en plantas de trigo y rábanos (HEIKAL, 1977), disminuye con el aumento de la salinidad (AL-RAWAHY et al., 1990; BAÑULS et al., 1990). Según BHIVARE y NIMBALKAR (1984) esta disminución no es proporcional en hojas, tallo y raíz. Los estudios realizados por PESSARAKLI et al. (1989) demuestran que la salinidad baja no presenta efectos significativos sobre total de N absorbido por las plantas, sin embargo a salinidad media y alta disminuía sustancialmente el contenido de N en los tallos y las raíces.

El patrón de acumulación de N en las hojas y raíces con el incremento de la salinidad fué relacionado inversamente con el patrón de acumulación del cloro; ya que, la concentración de N en las hojas y raíces está fuertemente relacionada con la concentración de Cl en estos órganos. La reducción en la absorción de N debido al incremento de la salinidad puede ser el resultado combinado de los efectos osmóticos y del ión específico. En cuanto al efecto del ión específico, puede implicar la toxicidad directa de Cl^- y/o Na^+ (AL-RAWAHY et al., 1990).

Además, FEIGIN (1985) afirma que la reducción en el contenido de N en los cítricos con el aumento de la sal del medio es probablemente debido a la inhibición de la absorción del nitrato por el cloro. Esta inhibición puede ser debida a la interacción entre ambos iones en el sitio de transporte iónico (BAÑULS et al., 1990). Otra posibilidad es que las altas concentraciones intracelulares de cloro disminuyan el flujo de nitrato, siendo la absorción de estos iones regulada por la acumulación de cloro y/o nitrato; existiendo un efecto antagónico de la absorción de Cl^- y NO_3^+ (AL-RAWAHY et al., 1990).

La interrupción del metabolismo del Nitrógeno de las plantas por la salinidad puede ser atribuido, según ABDUL-KADIR y PAULSEN (1982) a la disminución de la absorción de nitrato, disminución de la actividad del enzima nitrato reductasa, alteración de la síntesis de aminoácidos y descenso en la síntesis de proteínas, provocando un retraso en el crecimiento y una disminución en el contenido de nitrógeno en toda la planta.

Así pues, el estrés salino inducido por el NaCl inhibe la absorción de amonio y nitrato (BROADBENT et al., 1988). Según HUFFAKER y RAINS (1985) la reducción del nitrato fué menos afectada que el metabolismo de amonio bajo condiciones salinas, probablemente debido a que el NO_3^- es reducido en las hojas mientras que el NH_4^+ es metabolizado en las raíces. Los estudios realizados por ASLAM et al. (1984) demuestran que la tasa de NO_3^- absorbido por las plántulas de cebada disminuye con el incremento de los niveles salinos y los procesos de asimilación del nitrato son inhibidos fuertemente mientras que la reducción de NO_3^- y NO_2^- no fué significativamente afectada por la salinidad.

Al interpretar los efectos de la salinidad sobre la nutrición nitrogenada han de distinguirse los efectos osmóticos sobre la actividad de las células y un efecto de hambre de nitrógeno derivado del antagonismo del nitrato por el cloro. El enzima nitrato reductasa es altamente sensible al estrés osmótico y requiere la presencia de nitrato para ser activado de forma natural. La actividad de este enzima disminuye cuando no se acumula nitrato en las plantas estresadas debido a la inhibición de la absorción de nitrato por el cloro (ABUL-KADIR y PAULSEN, 1982).

Por último diremos que el exceso de sal en el suelo o en las soluciones nutritivas deternina una reducción del crecimiento en términos de producción

de materia seca y como consecuencia disminuyen la absorción y el transporte del nitrógeno a todas las partes de la planta (SYVERTSEN y YELONOSKY, 1988; PESSARAKLI et al., 1989).

1.2.4.2.2.- Fósforo

La absorción y el contenido de fósforo en las plantas bajo estrés salino presentan distintos comportamientos según las plantas en las que se realiza el estudio o las partes de la misma que se consideren.

Algunos autores encuentran que la absorción y contenido de P disminuyen con el incremento de la salinidad en el suelo. Según SINHA et al. (1986) y FRANCOIS et al. (1984) esto sucede en la parte aérea de las plantas de sorgo; para HASSAN et al. (1970a), en cebada, se observa dicho descenso tanto en su parte vegetativa como en la reproductiva; en las hojas y tallos de las plantas de maíz (HASSAN et al., 1970b) y en distintos cultivares de calabaza (FRANCOIS, 1985) también se demuestra esta reducción.

Los resultados observados se atribuyen a la disminución en el crecimiento de la raíz, debida a la salinidad, y al ser el fósforo un elemento poco móvil en el suelo se produce la reducción de su absorción (HASSAN et al., 1970a, SOLIMAN, 1988). Además, según PASTERNAK (1987), bajo condiciones salinas, los carbohidratos disponibles no pueden ser transportados y utilizados a causa de una deficiencia de ATP. Esta deficiencia puede resultar de una absorción baja de fósforo inorgánico o del uso del ATP para el transporte del exceso de sal y su almacenamiento.

Por otra parte, en la raíz SOLIMAN (1988) y en los frutos del maíz (HASSAN et al. 1970b) el contenido de P aumenta con el incremento de la

salinidad. Estos incrementos sugieren proporcionalmente un mayor transporte del P a los frutos del maíz cuando, la absorción total de P por la planta disminuye.

En otros estudios no se observaron efectos significativos sobre el contenido de fósforo, en plantas de girasol y cardo (HEIKAL, 1977) y cítricos (BAÑULS et al., 1990), con el aumento de la salinidad en el medio.

Sin embargo, también existen trabajos que demuestran incremento en la absorción y el contenido de fósforo en distintas plantas, con el aumento de los niveles de salinidad (ALAM et al., 1986). BHIVARE y NIMBALKAR (1984) determinan tal incremento en raíces y tallos de las plantas de judía. AZMI y ALAM (1990) muestran dicho aumento en distintos cultivares de trigo.

Otros autores (TREEBY y VAN STEVENINCK, 1988a y b) observan una alteración en el contenido de P en las células de las raíces de las plantas de altramuz, que puede ser debido, según estos autores, a un ajuste de la distribución celular de los iones con el fin de mantener el potencial osmótico y favorecer la relación de agua.

1.2.4.2.3.- Potasio

El estudio de este elemento no presenta contradicciones ya que todos los autores coinciden en los mismos resultados

En general, la absorción y concentración de potasio disminuye, en plantas de cebada (HASSAN et al., 1970a), de maíz (HASSAN et al., 1970b), de calabaza (FRANCOIS, 1985), de trigo (RABIE et al., 1985), de plátano (ISRAEL et al., 1986), de triticale (SALIM, 1988), de algodón, de cítricos (SILBERBUSH y

BEN-ASHER, 1987) y de tomate (ADAMS y Ho, 1989), con el incremento de la salinidad, en todos los tejidos y etapas del crecimiento de la planta (SYVERTSEN y YELONOSKY, 1988).

En el estudio de las diferentes partes de la planta también se observan estas disminuciones. Según SINHA et al. (1986), SOLIMAN (1988) y SALIM (1989a y b), la rápida acumulación de sodio en la planta está asociada a una reducción mayor del contenido de potasio en las raíces que en los tallos. Además JESCHEKE y WOLF (1988) observan que la absorción y transporte de potasio desde la raíz al tallo están inhibidos por los niveles salinos, lo que trae como consecuencia la limitación del crecimiento de la planta y, por tanto, una disminución en el flujo de potasio desde la raíz (JONES et al., 1989), a no ser que este ión sea transportado dentro de la planta en cantidades suficientes para mantener el crecimiento de los tejidos.

Según HEIKAL (1977) en plantas de girasol y cardo, FERNANDEZ et al. (1981) en plantas de pimiento, SHANNON et al. (1987) en plantas de tomate, y AZMI y ALAM (1990) en plantas de trigo, el contenido de K en las hojas disminuye con el incremento de la salinidad (ALAM et al., 1986). Sin embargo, WALKER y DOUGLAS (1983) no observan cambios en la concentración de potasio en las hojas de cítricos con los tratamientos salinos, pero si se observó un descenso general en la concentración de este elemento en los tallos al aumentar la salinidad. Otros autores (RABIE y KUMAZAWA, 1988) opinan de diferente manera, observando que la salinidad de NaCl aumenta el contenido y distribución de potasio en las hojas de las plantas de soja, deprimiendo, sin embargo, el contenido y distribución de este elemento en los tallos y raíces. Pero de cualquier forma, la salinidad disminuye la absorción total de K por la planta.

También se ha de tener en cuenta que la absorción y concentración de K en plantas de cebada y maíz aumentan a niveles salinos bajos pero disminuyen al aumentar la salinidad (HASSAN et al., 1970a y b)

En la nutrición de las plantas, el K, junto con el Ca y Mg, juegan un papel importante como sistema amortiguador de las células de las plantas. Así pueden ser sustituidos los unos por los otros y el incremento de Na en el medio de cultivo puede causar una disminución correspondiente de K, Ca o Mg en la planta (RABIE y KUMAZAWA, 1988). La principal alteración que produce la salinidad de NaCl es una reducción en el flujo de K, debido a la interacción K-Na a nivel de la absorción (HASSAN et al., 1970b, WALKER y DOUGLAS, 1983, RABIE et al., 1985, SILBERBUSH y BEN-ASHER, 1987 y BAÑULS et al., 1990), ya que existe un antagonismo entre estos dos elementos (FERNANDEZ et al., 1981), observándose, claramente, una competencia entre los dos iones por el sitio de absorción en las raíces (SOLIMAN, 1988 y AZMI y ALAM, 1990). Este reemplazo del K por el Na es posible mediante un mecanismo no específico (ISRAEL et al., 1986).

1.2.4.2.4.- Calcio

El calcio es un nutriente particularmente importante en las plantas expuestas a estrés salino, debido a su papel en la integridad y función de la membrana (BLITS y GALLAGHER, 1990a y b), la extensión de la pared celular y la recuperación del estrés celular (LYNCH y LÄUCHLI, 1985).

El estrés de sal, sin embargo, inhibe el aporte de calcio, disminuyendo la absorción y concentración de este elemento en los tallos de plantas de cebada (HASSAN et al., 1970a), de maíz (HASSAN et al., 1970b), de ricino (JESHKE y WOLF, 1988) y otras especies (SALIM, 1989a). En las hojas, la

concentración de Ca disminuye al aumentar la salinidad (DEVITT y STOLZY, 1985) en las plantas de ricino (JESCHEKE y WOLF, 1988) y de cítricos (SYVERTSEN y YELONOSKY, 1988; BAÑULS et al., 1990); sin embargo, en plantas de soja dicha concentración no se ve afectada por el aumento del nivel salino (RABIE y KUMAZAWA, 1988). SINHA et al. (1986) observan, incluso, un aumento de la concentración de este elemento en plantas de sorgo, al igual que FRANCOIS et al. (1984 y 1989) en plantas de sorgo y en calabaza (FRANCOIS, 1985).

Por otra parte la concentración de Ca en la raíz presenta una reducción durante los tratamientos de sal en cítricos (BAÑULS et al., 1990), en plantas de judía (BHIVARE y NIMBALKAR, 1984) y en plantas de sorgo siendo dicha concentración más alta en el vástago que en la raíz (SINHA et al., 1986), aunque parece ser consecuencia indirecta de la mayor disminución de crecimiento que provoca la salinidad en el vástago que en la raíz, sin embargo RABIE y KUMAZAWA (1988) afirman que se produce un aumento considerable en dicha concentración en la raíz, al igual que ocurría en las hojas, de las plantas de soja.

Según HASSAN et al. (1970a y 1970b) la concentración de calcio disminuye al aumentar la salinidad, siendo, a pesar de todo, dicha concentración mayor en la parte vegetativa que en las espigas de trigo y en las panochas de maíz. También RABIE y KUMAZAWA (1988) observaron disminuciones en las vainas de soja. Además ADAMS y HO (1989) y ADAMS (1990) afirman que se reduce la acumulación de Ca por el fruto de tomate, teniendo como resultado una disminución en la concentración de este elemento.

En plantas de pepino, de cacahuete y de melón ALAM et al., (1986) observan que la concentración de calcio disminuye con el aumento de la salinidad. Mientras que dicha concentración aumenta significativamente y de forma progresiva en plantas de cardo, de girasol, de trigo (HEIKAL, 1977) y de pepino (JONES et al., 1989).

Con el incremento de los niveles salinos se produce una reducción en el contenido de calcio en las plantas de maíz (SOLIMAN, 1988).

Se produce una disminución en el contenido de calcio en los tallos de las plantas de soja (RABIE y KUMAZAWA, 1988) y en las plantas de cebada (LYNCH y LÄUCHLI, 1985) con el incremento de la salinidad; sin embargo, se ve favorecido dicho contenido en los tallos de plantas de judía con el aumento de NaCl y afectado adversamente por el aumento de Na₂SO₄ (BHIVARE y NIMBALKAR, 1984).

El contenido de Ca en las hojas de trigo, según AZMI y ALAM (1990), disminuye con el aumento de la salinidad, pero para otros autores dicho contenido aumenta en las hojas de judía (BHIVARE y NIMBALKAR, 1984) de eucalipto (PRAT y FATHI-ETTAI, 1990) y de soja (RABIE y KUMAZAWA, 1988) con el incremento de los niveles salinos, siendo afectado el contenido de este elemento por la salinidad más en las hojas jóvenes que en las hojas más viejas (LYNCH y LÄCHLI, 1985).

Aunque el contenido de Ca de las raíces, según BLITS y GALLAGHER (1990), fué deprimido durante la etapa de plántula y primera etapa del crecimiento vegetativo de las plantas sometidas a estrés salino, no hay un declive paralelo con el incremento de la sal externa.

En general, según LYNCH y LÄUCHLI (1985), la acumulación de calcio en las raíces y tallos resulta inhibida por la salinidad de NaCl, pero el efecto es más pronunciado en los tallos, ya que el estrés salino provoca una inhibición del transporte de Ca desde la raíz al vástago. Esta reducción en el transporte fué inducida por la concentración de NaCl. Según JESCHKE y WOLF (1988) los descensos producidos en el ritmo de transpiración podrían haber sido la causa de la disminución de la cantidad de calcio. Sin embargo para LÄUCHLI y EPSTEIN (1985) este efecto es debido a una inhibición específica del calcio liberado en el xilema y no es mediado por los efectos de la sal sobre la transpiración. Aunque el estrés salino disminuya la transpiración, este efecto no es suficiente para responder de la reducción en el movimiento del calcio.

Parece posible que los efectos adversos que existen entre los iones Na y Ca se deban a la existencia de competencia por el lugar de cambio en las raíces (SOLIMAN, 1988). El patrón de acumulación del calcio, al igual que el del potasio, en las hojas y raíces de cítricos con los niveles de salinidad alta está, según BAÑULS et al. (1990), inversamente relacionado con el patrón de acumulación del Na.

El Ca, junto con el K, contribuyen sustancialmente a mantener el potencial de soluto en las hojas, siendo componentes del ajuste osmótico (PRAT y FATHI-ETTAI, 1990); por eso, cuando la concentración de Na es alta se produce un desplazamiento del Ca de la membrana plasmática, causando la pérdida de su integridad y produciendo la salida de K desde las células (BLITS y GALLAGHER, 1990). Esta alteración en la permeabilidad de la membrana, sobre todo en la radicular, produce un incremento brusco en el flujo de otros iones, a concentraciones altas de NaCl, que es origen de una relación Na/Ca elevada (SYVERTSEN y YELONOSKY, 1988).

1.2.4.2.5.- Magnesio

El magnesio es un elemento que presenta muy diversos comportamientos en cuanto a su contenido y concentración en las plantas que se ven sometidas a estrés salino, dependiendo principalmente del vegetal que se esté estudiando.

Según RABIE y KUMAZAWA (1988) la concentración de magnesio disminuye de una forma considerable en el tallo de las plantas de soja con el aumento de la salinidad en el medio de cultivo, al igual que lo observado por JESCHKE y WOLF (1988) en ricino, aunque en este caso los cambios son relativamente pequeños. En otro órgano, como la hoja, se observa que, en plantas de sorgo y de centeno, la concentración de este elemento disminuye con el aumento de la salinidad (FRANCOIS et al., 1984 y 1989), al igual que ocurre en plantas de ricino (JESCHKE y WOLF, 1988) y en cítricos (BAÑULS et al., 1990). Sin embargo, en las hojas de plantas de cañabaza se observa un aumento en dicha concentración con el incremento de los niveles salinos (FRANCOIS, 1985).

Según HASSAN et al. (1970b) la concentración de Mg en las hojas de maíz es mayor que en los tallos, sugiriendo que el Mg resulta fácilmente transportado a las hojas. De acuerdo con estos autores en condiciones de salinidad alta hay un aumento de absorción y de concentración de Mg en la planta que puede resultar compensado por una disminución más o menos paralela del Ca.

En general se podría afirmar que la concentración de magnesio disminuye al aumentar la salinidad del medio de cultivo (SALIM, 1989a), pero dicha concentración resulta generalmente más alta en la parte aérea que en

la raíz. Según SINHA et al. (1986), en la parte aérea de las plantas de sorgo la concentración de este elemento aumenta con el incremento de la salinidad, produciéndose, sin embargo, una disminución en la raíz; lo mismo que se observó en las raíces de cítricos (BAÑULS et al., 1990).

Por otra parte, HASSAN et al. (1970a) observan que la absorción y concentración de magnesio en la parte vegetativa de las plantas de cebada aumenta con el incremento de la salinidad; siendo dicha concentración mayor que en las espigas, mientras que RABIE y KUMAZAWA (1988) muestran un aumento considerable en la concentración de magnesio en las vainas de las plantas de soja, además ADAMS y HO (1989) afirman que la alta salinidad reduce la concentración de Mg.

Con el incremento de la salinidad en el medio se produce una disminución en el contenido de Mg en las plantas de maíz (SOLIMAN, 1988), de girasol (HEIKAL, 1977), de pepino (JONES et al. 1989), de cacahuete y de melón (ALAM et al., 1986). En las hojas, también se observa un descenso en el contenido de este elemento, sobre todo en plantas de tomate (SHANNON et al., 1987) y de trigo (AZMI y ALAM, 1990). Por el contrario, en plantas de soja (RABIE y KUMAZAWA, 1988) y de judía (BHIVARE y NIMBALKA, 1984), el contenido de magnesio en las hojas aumenta con el incremento de los niveles salinos, al igual que ocurre en los tallos de las plantas de judía, mientras que disminuye su contenido en la raíz de dichas plantas (BHIVARE y NIMBALKA, 1984) y en plantas de soja (RABIE y KUMAZAWA, 1988).

Los efectos adversos del ión sodio sobre el magnesio se deben, al igual que ocurría con el calcio, a la existencia de una competencia por el lugar de cambio en las raíces (SOLIMAN, 1988).

1.2.4.2.6.- Micronutrientes (Fe, Cu, Mn y Zn)

Los contenidos de los micronutrientes (Fe, Cu, Mn y Zn), según BERNSTEIN et al. (1974), no son afectados significativamente al aumentar la salinidad, pero esta afirmación puede variar dependiendo de las distintas especies que se estudian y según el micronutriente que consideremos.

Según BHIVARE y NIMBALKAR (1984) existe una correlación negativa entre la concentración de sal y el contenido de Fe en las plantas de judía. También FRANCOIS et al. (1984) en plantas de sorgo y ALAM et al (1986) en plantas de pepino, melón y cacahuete afirman que el contenido de este micronutriente disminuye con el aumento de los niveles salinos. Por otra parte, SOLIMAN (1988) comprobó que este contenido era estimulado por el aumento de la salinidad en el medio de cultivo en plantas de maíz.

En este mismo trabajo (SOLIMAN, 1988), se observó que el contenido de Cu aumentaba linealmente con el incremento de los niveles salinos en plantas de maíz, siendo mayor el aumento en la raíz que en el tallo. Sin embargo, BHIVARE y NIMBALKAR (1984) afirman que el contenido de este micronutriente disminuye en las hojas mientras que sólo presenta fluctuaciones marginales en los tallos y raíces de las plantas de judía, al igual que lo observado por FRANCOIS et al. (1984) en plantas de sorgo.

El contenido de Mn disminuye al aumentar la salinidad en plantas de pepino, cacahuete y melón (ALAM et al. 1986), sin embargo para SOLIMAN (1988) el contenido de este elemento en todas las partes de la planta de maíz no presenta diferencias significativas a distintos tratamientos salinos. En plantas de judía únicamente se observan pequeñas fluctuaciones (BHIVARE y NIMBALKAR, 1984).

Por último con referencia al Zn, FRANCOIS et al. (1984) afirman que su contenido aumenta en plantas de sorgo al incrementar los niveles salinos, coincidiendo con lo observado por SOLIMAN (1988) en plantas de maíz. Por el contrario BHIVARE y NIMBALKAR (1984) observan que en plantas de judía el contenido de este nutriente desciende en las hojas mientras que sólo varía ligeramente en los tallos y raíces.

Desde el punto de vista de la concentración y absorción de estos micronutrientes también se encuentran distintas observaciones que no se corresponden en algunos casos con lo que ocurría con el contenido de estos elementos en las plantas.

MAAS et al (1972) observan que en plantas de tomate y de soja la concentración de Fe aumenta en la parte aérea y en las raíces con el aumento de la salinidad, mientras que en plantas de calabaza la sal no influye en la concentración de este micronutriente, según esto se deduce que la concentración de Fe muestra una correlación positiva con la salinidad. Esto mismo fué comprobado con anterioridad por HASSAN et al. (1970b) en plantas de maíz, sin embargo en plantas de cebada estos mismos autores (HASSAN et al., 1970a) observan una disminución en la concentración de este nutriente tanto en su parte vegetativa como en las espigas. Pero a pesar de lo descrito, todos ellos coinciden con SOLIMAN (1988) en que la absorción de este elemento se ve disminuida por el aumento de la salinidad. Esta disminución va a depender, además, del tipo de sal que exista en el medio ya que el aumento de sales de sulfato pueden causar la precipitación de Fe como $Fe_2(SO_4)_3$ y disminuye así su disponibilidad para las plantas.

En plantas de cebada la concentración y absorción de Cu disminuye al aumentar la salinidad del medio (HASSAN et al., 1970a), al igual que ocurre en

plantas de maíz (HASSAN et al., 1970b y SOLIMAN, 1988). Se sabe que la movilidad de este micronutriente en las plantas esta limitada, por tanto la reducción en el crecimiento de la raíz y del vástago, producida por la salinidad, puede ser considerada la causa más importante en la disminución de la absorción del Cu.

Según SOLIMAN (1988) y HASSAN et al. (1970b) la absorción de Mn disminuye linealmente en el vástago de las plantas de maíz y de forma diferente en la raíz. En plantas de calabaza la concentración de este nutriente desciende en la parte aérea y en la raíz al aumentar la salinidad (MAAS et al. 1972). En contraste en este mismo trabajo, MAAS et al. (1972) observan en plantas de tomate y soja, al igual que HASSAN et al (1970a) en cebada, que la absorción y concentración de Mn aumenta con el incremento de la concentración de NaCl.

La concentración de Zn también presentan diferencias según los distintos estudios realizados, así, por una parte, HASSAN et al. (1970a) en plantas de cebada, HASSAN et al (1970b) en maíz y MAAS et al. (1972) en tomate, soja y calabaza observaron que la concentración de este nutriente aumentaba al hacerlo la salinidad. Este incremento sugiere cambios bruscos en la permeabilidad de la membrana permitiendo un incremento en el flujo de difusión y un secuestro de iones metálicos por la raíz. Sin embargo la absorción de este micronutriente presenta otro comportamiento diferente, ya que, en plantas de cebada (HASSAN et al., 1970a) aumenta, mientras que en plantas de maíz (HASSAN et al., 1970b) disminuye al aumentar la salinidad del medio.

Según MAAS et al. (1972) aunque el crecimiento vegetativo de las plantas de tomate, soja y calabaza fué deprimido por el aumento del NaCl, los

niveles de los micronutrientes en los tejidos quedaban dentro de los límites fisiológicos necesarios para un crecimiento óptimo. Sin embargo, para otros autores (BHIVARE y NIMBALKAR, ,1984) la salinidad en el medio de cultivo distorsiona el metabolismo inorgánico normal.

Finalmente diremos que los resultados contradictorios que existen entre el contenido y la absorción de micronutrientes podría explicarse sobre la base de una serie de efectos estimuladores de la salinidad al incrementar la composición iónica de las plantas y a una serie de efectos depresores en la producción de materia vegetal. Los efectos desiguales de la salinidad sobre los dos parámetros medidos tiene como resultado una disminución total de la absorción de estos nutrientes.

1.3.- MECANISMOS DE RESISTENCIA A LA SALINIDAD

Es bien conocida que la resistencia de los vegetales a un stress ambiental puede deberse a evitación, es decir, al desarrollo de una barrera química o fisiológica que impida a las células sufrir una alteración en el equilibrio termodinámico interno en presencia del stress, o a tolerancia, cuando la célula es capaz de soportar ese desequilibrio termodinámico por largos periodos sin daños aparentes.

Las plantas pueden utilizar alguno o varios de los métodos siguientes para **evitar** el stress salino interno:

- 1.- Puede excluir la sal de sus células pasivamente, impidiendo su entrada.
- 2.- Puede expulsar la sal de forma activa, una vez que esta ha entrado.
- 3.- O puede diluir la sal entrante.

En el primer caso, existen numerosos ejemplos de glicófitas e incluso de halófitas, en que su resistencia al NaCl ha sido relacionada con la habilidad para **excluir** los iones Cl^- y Na^+ de los vástagos, presumiblemente por

disminución de la permeabilidad selectiva de la membrana a estos iones. Es bien conocido que la permeabilidad diferencial de la célula vegetal depende de un balance entre cationes monovalentes (K^+ , Na^+) y divalentes (principalmente el Ca^{2+}), por tanto, este balance puede actuar como un agente protector de la membrana, garantizando su impermeabilidad a elevadas concentraciones externas de NaCl y permitiendo el crecimiento de las plantas sensibles. Bajo estas condiciones habría una absorción preferencial del Ca^{2+} sobre la membrana modificando sus propiedades y disminuyendo la permeabilidad para los cationes monovalentes y otros iones. De esta forma, la exclusión podría mantener el balance iónico normal en presencia de concentraciones moderadamente altas de electrolitos, siempre que en el medio radicular exista suficiente Calcio.

En cuanto al segundo método, la expulsión activa de las sales podemos decir que la mayoría de los sistemas relacionados con el transporte iónico en las plantas han sido estudiados sólo desde el punto de vista de la absorción, no de la expulsión de sales. De los estudios cinéticos se desprende que existen dos sistemas diferentes de ATPasa activadas por los iones sodio y potasio en las células de las plantas resistentes al stress salino. Uno de óptima actividad a elevadas concentraciones de potasio y que se localiza en el plasmalema celular y otro localizado en el tonoplasto y que requiere altas concentraciones de sodio. De esta forma existiría un sistema de transporte que tomaría sodio del citoplasma expulsándolo al medio circundante e intercambiándolo por potasio, y otro que también tomaría sodio del citoplasma y lo vertiría en las vacuolas. Por tanto, está bien documentado que las bombas de expulsión de iones, reconocibles bioquímicamente como ATPasa de membrana, desempeñan un papel muy importante para mantener las funciones celulares en las plantas resistentes a la salinidad, contribuyendo a que la concentración de sodio libre en el citoplasma sea lo más baja posible.

Relacionadas con la expulsión de iones se encuentran las **glándulas salinas excretoras de sal**, las cuales pueden estar constituidas por una o varias células rodeadas de cutícula, pero siempre con una gran cavidad destinada a recoger y dar salida a la secreción salina. Las células de las glándulas se caracterizan por poseer un citoplasma bastante denso a los electrones, con numerosas mitocondrias, un núcleo voluminoso y pequeñas y abundantes vacuolas. La secreción de estas glándulas consiste principalmente en gran cantidad de iones minerales, incluyendo los cationes sodio, potasio, magnesio, calcio, litio y los aniones cloruro, sulfatos, fosfatos y carbonatos, junco con algún material orgánico, comprendiendo aminoácidos libres y proteínas. En la mayoría de las especies la sal es excretada de la hoja, pero en otras como en *Atriplex* es liberada por la rotura de la vesícula siendo posteriormente lavada por la lluvia.

Por último el tercer método el de la **dilución de sales**.

Dado que lo esencial del efecto de las sales no es su cantidad absoluta, sino su concentración, una absorción de agua en cantidad suficiente puede prevenir un incremento peligroso en el líquido tisular. Así, en numerosas halófitas cuando las concentraciones de solutos alcanzan un determinado valor, las células, especialmente las parénquimáticas, se alargan permitiendo un mayor contenido de agua que previene la concentración excesiva del jugo celular y conduce a la succulencia de la hoja. Se ha sugerido que la succulencia quizás depende del mantenimiento de paredes celulares muy delgadas y extensibles en forma plástica, para permitir una expansión celular continua por una absorción de agua capaz de mantener constante el balance iónico a medida que se incrementa el contenido de sales en la hoja. Este mecanismo de resistencia se encuentra bien desarrollado en ciertas especies de *Atriplex*, *Salicornia*, *Suaeda* y otras quenopodiáceas de lugares salinos.

La resistencia basada en evitación del stress se fundamenta, por tanto, en mantener un contenido iónico limitado, especialmente en las células de la hoja. En su consecución cooperan características anatómicas, fisiológicas y bioquímicas; las cuales pueden ser agrupadas a dos niveles: radicular, controlando la entrada de iones y su paso al xilema y foliar, impidiendo su acumulación en la hoja.

Los datos anteriores enfatizan la importancia de la evitación en la resistencia a la salinidad. Así, las glicófitas moderadamente resistentes deben su resistencia a evitación. Sin embargo la comparación de la fisiología de las plantas glicófitas y halófitas sugiere que la acumulación de iones y, por tanto la tolerancia, parece ser un mecanismo superior de adaptación a los hábitos salinos, puesto que posibilita a la planta para obtener agua a valores muy negativos de potencial hídrico en su ambiente e impide su deshidratación. Esa tolerancia se fundamenta tanto en un alto grado de compartimentación de los iones dentro de la célula como en un adecuado ajuste osmótico entre vacuolas y citoplasma, adquirido por la acumulación de solutos orgánicos (osmorregulación).

Para que una planta pueda absorber agua e iones de un suelo altamente salino, con un potencial hídrico muy negativo, el potencial hídrico de sus células deberá ser aún más negativo. Para conseguirlo, las células de las especies halófitas desarrollan una serie de mecanismos fisico químicos conocidos globalmente como osmorregulación. Dado que el stress osmótico es un tipo de déficit hídrico, cuando la planta está expuesta a una solución salina existen dos mecanismos por los que puede retener su turgor: a) **Absorbiendo la sal** y b) **Incrementando su concentración de solutos orgánicos**, proceso que requiere gasto de energía metabólica. Ambos mecanismos son de evitación de la deshidratación y operan simultáneamente en las células de las plantas halófitas.

Las elevadas concentraciones de iones cloro y sodio, así como de otros iones encontrados en suelos salinos, pueden inducir deficiencias en otros elementos esenciales. Sin embargo, las halófitas son capaces de mantener unos buenos niveles de absorción de nutrientes aún bajo condiciones de alta salinidad. Dejando aparte los mecanismos generales de absorción de elementos nutritivos, los factores que lo hacen posible se relacionan con 1.- una rápida conversión de los nutrientes aniónicos a compuestos orgánicos, lo que facilita un elevado gradiente de concentración; 2.- existencia de gran número de lugares específicos de absorción en el plasmalema de las células radiculares y foliares; y 3.- funcionamiento de un mecanismo de absorción pasiva relacionado con la creación de un gradiente de potencial electroquímico, bien mediante la actividad de las bombas de iones o por producción de ciertos iones orgánicos desde sustratos no iónicos dentro de la célula. Un buen ejemplo lo constituye la síntesis de ácidos orgánicos, los cuales pueden intercambiar iones hidrógeno por cationes metálicos a través de las membranas. También, el bicarbonato formado por procesos de carboxilación en las células de la raíz puede ser intercambiado por iones nitrato de la solución externa, que son transportados junto con iones potasio vía xilema hasta las hojas. De nuevo se forma bicarbonato durante el metabolismo del nitrógeno y, tras su conversión a ácidos orgánicos, es transportado, asociado también al potasio, vía floema hasta la raíz. De esta manera se establecería un proceso de absorción cíclico en el cual un anión es cambiado por otro.

Todos estos son mecanismos de evitación de la deficiencia nutritiva, pero también los hay de tolerancia como es la capacidad de sustitución de unos iones por otros en procesos no demasiado específicos.

La tolerancia al daño provocado por alteraciones en las vías metabólicas ha sido explicado por un elevado grado de compartimentación en el

citoplasma de los iones absorbidos, evitando que entren en contacto con enzimas y unidades proteicas sensibles.

El mecanismo de tolerancia al daño que produce lesiones en las membranas, debe depender de las propiedades de sus lípidos o de sus proteínas o de ambos conjuntamente. Desafortunadamente, la información disponible es escasa en este punto. Se conoce que los cambios inducidos a las membranas en presencia de stress salino son muy semejantes para la mayoría de las especies, consistiendo en desorganización estructural y alteración de las unidades entre lípidos y proteínas. Algunas investigaciones sobre la alteración existente entre actividad enzimática y lípidos, demuestran que ciertas membranas pueden recuperar su actividad ATPásica perdida con la ayuda de la fosfatidilcolina. También ha sido señalado que la tolerancia de las membranas a la salinidad requiere el ajuste de ciertos lípidos considerados como protectores, así como la síntesis de nuevos fosfolípidos, procesos que requieren energía.

Para la fisiología de las halófitas, la tolerancia parecer ser definitivamente el factor principal, puesto que el contenido en sales de sus células se asemeja al del medio externo. El resultado es una inusualmente elevada concentración de sus jugos celulares y un bajo potencial hídrico. Las bases fisiológicas que posibilitan a las plantas para tolerar un ambiente salino, parecen venir condicionadas por la elevada capacidad para excluir la sal de los tejidos, células y orgánulos sensibles, lo que denominamos **Compartimentación**; la alta capacidad para conseguir un ajuste osmótico suficiente, la llamada **Osmorregulación**; la **estabilidad** inherente de membranas, macromoléculas y sistemas enzimáticos en un medio de alta concentración iónica; la capacidad para generar factores **estabilizadores** de macromoléculas y la posibilidad de llevar a cabo otros tipos de modificaciones adaptativas con la mejor repercusión posible sobre el crecimiento.

1.4. ESTRATEGIAS DE LUCHA CONTRA LA SALINIDAD

La investigación básica sobre los mecanismos de tolerancia a la sal puede ayudar a diseñar estrategias para la selección de plantas, manipulaciones genéticas o regímenes nutritivos y de crecimiento que ayuden a obtener plantas o diseñar sistemas de cultivo con los que enfrentarse a las condiciones salinas (UDOVENKO, 1985, TERRY y WALDRON, 1985). Según TAL (1985), la mayoría de los esfuerzos en este terreno para investigación agrícola deberían concentrarse en la mejora y aplicación de métodos convencionales. La aplicación de sustancias de carácter hormonal, basada en el conocimiento correcto de su actuación en este campo, puede beneficiar a las plantas sometidas a estrés salino (PASTERNAK, 1987).

En una serie de experimentos de laboratorio y en macetas se han obtenido resultados positivos al aplicar estimuladores del crecimiento (auxinas, giberelinas, citoquininas). En ocasiones no se producen efectos cuando se aplican separadamente, en tanto sí lo producen al emplearse juntos. También se ha visto repetidamente el efecto positivo de rociar las plantas con compuestos retardadores, como el clorholinclorido, el CBBP y

otros. Debe destacarse el efecto positivo que se logra sobre el crecimiento de las plantas en medio salino cuando las semillas son tratadas con prolina, mientras que el resto de los aminoácidos no producen ningún efecto. Esto puede deberse, según UDOVENKO (1985), al papel de primer orden que tiene la prolina en la adaptación de muchas plantas a la salinidad y a otras formas de estrés.

Además de todo esto, se intentan buscar los métodos adecuados para aumentar la productividad de las plantas en los suelos salinos, basándose principalmente en la posibilidad de modificar la resistencia de las plantas a la salinidad.

La experiencia mundial muestra que los éxitos se logran desde dos aspectos: un aspecto genético o un aspecto fitotécnico.

Un aspecto genético por la vía de la introducción de plantas y de la selección. Estos métodos se basan en escoger, dentro de toda la diversidad genética de formas y especies vegetales, aquellas más resistentes a la salinidad, para su cultivo en estas condiciones, intentando conseguir nuevas variedades de plantas con un alto nivel de resistencia (MAAS y NIEMAN, 1977). El éxito del trabajo depende mucho del grado de conocimiento de la naturaleza biológica, de la propiedad de las plantas para resistir los estrés y en particular el estrés salino.

Según PASTERNAK (1987), la manipulación genética, para la selección de especies resistentes a la salinidad, se puede realizar desde dos niveles, un nivel celular, seleccionando una única célula o bien a nivel de planta entera. Desde este primer nivel, podemos decir que, para transformar especies vegetales productivas en resistentes a la salinidad es necesario echar mano de las posibilidades que ofrecen la genética molecular y la transferencia de

genes entre especies, y puesto que no hay una incompatibilidad natural entre las plantas y el agua salada, ya que existen las algas y arbustos, como los manglares, que viven en aguas del mar, sería teóricamente posible conferir la tolerancia de estas plantas a las células de las plantas cultivadas. Pero a pesar de que la tecnología para transferir genes a plantas está ya desarrollada el problema fundamental es encontrar genes que determinen tolerancia a la salinidad. Desde el segundo nivel podríamos señalar que en los suelos salinizados se logran mejores cosechas, según UDOVENKO (1985), cuando se utilizan semillas obtenidas de plantas que crecieron en un medio salino, que cuando estas se obtienen de las plantas que crecieron en suelos normales.

Un aspecto fitotécnico, donde se elaboran distintas formas de actuar sobre las plantas durante su crecimiento para elevar su resistencia fisiológica ante el estrés salino. Estas labores se dirigen a influir sobre los sistemas del organismo vegetal que, o bien frenan la absorción de las sales inútiles o intensifican las reacciones de síntesis, debilitadas por la salinidad, o normalizan el régimen osmótico del citoplasma bajo condiciones de estrés (UDOVENKO, 1985).

En el estudio de estos mecanismos y de su posible manipulación ha de tenerse en cuenta que este aspecto está gobernado a nivel celular y de organismo completo. La mayoría de las especies cultivadas no son marcadamente tolerantes a la sal, dependiendo tal tolerancia, en general, del grado hasta el que puede ser excluida la sal, especialmente del tallo. Esto significa que fenómenos tales como la absorción y el transporte de iones a larga distancia, han de conocerse mediante el estudio de procesos que no pueden ser investigados a un nivel puramente celular, aunque también lo incluyan. Todos estos estudios, que de por sí son de naturaleza básica, tienen implicaciones prácticas evidentes.

La aparente tolerancia a la sal de los cultivos agrícolas varía con los niveles de fertilidad del suelo. Los cultivos muestran una tolerancia a la sal excepcionalmente alta bajo condiciones de fertilidad óptima (FEIGIN, 1985), ya que la salinidad en sí puede inducir deficiencias nutricionales (BERNSTEIN, et al., 1974) y desequilibrios nutritivos entre cationes y aniones en las plantas (PAKROO y KASHIRAD, 1981). El suplemento de fertilizantes ha sido recomendado para superar o moderar los efectos de la salinidad (RAVIKOVITCH y PORATH, 1967; RAVIKOVITCH y YOLES, 1971; FERNÁNDEZ et al., 1981).

Muchos autores han constatado el efecto positivo de muchos macronutrientes y micronutrientes en el aumento de la productividad de numerosos cultivos en condiciones salinas, sobre todo cuando las plantas no sufren déficit hídrico y los suelos solo están débilmente salinizados. Los fertilizantes más efectivos son los nitrogenados principalmente cuando se emplean en grandes dosis; el fósforo da efectos positivos inferiores al nitrógeno, y solo con pequeñas aplicaciones. Se han obtenido resultados positivos al aplicar una serie de microelementos (Zn, Cu, B, Mn, Fe, etc.), tanto al suelo como utilizando el proceso de embeber las semillas, antes de la siembra, en soluciones que tengan esos elementos (UDOVENKO, 1985)

2. OBJETIVOS

2. OBJETIVOS

Los suelos salinos o salinizados a causa del riego con aguas de concentraciones salinas excesivas se extienden por muchos países del mundo y en España, especialmente en el sur, constituyen un problema de no poca entidad. El exceso de iones en el suelo tiene una consecuencia inmediata en la absorción y acumulación de los mismos por la planta, lo que conduce a un cambio apreciable de la homeostasis iónica-osmótica del vegetal y de su régimen hídrico. Estos cambios, provocados en el metabolismo de las plantas por acción del estrés salino, varían con las especies, variedades, circunstancias climáticas y nutrición de los cultivos. La búsqueda de vías para aumentar la productividad de las plantas en los suelos salinos se basa en la posibilidad de modificar la resistencia a la salinidad de los vegetales. Estas vías se concretan, especialmente, en un aspecto genético, con selección e introducción de variedades resistentes y un aspecto fitotécnico en el que pueden destacarse, de manera preferente, los estudios tendentes a mejorar esa resistencia mediante la manipulación del equilibrio nutritivo, a través de la nutrición mineral de las plantas (UDOVENKO, 1985).

En las zonas costeras aparece un problema adicional, como es la salinización progresiva de las aguas de los pozos que se utilizan para el riego de los cultivos de estas zonas. Según GARCIA y ANDRES (1991) los recursos hidráulicos del Campo de Níjar (Almería) se encuentran amenazados al haber una sobreexplotación continua y, como consecuencia, sufren una salinización progresiva que, de continuar así, pondría en peligro los cultivos de regadío en la zona. Estos riesgos se agravan si se tiene en cuenta la posibilidad de intrusiones marinas. Por todo esto, se ve la necesidad de ampliar los estudios al respecto.

Desde el punto de vista de obtener buenas producciones, la selección de plantas con tolerancia elevada a la sal se ha de hacer en el primer estadio del crecimiento pues así se obtiene una correlación positiva entre el material vegetal seleccionado y la cantidad y calidad del producto para mercado que se obtiene. Muchos cultivadores han seleccionado plantas tolerantes a la salinidad de acuerdo con su comportamiento respecto a germinación y crecimiento de la plántula en esas condiciones: sin embargo, en ciertos casos, parece existir esa correspondencia con el primer estadio del crecimiento de la plántula pero no con la germinación (NERSON Y PARIS 1984).

Por este motivo nuestro trabajo se ha centrado en estos dos estadios de la ontogenia de la planta tratando de dilucidar, entre otras cosas, posibles diferencias entre ambas en la influencia salina.

De acuerdo con todo lo expuesto, se pretende un estudio de la influencia de la salinidad en la distribución primaria de los elementos nutritivos, a partir del hecho germinativo, y comprobar algunas interacciones de los elementos minerales en los efectos salinos. Los estudios sobre la influencia de la salinidad, encontrados en la bibliografía, se realizan mediante el cultivo de

plantas, con o sin suelo, con un suministro normal de nutrientes que ha de bastar para el desarrollo de las mismas. Se ha de tener en cuenta que, en estos casos se solapan los efectos de la salinidad sobre dos mecanismos distintos, integrantes de la nutrición mineral de las plantas, que son la absorción y el transporte de los nutrientes, pudiendo el elemento salino interferir en ambos mecanismos o sólo en alguno de ellos y, en cualquiera de los casos, puede hacerlo con distinta selectividad o intensidad. Por ello, realizamos este estudio utilizando un medio inerte al que sólo se agrega agua y el componente salino, en su caso, o el nutriente correspondiente a cada tratamiento en estudio; se trata de examinar los efectos de cada uno sobre la germinación y el desarrollo de las plántulas resultantes, con sólo las reservas de la propia semilla, así como sobre la capacidad de las plántulas para extraer nutrientes de tales reservas y su distribución entre sus órganos. Para ello se ha elegido el ClNa como sustancia salina por ser la más común en nuestros suelos (GARCIA DEL MORAL, 1989). Como planta tipo se utiliza el girasol (*Helianthus annuus* L.) por ser un cultivo muy extendido en España y con gran futuro a la vista del incremento del consumo de su aceite en la C.E.E. Es una planta con cierta tolerancia a la salinidad, que profundiza ampliamente en el suelo y con sólo un tallo, lo que facilita los estudios al no presentar los fenómenos de ramas laterales que suelen originarse por salinidad (JESCHKE Y WOLF, 1988).

3. MATERIAL Y METODOS

3. MATERIAL Y METODOS

3.1.- MATERIAL BIOLÓGICO EMPLEADO

En ensayos previos se estudiaron distintos tipos de semillas, como el maíz (*Zea mays* L.), el trigo (*Triticum aestivum* L.), la cebada (*Hordeum vulgare* L.) y el girasol (*Helianthus annuus* L.) y tras diversos ensayos se eligió la semilla de girasol. Por tanto, se han utilizado como material vegetal semillas de girasol (*Helianthus annuus* L. cv. enana), ya que esta semilla presenta un tiempo de germinación pequeño, lo que resulta bastante útil para un estudio secuencial en un período de tiempo corto, porque únicamente requiere suelos poco encharcados, por tener una semilla abundante en reservas que permite obtener una plántula de buen tamaño, y por estar muy extendido su cultivo en nuestra región y con tendencia a extenderlo aún más. Es una planta moderadamente sensible a la salinidad (MAAS, 1986), por lo que se vienen utilizando como una planta colonizadora en los nuevos regadíos donde existe este problema (JIMÉNEZ, 1977).

En medios salinos (suelos) la salinidad tiende a acumularse proporcionalmente en los 5 primeros mm del suelo por lo que la disminución de emergencia del cultivo por la salinidad se debe probablemente a disminución de la germinación si se siembra poco profundo (3 a 5 mm) mientras que en sembrado más profundo (10 mm ó más) la disminución de emergencia parece deberse a daños producidos por la sal en el hipocotilo después de la germinación. Es pues más aconsejable sembrar más profundo (ASSADIAN y MIYAMOTO, 1987).

Además, según ASSADIAN y MIYAMOTO (1987), los ensayos de resistencia a salinidad en la germinación para selección de variedades o conclusiones válidas pueden no ser buenos ni suficientes al valorar los daños en el hipocotilo o en el primer estadio de la plántula que disminuye la emergencia o la viabilidad a término de la planta.

Por todo ello, cualquier estudio para discernir la tolerancia a la sal o su mejora debe incluir la evaluación de daños al hipocotilo o a la plántula resultante.

Como consecuencia de lo expuesto se eligió el girasol por ser semilla con reservas abundantes que permiten una siembra relativamente profunda y que da lugar a unas plántula robusta sin necesidad de aporte exterior de nutrientes.

3.2.- SUSTRATO Y SOLUCIONES UTILIZADAS

El sustrato en el que se han sembrado las semillas es arena de cuarzo lavada con ácido clorhídrico y agua destilada. Se utilizó arena tamizada con una malla de 2 mm de luz. Como queríamos recuperar las raíces, este material

nos dió las máximas facilidades para ello ya que no es difícil eliminarlo con un lavado concienzudo. En un experimento previo utilizamos vermiculita, pero desechamos este material por ser muy difícil su eliminación de las raíces del girasol, quedando siempre restos.

Como fuente de salinidad empleamos NaCl en estos experimentos por ser el Cl⁻ y el Na⁺ los iones más comunes y abundantes en los suelos salinos (PESSARAKLI et al. 1991) y según AL-RAWAHY et al. (1990) probablemente la más perjudicial para el crecimiento de las plantas y la absorción de nutrientes. Se plantea un ensayo según un diseño de bloques al azar en macetas, con 9 tratamientos distintos (T, K, Ca, N, P, Fe1, Fe2, Mn, B) con tres niveles salinos (0, 50, 100 mM de NaCl), y 6 repeticiones de cada uno de ellos. Se utilizaron estos tres niveles de salinidad por ser los más usados en bibliografía. Por otra parte, VAN DER MOUZEL y BELL (1987) considera la salinidad de 100 mM como un nivel alto, por encima del cual difícilmente se produce la germinación. Además, en experimentos previos nosotros desechamos el de 25 mM, ya que como pudimos comprobar, analizando diversos parámetros fisiológicos, (TABLA 1) no existen diferencias significativas entre el nivel 0 y el 25 mM de NaCl, en todos los parámetros estudiados.

TABLA 1.- Parametros Fisiológicos de los 4 Niveles Salinos del Ensayo Previo

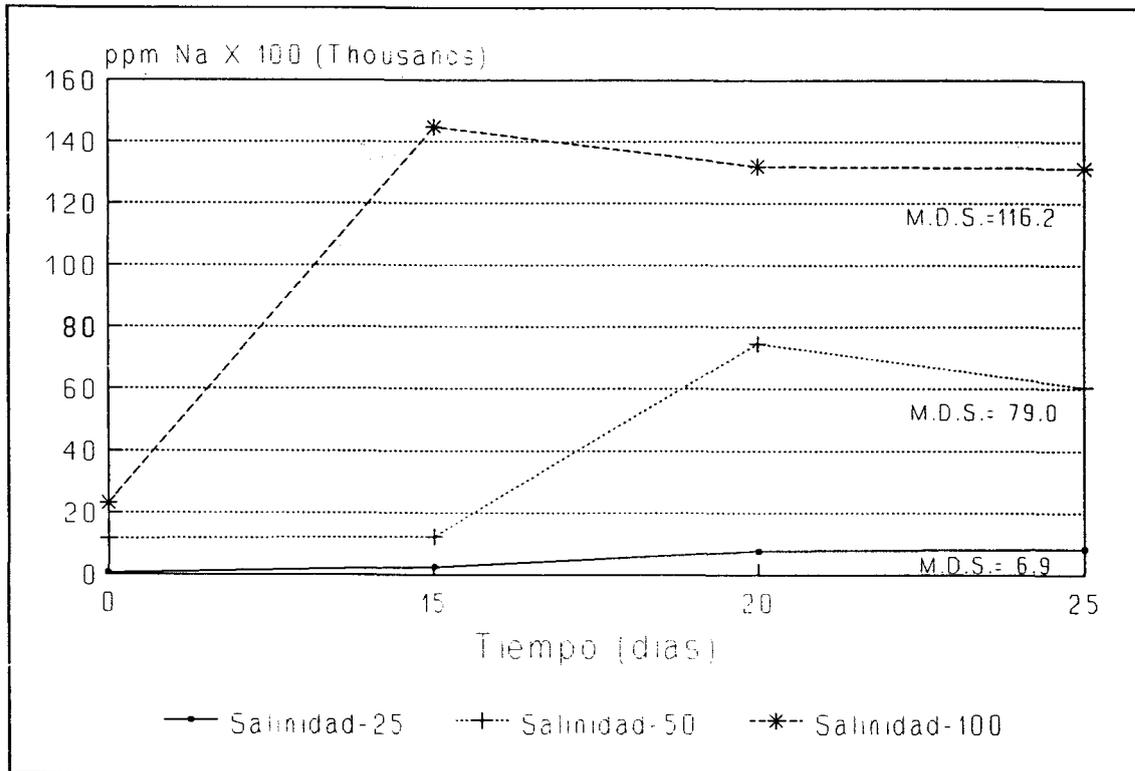
	Salinidad-0	25	50	100	M.D.S
Germinación	90.00	85.00	89.00	70.00*	10.80
P. seco Hoja	45.20	48.60	40.80	22.00*	5.90
P. seco Tallo	22.80	27.00	26.40	17.00*	4.37
P. seco Raíz	69.40	76.51	53.26*	40.20*	11.85
P. seco Parte Aerea	68.00	75.60	67.60	39.00*	9.66
P. seco Total	137.40	152.11	120.86	79.20*	20.26
Longitud de Tallo	15.59	15.51	11.03*	5.88*	1.77
Area Foliar	5.71	5.90	5.27	3.09	0.63

Germinación (%), Peso Seco (mg/planta), Longitud de Tallo (cm/planta), Area Foliar (cm²/planta)

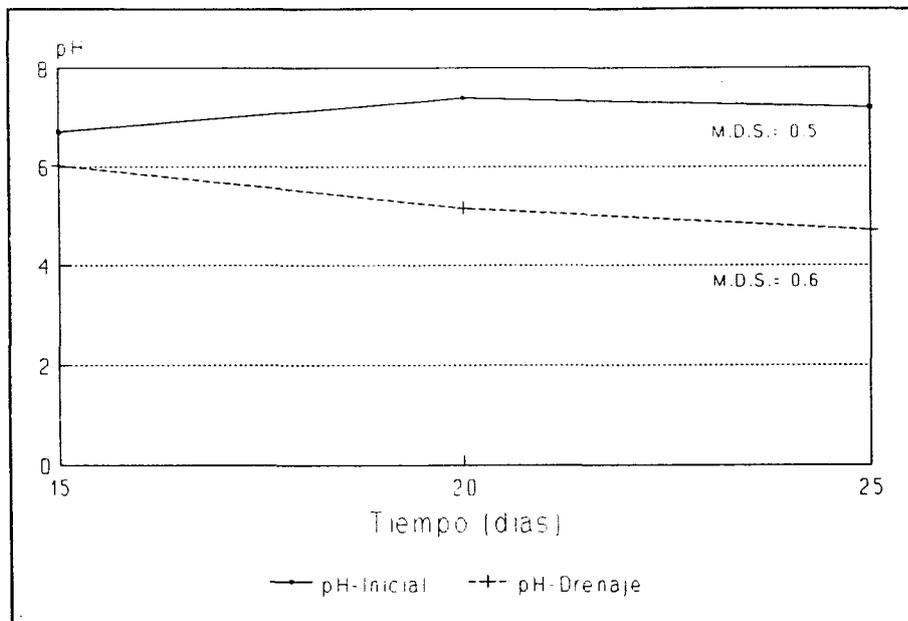
* significativamente diferentes al 5%

En este experimento previo también se intenta comprobar si se produce una acumulación de sales excesivas en las macetas con los riegos sucesivos y además si era alterado el pH de las soluciones con el paso de los días. Para esta comprobación el riego se hace en exceso y en distintos días (15, 20, 25) se recogen las soluciones que drenan y se mide el pH y el contenido de sodio de las mismas. Los datos se muestran en las GRAFICAS 1, 2, 3 y 4. En la GRAFICA 1 que nos muestra el contenido en sodio de las soluciones a lo largo de los días del cultivo podemos observar que a los 15 días se produce un aumento brusco del contenido de Na en las soluciones recogidas en el drenaje, pero posteriormente a los 20 y 25 días este contenido se estabiliza.

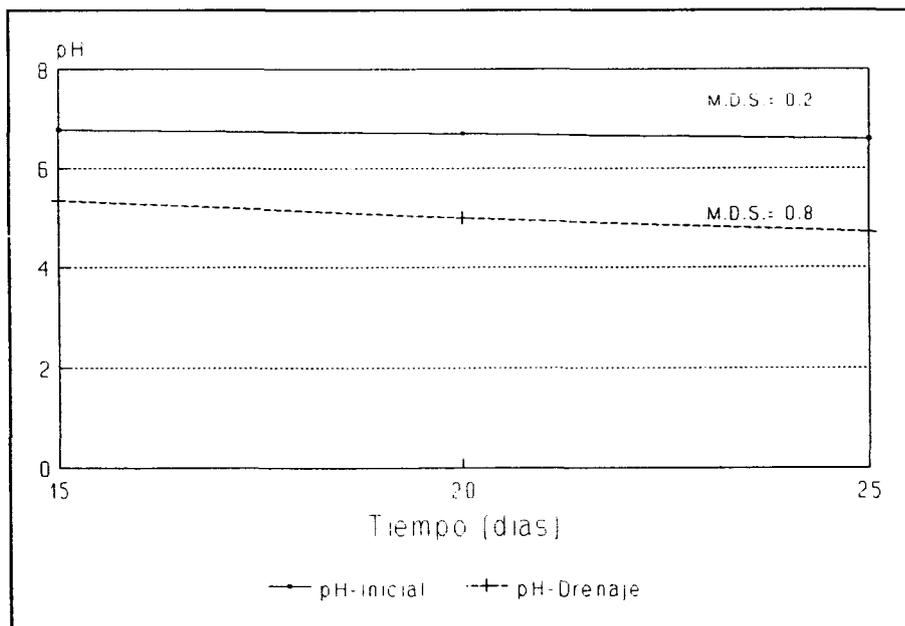
En salinidad media (50 mM) y alta (100mM) se observaron diferencias estadísticamente significativas, siendo una excepción el caso de salinidad baja (25 mM) donde estas diferencias no fueron significativas. No se muestran los valores de salinidad 0 mM por ser próximos a cero y no aparecer en la gráfica.



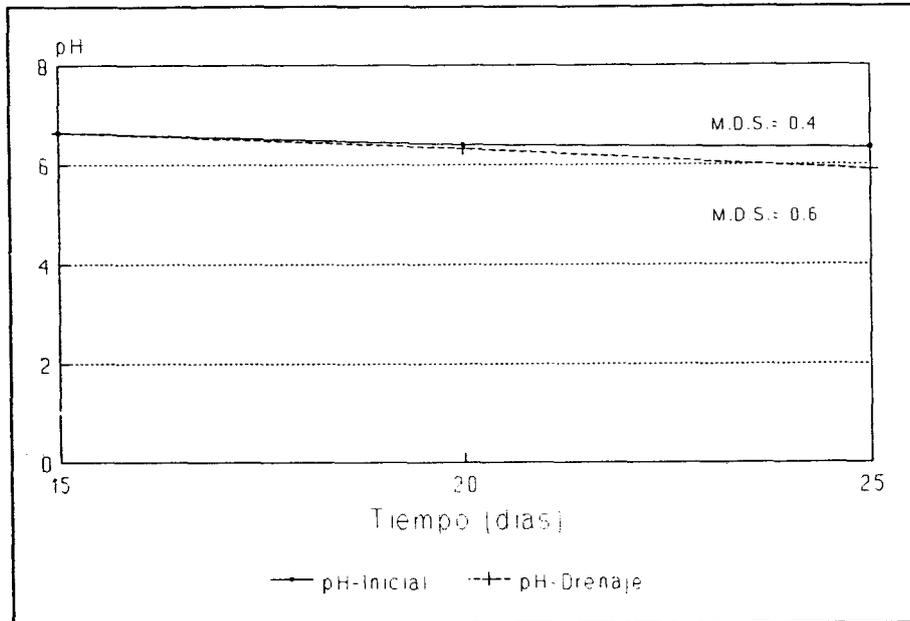
GRAFICA 1.- Contenido de sodio en las soluciones de drenaje a lo largo de los días del cultivo



GRAFICA 2.- pH de la solución inicial y de drenaje de 25 mM de NaCl durante el tiempo del cultivo



GRAFICA 3.- pH de la solución inicial y de drenaje de 50 mM de NaCl durante el tiempo de cultivo



GRAFICA 4.- pH de la solución inicial y de drenaje a 100 mM de NaCl durante el tiempo de cultivo

En lo referente al pH las diferencias no son importantes, únicamente en el caso de salinidad baja (25 mM) se observan descensos en el pH entre las soluciones iniciales y las recogidas después del drenaje a los 20 y 25 días, no observándose, sin embargo, ninguna diferencia en el pH de las salinidades media (50 mM) y alta (100 mM).

Las soluciones salinas que se emplean para el riego de las macetas, correspondientes a los 9 tratamientos del experimento, se preparan con sales de calidad R.A. Estos 9 tratamientos vienen representados en la TABLA 2.

Las cantidades aplicadas de los elementos unitarios en cada caso, se ajustan a lo encontrado en bibliografía, siendo las cantidades más apropiadas sin producirse efectos de toxicidad de dicho elemento aplicado. Se utilizó como catión el SO_4^{-2} en todos los casos para no introducir un catión diferente

en cada tratamiento, exceptuándose el caso del $\text{SO}_4(\text{NH}_4)_2$ en cual se pudo comprobar que producía una toxicidad muy elevada incluso a concentraciones bajas de dicha sal, utilizando en sustitución el NO_3NH_4 que no presenta ningún problema.

TABLA 2.-Series de Tratamientos Efectuados en todo el experimento

T-S0.-	Testigo con agua destilada
T-S50.-	Testigo con salinidad 50 mM de NaCl
T-S100.-	Testigo con salinidad 100 mM de NaCl
K-S0.-	Salinidad 0 + 4.4 meq/l de K en forma de SO_4K_2
K-S50.-	Salinidad 50 + 4.4 meq/l de K en forma de SO_4K_2
K-S100.-	Salinidad 100 + 4.4 meq/l de K en forma de SO_4K_2
Ca-S0.-	Salinidad 0 + 8 meq/l de Ca en forma de $\text{SO}_4\text{Ca} \cdot 2\text{H}_2\text{O}$
Ca-S50.-	Salinidad 50 + 8 meq/l de Ca en forma de $\text{SO}_4\text{Ca} \cdot 2\text{H}_2\text{O}$
Ca-S100.-	Salinidad 100 + 8 meq/l de Ca en forma de $\text{SO}_4\text{Ca} \cdot 2\text{H}_2\text{O}$
N-S0.-	Salinidad 0 + 8 meq/l de NO en forma de NO_3NH_4
N-S50.-	Salinidad 50 + 8 meq/l de NO en forma de NO_3NH_4
N-S100.-	Salinidad 100 + 8 meq/l de NO en forma de NO_3NH_4
P-S0.-	Salinidad 0 + 6 meq/l de PO H en forma de $\text{PO}_4\text{H}_2\text{NaH}_2\text{O}$
P-S50.-	Salinidad 50 + 6 meq/l de PO H en forma de $\text{PO}_4\text{H}_2\text{NaH}_2\text{O}$
P-S100.-	Salinidad 100 + 6 meq/l de PO H en forma de $\text{PO}_4\text{H}_2\text{NaH}_2\text{O}$
Fel-S0.-	Salinidad 0 + 5 ppm de Fe en complejo EDTA
Fel-S50.-	Salinidad 50 + 5 ppm de Fe en complejo EDTA
Fel-S100.-	Salinidad 100 + 5 ppm de Fe en complejo EDTA
Fe2-S0.-	Salinidad 0 + 5 ppm de Fe en forma de $\text{SO}_4\text{Fe} \cdot 7\text{H}_2\text{O}$
Fe2-S50.-	Salinidad 50 + 5 ppm de Fe en forma de $\text{SO}_4\text{Fe} \cdot 7\text{H}_2\text{O}$
Fe2-S100.-	Salinidad 100 + 5 ppm de Fe en forma de $\text{SO}_4\text{Fe} \cdot 7\text{H}_2\text{O}$
Mn-S0.-	Salinidad 0 + 0.5 ppm de Mn en forma de SO_4Mn
Mn-S50.-	Salinidad 50 + 0.5 ppm de Mn en forma de SO_4Mn
Mn-S100.-	Salinidad 100 + 0.5 ppm de Mn en forma de SO_4Mn
B-S0.-	Salinidad 0 + 5 ppm de B en forma de BO_3H_3
B-S50.-	Salinidad 50 + 5 ppm de B en forma de BO_3H_3
B-S100.-	Salinidad 100 + 5 ppm de B en forma de BO_3H_3

En las TABLAS 3 y 4 se muestran el pH y la conductividad eléctrica de las soluciones nutritivas utilizadas en el experimento. El pH se midió con un pHmetro modelo "CRISON micropH-200". La conductividad eléctrica se determinó a temperatura constante en un conductivímetro "CRISON MODELO 525".

TABLA 3.- pH y conductividad eléctrica de las soluciones de riego

Trat.	pH	C.E.
S0	5.65	4.50 $\mu\text{S}/\text{cm}$
S50	5.23	5.72 mS/cm
S100	5.34	10.75 mS/cm
K-S0	5.23	665.00 $\mu\text{S}/\text{cm}$
K-S50	5.29	5.98 mS/cm
K-S100	5.96	10.36 mS/cm
Ca-S0	5.66	807.00 $\mu\text{S}/\text{cm}$
Ca-S50	5.70	6.20 mS/cm
Ca-S100	4.54	10.94 mS/cm
N-S0	5.00	638.00 $\mu\text{S}/\text{cm}$
N-S50	4.98	6.07 mS/cm
N-S100	5.16	10.90 mS/cm
P-S0	4.95	492.00 $\mu\text{S}/\text{cm}$
P-S50	4.64	6.41 mS/cm
P-S100	4.72	10.65 mS/cm

Como se puede observar en las TABLAS 3 y 4, la conductividad de las soluciones salinas 50 mM NaCl y 100 mM NaCl no resulta prácticamente alterada por el elemento añadido en cada caso. De igual modo, en las soluciones "cero", que no llevan NaCl, es pequeña o nula la influencia en caso de los micronutrientes (TABLA 4), en tanto que los macronutrientes (TABLA 3), al ser adicionados en cantidades mayores, provocan un incremento importante en este parámetro, como era de esperar.

TABLA 4.- pH y conductividad eléctrica de la soluciones de riego

Trat.	pH	C.E.
Fe1-S0	6.44	60.20 $\mu\text{S}/\text{cm}$
Fe1-S50	6.35	5.70 mS/cm
Fe1-S100	6.03	10.57 mS/cm
Fe2-S0	4.54	37.00 $\mu\text{S}/\text{cm}$
Fe2-S50	4.57	5.58 mS/cm
Fe2-S100	4.39	10.43 mS/cm
Mn-S0	6.51	6.87 $\mu\text{S}/\text{cm}$
Mn-S50	5.32	5.65 mS/cm
Mn-S100	5.41	10.68 mS/cm
B-S0	6.09	4.45 $\mu\text{S}/\text{cm}$
B-S50	5.37	5.59 mS/cm
B-S100	5.33	10.36 mS/cm

Se utilizaron macetas troncocónicas de plástico con una capacidad de 2000 ml y perforadas en la base. En cada maceta se pusieron 2500 g de arena de cuarzo y 500 ml de la solución correspondiente al tratamiento respectivo. Debajo de cada maceta se colocó un contenedor con el fin de recoger los excedentes de riego, el cual se realizaba con la solución adecuada al ensayo en marcha.

3.3.- DESCONTAMINACION DE LAS SEMILLAS

En experimentos previos se observó que las semillas de girasol de los distintos cultivares ensayados presentaban un ataque sistemático por hongos que impedía su desarrollo o invalidaban los resultados que pudieran obtenerse. Con objeto de obviar este problema se ensayó la descontaminación de las semillas con diversas soluciones. A saber: con agua abundante, con ácido clorhídrico diluido o con solución diluida de hipoclorito sódico, resultando este último método el que mejor resultados dió en la eliminación de hongos con la menor alteración de las semillas. También se comprobó que el hipoclorito sódico no interfiere de forma significativa en la germinación, crecimiento de las plántulas ni en la distribución de nutrientes (TABLA 5) dentro de ella.

De acuerdo con todo ello las semillas de girasol, antes de ser sembradas en las macetas, han sido descontaminadas con solución de hipoclorito sódico, al manteniéndolas en este medio durante 5 minutos con agitación periódica; a continuación se lavan abundantemente con agua destilada.

Se comprobó a diario la posible aparición de alguna enfermedad o plaga que pudiera invalidar los resultados, habiéndose superado en todos los casos el período de cultivo sin manifestación alguna de este tipo.

TABLA 5.- Contenido en Nutrientes de las Semillas de girasol

Nutrientes	S. lavadas	S. sin lavar	M.D.S.
Nitrógeno	2.73	3.56	3.76
Fósforo	1.11	1.26	0.20
Potasio	1.08	1.20	0.16
Calcio	2.40	2.70	0.40
Magnesio	0.90	1.05	0.15
Sodio	6.50*	1.50	0.20
Hierro	93.75	102.25	4.20
Cobre	2.94	3.93	1.05
Manganeso	9.06*	12.30	0.50
Boro	1.20*	1.84	0.03

Contenido (mg/semilla)

* significativamente diferentes al 5%

3.4.- SIEMBRA

Una vez lavadas, las semillas fueron sembradas en las macetas. Se dispusieron 6 repeticiones de cada tratamiento, colocándose 20 semillas en cada maceta.

Las macetas se colocaron en una cámara de crecimiento regulada con un fotoperíodo de 14 horas de luz a 28° C y 10 horas de oscuridad a 20° C, con humedad relativa constante del 70%.

El riego se realizó diariamente con la solución correspondiente a cada tratamiento. Este riego se hacía en exceso para lavar la posible acumulación de sales por evaporación. El ensayo tuvo una duración de 25 días desde la siembra. En experimentos previos se comprobó que las plántulas de girasol obtenidas a partir de la germinación de semillas pueden desarrollarse hasta 25 a 30 días sin mostrar síntomas visibles de deficiencias nutritivas por lo que se eligió este período para los experimentos.

3.5.- RECOGIDA DEL MATERIAL VEGETAL

Una vez transcurridos los 25 días se procede a la separación de la parte aérea y la raíz de cada planta. A su vez se separan las hojas del tallo.

Se determinan los parámetros fisiológicos (Peso Seco de Hoja, Tallo y Raíz, Longitud de Tallo, Superficie Foliar), calculándose posteriormente el Peso Seco de la Parte Aérea (Vástago) y el Total, Razón Peso Seco de Hoja/Superficie Foliar, Razón de los Pesos Secos de Parte Aérea/Raíz, el Porcentaje de germinación, el Porcentaje de Plántulas viables y la Diferencia entre germinación y plántulas viables, así como la concentración y el contenido de Macronutrientes (N, P, K, Ca, Mg, Na) y Micronutrientes (Fe, Cu, Mn, B) en Vástago, Raíz y Plántula entera.

Para la determinación de la Superficie Foliar se ha utilizado un medidor de área foliar "LI-COR MODELO LI-3000".

El secado de las muestras se realiza manteniéndolas durante 24 horas en una estufa de desecación modelo "SHANDON" con corriente de aire forzado a una temperatura de 60° C y dejándolas enfriar posteriormente en un desecador. Finalmente se muelen y se guardan hasta que vayan a ser utilizadas para los distintos análisis.

Antes de pesar el material vegetal para los análisis, se vuelve a desecar en estufa durante 6 horas.

3.6.- PREPARACION Y ANALISIS DE LAS MUESTRAS

Para realizar los distintos análisis la muestra ha de ser mineralizada, para lo que se han seguido dos métodos, según los elementos a analizar. Método de LACHICA et al. (1973), mineralización por vía húmeda, para la determinación de N, Ca y Mg. El método descrito por el Comité Inter-Institutos de Análisis foliar (1973), mineralización por vía seca, para determinar P, K, Na, Fe, Cu, Mn y B.

Los métodos analíticos que se han seguido para el análisis de las plantas son los propuestos por CHANEY Y MARBACH (1962) para la determinación de N, LACHICA et al. (1973) para la determinación de K, Na, Ca y Mg y LACHICA et al. (1965) para la determinación de P, todos ellos utilizados habitualmente en la Estación Experimental del Zaidín.

Los micronutrientes (Fe, Cu, Mn) se han medido mediante espectrofotometría de absorción atómica, según la metodología recomendada por el C.I.I. (1973).

El análisis de Boro se ha realizado espectrofotométricamente, utilizando Azometina-H como reactivo, según el método propuesto por WOLF (1971), modificado por LACHICA (1976).

3.6.1.- Determinación del Nitrógeno y Fósforo

La determinación de Nitrógeno, Fósforo se realiza según métodos colorimétricos basados en la absorción molecular, los cuales requieren la

utilización de reactivos inorgánicos u orgánicos, que formen compuestos coloreados con el elemento analizado.

Las técnicas colorimétricas tienen como fundamento la absorción de parte de la radiación que incide en una solución interpuesta en su trayectoria. La radiación absorbida depende de forma directa de la concentración de moléculas absorbentes, por lo que esta propiedad puede servir para determinar las concentraciones que de estas moléculas existen en una solución.

La medida se realiza en un espectrofotómetro de absorción molecular "BECKMAN-25".

3.6.2.- Determinación de Potasio y Sodio

La medida de Potasio y Sodio se realiza por fotometría de llama. Cuando un elemento cualquiera es estimulado térmicamente, algunos de sus electrones pasan a un nivel de energía superior. Este estado excitado es inestable y el átomo vuelve a su estado fundamental, emitiendo la energía absorbida en forma de radiaciones con una frecuencia característica, siendo la intensidad proporcional a la concentración del elemento. Midiendo la intensidad de la emisión se puede deducir la concentración del elemento.

Para esta medida se utilizó un fotómetro de llama "CORNING 400".

3.6.3.- Determinación del Calcio y el Magnesio

La determinación del calcio y el magnesio se realiza por medio de la absorción atómica. La absorción es la propiedad que tienen los átomos que se encuentran en estado fundamental de captar una radiación de frecuencia

determinada, lo que lleva consigo una ganancia de energía para el átomo. Este pasa por diferentes niveles energéticos, correspondiendo cada uno de ellos a la absorción de un fotón de frecuencia diferente.

La lectura de los macronutrientes calcio y magnesio se hace directamente a partir del mineralizado, en un espectrofotómetro de absorción atómica "PERKIN-ELMER 1100 B".

3.6.4.- Determinación del Hierro, Cobre y Manganeseo

La determinación de los micronutrientes (Fe, Cu y Mn), al igual que los anteriores (Ca y Mg), se hace directamente a partir del mineralizado, en el espectrofotómetro de absorción atómica "PERKIN-ELMER 1100 B".

3.6.5. Determinación del Boro

La determinación del boro, al igual que la del nitrógeno y fósforo, se realiza según el método colorimétrico basado en la absorción molecular, utilizando, en este caso, la azometina-H como reactivo, obteniendo una solución coloreada la cual se mide en el espectrofotómetro de absorción molecular "BECKMAN 25".

3.7.- ANALISIS ESTADISTICO DE LOS DATOS

Gran parte del trabajo en la investigación científica es la acumulación de un conjunto de observaciones sobre las que se pueden realizar algunas determinaciones y mediciones, con objeto de inferir que las generalidades que presenta ese conjunto de datos coinciden con las características que manifiesta el resto de la población a la que pertenecen los datos acumulados.

Por tanto, se ha llevado a cabo un análisis matemático de los resultados experimentales obtenidos, con el fin de conocer el grado de certeza de las conclusiones conseguidas, basándose en las determinaciones analíticas de los distintos parámetros estudiados.

En la experimentación biológica hay que trabajar con muchas variantes y se debe tener en cuenta los efectos producidos por varios factores. Por ello, en una primera fase, hay que establecer si las diferencias pueden resultar casuales debido a la alta variabilidad natural del experimento o significativa debido al efecto de las condiciones experimentales. Así pues, se ha llevado a cabo lo análisis de la varianza correspondiente a cada uno de los parámetros estudiados (fisiológicos y nutricionales): Así como un análisis de varianza global (ANOVA).

En todos los casos tras el análisis de varianza, se ha determinado, con objeto de calcular el nivel de probabilidad del efecto estudiado, la mínima diferencia significativa (M.D.S.) ($p = 0.05$).

Además se realizó un estudio de correlaciones.

4. RESULTADOS

4. RESULTADOS

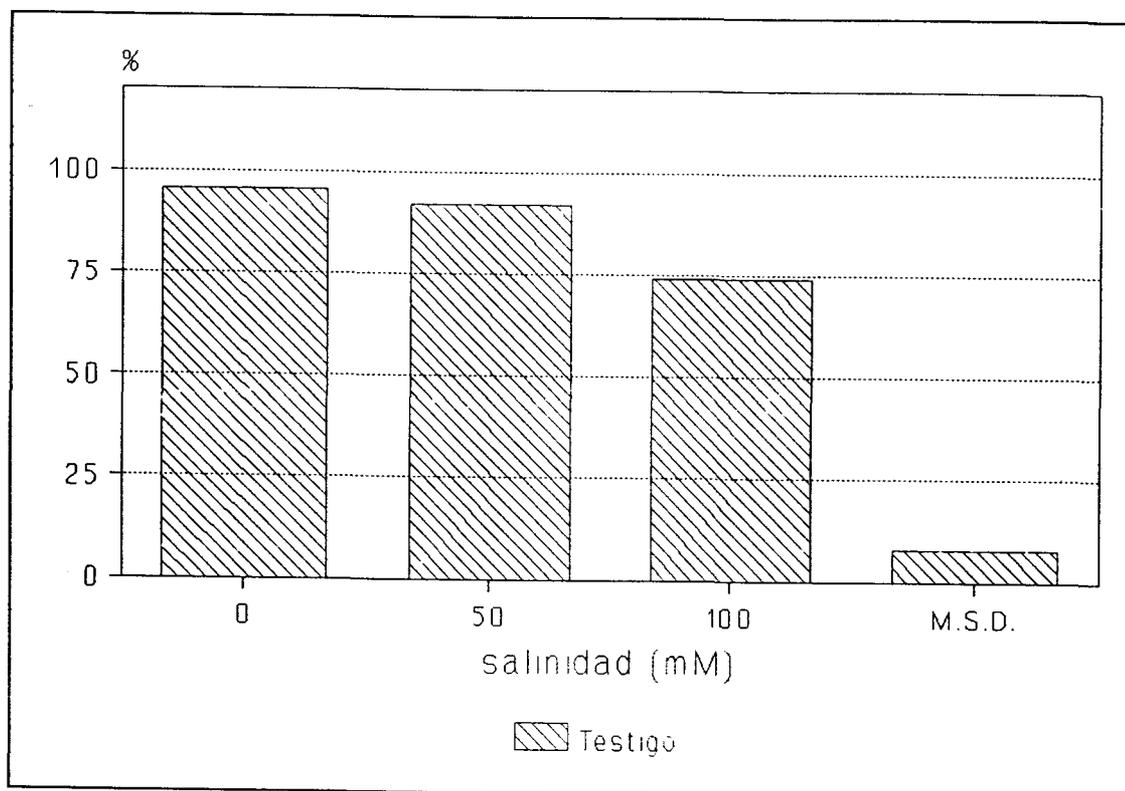
4.1.- EFECTOS DE LA SALINIDAD SOBRE LOS PARAMETROS FISIOLÓGICOS

La germinación, crecimiento y desarrollo de las plántulas resultan afectados sistemáticamente por la presencia en el medio de cultivo de una concentración salina superior a la normal y la consecuencia inmediata suele ser un deterioro más o menos acusado de tales procesos. En los trabajos descritos en bibliografía encontramos que tal salinidad suele adicionarse a los componentes nutritivos del suelo o de la solución de cultivo empleada. En nuestro caso se prescinde de esta última para analizar sólo los efectos del componente salino indeseable, aportando en cada caso unitario y sucesivamente diversos elementos nutritivos independientemente unos de otros.

4.1.1.- Efectos sobre la Germinación y viabilidad de las plantas

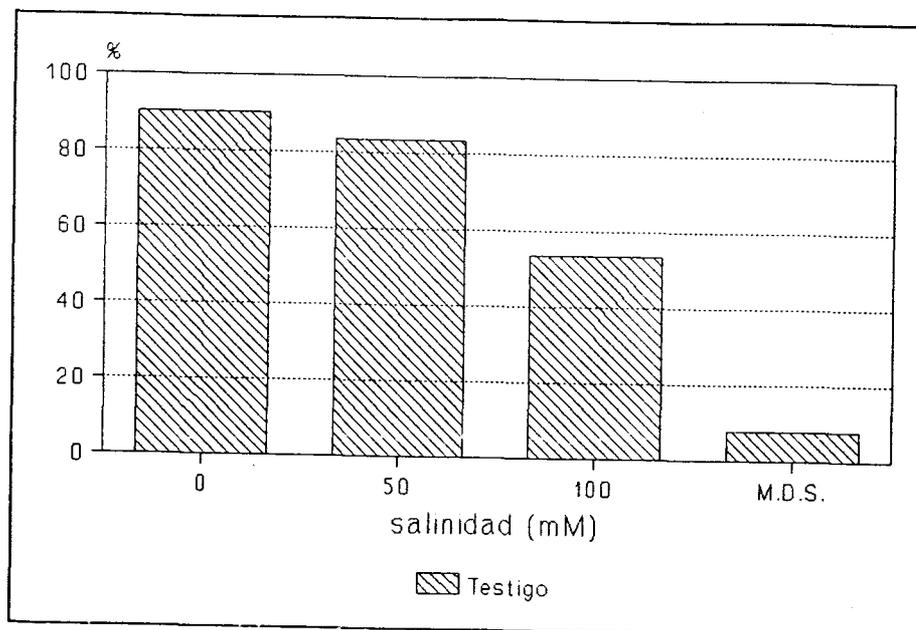
La presencia de NaCl en el medio de cultivo, provoca disminuciones del porcentaje de germinación de las semillas de girasol (GRAFICA 5) que no son

significativas hasta concentraciones de 50 mM; por el contrario, una salinidad alta (100 mM) hace disminuir de forma significativa este proceso, que queda reducido a menos de un 75% de su valor en agua.

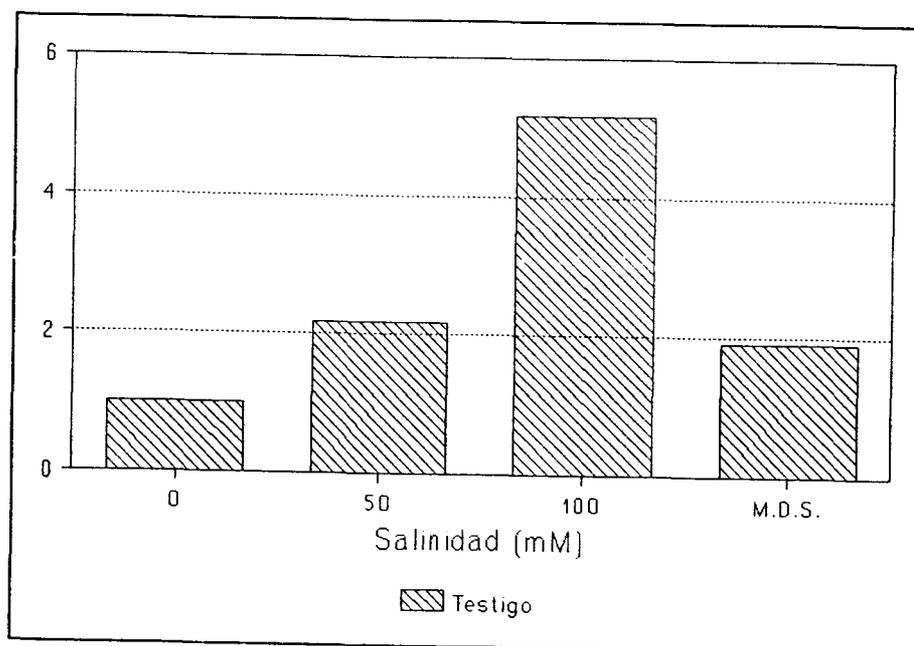


GRAFICA 5. Porcentaje de Germinación en las plántulas de Girasol con distintos niveles de salinidad. Significación al 5%

Por otra Parte, observamos en la GRAFICA 6 que la presencia de NaCl en el medio produce un descenso en el porcentaje de plántulas viables. Aunque las diferencias a un nivel medio de salinidad (50 mM) no llegan a ser significativas, la presencia de salinidad alta (100 mM) provoca una disminución muy significativa del número de plantas que llegan al término del experimento.



GRAFICA 6. Porcentaje de Plántulas vivas con distintos niveles de salinidad. Significación al 5%



GRAFICA 7. Número de semillas de girasol que Germinan y Mueren con distintos niveles de salinidad. Significación al 5%

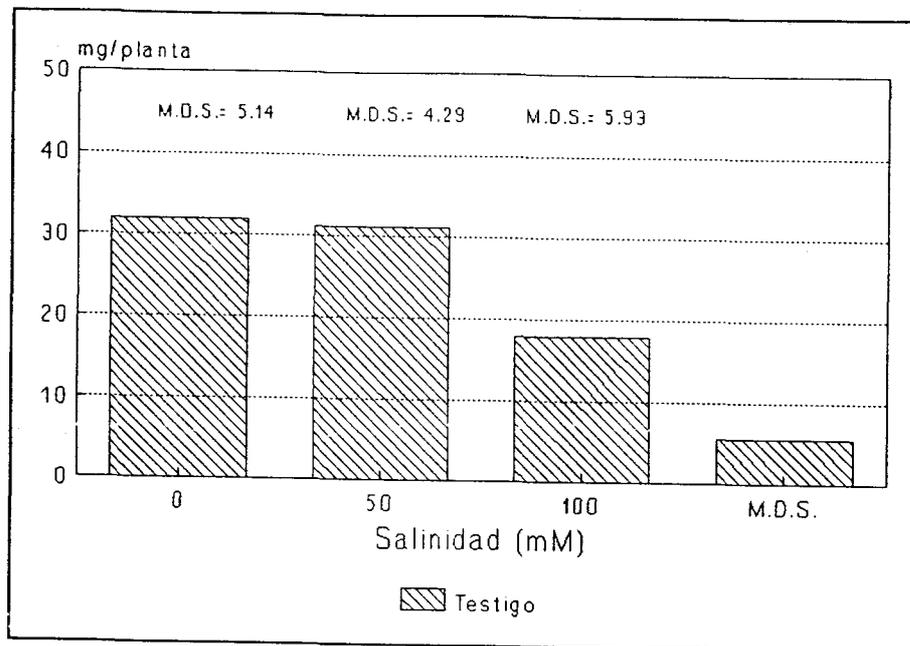
Otro parámetro, relacionado con los anteriores, resulta de la diferencia entre la germinación y las plántulas viables al término del experimento, es decir, el número de semillas que germinan y mueren sin desarrollarse (GRAFICA 7). En ausencia de salinidad sólo muere un 5% de las semillas que habían germinado sin llegar a formar una plántula. A salinidad media (50 mM) se produce un aumento no significativo de este parámetro, muriendo el 10.85% de las plántulas. A un nivel alto de salinidad (100 mM) se produce un aumento significativo de la diferencia entre la germinación y las plántulas viables, habiendo muerto el 25.85%.

4.1.2.- Efectos sobre los parámetros de Crecimiento

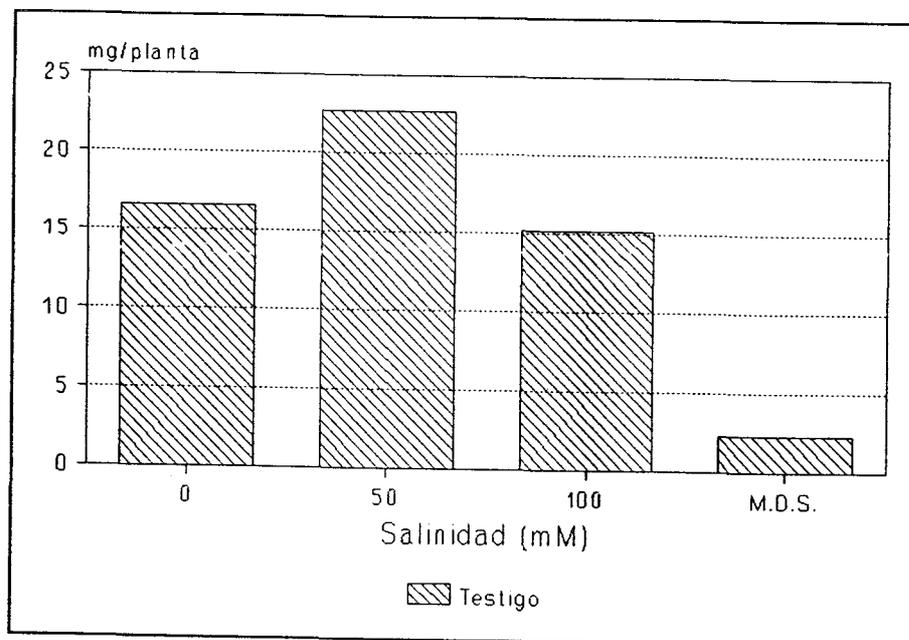
Las alteraciones causadas en el crecimiento total de las plántulas de girasol son consecuencia lógica de lo que ocurre con sus componentes.

Así, en lo referente al **Peso Seco de Hoja** podemos observar (GRAFICA 8) que desciende, no siendo significativo dicho descenso a salinidad media (50 mM). A un nivel alto de salinidad (100 mM) se produce un descenso significativo. En las hojas se producen una serie de efectos visuales que parecen estar relacionados directamente con la salinidad. A nivel medio (50 mM) y más acentuado a nivel alto (100 mM) se producen hojas cada vez más pequeñas, aumentando su succulencia y el espesor de la cutícula, además de un oscurecimiento del color verde de las hojas. Otro síntoma muy común en las hojas es la presencia de quemaduras y necrosis en sus bordes, así como su caída.

En el **Peso Seco del Tallo** (GRAFICA 9) se produce un aumento significativo a salinidad media (50 mM) mientras que a salinidad alta (100 mM) hay un descenso de dicho parámetro que no es significativo.



GRAFICA 8. Valores de Peso Seco de la Hoja de las Plántulas de girasol a distintos niveles de salinidad. Significación al 5%



GRAFICA 9. Valores del Peso Seco del Tallo de las plántulas de girasol a distintos niveles de salinidad. Significación al 5%

El **Peso Seco de la Parte Aérea (Vástago)** viene determinado por la suma del **Peso Seco de las Hojas y del Tallo** (GRAFICA 10). Este parámetro sufre un aumento a salinidad media, que no es estadísticamente significativo; sin embargo, a salinidad alta (100 mM) se produce un descenso muy acusado que sí es significativo.

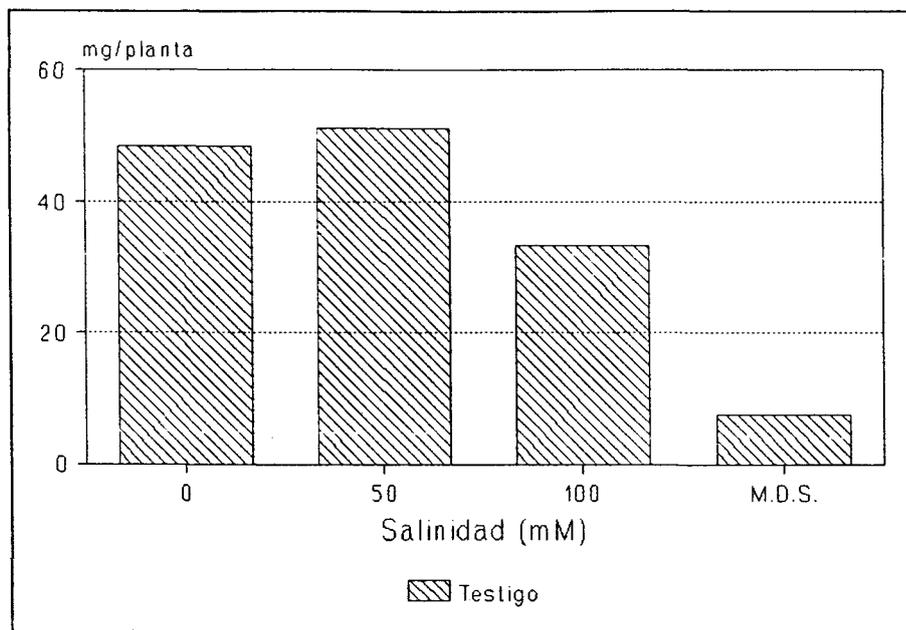
El **Peso Seco de la Raíz** (GRAFICA 11) se ve afectado negativamente por el aumento de la salinidad disminuyendo de forma significativa con ambos niveles de salinidad (50 y 100 mM).

Relacionando entre sí estos dos últimos parámetros (**Peso Seco del Vástago/Peso Seco de la Raíz**) podemos observar que dicha razón (GRAFICA 12) aumenta de forma similar con ambos niveles salinos, lo que se debe especialmente a los descensos del peso seco de raíz.

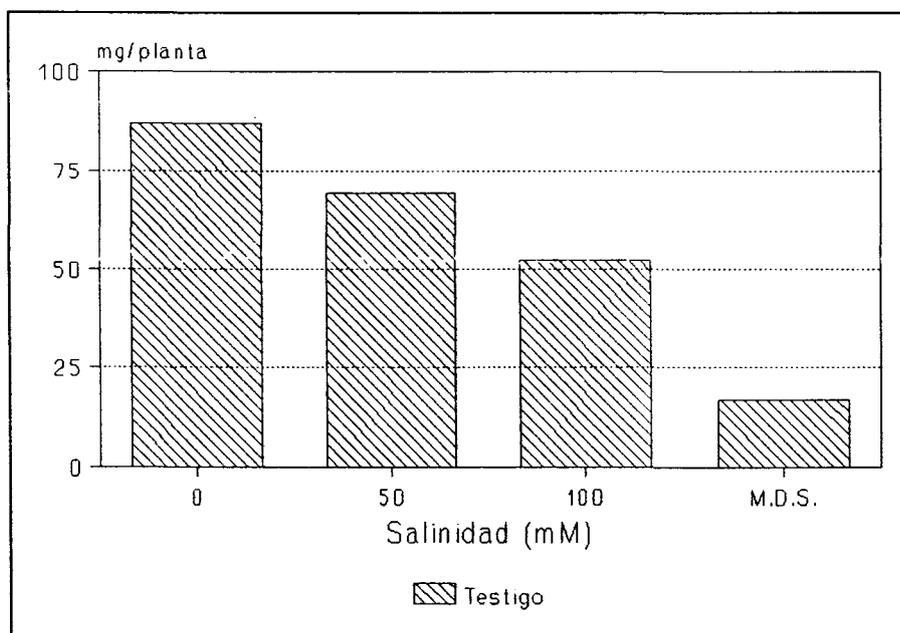
Respecto al crecimiento en conjunto de la planta (GRAFICA 13), como ya indicamos antes, se observa un descenso del **Peso Seco Total**, que no es significativo en el caso de salinidad media (50 mM), pero sí lo es en el caso de salinidad alta (100 mM).

La **Superficie Foliar** (GRAFICA 14) se ve afectada negativamente por la salinidad media (50 mM) y más aún por la salinidad alta (100 mM), en ambos casos de forma significativa. Este parámetro se ve drásticamente disminuído, produciéndose, incluso, una reducción de hasta el 62% en el caso de la salinidad alta (100 mM) con respecto al tratamiento no salino.

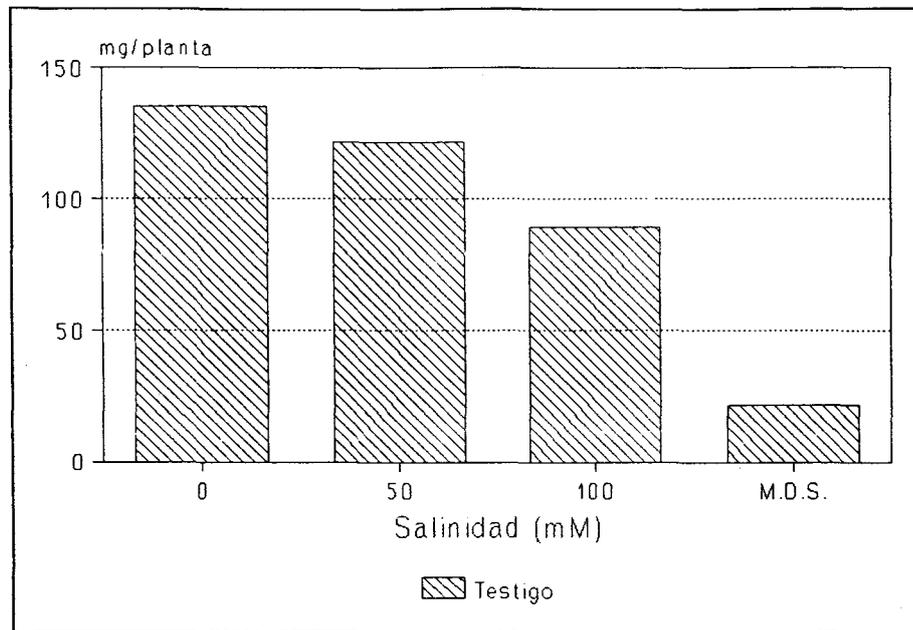
Esta reducción en la Superficie Foliar puede ser evidente al considerar la relación **Peso Seco de Hoja/Superficie Foliar** (GRAFICA 15) que aumenta al hacerlo la salinidad.



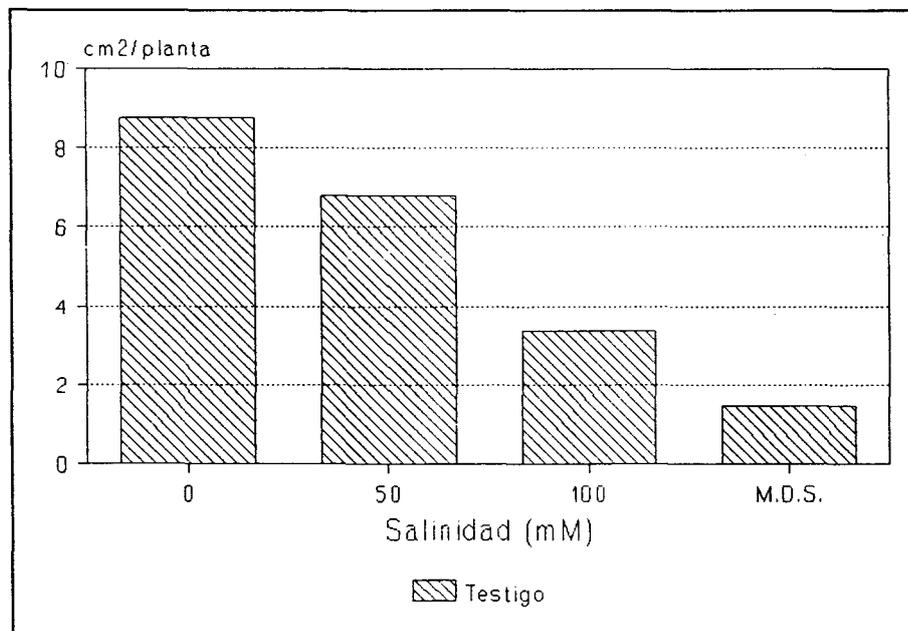
GRAFICA 10. Valores del Peso Seco de la Parte Aérea de las plántulas de girasol a distintos niveles de salinidad. Significación al 5%



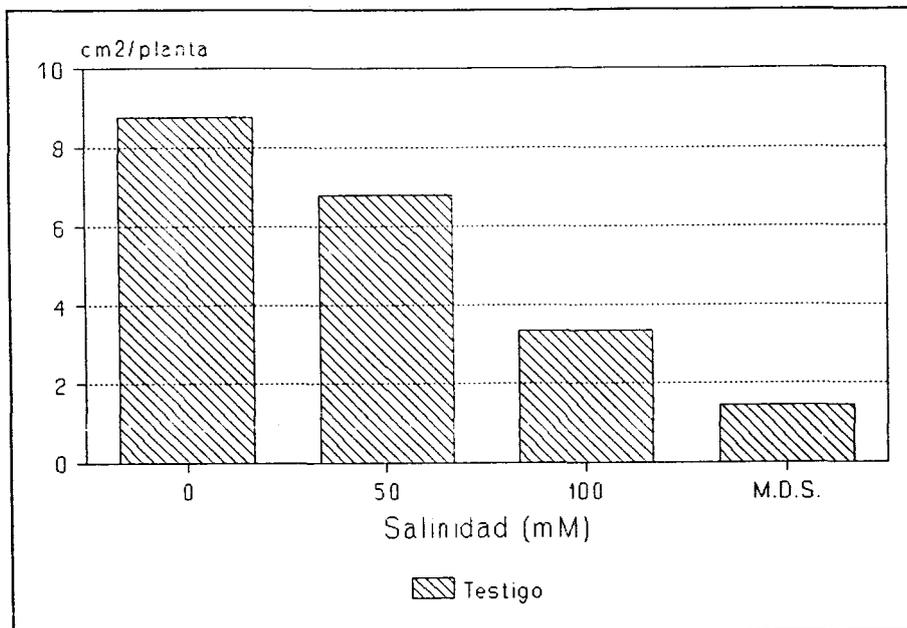
GRAFICA 11. Valores del Peso Seco de la Raíz de las Plántulas de girasol a distintos niveles de salinidad. Significación al 5%



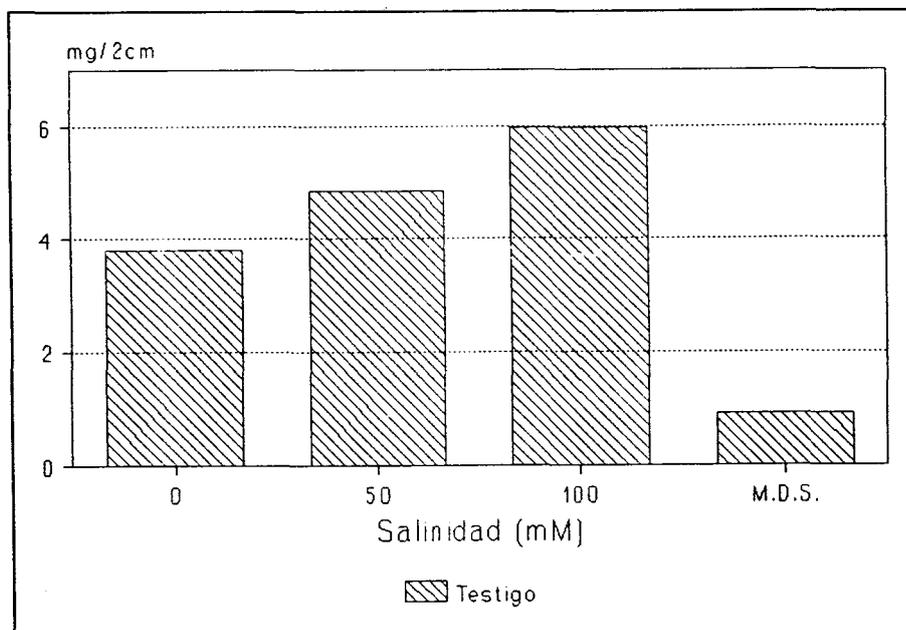
GRAFICA 13. Valores del Peso Seco Total de las plántulas de girasol a distintos niveles de salinidad. Significación al 5%



GRAFICA 14. Valores de la Superficie Foliar de las plántulas de girasol a distintos niveles de salinidad. Significación al 5%

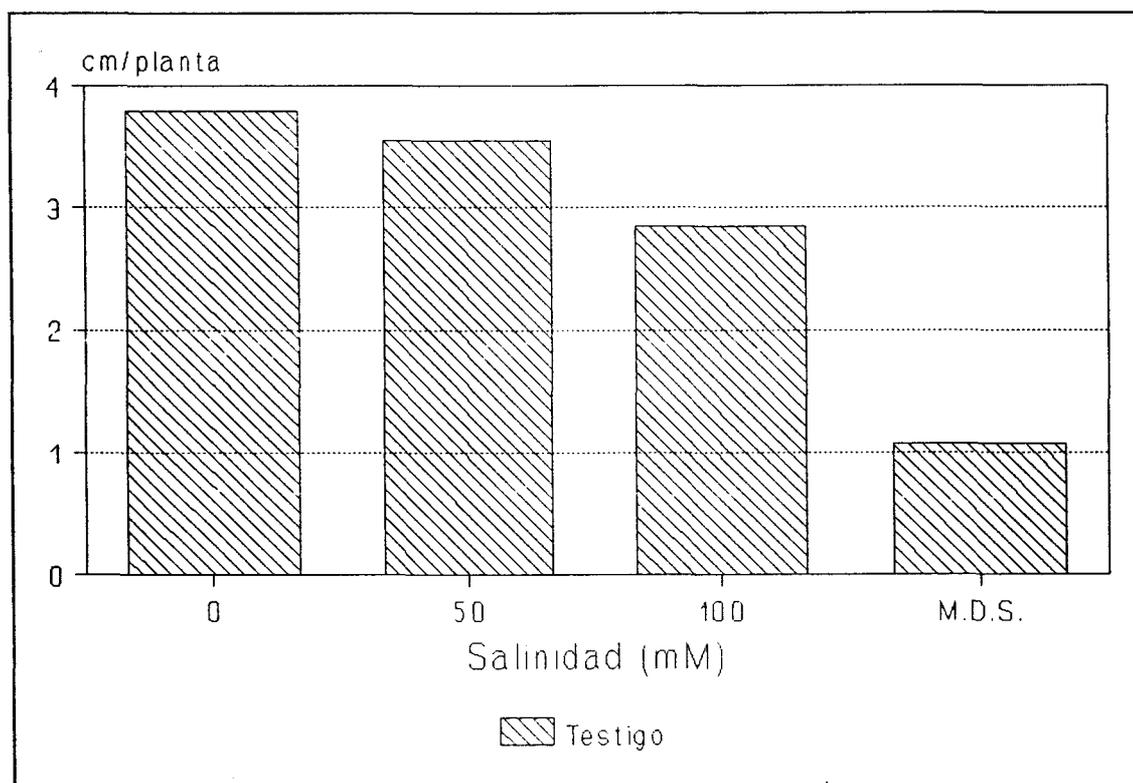


GRAFICA 14. Valores de la Superficie Foliar de las plántulas de girasol a distintos niveles de salinidad. Significación al 5%



GRAFICA 15. Razón Peso Seco de Hoja/Superficie Foliar de las plántulas de girasol a distintos niveles salinos. Significación al 5%

Las alteraciones que provocan ambos niveles salinos en la magnitud de la Longitud del Tallo (GRAFICA 16) no son en ningún caso significativas.



GRAFICA 16. Valores de la Longitud de Tallo en plántulas de girasol a distintos niveles de salinidad. Significación al 5%

4.2.- EFECTOS DE LA SALINIDAD Y APLICACION DE DISTINTOS NUTRIENTES SOBRE LOS PARAMETROS FISIOLÓGICOS

4.2.1.- Efectos sobre la germinación y viabilidad de las plantas

Del estudio estadístico (TABLA 6) se puede deducir que el aumento de la salinidad provoca de manera general disminuciones significativas en el **Porcentaje de Germinación** de las semillas de girasol.

De los distintos tratamientos el que provoca menos alteraciones en este parámetro es el Ca, no existiendo diferencias estadísticamente significativas con los tratamientos Mn, Fe1 y Fe2, siendo la germinación de estos superior a la del Testigo y presentando diferencias significativas con el resto de los tratamientos. El tratamiento de P es el que presenta un porcentaje de germinación más bajo provocando una disminución del 15% con respecto al testigo y del 21% respecto al mejor tratamiento que es el Ca. La adición de Ca de forma general alivia los efectos producidos por la salinidad resultando beneficioso a todos los niveles de salinidad (0, 50, 100 mM), consiguiendo los mejores porcentajes de germinación.

TABLA 6. Valores de las medias correspondientes al Porcentaje de Germinación de los Tratamientos, salinidad y Tratamiento x Salinidad

Tratamientos			
T	84.04		
K	83.33		
Ca	95.00		
N	87.78		
P	74.72		
Fe1	91.11		
Fe2	91.39		
Mn	92.22		
B	79.72		
M.D.S. (0.05)=4.24			
Salinidad			
Salinidad-0	94.21		
Salinidad-50	88.45		
Salinidad-100	78.12		
M.D.S. (0.05)=4.45			
Tratamientos X Salinidad-0		50	100
T	95.35	91.87	73.90
K	95.00	85.83	69.17
Ca	100.00	95.00	90.00
N	95.00	90.00	78.33
P	81.67	73.33	69.17
Fe1	99.17	94.17	80.00
Fe2	94.17	92.50	87.50
Mn	98.33	93.33	85.00
B	89.17	80.00	70.00
M.D.S. (0.05)= 7.35			

La adición de P provoca un descenso significativo en el porcentaje de germinación frente al testigo en ausencia de salinidad.

La presencia de NaCl a niveles de salinidad media (50 mM) provoca disminuciones en este parámetro (TABLA 6) que no son significativas, con la excepción de la adición de P y B, en cuya presencia sí resulta significativa tal disminución a este nivel salino.

Un nivel alto de salinidad (100 mM) provoca, en general, descensos no significativos de este parámetro, entre los distintos tratamientos nutritivos y el testigo. Hacen excepción la adición de Ca, Fe₂ y Mn que provocan un aumento del porcentaje de germinación frente al testigo a este nivel salino.

Analizando estadísticamente por separado cada tratamiento, teniendo en cuenta únicamente las distintas concentraciones salinas, podemos observar (TABLA 7) que la presencia de NaCl en el medio de cultivo produce un descenso progresivo y significativo en el Porcentaje de plántulas viables a término del experimento. En terminos generales, los tratamientos de Fe₁, Fe₂ y Ca logran mejorar significativamente en el mantenimiento de las plántulas en tanto que el B y más aún el P provocan descensos muy fuertes de este parámetro. Considerando aisladamente cada nivel salino, se comprueba que en ausencia de salinidad sólo aparece una influencia fuertemente negativa de la adición de P, que a salinidad media se acentúa aún más, manifestándose una acción del mismo signo en la adición de B. Ante la salinidad alta, se agudiza aún más la influencia negativa de los tratamientos de B y de P en tanto que el Ca, Fe₁, Fe₂ y Mn provocan incrementos importantes en este parámetro que en el caso de Fe₂ y Ca alcanza el valor del testigo a salinidad media. Como resumen los mejores tratamientos son Ca, Fe₁ y Fe₂. Son nocivos los de P y B.

TABLA 7. Valores de las medias correspondientes al Porcentaje de Plántulas viables a termino de los Tratamientos, salinidad y Tratamiento x Salinidad

Tratamientos	
T	75.81
K	71.11
Ca	89.17
N	75.83
P	34.72
Fe1	85.28
Fe2	85.56
Mn	80.83
B	61.67
M.D.S. (0.05)=5.21	

Salinidad	
Salinidad-0	87.62
Salinidad-50	78.06
Salinidad-100	54.31
M.D.S. (0.05)=3.01	

Tratamientos X Salinidad-0	50	100	
T	90.25	83.42	53.75
K	88.33	78.33	46.67
Ca	99.17	90.00	78.33
N	95.00	84.17	48.33
P	52.50	38.33	13.33
Fe1	94.17	90.00	71.67
Fe2	86.67	88.33	81.67
Mn	95.83	82.50	64.17
B	86.67	67.50	30.83
M.D.S. (0.05)=9.02			

Un parámetro relacionado con los dos anteriores, es la diferencia entre la germinación y las plántulas viables a término, es decir, las plántulas que germinan y mueren sin desarrollarse (TABLA 8).

La salinidad provoca un incremento en el número de plántulas que germinan y mueren, que es significativo en los dos casos.

En ausencia de salinidad (TABLA 8) las plantas a las cuales se les ha adicionado P son las más afectadas, muriendo un 29.15% de las que habían germinado y existiendo, de esta manera, diferencias significativas con el efecto producido por el resto de los tratamientos donde mueren entre un 2.50% y un 6.65%. Se ha de destacar el hecho de que la aplicación de N logra que sobrevivan todas las semillas germinadas, aunque el dato no sea estadísticamente significativo.

A salinidad media (50 mM) sólo la adición de Fe1 y Fe2 logra una disminución importante aunque no llega a ser significativa. La adición de P determina un incremento significativo del parámetro, muriendo un 35% de las plántulas a este nivel salino (50 mM).

A un nivel alto de salinidad (100 mM) se produce, en los tratamientos de P y B, un aumento significativo de la diferencia entre la germinación y las plántulas viables, siendo más acentuado de nuevo en el caso del P donde no llegan a término un 56% de las semillas germinadas. Por el contrario, se producen descensos significativos en los casos del Ca, Fe1 y Fe2 frente al testigo siendo de un 12%, 8% y 6% de las semillas germinadas las que no llegaron a plántulas respectivamente.

Globalmente, la adición de Ca, Fe1 ó Fe2 mejoran la supervivencia de las semillas germinadas siendo altamente nocivo el P para este parámetro.

TABLA 8. Valores de las medias correspondientes a las Plántulas que germinan y mueren sin desarrollarse de los Tratamientos, salinidad y Tratamiento x Salinidad

Tratamientos			
T		2.78	
K		2.44	
Ca		1.17	
N		2.39	
P		8.00	
Fe1		1.17	
Fe2		1.17	
Mn		2.28	
B		3.50	
M.D.S. (0.05)=0.87			
Salinidad			
Salinidad-0		1.32	
Salinidad-50		2.13	
Salinidad-100		4.85	
M.D.S. (0.05)=0.50			
Tratamientos X Salinidad-0		50	100
T	1.00	2.17	5.17
K	1.33	1.50	4.50
Ca	0.17	1.00	2.33
N	0.00	1.17	6.00
P	5.83	7.00	11.17
Fe1	1.00	0.83	1.67
Fe2	1.50	0.83	1.17
Mn	0.50	2.17	4.17
B	0.50	2.50	7.50
M.D.S. (0.05)=1.5			

4.2.2.- Efectos sobre los parámetros de crecimiento

Como parámetros de crecimiento se analizan el Peso Seco de Hoja, Tallo y Raíz, así como el de la Parte Aérea y el Total de la plántula. También se estudian la Superficie Foliar, la Longitud del Tallo y las razones Parte Aérea/Raíz y Peso Seco de Hoja/Superficie Foliar.

La Adición de nutrientes por separado en ausencia de salinidad tiene diversas incidencias sobre el **Peso Seco de la Hoja** (TABLA 9), siendo el K el único elemento que logra un aumento significativo de este parámetro frente al testigo. Tanto Fe1 como Fe2 y Mn no afectan a este parámetro que resulta, sin embargo, disminuido de forma significativa por la adición de Ca, N, P o B.

A salinidad media (50 mM), son Fe2 y Mn los que logran un incremento significativo de la materia seca de la hoja, en tanto que con Fe1 no hay variaciones, y con K o Ca aun habiendo fuertes disminuciones no llegan a ser significativas. Si lo son en el caso de N, P y B.

A salinidad alta (100 mM) K, Ca, Fe1 Fe2 y Mn no alteran el peso seco de la hoja que se obtienen. Por otra parte, B, P y excepcionalmente N provocan grandes disminuciones del parámetro con alta significación.

Desde otro punto de vista se puede concluir que la salinidad media (50 mM), por sí sola, no altera el peso de la hoja, en tanto que la alta (100 mM) provoca un fuerte descenso significativo del parámetro. La adición de Fe2 o Mn mejora este parámetro a salinidad media y la de N, P o B lo alteran disminuyéndolo, en todos los casos de forma significativa. A salinidad alta (100 mM), tanto el P como el B provocan un fuerte descenso significativo de la masa foliar. Hay que subrayar que la adición de N en estas condiciones hace desaparecer la dotación foliar de las plántulas.

TABLA 9. Valores de las medias correspondientes al Peso Seco de la Hoja (mg/planta) de los Tratamientos, salinidad y Tratamiento x Salinidad

Tratamientos	
T	26.97
K	27.85
Ca	23.39
N	10.61
P	11.55
Fe1	28.61
Fe2	29.98
Mn	30.78
B	16.23
M.D.S. (0.05)=2.49	

Salinidad	
Salinidad-0	27.05
Salinidad-50	26.98
Salinidad-100	14.62
M.D.S. (0.05)=1.44	

Tratamientos X Salinidad-0	50	100	
T	31.89	31.07	17.96
K	41.30	27.05	15.19
Ca	23.84	27.23	19.09
N	20.74	10.90	0.20
P	9.54	15.94	9.17
Fe1	34.33	32.33	19.17
Fe2	29.50	38.53	21.90
Mn	33.90	38.97	19.46
B	18.42	20.75	9.51
M.D.S. (0.05)=4.32			

La adición de K produce un efecto muy particular que no es observado en otros tratamientos y que consiste en el marchitamiento de aproximadamente un 39% de las hojas de las plantas de girasol que no son regadas con NaCl (0 mM). Este marchitamiento tan pronunciado no se observa en salinidad media (50 mM) ni en salinidad alta (100 mM). A pesar de ello, este efecto no se ve reflejado en el Peso Seco de las Hojas a este nivel salino (0 mM), siendo, por el contrario, su valor el mayor entre todos los tratamientos.

En el tratamiento con adición de N se observa que a salinidad media (50 mM) los cotiledones están muy secos y algunas hojas empiezan a secarse por los bordes. En el caso de la adición de P, a este nivel salino (50 mM), se pueden ver algunas puntas de las hojas viejas muy secas.

En forma global, son los tratamientos de Fe² y Mn los que producen aumentos del peso seco de la hoja.

En el **Peso Seco del Tallo** (TABLA 10) se produce un aumento a salinidad media (50 mM) que es estadísticamente significativo en el análisis global de las salinidades, mientras que una salinidad alta (100 mM) provoca una disminución significativa en este parámetro.

En ausencia de salinidad (0 mM), se producen disminuciones significativas en el peso seco del tallo en los tratamientos de N, P y B frente al testigo, mientras que el K presenta un aumento significativo que alcanza al doble del tallo del tratamiento testigo. El resto de los tratamientos no afectan a este parámetro.

TABLA 10. Valores de las medias correspondientes al Peso Seco del Tallo (mg/planta) de los Tratamientos, salinidad y Tratamiento x Salinidad

Tratamientos			
T	18.13		
K	23.70		
Ca	15.25		
N	8.80		
P	16.36		
Fe1	15.32		
Fe2	15.67		
Mn	14.75		
B	13.67		
M.D.S. (0.05)=1.65			
Salinidad			
Salinidad-0	16.16		
Salinidad-50	17.49		
Salinidad-100	14.56		
M.D.S. (0.05)=0.95			
Tratamientos X Salinidad-0	50	100	
T	16.52	22.72	15.15
K	33.33	22.28	15.47
Ca	14.43	15.75	15.56
N	9.58	10.72	6.10
P	11.46	16.64	20.97
Fe1	16.17	16.23	13.57
Fe2	15.00	17.55	14.47
Mn	15.44	20.99	16.80
B	13.55	14.56	12.90
M.D.S. (0.05)=2.86			

A salinidad media (50 mM) son las adiciones de Ca, N, P, Fe1, Fe2 y B las que producen disminuciones en el peso seco del tallo, mientras que a salinidad alta (100 mM) únicamente el N provoca una disminución significativa de hasta el 60 %. Por otra parte, el P produce un aumento significativo en el peso seco del tallo, en estas condiciones.

De manera global, es el tratamiento de K el que mejora la producción de materia seca por el tallo.

El **Peso Seco de la Parte Aerea** (Vástago) viene determinado por la suma del **Peso Seco de las Hojas** más el del **Tallo** (TABLA 11). Sólo la presencia de salinidad a nivel alto (100 mM) provoca una alteración de este parámetro que disminuye de forma significativa. Con la adición de Ca, P, Fe2, Mn y B se provoca un aumento de dicho parámetro a salinidad media (50 mM) no siendo este incremento significativo en el caso de la adición de Ca y B. Un nivel alto de salinidad (100 mM) se observa en todos los casos un descenso significativo exceptuando en presencia de Ca donde este descenso no es importante.

Si relacionamos el testigo con cada uno de los tratamientos nutritivos podemos observar (TABLA 11) que en ausencia de salinidad (0 mM) se produce un incremento significativo en el peso seco del vástago al adicionar K, mientras que Ca, N, P o B provocan descensos significativos en este parámetro.

A salinidad media (50 mM) es el aporte de Mn el que aumenta el peso seco de la parte aérea frente al testigo, mientras que la adición de Ca, N, P o B provocan descensos significativos en este parámetro, al igual que ocurría en el nivel no-salino.

TABLA 11. Valores de las medias correspondientes al Peso Seco del Vástago (mg/planta) de los Tratamientos, salinidad y Tratamiento x Salinidad

Tratamientos			
T	44.33		
K	51.32		
Ca	38.95		
N	19.42		
P	28.07		
Fe1	43.61		
Fe2	45.72		
Mn	48.52		
B	29.39		
M.D.S. (0.05)=3.54			
Salinidad			
Salinidad-0	42.88		
Salinidad-50	44.32		
Salinidad-100	29.24		
M.D.S. (0.05)=2.04			
Tratamientos X Salinidad-0	50	100	
T	48.41	51.15	33.42
K	74.63	49.34	29.99
Ca	38.12	43.90	34.82
N	30.32	21.62	6.30
P	21.00	32.58	30.64
Fe1	49.33	48.67	32.83
Fe2	44.50	56.17	36.50
Mn	49.34	59.97	36.27
B	30.30	35.47	22.41
M.D.S. (0.05)=6.13			

TABLA 12. Valores de las medias correspondientes al Peso Seco de la Raíz (mg/planta) de los Tratamientos, salinidad y Tratamiento x Salinidad

Tratamientos	
T	69.60
K	88.43
Ca	78.17
N	49.32
P	45.51
Fe1	64.59
Fe2	79.73
Mn	64.72
B	52.57
M.D.S. (0.05)=9.03	

Salinidad	
Salinidad-0	83.97
Salinidad-50	64.21
Salinidad-100	49.37
M.D.S. (0.05)=5.22	

Tratamientos X Salinidad-0	50	100	
T	86.91	69.36	52.12
K	152.39	58.60	54.31
Ca	115.80	71.85	46.85
N	72.70	43.65	31.63
P	30.85	43.31	62.36
Fe1	65.67	77.77	50.33
Fe2	76.33	98.78	64.08
Mn	87.28	63.90	42.98
B	67.80	49.29	40.63
M.D.S. (0.05)=15.65			

A salinidad alta (100 mM) sólo los tratamientos de N y B presentan disminuciones significativas con respecto al testigo en el peso seco de la parte aérea.

De forma general se puede observar que los tratamientos de K y Mn son los que mejoran este parámetro.

La presencia de salinidad produce una disminución significativa en el **Peso Seco de la Raíz** (TABLA 12), que es paralela a la variación salina.

Los tratamientos nutritivos de K o Ca en ausencia de salinidad producen un aumento significativo del peso seco de la raíz, siendo en el caso del K casi el doble del valor del testigo. Tanto el N como el Fe²⁺ y el Mn no presentan variaciones, mientras que el resto de los tratamientos disminuyen este parámetro de forma significativa frente al testigo.

Al aumentar la salinidad (50 mM), son N, P y B los que presentan una disminución significativa de la materia seca de la raíz, en tanto que sólo el Fe²⁺ logra un incremento significativo.

A un nivel más alto de salinidad (100 mM) únicamente el N presenta variación significativa frente al testigo, en el sentido de disminución.

Por otra parte, habría que resaltar que la adición de P mejora los resultados frente a la salinidad ya que al aumentar ésta lo hace también el peso seco de la raíz llegando a ser a salinidad alta (100 mM) el doble del alcanzado en ausencia de salinidad.

De forma global, es el tratamiento de K el que logra el valor máximo de esta magnitud.

Relacionando estos dos últimos parámetros (Peso Seco del Vástago/Peso Seco de la Raíz) podemos observar que dicha razón (TABLA 13) aumenta significativamente con la presencia de salinidad sin que la cuantía de la misma altere esos valores dentro del experimento.

Esta razón se ve afectada de forma diferente según los distintos tratamientos nutritivos frente al testigo. A salinidad cero únicamente la adición de B provoca una alteración significativa de esta razón, haciéndola disminuir.

Sin embargo, a salinidad media (50 mM) la adición de N causa un aumento significativo mientras que Fe1 y Fe2 provocan descensos también significativos.

A salinidad alta (100 mM) se observa que Ca y N provocan aumentos significativos en tanto que K, P, Fe1, Fe2 y B inducen disminuciones significativas de dicho parámetro frente al testigo.

Considerando los experimentos de forma global resulta ser el tratamiento de N el que induce el valor más alto en la relación estudiada.

Respecto al crecimiento de la plántula completa (TABLA 14) nuevamente la adición de Ca y mucho más la de K mejoran de forma significativa la obtención de materia seca en ausencia de salinidad, lo que no ocurre en condiciones de salinidad. La adición de Fe2 incrementa significativamente el rendimiento del Peso Seco de las Plántulas a salinidad media (50 mM).

TABLA 13. Valores de las medias correspondientes a la Relación entre el Peso Seco del Vástago y la Raíz de los Tratamientos, Salinidad y Tratamiento x Salinidad

Tratamientos	
T	0.80
K	0.65
Ca	0.96
N	1.13
P	0.68
Fe1	0.70
Fe2	0.61
Mn	0.81
B	0.59
M.D.S. (0.05)=0.10	

Salinidad	
Salinidad-0	0.63
Salinidad-50	0.86
Salinidad-100	0.81
M.D.S. (0.05)=0.06	

Tratamientos X Salinidad-0	50	100	
T	0.66	0.88	0.86
K	0.50	0.86	0.58
Ca	0.59	0.96	1.34
N	0.80	1.31	1.29
P	0.73	0.80	0.52
Fe1	0.78	0.65	0.66
Fe2	0.63	0.59	0.62
Mn	0.57	1.00	0.85
B	0.45	0.73	0.60
M.D.S. (0.05)=0.18			

TABLA 14. Valores de las medias correspondientes al Peso Seco de la Plántula entera (mg/planta) de los Tratamientos, Salinidad y Tratamiento x Salinidad

Tratamientos			
T		115.49	
K		139.76	
Ca		117.39	
N		69.86	
P		78.93	
Fe1		108.06	
Fe2		126.17	
Mn		115.49	
B		81.97	
M.D.S. (0.05)=10.77			
Salinidad			
Salinidad-0		127.24	
Salinidad-50		108.37	
Salinidad-100		81.36	
M.D.S. (0.05)=6.22			
Tratamientos X Salinidad-0		50	100
T	135.31	121.81	89.35
K	227.10	107.94	84.29
Ca	153.92	114.83	83.43
N	103.02	65.28	41.33
P	55.22	75.89	105.70
Fe1	115.00	126.17	83.00
Fe2	120.83	154.83	102.83
Mn	136.62	123.86	79.24
B	98.10	84.76	63.04
M.D.S. (0.05)=18.66			

A salinidad alta (100 mM) ningún tratamiento mejora el peso seco de la plántula, mientras que N y B provocan descensos significativos del mismo. Se ha de señalar que la aplicación de P, muy nociva para el crecimiento global de la plántula en ausencia de salinidad, se va haciendo beneficiosa a medida que aumenta el nivel salino.

En general diremos que el aumento de la salinidad provoca una disminución significativa y progresiva del crecimiento de la plántula de girasol, siendo los tratamientos de N, P y B los que menores rendimientos dan. El mejor tratamiento es el del K que logra incrementar significativamente la materia seca de la plántula.

La Superficie Foliar (TABLA 15) se ve afectada negativamente y de forma significativa por la salinidad, tanto más cuanto mayor es su nivel. Esta reducción se ve reflejada más a salinidad alta (100 mM) donde se alcanzan valores comprendidos entre un máximo del 97% en el caso de la adición del N, y un mínimo del 33% en el tratamiento con Fe².

En ausencia de salinidad (0 mM), la adición de N, Ca, B, y sobre todo, P inducen una disminución significativa frente al testigo en la superficie foliar.

A salinidad media (50 mM), el Fe² provoca un aumento significativo del área foliar frente a su testigo, mientras que la adición de Ca, N, P o B ocasionan un descenso significativo en el valor de este parámetro.

A salinidad alta (100 mM), de nuevo la adición de Fe² muestra un aumento de la superficie foliar en relación con el testigo; por otra parte, la adición de B, N o P provocan disminuciones estadísticamente significativas de este parámetro.

TABLA 15. Valores de las medias correspondientes a la Superficie Foliar (cm²/planta) de los Tratamientos, Salinidad y Tratamiento x Salinidad

Tratamientos	
T	6.30
K	5.75
Ca	4.44
N	2.77
P	1.69
Fe1	6.42
Fe2	7.27
Mn	5.95
B	3.48
M.D.S. (0.05)=0.67	

Salinidad	
Salinidad-0	6.68
Salinidad-50	5.45
Salinidad-100	2.56
M.D.S. (0.05)=0.39	

Tratamientos X Salinidad-0	50	100	
T	8.75	6.79	3.35
K	8.75	6.22	2.28
Ca	5.30	4.59	3.44
N	6.03	2.14	0.15
P	1.85	2.96	0.26
Fe1	8.73	6.59	3.95
Fe2	7.98	8.50	5.31
Mn	8.12	6.76	2.98
B	4.63	4.51	1.31
M.D.S. (0.05)=1.16			

De forma general global es el tratamiento Fe₂ el que determina el valor óptimo de la superficie foliar.

La relación **Peso Seco de Hoja/Superficie Foliar** (TABLA 16) aumenta en presencia de salinidad. Únicamente la adición de P, tanto en condiciones de ausencia de salinidad como a salinidad media (50 mM) hace aumentar esta relación de forma significativa. La adición de N o B a salinidad alta (100 mM), provoca una disminución significativa en esta razón mientras que el Mn a este nivel salino produce un incremento significativo. Entre los distintos tratamientos no se observan grandes diferencias, pues la mayoría de ellos no causan cambios en la relación entre el peso de la hoja y su superficie foliar. No obstante, de forma gobar, es el Mn el único que induce un incremento significativo del parámetro estudiado.

En lo referente a la **Longitud del Tallo** (TABLA 17), este parámetro sólo resulta realmente afectado por la salinidad alta (100 mM) que provoca un descenso significativo del mismo.

La adición de K produce un incremento significativo en la longitud del tallo frente al testigo en ausencia de salinidad y a salinidad media (50 mM), mientras que la adición de Ca, N, P o B provocan descensos significativos de este parámetro a estos dos niveles salinos.

Por otra parte, a salinidad alta (100 mM), son los tratamientos de N, P, Fe₁, Mn y B los que provocan un descenso significativo en la longitud del tallo frente al testigo.

TABLA 16. Valores de las medias correspondientes a la relación entre el Peso Seco de la Hoja y la Superficie Foliar (mg/cm²) de los Tratamientos, Salinidad y Tratamiento x Salinidad

Tratamientos	
T	4.86
K	5.38
Ca	5.45
N	3.35
P	5.90
Fe1	4.67
Fe2	4.17
Mn	5.97
B	4.24
M.D.S. (0.05)=1.07	

Salinidad	
Salinidad-0	4.34
Salinidad-50	5.29
Salinidad-100	5.03
M.D.S. (0.05)=0.62	

Tratamientos X Salinidad-0	50	100	
T	3.79	4.84	5.97
K	4.80	4.41	6.95
Ca	4.66	6.10	5.59
N	3.48	5.42	1.16
P	6.31	6.92	4.48
Fe1	4.10	4.96	4.95
Fe2	3.74	4.57	4.21
Mn	4.20	5.76	7.94
B	4.01	4.62	4.07
M.D.S. (0.05)=1.85			

El tratamiento de P es el que más afecta, globalmente, a la longitud del tallo, sin tener en cuenta las distintas salinidades, mientras que el crecimiento del tallo responde mejor al adicionar al medio K, siendo este el tratamiento el que proporciona un incremento significativo de este parámetro.

TABLA 17. Valores de las medias correspondientes a la Longitud del Tallo (cm/planta) de los Tratamientos, Salinidad y Tratamiento x Salinidad

Tratamientos			
T	3.40		
K	4.07		
Ca	2.88		
N	2.13		
P	1.69		
Fe1	3.13		
Fe2	3.20		
Mn	2.95		
B	2.34		
M.D.S. (0.05)=0.31			
Salinidad			
Salinidad-0	3.31		
Salinidad-50	3.12		
Salinidad-100	2.16		
M.D.S. (0.05)=0.18			
Tratamientos X Salinidad-0	50	100	
T	3.79	3.55	2.85
K	5.53	4.23	2.46
Ca	2.92	2.99	2.74
N	2.34	2.60	1.46
P	1.78	2.11	1.18
Fe1	3.97	3.14	2.28
Fe2	3.42	3.60	2.57
Mn	3.62	3.17	2.08
B	2.50	2.70	1.82
M.D.S. (0.05)=0.53			

4.3. EFECTOS DE LA SALINIDAD SOBRE LA DISTRIBUCION DE LOS ELEMENTOS MINERALES EN LA PLANTULA

En el examen de los contenidos de nutrientes (TABLA 18 y 19) se han contemplado dos fenómenos independientes que no deben confundirse pues dificultaría la interpretación de sus consecuencias:

1.- La influencia de los niveles de salinidad en la cantidad de elementos que resultan exportados desde los cotiledones originarios a la plántula formada.

2.- Influencia de los niveles de salinidad en la distribución de cada nutriente exportado entre la Parte Aérea y la Raíz.

Los valores correspondientes al contenido de nitrógeno (TABLA 18) en la plántula y su distribución entre la parte aérea y la raíz están relacionados con las variaciones que presenta el crecimiento y, como era de esperar, por lo que dicho contenido disminuye al aumentar la salinidad. De todas estas alteraciones sólo son estadísticamente significativas las correspondientes a

salinidad alta (100 mM) en la parte aérea y la resultante de aplicar cualquiera de los niveles de salinidad en el caso de la plántula entera.

Los efectos sobre el contenido de fósforo (TABLA 18) en las plántulas de girasol y su distribución entre la parte aérea y la raíz muestran alteraciones significativas. En la parte aérea a salinidad media (50 mM) se produce un aumento de dicho contenido, pero sin embargo a salinidad alta (100 mM) lo que se observa es una disminución con respecto al tratamiento no-salino, en ninguno de los dos casos las variaciones son significativas. En cuanto a la raíz ocurre que a salinidad media (50 mM) disminuye el contenido de fósforo y a salinidad alta (100 mM) también disminuye, siendo estos cambios estadísticamente significativos en los dos casos. Con respecto a la plántula podemos observar que el contenido de este elemento a salinidad media (50 mM) disminuye significativamente y más aún a salinidad alta (100 mM).

El contenido de potasio (TABLA 18) se ve influenciado de forma diferente según los niveles de salinidad. A salinidad media (50 mM) se puede observar un aumento significativo en el contenido de este elemento, mientras que a salinidad alta (100 mM) lo que se observa es una disminución significativa con respecto al nivel no-salino. Sin embargo en la raíz podemos ver como el contenido de este nutriente va aumentando al hacerlo la salinidad no siendo este aumento significativo en ninguno de los dos casos.

En cuanto a su contenido en la plántula entera se comprueba que presenta el mismo aumento, a salinidad media (50 mM), y la misma disminución, a salinidad alta (100 mM), que ocurría en la parte aérea pero en este caso las variaciones no son estadísticamente significativas.

TABLA 18.- Valores correspondientes al contenido de macronutrientes (mg/planta) en la Parte Aérea, Raíz y Plántula de Girasol a distintos niveles salinos

Macronutrientes	Tratamientos salinos (mM de NaCl)			M.D.S.*
	0	50	100	
	PARTE AÉREA			
N (mg/planta)	1.43	1.46	0.91	0.08
P (mg/planta)	0.46	0.47	0.40	0.09
K (mg/planta)	0.48	0.58	0.39	0.09
Ca (mg/planta)	1.77	0.99	0.29	0.12
Mg (mg/planta)	0.69	0.42	0.15	0.04
Na (mg/planta)	0.05	7.98	2.83	2.58
	RAÍZ			
N (mg/planta)	0.50	0.48	0.36	0.15
P (mg/planta)	0.30	0.19	0.20	0.09
K (mg/planta)	0.15	0.16	0.17	0.10
Ca (mg/planta)	0.36	0.22	0.15	0.08
Mg (mg/planta)	0.09	0.14	0.11	0.01
Na (mg/planta)	0.22	2.75	4.76	3.17
	PLÁNTULA			
N (mg/planta)	1.93	1.41	1.23	0.23
P (mg/planta)	0.75	0.66	0.60	0.06
K (mg/planta)	0.65	0.74	0.51	0.18
Ca (mg/planta)	2.12	1.21	0.45	0.10
Mg (mg/planta)	0.78	0.56	0.26	0.04
Na (mg/planta)	0.27	9.81	7.67	3.67

significación al 5%

Como podemos ver en la TABLA 18 el contenido de calcio en la parte aérea y en la raíz de las plántulas de girasol va descendiendo al aumentar la salinidad, siendo esta diferencia estadísticamente significativa tanto en el vástago como en la raíz. Paralelamente se produce un descenso significativo en el contenido de dicho elemento en la plántula.

En lo referente al magnesio (TABLA 18) podemos observar un comportamiento distinto en su contenido entre la parte aérea, donde disminuye al aumentar la salinidad, y la raíz, que aumenta cuando lo hacen los niveles salinos. Existiendo diferencias significativas en ambos casos. En cuanto al contenido de magnesio de la plántula se observa un descenso significativo con el incremento de la salinidad.

El contenido de sodio (TABLA 18), como es natural, aumenta significativamente tanto en la parte aérea como en la raíz al hacerlo la salinidad del medio. En el vástago podemos observar que este contenido es superior a salinidad media (50 mM) que a salinidad alta (100 mM), sin embargo en la raíz el contenido de sodio va aumentando al hacerlo la salinidad. En cuanto a la plántula completa se observa que presenta, el contenido de este elemento, el mismo patrón de comportamiento que en la parte aérea, aumentando más dicho contenido a salinidad media (50 mM) y menos a salinidad alta (100 mM).

Todos los niveles de salinidad provocan un descenso en el contenido de Fe (TABLA 19) en la plántula, los valores sólo son estadísticamente significativos a salinidad alta (100 mM). Otro tanto ocurre con la distribución del elemento, salvo en el caso de salinidad media (50 mM) que induce un incremento muy importante y significativo en el contenido de hierro en el vástago.

La no significación de los valores del contenido de hierro a salinidad media (50 mM) se puede quizá atribuir a que la raíz acapara de manera natural las mayores cantidades de este elemento y la uniformidad de sus valores amortigua las variaciones de los mismos en toda la plántula.

TABLA 19.- Valores correspondientes al contenido de micronutrientes ($\mu\text{g/planta}$) en la Parte Aérea, Raíz y Plántula de Girasol a distintos niveles salinos

Macronutrientes	Tratamientos salinos (mM de NaCl)			M.D.S.*
	0	50	100	
PARTE AÉREA				
Fe ($\mu\text{g/planta}$)	4.41	5.77	2.35	0.86
Cu ($\mu\text{g/planta}$)	0.99	0.84	0.58	0.25
Mn ($\mu\text{g/planta}$)	3.64	2.86	1.41	0.19
B ($\mu\text{g/planta}$)	0.73	0.90	0.45	0.34
RAÍZ				
Fe ($\mu\text{g/planta}$)	66.62	42.92	26.56	24.92
Cu ($\mu\text{g/planta}$)	0.71	0.63	0.32	0.14
Mn ($\mu\text{g/planta}$)	1.12	1.02	0.62	0.38
B ($\mu\text{g/planta}$)	0.17	0.24	0.16	0.13
PLÁNTULA				
Fe ($\mu\text{g/planta}$)	71.09	48.69	28.93	24.15
Cu ($\mu\text{g/planta}$)	1.69	1.47	0.90	0.40
Mn ($\mu\text{g/planta}$)	4.76	3.88	2.04	0.48
B ($\mu\text{g/planta}$)	0.90	1.14	0.61	0.38

* Significación al 5%

El contenido de cobre (TABLA 19) no resulta afectada por la salinidad media (50 mM). Tampoco la distribución de este elemento resulta influenciada por esta salinidad, ya que el contenido de la parte aérea y la raíz a este nivel salino (50 mM) no presentan diferencias significativas. Sin embargo a salinidad alta (100 mM) podemos observar como el contenido de este elemento disminuye significativamente tanto en el vástago como en la raíz y en la plántula entera.

El contenido de manganeso de la plántula entera disminuye con el incremento de la salinidad de una forma significativa. Dicha disminución parece ser consecuencia de lo que ocurre en la parte aérea a salinidad media (50 mM) y alta (100 mM) ya que las variaciones que ocurren en la raíz a salinidad media (50 mM) no presentan significación, pero sí las variaciones que ocurre a salinidad alta (100 mM).

En la TABLA 19 podemos observar como el contenido de boro en las plántulas de girasol incrementa a salinidad media (50 mM) y disminuye con salinidad alta (100 mM). En ambos casos las variaciones no fueron significativas. En cuanto a la distribución de este elemento presenta el mismo comportamiento que el observado en la plántula, ya que la concentración de la parte aérea y la raíz no presentan diferencias estadísticamente significativas cualquiera que sea el nivel salino.

4.4.- EFECTOS DE LA SALINIDAD Y APLICACION DE DISTINTOS NUTRIENTES SOBRE LA DISTRIBUCION DE LOS ELEMENTOS MINERALES EN LA PLANTULA

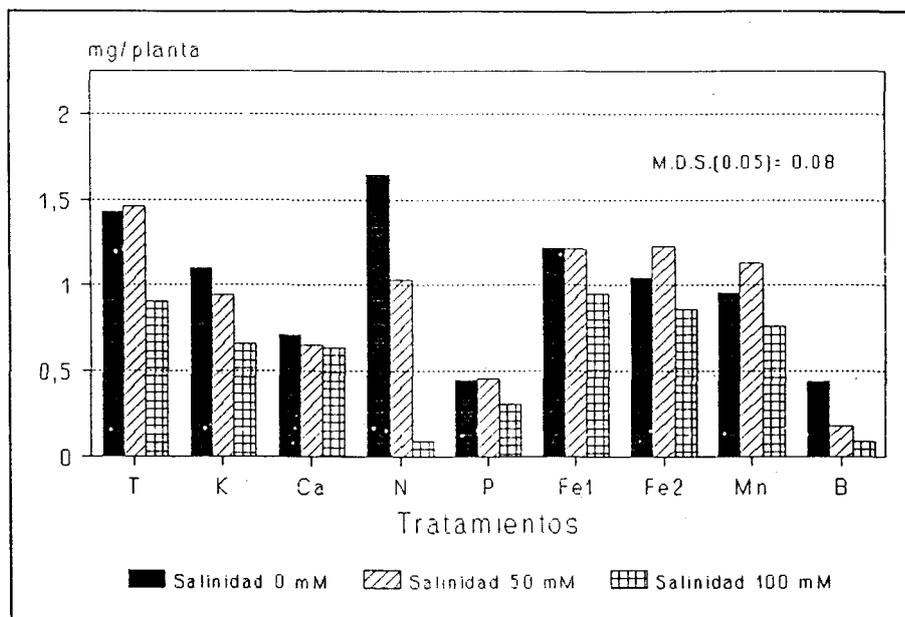
La salinidad provoca disminuciones significativas en el contenido de nitrógeno en la parte aérea de la plántula de girasol (TABLA 20). A este respecto, y sin tener en cuenta los niveles salinos, es el testigo el que presenta mayor contenido de este elemento con diferencias significativas con respecto al resto de los tratamientos elementales.

Cuando se examina la acción conjunta de la salinidad y los tratamientos elementales utilizados sobre el contenido de nitrógeno en la parte aérea de la plántula de girasol (GRAFICA 17) podemos observar que a salinidad media (50 mM) se producen descensos significativos en los tratamientos de K, N y B frente al nivel salino más bajo (0 mM), y aumentos significativos en los tratamientos de Fe² y Mn. Al aumentar la salinidad (100 mM) se observa que disminuye en todos los tratamientos, menos en el Ca, de forma significativa el contenido de este nutriente en la parte aérea. La disminución es especialmente drástica en los casos de B y N.

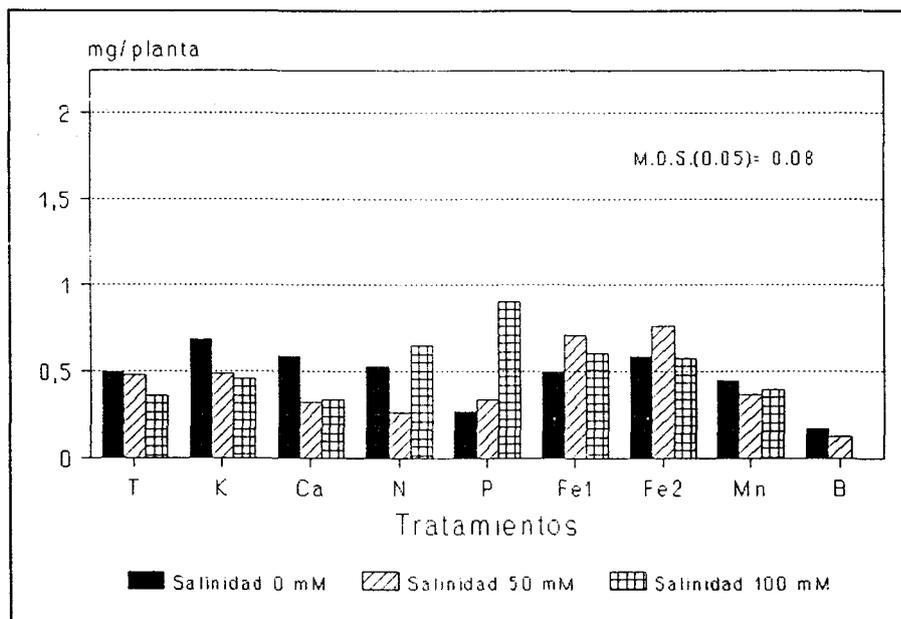
TABLA 20. Contenido de Nitrógeno en la Parte Aérea: Valores medios (mg/planta) de los Tratamientos y Salinidad

Tratamientos	
T	1.27
K	0.90
Ca	0.67
N	0.93
P	0.41
Fe1	1.12
Fe2	1.05
Mn	0.95
B	0.24
M.D.S. (0.05)=0.05	
Salinidad	
Salinidad-0	1.00
Salinidad-50	0.92
Salinidad-100	0.59
M.D.S. (0.05)=0.03	

El contenido de nitrógeno en la parte aérea a nivel de salinidad cero disminuye de forma significativa en todos los tratamientos nutritivos frente al testigo exceptuando el tratamiento de N que presenta un aumento significativo. A salinidad media (50 mM), el contenido de nitrógeno sufre un descenso significativo en los distintos tratamientos elementales con respecto al testigo (T). A salinidad alta (100 mM) también se producen descensos significativos en los tratamientos K, Ca, N, Mn y B, mientras que la adición de Fe1 y Fe2 no presentan diferencias significativas.



GRAFICA 17. Contenido de Nitrógeno en el Vástago de la plántula de girasol en los distintos tratamientos y salinidades



GRAFICA 18. Contenido de Nitrógeno en la Raíz de la plántula de girasol en los distintos tratamientos y salinidades

El nivel medio de salinidad (50 mM) provoca una disminución significativa en el contenido de nitrógeno de la raíz, como podemos observar en la TABLA 21, sin embargo el nivel alto de salinidad (100 mM) no muestra variaciones significativas frente al nivel no-salino en cuanto a este contenido.

En los tratamientos sin tener en cuenta la salinidad se observa (TABLA 21) que son tratamientos con Fe1 y Fe2 los que presentan un mayor contenido de nitrógeno en la raíz, mientras que es el B el que presenta un descenso drástico de dicho contenido.

TABLA 21. Contenido de Nitrógeno en la Raíz: Valores medios (mg/planta) de los Tratamientos y Salinidad

Tratamientos	
T	0.45
K	0.55
Ca	0.42
N	0.48
P	0.51
Fe1	0.61
Fe2	0.64
Mn	0.41
B	0.10
M.D.S. (0.05)=0.04	
Salinidad	
Salinidad-0	0.48
Salinidad-50	0.43
Salinidad-100	0.48
M.D.S. (0.05)=0.03	

El contenido de nitrógeno de la raíz (GRAFICA 18) presenta a salinidad media (50 mM), en relación al nivel de salinidad cero respectivo, disminuciones significativas en los tratamientos de K, Ca, N, Mn y B y aumentos significativos en Fe1 y Fe2. Al aumentar la salinidad (100 mM), podemos ver que aparecen descensos significativos en los tratamientos de K, Ca y B, al igual que a salinidad media, e incrementos significativos en los tratamientos nutritivos N, P y Fe1.

A salinidad cero los distintos tratamientos elementales no presentan cambios significativos con respecto al testigo, únicamente habría que destacar el aumento significativo observado en el tratamiento de K, Ca y Fe2 y el descenso, también significativo, observado en el tratamiento de P y B. El contenido de nitrógeno en la raíz (GRAFICA 18) a salinidad media (50 mM) muestra disminuciones estadísticamente significativas en los tratamientos de Ca, N, P, Mn y B e incrementos significativos en los casos de Fe1 y Fe2. A nivel más alto de salinidad (100 mM) se observan aumentos en todos los tratamientos nutritivos excepto en el Ca, Mn y B. La adición de Ca y Mn no presentan variaciones significativas mientras que el B provoca un descenso drástico y significativo en el contenido de nitrógeno frente al testigo a este nivel salino.

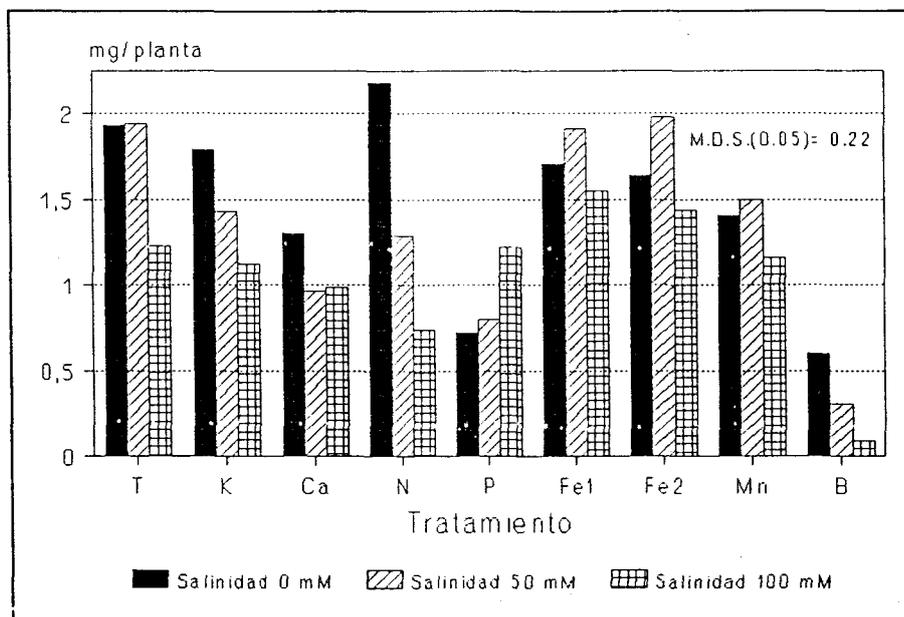
El contenido de nitrógeno en la plántula entera se muestra en la TABLA 22 y GRAFICA 19. Podemos observar en la TABLA 22 que la presencia de salinidad produce disminuciones significativas en el contenido de este nutriente en la plántula entera.

Independientemente del nivel salino y de forma general los tratamientos Fe1 y Fe2 mejoran significativamente el contenido de nitrógeno de la plántula mientras que Ca, P, Mn y, sobre todo, B lo hacen disminuir.

TABLA 22. Contenido de Nitrógeno en la Plántula: Valores medios (mg/planta) de los Tratamientos y Salinidad

Tratamientos	
T	1.52
K	1.45
Ca	1.09
N	1.40
P	0.92
Fe1	1.73
Fe2	1.69
Mn	1.36
B	0.34
M.D.S. (0.05)=0.13	
Salinidad	
Salinidad-0	1.48
Salinidad-50	1.29
Salinidad-100	1.06
M.D.S. (0.05)=0.07	

Si comparamos los distintos niveles salinos con el nivel no-salino observamos en la GRAFICA 19 que la adición de K, Ca, N y B provocan una disminución significativa en el contenido de nitrógeno en la plántula de girasol, a nivel de salinidad media, mientras que el Fe2 muestra un aumento significativo de dicho contenido. A salinidad alta (100 mM) el K, Ca, N, Mn y B provocan disminuciones significativas y el P aumentos significativos en el contenido de este nutriente en la plántula entera.



GRAFICA 19. Contenido de Nitrógeno en la plántula entera en los distintos tratamientos y salinidades

Los distintos tratamientos nutritivos (GRAFICA 19) producen descensos significativos del contenido de nitrógeno frente al testigo a salinidad cero, a excepción de N donde se observa un aumento significativo del contenido de este elemento y el K que no presenta variación. A salinidad media (50 mM) se producen descensos significativos en los tratamientos de K, Ca, N, P, Mn y B. Por último, a salinidad alta (100 mM) podemos observar disminuciones significativas en los tratamientos nutritivos de Ca, N y B y aumentos significativos en el tratamiento de Fe1, el resto de los tratamientos no presentan variaciones estadísticamente significativas.

El contenido de fósforo en las plántulas y su distribución entre la parte aérea y la raíz es mostrado en las TABLAS 23, 24 y 25 y GRAFICAS 20, 21 y 22.

La presencia de salinidad, como podemos observar en la TABLA 23, provoca variaciones significativas respecto al nivel no-salino produciéndose un aumento en el contenido de fósforo en la parte aérea a salinidad media (50 mM) y una disminución de este contenido a salinidad alta (100 mM).

Al margen de la situación salina del medio de cultivo todos los tratamientos elementales provocan una disminución significativa del contenido de P en la parte aérea.

El contenido de fósforo en la parte aérea (GRAFICA 20) muestra un aumento a nivel de salinidad media (50 mM) frente al nivel no salino respectivo (0 mM) siendo significativo en los casos de Ca, P, Fe1, Fe2, Mn y B; sin embargo, en el tratamiento de K se observa a este nivel salino es un descenso significativo con respecto a la salinidad cero en su contenido de fósforo. Un nivel más alto de salinidad (100 mM) provoca un incremento significativo en el contenido de este elemento en la parte aérea de los tratamientos de Ca y P y disminuciones significativas en K, N y Fe1. Los demás tratamientos no presentan variaciones significativas.

En ausencia de salinidad, como a salinidad media (50 mM) y alta (100 mM), los distintos tratamientos nutritivos frente al testigo muestran un descenso significativo en el contenido de fósforo de la parte aérea de la plántula de girasol. Habría que destacar una excepción que se observa a salinidad alta (100 mM) en el tratamiento de P, donde se puede ver un aumento estadísticamente significativo del contenido de este elemento.

TABLA 23. Contenido de Fósforo en la Parte Aérea: Valores medios (mg/planta) de los Tratamientos y Salinidad

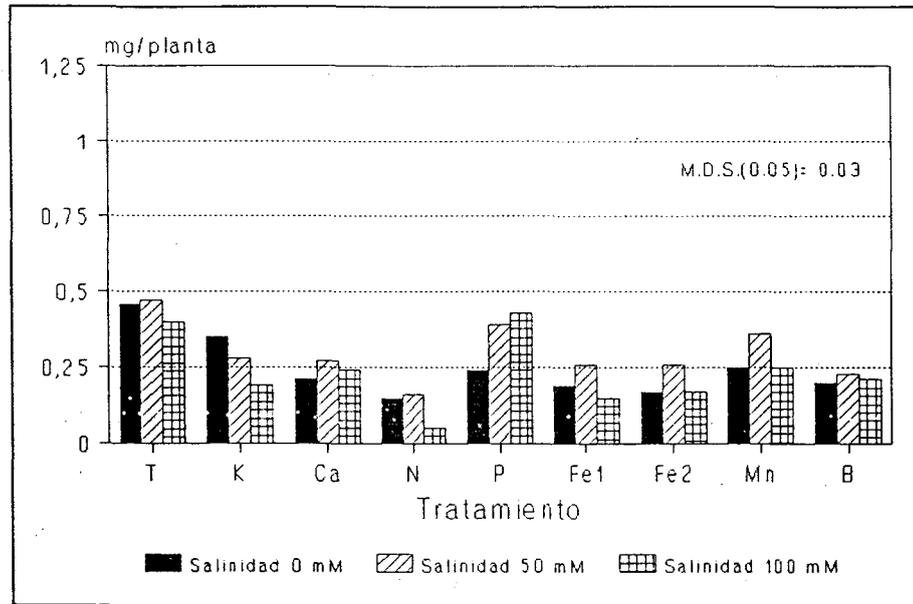
Tratamientos	
T	0.44
K	0.27
Ca	0.24
N	0.12
P	0.35
Fe1	0.20
Fe2	0.20
Mn	0.29
B	0.21
M.D.S. (0.05)=0.02	
Salinidad	
Salinidad-0	0.25
Salinidad-50	0.30
Salinidad-100	0.23
M.D.S. (0.05)=0.01	

El contenido de fósforo en la raíz (TABLA 24) no presenta diferencias significativas con la presencia de NaCl en las condiciones de nuestros experimentos.

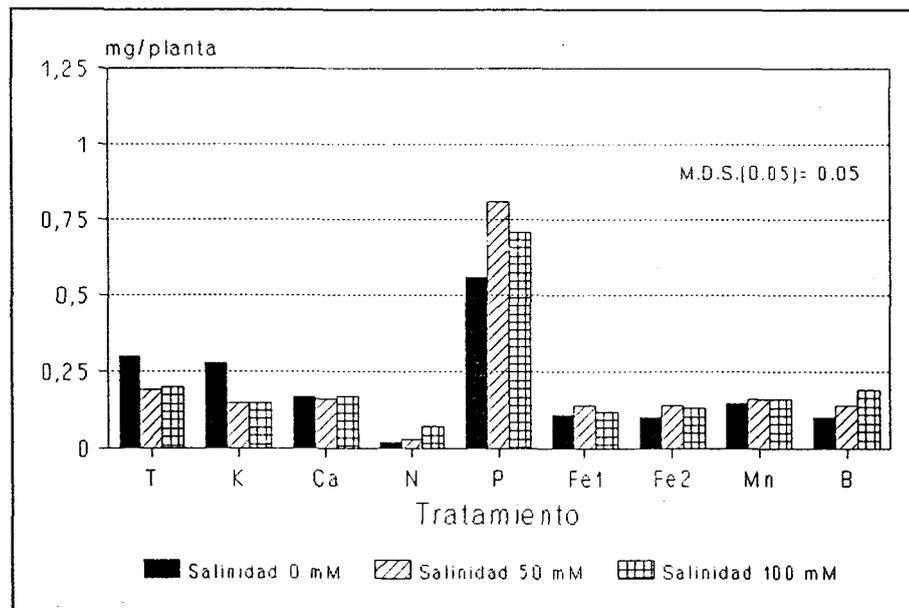
TABLA 24. Contenido de Fósforo en la Raíz: Valores medios (mg/planta) de los Tratamientos y Salinidad

Tratamientos	
T	0.23
K	0.19
Ca	0.17
N	0.04
P	0.70
Fe1	0.13
Fe2	0.12
Mn	0.16
B	0.14
M.D.S. (0.05)=0.03	
Salinidad	
Salinidad-0	0.20
Salinidad-50	0.21
Salinidad-100	0.21
M.D.S. (0.05)=0.02	

Globalmente considerados, todos los tratamientos elementales (TABLA 24) provocan una reducción significativa del contenido de fósforo en la raíz de la plántulas de girasol, salvo la adición del propio P que da lugar a un incremento muy significativo.



GRAFICA 20. Contenido de Fósforo en el vástago de la plántula de girasol en los distintos tratamientos y salinidades



GRAFICA 21. Contenido de Fósforo en la raíz de la plántula de girasol en los distintos tratamientos y salinidades

Este contenido (GRAFICA 21) aumenta significativamente a salinidad media (50 mM) en relación al nivel no-salino en el tratamiento de P y disminuye también de manera significativa en el de K. Los tratamientos de P y B a salinidad alta (100 mM) aumentan significativamente el contenido de fósforo frente al nivel no-salino, mientras que el K lo disminuye.

A salinidad cero, al igual que a salinidad media (50 mM) y alta (100 mM), al comparar el contenido de fósforo del tratamiento testigo con el resto de los tratamientos se observa un descenso en todos ellos excepto en el de P. Este descenso no es significativo a nivel de salinidad cero en el tratamiento de K. A salinidad media (50 mM) no lo es significativo en los tratamientos de K, Ca y Mn. Y a salinidad alta (100 mM) en los tratamientos Ca, Mn y B. El aumento que se produce en el contenido de fósforo en el tratamiento nutritivo con P es significativo frente al testigo en los tres niveles salinos.

El contenido de fósforo en la plántula de girasol se muestra en la TABLA 25 y GRAFICA 22.

En la TABLA 25 podemos observar cómo la presencia de NaCl sólo altera el contenido de fósforo en la plántula entera a salinidad media (50 mM) provocando un aumento significativo de dicho contenido, en tanto que la salinidad alta (100 mM) no provoca variación de este parámetro.

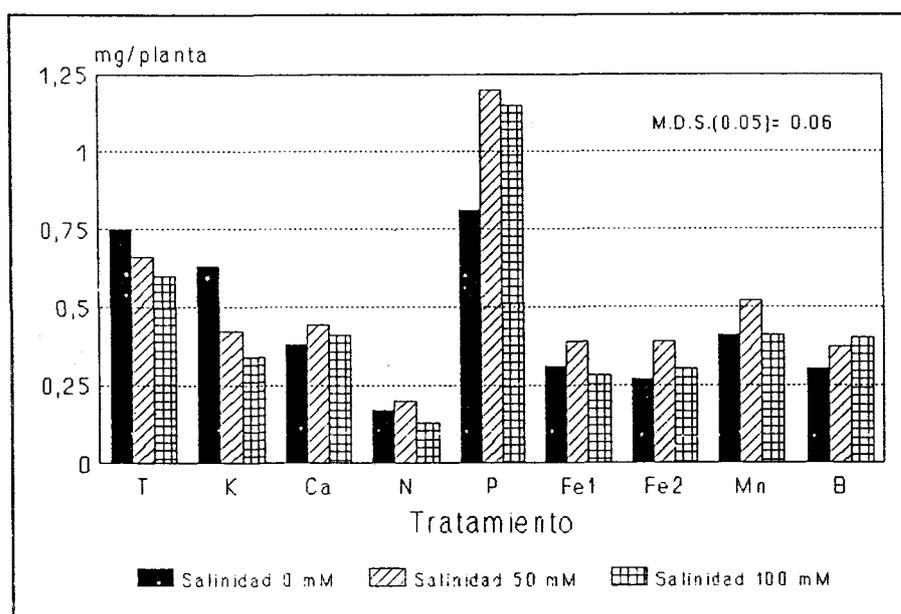
Al margen de la presencia o no de NaCl, y al igual que ocurría en el caso de la raíz, el tratamiento con P logra un incremento significativo de su contenido en la plántula, mientras que todos los demás tratamientos inducen una disminución significativa.

TABLA 25. Contenido de Fósforo en la plántula: Valores medios (mg/planta) de los Tratamientos y Salinidad

Tratamientos	
T	0.67
K	0.46
Ca	0.41
N	0.16
P	1.05
Fe1	0.32
Fe2	0.33
Mn	0.45
B	0.38
M.D.S. (0.05)=0.04	
Salinidad	
Salinidad-0	0.45
Salinidad-50	0.51
Salinidad-100	0.45
M.D.S. (0.05)=0.02	

En Presencia de un medio de salinidad (GRAFICA 22), los tratamientos de Ca, P, Fe1, Fe2, Mn o B provocan incrementos significativos de este contenido en tanto que el K lo hace disminuir frente a la ausencia de salinidad. Si el nivel salinoes alto (100 mM) los aumentos significativos provienen de la aplicación de Ca, P o B, mientras que el K sigue induciendo una disminución aún más significativa.

Tanto a salinidad cero, como media (50 mM) o alta (100 mM) el contenido de fósforo de las plántulas de girasol en los distintos tratamientos elementales disminuye significativamente frente al testigo respectivo, exceptuando el tratamiento de P que lo hace aumentar de forma significativa en los tres niveles.



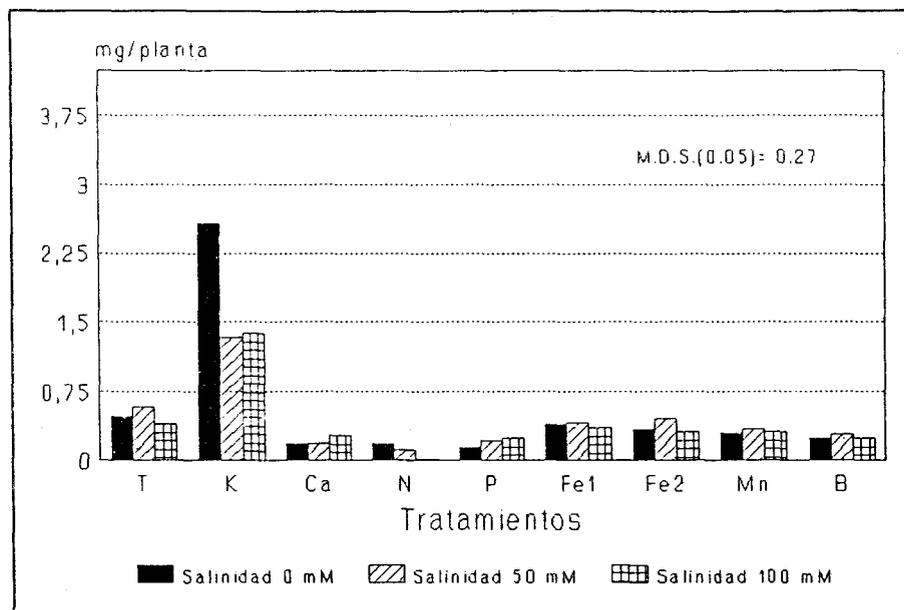
GRAFICA 22. Contenido de Fósforo en la plántula entera en los distintos tratamientos y salinidades

El contenido de potasio en la parte aérea de la plántula de girasol se muestra en la TABLA 26 y GRAFICA 23. Este parámetro, como se observa en la TABLA 26, disminuye significativamente en presencia de salinidad. Examinando aisladamente el efecto de los tratamientos, se comprueba que la adición de K hace aumentar de forma significativa y abrupta el contenido de este elemento, mientras que la adición de cada uno de los demás elementos provocan una disminución significativa.

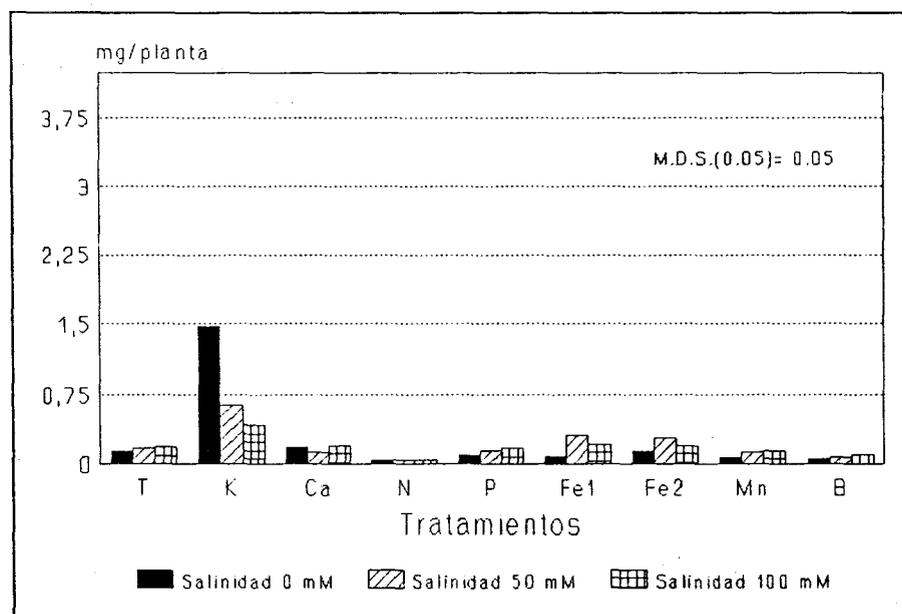
En cualquier nivel salino considerado (0, 50 ó 100 mM), la adición de K al medio radicular provoca un fuerte incremento del contenido de potasio en el vástago. Los demás tratamientos no hacen variar este contenido o lo hacen disminuir como N, Ca o P en ausencia de salinidad (0 mM), Ca, N, P y B a salinidad media (50 mM) o el N a salinidad alta (100 mM).

TABLA 26. Contenido de Potasio en la Parte Aérea: Valores medios (mg/planta) de los Tratamientos y Salinidad

Tratamientos	
T	0.48
K	1.76
Ca	0.21
N	0.11
P	0.20
Fe1	0.38
Fe2	0.37
Mn	0.32
B	0.25
M.D.S. (0.05)=0.16	
Salinidad	
Salinidad-0	0.54
Salinidad-50	0.43
Salinidad-100	0.39
M.D.S. (0.05)=0.09	



GRAFICA 23. Contenido de Potasio en el vástago de la plántula de girasol en los distintos tratamientos y salinidades



GRAFICA 24. Contenido de Potasio en la raíz de la plántula de girasol en los distintos tratamientos y salinidades

Las variaciones en el contenido de potasio en la raíz se pueden ver en la TABLA 27 y GRAFICA 24. Al aumentar la salinidad el contenido de este elemento disminuye de forma significativa (TABLA 27). Considerando sólo los tratamientos realizados se comprueba que la adición de Fe1, Fe2 o, especialmente, K dan lugar a un incremento de este contenido.

TABLA 27. Contenido de potasio en la Raíz: Valores medios (mg/planta) de los Tratamientos y Salinidad

Tratamientos	
T	0.16
K	0.84
Ca	0.17
N	0.05
P	0.14
Fe1	0.21
Fe2	0.21
Mn	0.12
B	0.08
M.D.S. (0.05)=0.03	
Salinidad	
Salinidad-0	0.26
Salinidad-50	0.22
Salinidad-100	0.19
M.D.S. (0.05)=0.02	

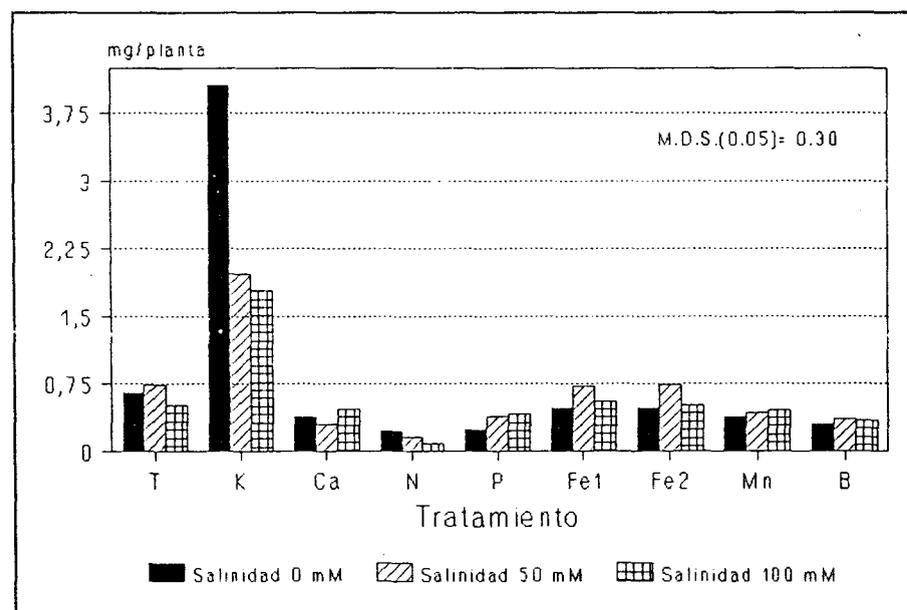
En presencia de salinidad (50 o 100 mM) (GRAFICA 24) el aporte de P, Fe1, Fe2 o Mn logran un aumento del contenido de potasio en la raíz frente a su testigo respectivo. A salinidad media (50 mM) tanto K como Ca hacen disminuir este parámetro en tanto que a salinidad alta (100 mM) sólo lo hace el K.

El contenido de potasio en la raíz (GRAFICA 24) a salinidad cero disminuye significativamente frente al testigo en los tratamientos de N, P, Fe1, Mn y B e incrementa significativamente en el tratamiento de K, al igual que en los otros niveles salinos. A salinidad media (50 mM) y alta (100 mM) el contenido de potasio aumenta significativamente, además de en el tratamiento de K, en los tratamientos de Fe1 y Fe2 y disminuye significativamente en los tratamientos de N y B.

El contenido de potasio en la plántula de girasol esta expresado en la TABLA 28 y GRAFICA 25. El contenido de este elemento disminuye de forma significativa con la presencia de salinidad, no existiendo sin embargo diferencias significativas entre la salinidad media (50 mM) y la salinidad alta (100 mM).

Al margen del efecto salino (TABLA 28), el tratamiento de K es el único que logra elevar este parámetro que resulta disminuido significativamente por los demás, con excepción de Fe1 y Fe2.

A salinidad cero (GRAFICA 25) se observa que la adición de K presenta un aumento significativo en el contenido de potasio en la plántula en relación con el testigo al igual que ocurre a salinidad media (50 mM) y alta (100 mM), mientras que el N, P y B muestran descensos significativos en este parámetro a salinidad cero. A salinidad media (50 mM) son el Ca, N, P, Mn y B los que provocan esta disminución significativa en el contenido de este elemento, y a salinidad alta (100 mM) únicamente el N presenta este descenso significativo.



GRAFICA 25. Contenido de Potasio en la plántula entera en los distintos tratamientos y salinidades

El contenido de calcio en la parte aérea de las plántulas de girasol (TABLA 29) disminuye significativamente con el aumento de la salinidad. Teniendo en cuenta únicamente los distintos tratamientos podemos observar como el T presenta mayor contenido de este elemento que el resto de los tratamientos mostrando diferencias estadísticamente significativas.

TABLA 28. Contenido de potasio en la plántula: Valores medios (mg/planta) de los Tratamientos y Salinidad

Tratamientos	
T	0.63
K	2.60
Ca	0.38
N	0.16
P	0.34
Fe1	0.59
Fe2	0.58
Mn	0.42
B	0.33
M.D.S. (0.05)=0.18	
Salinidad	
Salinidad-0	0.80
Salinidad-50	0.64
Salinidad-100	0.57
M.D.S. (0.05)=0.10	

Comparando el contenido de calcio en la parte aérea a distintas salinidades (GRAFICA 26) podemos observar como todos los tratamientos disminuyen significativamente este contenido a ambas salinidades con excepción de la adición de P donde no se observan variaciones ni a salinidad media (50 mM) ni a salinidad alta (100 mM) frente a la salinidad cero, y el B que no presenta diferencias a salinidad media (50 mM), pero sin embargo a salinidad alta (100 mM) provoca una disminución significativa en el contenido de calcio en el vástago como el resto de los tratamientos nutritivos.

TABLA 29. Contenido de Calcio en la Parte Aérea: Valores medios (mg/planta) de los Tratamientos y Salinidad

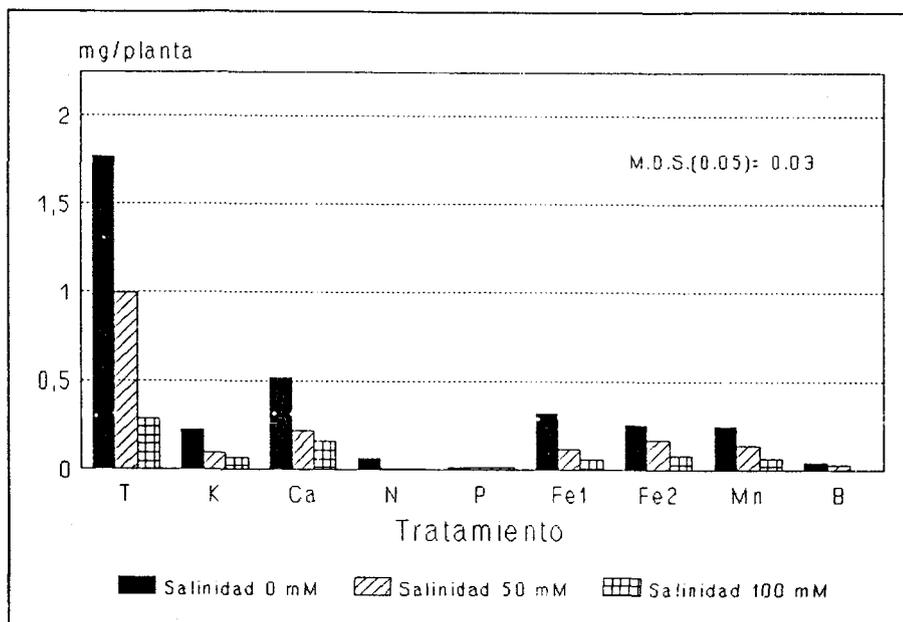
Tratamientos	
T	1.02
K	0.13
Ca	0.30
N	0.03
P	0.02
Fe1	0.17
Fe2	0.17
Mn	0.15
B	0.03
M.D.S. (0.05)=0.02	
Salinidad	
Salinidad-0	0.39
Salinidad-50	0.20
Salinidad-100	0.08
M.D.S. (0.05)=0.01	

A salinidad cero así como a salinidad media (50 mM) como alta (100 mM) todos los tratamientos empleados hacen disminuir significativamente el contenido de calcio en la parte aérea de la plántula de girasol en relación al valor obtenido por el testigo.

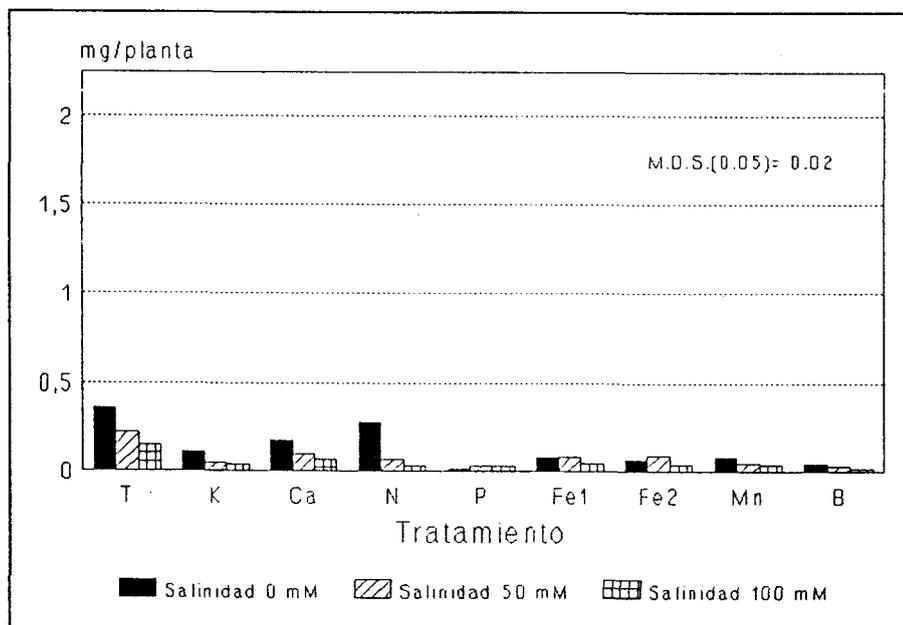
El contenido de calcio en la raíz sigue el mismo patrón que lo que ocurre en la parte aérea. Dicho contenido disminuye con el aumento de la salinidad de forma significativa, como podemos ver en la TABLA 30. Sigue siendo el testigo el que presenta los valores más altos en el contenido de este nutriente con diferencias significativas con el resto de los tratamientos, al margen de la presencia o no de salinidad.

La adición de cada uno de los elementos hace disminuir significativamente el contenido de calcio en la raíz (GRAFICA 27) en ambas salinidades (50 y 100 mM) salvo en el caso del P donde no se observan variaciones significativas a ningún nivel salino, el Fe1 que únicamente provoca una disminución a salinidad alta (100 mM) y el Fe2 que muestra un aumento a salinidad media (50 mM) y una disminución a salinidad alta (100 mM), ambos significativos.

A salinidad cero todos los tratamientos empleados hacen disminuir, frente al testigo, el contenido de calcio de la raíz igual o más que ambas salinidades media (50 mM) y alta (100 mM).



GRAFICA 26. Contenido de Calcio en el vástago de la plántula de girasol en los distintos tratamientos y salinidades



GRAFICA 27. Contenido de Calcio en la raíz de la plántula de girasol en los distintos tratamientos y salinidades

TABLA 30. Contenido de Calcio en la Raíz: Valores medios (mg/planta) de los Tratamientos y Salinidad

Tratamientos	
T	0.24
K	0.07
Ca	0.12
N	0.13
P	0.03
Fe1	0.07
Fe2	0.07
Mn	0.06
B	0.03
M.D.S. (0.05)=0.01	
Salinidad	
Salinidad-0	0.14
Salinidad-50	0.08
Salinidad-100	0.05
M.D.S. (0.05)=0.01	

El contenido de calcio en la plántula entera presenta una disminución significativa en presencia de salinidad (TABLA 31).

Teniendo en cuenta únicamente los tratamientos elementales independientemente de la salinidad podemos observar en la TABLA 31 que todos los tratamientos utilizados hacen disminuir el contenido de calcio en la plántula si se compara con el contenido de este elemento en el tratamiento

testigo y, además en todos ellos de forma significativa, destacando P y B por el descenso tan brusco que presentan.

TABLA 31. Contenido de Calcio en Plántula: Valores medios (mg/planta) de los Tratamientos y Salinidad

Tratamientos	
T	1.26
K	0.20
Ca	0.42
N	0.16
P	0.05
Fe1	0.24
Fe2	0.24
Mn	0.21
B	0.06
M.D.S. (0.05)=0.02	
Salinidad	
Salinidad-0	0.53
Salinidad-50	0.28
Salinidad-100	0.14
M.D.S. (0.05)=0.01	

Todos los tratamientos, como podemos observar en la GRAFICA 28, cuando comparamos el nivel salino cero con los otros niveles de salinidad,

Al margen de la condición salina, todos los tratamientos elementales utilizados provocan un gran descenso del contenido de este nutriente que es proporcionalmente similar en vástago y plántula y de menor magnitud en la raíz. Fe1 y Fe2, aún ocasionando reducciones significativas del parámetro, originan las de cuantía menor, que en el caso de la raíz se hacen mínimos.

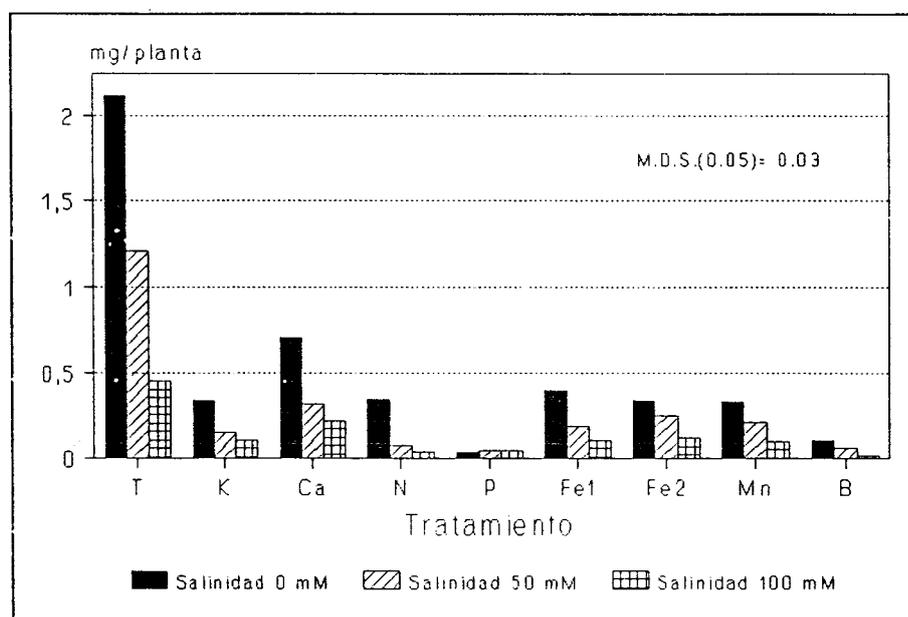
En los distintos niveles salinos se observa que la adición de todos los elementos estudiados provocan disminuciones significativas en el contenido de magnesio en el vástago a ambos niveles salinos (50 y 100 mM) en comparación con el nivel no-salino respectivo, salvo en el Ca, como podemos ver en la GRAFICA 29, donde no se observan diferencias significativas.

Comparando el contenido de magnesio en la parte aérea dentro de un mismo nivel salino entre los distintos tratamientos y el testigo, podemos observar (TABLA 32), que tanto a salinidad cero como a salinidad media (50 mM) y alta (100 mM) dicho contenido en la parte aérea disminuye significativamente, salvo a salinidad alta (100 mM) en los tratamientos Fe1 y Fe2 que no presentan variaciones.

La conjunción de salinidad y teatamientos provoca un comportamiento muy distinto al del vástago en el contenido de magnesio en la raíz (GRAFICA 30). Podemos observar cómo la adición de Ca, P, Fe1, Fe2 o Mn aumentan de forma significativa este contenido a salinidad media (50 mM) en relación a la salinidad cero, mientras que el K lo disminuye significativamente a este nivel salino (50 mM). Por otra parte el Ca, N, P, Fe2, Mn y B provocan aumantos significativos en el contenido de este nutriente en la raíz a salinidad alta (100 mM).

presentan una disminución significativa en el contenido de calcio salvo el caso de P donde no se observan diferencias significativas en ambos niveles salinos (50 mM y 100 mM).

La adición de todos los nutrientes empleados tanto a salinidad cero como a salinidad media (50 mM) y alta (100 mM) disminuyen el contenido de este nutriente de una forma significativa.



GRAFICA 28. Contenido de Calcio en la plántula entera en los distintos tratamientos y salinidades

El contenido de magnesio en la plántula de girasol y su distribución en la parte aérea y la raíz se muestra en las TABLAS 32, 33 y 34 y las GRAFICAS 29, 30 y 31.

Dicho contenido en el vástago disminuye significativamente con el aumento de la salinidad (TABLA 32) al igual que ocurre con el contenido de la plántula entera (TABLA 34), sin embargo en la raíz el contenido de

magnesio aumenta al aumentar la salinidad y de forma significativa, siendo este aumento superior a salinidad media (50 mM) (TABLA 33). Como consecuencia, la disminución es más señalada en el vástago que en la plántula.

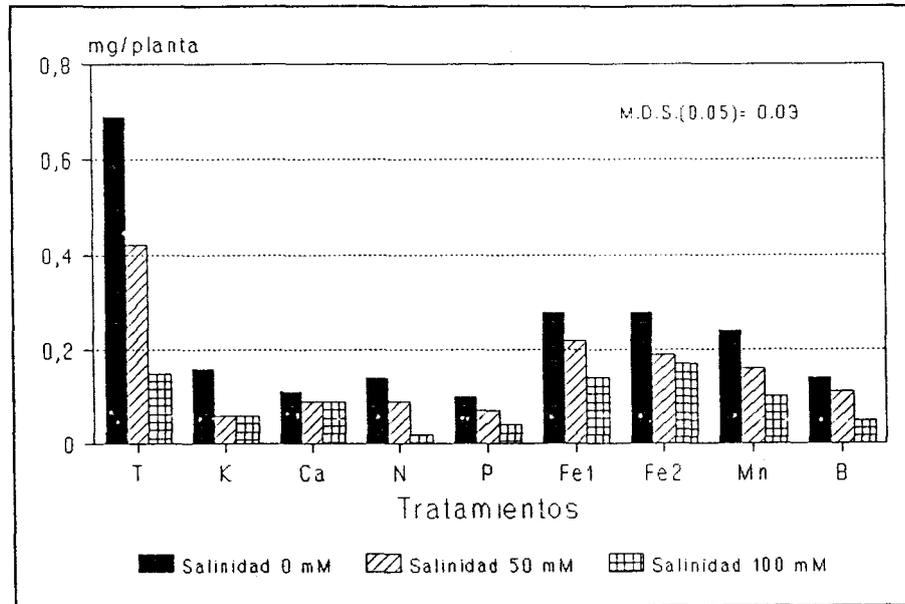
TABLA 32. Contenido de Magnesio en la Parte Aérea: Valores medios (mg/planta) de los Tratamientos y Salinidad

Tratamientos	
T	0.42
K	0.09
Ca	0.10
N	0.08
P	0.07
Fe1	0.21
Fe2	0.21
Mn	0.17
B	0.10
M.D.S. (0.05)=0.02	
Salinidad	
Salinidad-0	0.24
Salinidad-50	0.16
Salinidad-100	0.09
M.D.S. (0.05)=0.01	

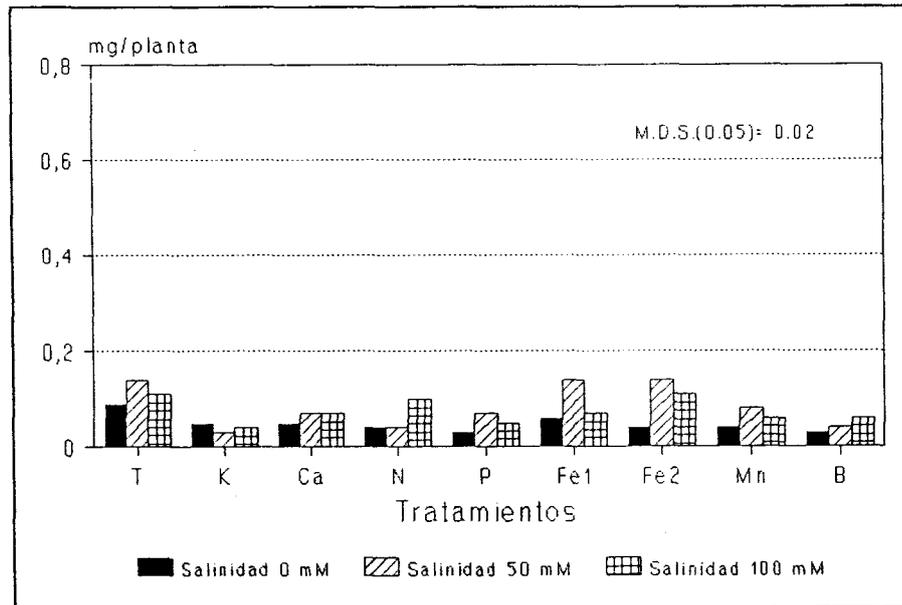
TABLA 33. Contenido de Magnesio en la Raíz: Valores medios (mg/planta) de los Tratamientos y Salinidad

Tratamientos	
T	0.11
K	0.04
Ca	0.06
N	0.06
P	0.05
Fe1	0.09
Fe2	0.10
Mn	0.06
B	0.04
M.D.S. (0.05)=0.01	
Salinidad	
Salinidad-0	0.05
Salinidad-50	0.08
Salinidad-100	0.07
M.D.S. (0.05)=0.01	

Comparando el tratamiento testigo con el resto de los tratamientos a los distintos niveles de salinidad observamos en la GRAFICA 30 que a salinidad cero todos los nutrientes provocan una disminución significativa en el contenido de magnesio en la raíz, mientras que a salinidad media (50 mM) ocurre lo mismo salvo con la adición de Fe1 y Fe2 donde no varía. Por otra parte a salinidad alta (100 mM) son los tratamientos de N y Fe2 los que no presentan variaciones mientras que el resto lo hacen descender significativamente.



GRAFICA 29. Contenido de Magnesium en el vástago de la plántula de girasol en los distintos tratamientos y salinidades



GRAFICA 30. Contenido de Magnesium en la raíz de la plántula de girasol en los distintos tratamientos y salinidades

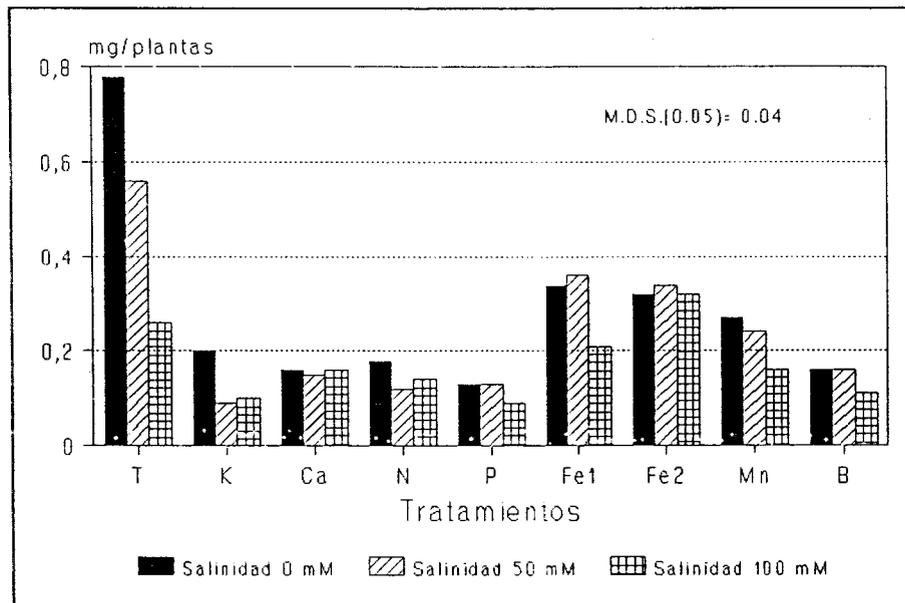
TABLA 34. Contenido de Magnesio en la plántula: Valores medios (mg/planta) de los Tratamientos y Salinidad

Tratamientos	
T	0.53
K	0.13
Ca	0.16
N	0.15
P	0.12
Fe1	0.30
Fe2	0.32
Mn	0.22
B	0.14
M.D.S. (0.05)=0.02	
Salinidad	
Salinidad-0	0.28
Salinidad-50	0.24
Salinidad-100	0.17
M.D.S. (0.05)=0.01	

El contenido de magnesio en la plántula entera (GRAFICA 31) muestra un descenso significativo en los tratamientos de K, N y Mn a salinidad media (50 mM) frente al respectivo nivel no-salino, y por otra parte, salvo Ca y Fe2 que no originan variaciones, los demás ocasionan disminuciones significativas en el contenido de este elemento a salinidad alta (100 mM).

A salinidad cero, al igual que a salinidad media (50 mM) y alta (100 mM) todos los tratamientos provocan una disminución significativa en el contenido de magnesio en la plántula de girasol, exceptuando la adición de

Fe2 a salinidad alta (100 mM) donde lo que se observa es un aumento significativo de dicho contenido, que parece proceder de un incremento similar que ocasiona este tratamiento en el vástago.



GRAFICA 31. Contenido de Magnesium en la plántula entera en los distintos tratamientos y salinidades

La adición de nutrientes por separado tiene distinta incidencia sobre el contenido de sodio en la parte aérea observándose en la TABLA 35 que todos los tratamientos muestran una disminución significativa en contenido de este elemento frente al testigo. El aumento de la salinidad también produce alteraciones en el contenido de sodio, aumentando significativamente más a salinidad media (50 mM) que a salinidad alta (100 mM), al igual que el contenido de la plántula entera (TABLA 37). En cambio, la raíz no muestra diferencias de este parámetro entre los dos niveles salinos.

La conjunción de salinidad y tratamientos provocan un aumento en el contenido de sodio en el vástago con el aumento de la salinidad frente al nivel

no salino respectivo (GRAFICA 32) a excepción del P a salinidad media (50 mM) y el N a salinidad alta (100 mM) los cuales no muestran variaciones.

TABLA 35. Contenido de Sodio en la Parte Aérea: Valores medios (mg/planta) de los Tratamientos y Salinidad

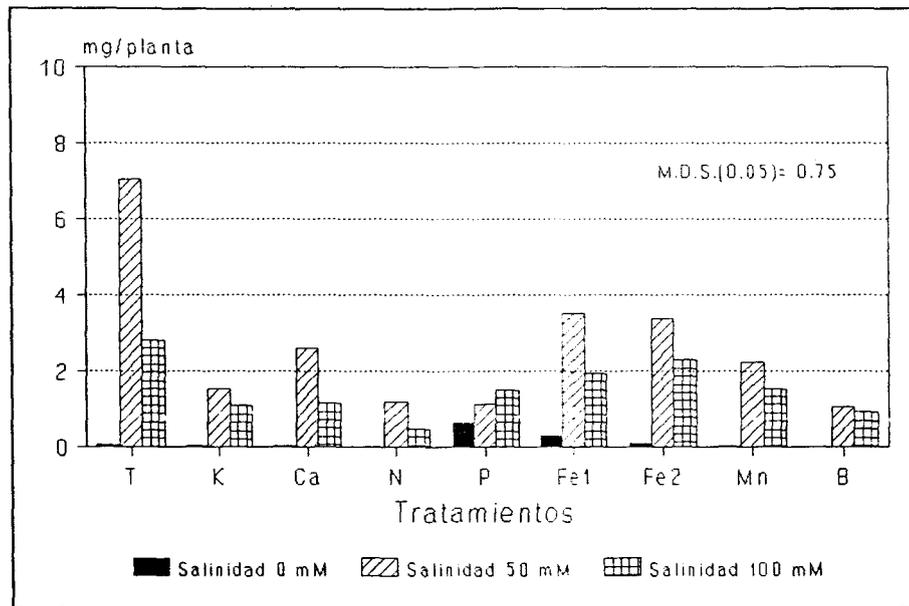
Tratamientos	
T	3.62
K	0.87
Ca	1.26
N	0.56
P	1.09
Fe1	1.93
Fe2	1.93
Mn	1.27
B	0.65
M.D.S. (0.05)=0.43	
Salinidad	
Salinidad-0	0.13
Salinidad-50	2.73
Salinidad-100	1.52
M.D.S. (0.05)=0.25	

A salinidad cero (GRAFICA 32) ningún tratamiento muestra diferencias significativas en el contenido de sodio en la parte aérea con respecto al testigo, sin embargo a salinidad media (50 mM) y alta (100 mM) el contenido de este elemento aumenta significativamente, a excepción de la adición de Fe2 a salinidad alta (100 mM) donde la disminución no es significativa.

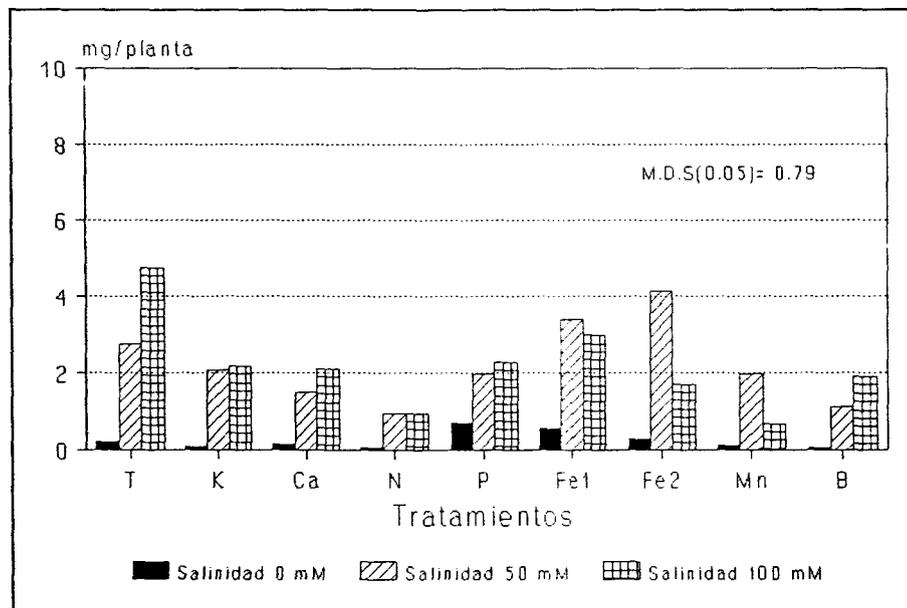
Según los distintos tratamientos el que sufre menos **acumulación de sodio en la raíz** (TABLA 36) es el N, no presentando diferencias significativas con el Mn y B. En este órgano no existen diferencias entre el contenido de este nutriente a salinidad media (50 mM) y alta (100 mM), ambos muestran un aumento significativo con respecto al nivel no-salino.

TABLA 36. Contenido de Sodio en la Raíz: Valores medios (mg/planta) de los Tratamientos y Salinidad

Tratamientos	
T	2.58
K	1.44
Ca	1.25
N	0.66
P	1.65
Fe1	2.31
Fe2	2.05
Mn	0.94
B	1.02
M.D.S. (0.05)=0.46	
Salinidad	
Salinidad-0	0.26
Salinidad-50	2.21
Salinidad-100	2.17
M.D.S. (0.05)=0.26	



GRAFICA 32. Contenido de Sodio en el vástago de la plántula de girasol en los distintos tratamientos y salinidades



GRAFICA 33. Contenido de Sodio en la raíz de la plántula de girasol en los distintos tratamientos y salinidades

Desde otro punto de vista podemos observar en la GRAFICA 33 que todos los tratamientos aumentan su contenido en sodio al aumentar la salinidad, siendo este aumento en Fe1, Fe2 y Mn superior a salinidad media (50 mM) que a salinidad alta (100 mM).

Por otra parte, la ausencia de salinidad no provoca alteraciones en el contenido de sodio de la raíz entre el testigo y el resto de los tratamientos, sin embargo a salinidad media (50 mM) la adición de Fe1 y Fe2 incrementan significativamente dicho contenido, mientras que Ca, N, P y B lo disminuyen, también de forma significativa. A salinidad alta (100 mM) todos los tratamientos provocan un descenso en el contenido de sodio de la raíz en relación al testigo.

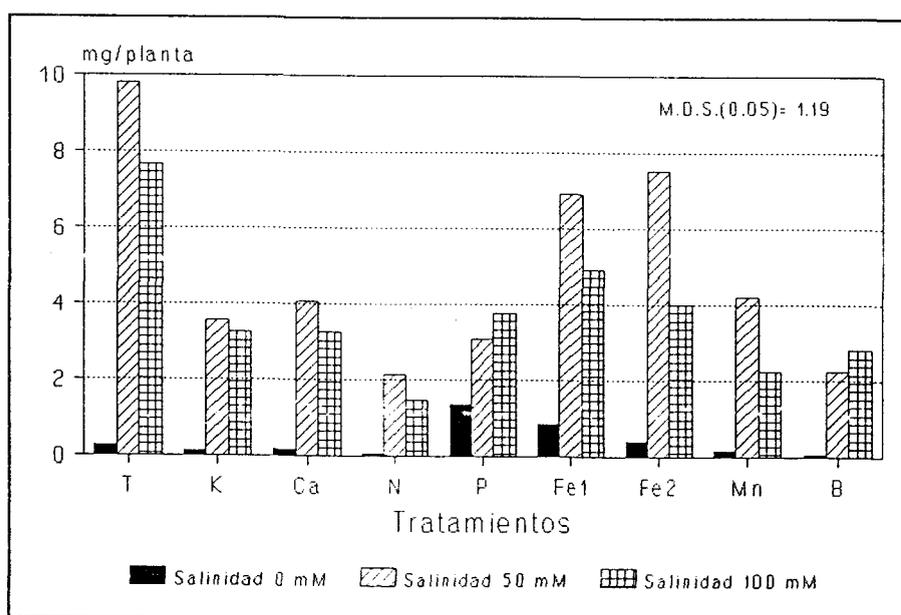
En la plántula entera el contenido de sodio (TABLA 37) aumenta significativamente al hacerlo la salinidad, dicho aumento es superior a salinidad media (50 mM) que a salinidad alta (100 mM). En lo referente a los tratamientos, sin tener en cuenta la salinidad, podemos observar que el tratamiento testigo es el que mayor contenido de sodio presenta con diferencias significativas respecto a los otros tratamientos.

TABLA 37. Contenido de Sodio en Plántula: Valores medios (mg/planta) de los Tratamientos y Salinidad

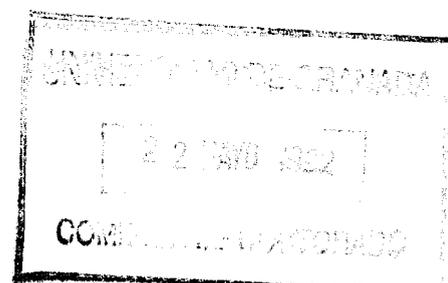
Tratamientos	
T	5.92
K	2.31
Ca	2.50
N	1.22
P	3.31
Fe1	4.24
Fe2	3.98
Mn	2.21
B	1.69
M.D.S. (0.05)=0.69	
Salinidad	
Salinidad-0	0.39
Salinidad-50	5.03
Salinidad-100	3.70
M.D.S. (0.05)=0.40	

Del estudio de la GRAFICA 34 se puede deducir que en todos los tratamientos sin excepción, la presencia de salinidad hace aumentar significativamente el contenido de sodio en la plántula entera, siendo este aumento superior a salinidad media (50 mM). Hace excepción el caso del B donde el aumento es mayor a salinidad alta (100 mM).

La ausencia de NaCl no provoca alteraciones significativas en el contenido de sodio en la plántula entre los distintos tratamientos y el testigo, sin embargo tanto la salinidad media (50 mM) como la salinidad alta (100 mM) provocan en todos los tratamientos una disminución significativa frente al testigo.



GRAFICA 34. Contenido de Sodio en la plántula entera en los distintos tratamientos y salinidades



La presencia de NaCl provoca un aumento significativo del contenido de hierro en la parte aérea de la plántula de girasol (TABLA 38) que es de cuantía muy superior en el caso de la salinidad media (50 mM). Los tratamientos Fe1 y Fe2 son, son como era de esperar, los que provocan mayor contenido de este elemento, presentando diferencias significativas con el resto de los tratamientos, la adición de N es la que presenta el valor más bajo, con diferencias estadísticamente significativas con respecto a los demás.

TABLA 38. Contenido de Hierro en la Parte Aérea: Valores medios ($\mu\text{g/planta}$) de los Tratamientos y Salinidad

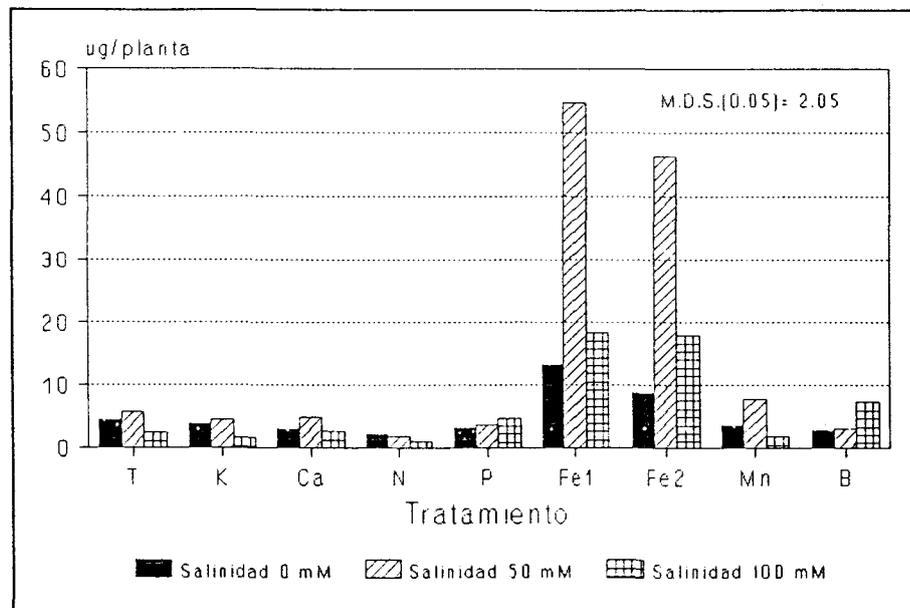
Tratamientos	
T	4.17
K	3.26
Ca	3.50
N	1.47
P	3.86
Fe1	28.76
Fe2	24.34
Mn	4.42
B	4.35
M.D.S. (0.05)=1.18	
Salinidad	
Salinidad-0	5.05
Salinidad-50	14.70
Salinidad-100	6.30
M.D.S. (0.05)=0.68	

La adición de Fe1, Fe2 o Mn muestran un aumento significativo en el contenido de hierro en el vástago (GRAFICA 35) a salinidad media (50 mM) frente al nivel no-salino mientras que el K, Fe2 o B presentan estos resultados a salinidad alta (100 mM).

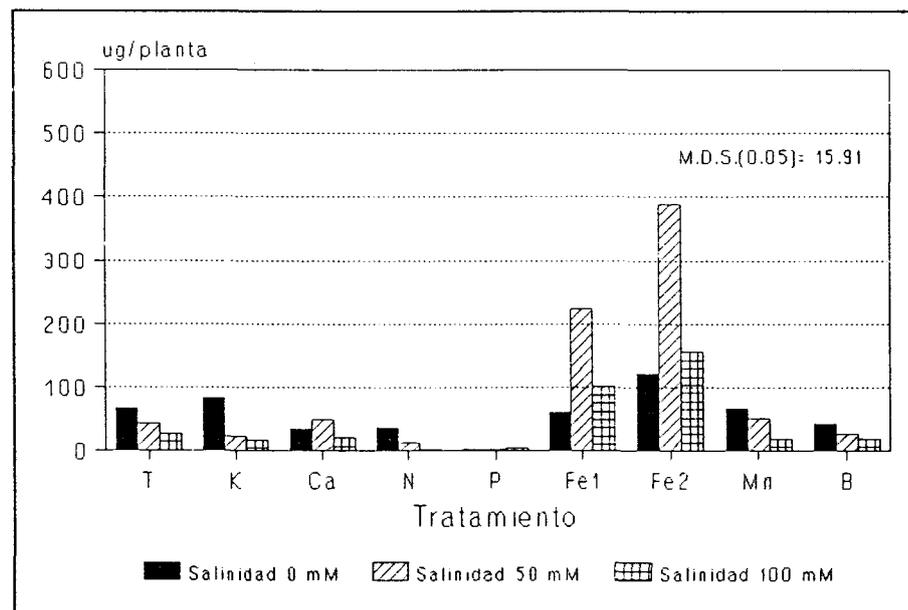
A salinidad cero sólo la adición de Fe1 o Fe2 provocan un aumento significativo en el contenido de este nutriente frente al testigo. A salinidad media (50 mM), estos mismos tratamientos muestran el aumento, mientras que el N, P y B provocan disminuciones significativas. A salinidad alta (100 mM) además de la adición de Fe1 y Fe2, el B provoca un aumento significativo en el contenido de hierro en la parte aérea y el P provoca una disminución significativa en este contenido.

Los distintos tratamientos nutritivos independientemente de la salinidad, como podemos ver en la TABLA 39, muestran diferencias significativas con respecto al contenido de hierro en la raíz. La adición de Fe1 o Fe2 provocan un aumento significativo de este contenido en relación al testigo, mientras que N, P y B provocan disminuciones significativas. En este órgano la salinidad media (50 mM) ocasiona un aumento significativo en el contenido de hierro frente al nivel no-salino; sin embargo la salinidad alta (100 mM) provoca una disminución también significativa.

La adición de K, N o B provoca una disminución significativa en el contenido de hierro en la raíz a salinidad media (50 mM) (GRAFICA 36), mientras que el Fe1 y Fe2 presentan un aumento significativo a ambos niveles salinos (50 y 100 mM). Los tratamientos de K, Ca, N, Mn y B a salinidad alta (100 mM) frente al nivel no-salino provocan disminuciones significativas en el contenido de este elemento.



GRAFICA 35. Contenido de Hierro en el vástago de la plántula de girasol en los distintos tratamientos y salinidades



GRAFICA 36. Contenido de Hierro en la raíz de la plántula de girasol en los distintos tratamientos y salinidades

TABLA 39. Contenido de Hierro en la Raíz: Valores medios ($\mu\text{g/planta}$) de los Tratamientos y Salinidad

Tratamientos	
T	45.38
K	40.76
Ca	36.45
N	14.70
P	3.24
Fe1	128.26
Fe2	222.06
Mn	45.54
B	31.59
M.D.S. (0.05)=9.19	
Salinidad	
Salinidad-0	58.09
Salinidad-50	91.07
Salinidad-100	40.17
M.D.S. (0.05)=5.30	

La ausencia de salinidad provoca en los tratamientos de Ca, N, P y B disminuciones significativas en el contenido de hierro en la raíz frente al testigo, mientras que el Fe2 muestra un aumento significativo. A salinidad media (50 mM) el K, N y P disminuyen significativamente el contenido de este elemento, sin embargo el Fe1 y Fe2 provocan un aumento significativo al igual que ocurre a salinidad alta (100 mM). A este nivel salino, también se observan descensos significativos en este nutriente en los tratamientos de N y P.

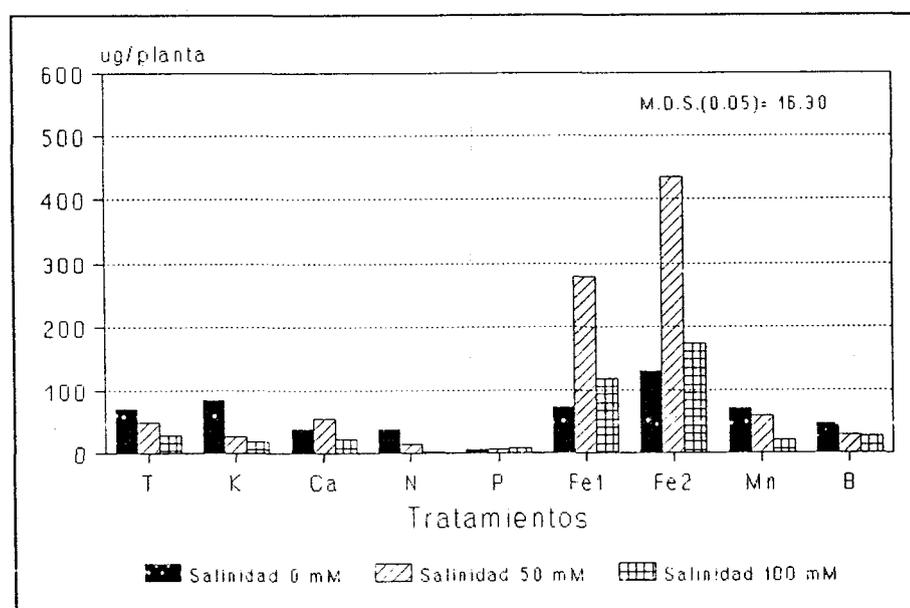
Los distintos tratamientos nutritivos independientemente de la salinidad y las salinidad independientemente de los tratamientos, presentan el mismo comportamiento en su contenido de hierro en la plántula entera (TABLA 40) que el observado en la raíz .

TABLA 40. Contenido de Hierro en Plántula: Valores medios ($\mu\text{g/planta}$) de los Tratamientos y Salinidad

Tratamientos	
T	49.57
K	39.24
Ca	38.21
N	18.59
P	7.81
Fe1	156.92
Fe2	246.40
Mn	49.96
B	33.62
M.D.S. (0.05)=9.41	
Salinidad	
Salinidad-0	60.98
Salinidad-50	105.97
Salinidad-100	46.49
M.D.S. (0.05)=5.43	

Los tratamientos de K, N y B provocan un descenso significativo en el contenido de hierro en la plántula de girasol al aumentar la salinidad, mientras que el Fe1 y Fe2 provoca un aumento significativo de este parámetro.

En ausencia de salinidad, como podemos ver en la GRAFICA 37, la adición de Ca, N, P y B provocan una disminución significativa en el contenido de hierro frente al testigo, mientras que el Fe2 muestra un aumento significativo. A salinidad media (50 mM) son los tratamientos de K, N, P y B los disminuyen significativamente el contenido de hierro en la plántula entera y el Fe1, Fe2 y Mn los que aumentan de forma significativa. A salinidad alta (100 mM) sólo en el N y P se observa una disminución significativa y en el Fe1 y Fe2 un aumento significativo en el contenido de hierro en la plántula de girasol frente al testigo.



GRAFICA 37. Contenido de Hierro en la plántula entera en los distintos tratamientos y salinidades

Los efectos sobre el contenido de cobre en las plántulas de girasol y su distribución entre la parte aérea y la raíz se muestran en las TABLAS H1, H2 y H3 y las GRAFICAS H1, H2 y H3.

En la parte aérea se puede observar que (TABLA H1) que a salinidad media (50 mM) se produce un aumento significativo en el contenido de cobre, al igual que ocurre en la raíz (TABLA H2) y en la plántula entera (TABLA H3), sin embargo un nivel superior de salinidad (100 mM) muestra una disminución significativa de este contenido frente al nivel no-salino, así como ocurre en la plántula entera, mientras que en la raíz no se muestran alteraciones significativas.

TABLA H1

VALORES DE LAS MEDIAS CORRESPONDIENTES AL CONTENIDO DE COBRE
EN LA PARTE AÉREA DE LOS TRATAMIENTOS Y SALINIDAD

Tratamientos	
T	0.80
K	0.47
Ca	0.41
N	0.13
P	0.24
Fe1	1.06
Fe2	1.10
Mn	0.46
B	0.25
M.D.S. (0.05)=0.05	
Salinidad	
Salinidad-0	0.50
Salinidad-50	0.79
Salinidad-100	0.35
M.D.S. (0.05)=0.03	

contenido en $\mu\text{g/planta}$

Los tratamientos de p, Fe1, Fe2 y Mn provocan un aumento significativo en el contenido de cobre en el vástago, como podemos ver en la GRAFICA H1, a salinidad media (50mM) en relación al nivel no-salino. Por otra parte los tratamientos de K, Ca, N, Fe1 Mn y B provocan una disminución significativa en dicho contenido a salinidad alta (100 mM), sin embargo el P y Fe2 muestran un descenso significativo.

TABLA H2

VALORES DE LAS MEDIAS CORRESPONDIENTES AL CONTENIDO DE COBRE
EN LA RAÍZ DE LOS TRATAMIENTOS Y SALINIDAD

Tratamientos	
T	0.55
K	0.32
Ca	0.25
N	0.03
P	0.20
Fe1	0.72
Fe2	0.75
Mn	0.28
B	0.17
M.D.S. (0.05)=0.04	
Salinidad	
Salinidad-0	0.31
Salinidad-50	0.50
Salinidad-100	0.28
M.D.S. (0.05)=0.02	

contenido en $\mu\text{g/planta}$

La ausencia de NaCl provoca en todos los tratamientos una disminución significativa en el contenido de cobre en la parte aérea frente al testigo. A salinidad media (50 mM) la adición de Fe1 y Fe2 presentan un incremento significativo de dicho contenido, mientras que el resto presenta un descenso también significativo. Por otra parte a salinidad alta (100 mM) el Fe2 provoca un aumento significativo, en el contenido de este nutriente frente al testigo, sin embargo el Fe1 no presenta alteraciones y el resto disminuyen dicho contenido de forma significativa.

Como podemos ver en la GRAFICA H2 el contenido de cobre disminuye significativamente con la adición de K y Ca a ambos niveles salinos frente al nivel no-salino y aumenta significativamente también en los dos niveles con Fe1 y Fe2, mientras que a salinidad media (50 mM) aumenta significativamente en P y B y a salinidad alta (100 mM) en Mn.

En ausencia de salinidad y con salinidad media (50 mM) el contenido de cobre en la raíz (GRAFICA H2) presenta el mismo comportamiento que se observaba en la parte aérea y que será observado en la plántula entera (GRAFICA H3), sin embargo a salinidad alta (100 mM) en la raíz este comportamiento cambia observandose que la adición de Fe1 y Fe2 provocan un aumento significativo en el contenido de este elemento frente al testigo y el Mn no muestra alteraciones significativas, mientras que el resto disminuye este contenido significativamente.

TABLA H3

VALORES DE LAS MEDIAS CORRESPONDIENTES AL CONTENIDO DE COBRE
EN LA PLÁNTULA DE LOS TRATAMIENTOS Y SALINIDAD

Tratamientos	
T	1.65
K	0.79
Ca	0.66
N	0.16
P	0.50
Fe1	1.76
Fe2	1.84
Mn	0.74
B	0.39
M.D.S. (0.05)=0.08	
Salinidad	
Salinidad-0	0.80
Salinidad-50	1.30
Salinidad-100	0.63
M.D.S. (0.05)=0.04	

contenido en $\mu\text{g/planta}$

El contenido de cobre en la plántula de girasol, como podemos ver en la GRAFICA H3, sufre una disminución significativa al aumentar la salinidad un nivel (50 mM) con la adición de K y aumentos significativos a este nivel salino en P, Fe1, Fe2 y Mn. Al nivel más alto de salinidad (100 mM) también se observan descensos significativos en el contenido de este nutriente en los tratamientos de K, Ca, N y Mn e incrementos significativos en P y Fe2.

Comparando el comportamiento de los distintos tratamientos dentro de un mismo nivel salino con el testigo podemos observar que en ausencia de salinidad y a salinidad media (50 mM) todos los tratamientos muestran el mismo comportamiento que se observaba en la distribución de cobre entre el vástago y la raíz. Por otra parte a salinidad alta (100 mM) son los tratamientos de Fe1 y Fe2 los que provocan un incremento significativo en el contenido de este elemento y el resto lo disminuyen significativamente.

El contenido de manganeso en la parte aérea no se ve afectado por la salinidad media (50 mM), como podemos observar en la TABLA I1, mientras que la salinidad alta (100 mM) provoca una disminución significativa en este parámetro.

Los tratamientos de P, Fe1, Fe2 y Mn (GRAFICA I1) provocan un aumento significativo en el contenido de manganeso si comparamos la salinidad media (50 mM) con la ausencia de salinidad, por otra parte a este mismo nivel el K muestra un descenso significativo. La adición de K, Ca, N, Fe1, Mn y B provocan un descenso significativo en el contenido de este nutriente a salinidad alta (100 mM).

En ausencia de salinidad (GRAFICA I1) los tratamientos de K y Mn provocan un aumento significativo en el contenido de manganeso del vástago frente al testigo, mientras que los otros nutrientes provocan descensos significativos. A salinidad media (50 mM) es el Fe1, Fe2 y Mn los que aumentan significativamente y el resto disminuyen de forma significativa el contenido de este elemento. Por otra parte, a salinidad alta (100 mM) la adición de Fe2 y Mn presentan un incremento significativo en el contenido de manganeso y el N, P y B muestran un descenso significativo.

TABLA I I

VALORES DE LAS MEDIAS CORRESPONDIENTES AL CONTENIDO DE MANGANESO
EN LA PARTE AÉREA DE LOS TRATAMIENTOS Y SALINIDAD

Tratamientos	
T	2.64
K	3.32
Ca	1.77
N	0.68
P	1.05
Fe1	2.77
Fe2	3.21
Mn	3.93
B	0.72
M.D.S. (0.05)=0.16	
Salinidad	
Salinidad-0	2.68
Salinidad-50	2.73
Salinidad-100	1.28
M.D.S. (0.05)=0.09	

contenido en $\mu\text{g/planta}$

TABLA 12

VALORES DE LAS MEDIAS CORRESPONDIENTES AL CONTENIDO DE MANGANESO
EN LA RAÍZ DE LOS TRATAMIENTOS Y SALINIDAD

Tratamientos	
T	0.92
K	1.75
Ca	0.58
N	0.66
P	0.42
Fe1	1.21
Fe2	2.33
Mn	1.75
B	0.30
M.D.S. (0.05)=0.30	
Salinidad	
Salinidad-0	0.94
Salinidad-50	1.34
Salinidad-100	0.77
M.D.S. (0.05)=0.17	

contenido en $\mu\text{g/planta}$

En la raíz es el nivel salino alto (100 mM) el que no presenta variaciones significativas en el contenido de manganeso, mientras que la salinidad media (50 mM) muestra un incremento significativo en este parámetro, como vemos en la TABLA 12.

La adición de nutrientes por separado (GRAFICA 12) muestra que el contenido de manganeso en la raíz disminuye significativamente a salinidad media (50 mM) con el K y aumenta de forma significativa en Fe1 y Fe2. Al

aumentar la salinidad (100 mM) se produce una disminución significativa en este contenido al adicionar K, N y Mn, mientras que un incremento significativo en Fe1 y Fe2.

Como podemos ver en la GRAFICA 12 en ausencia de salinidad el contenido de manganeso en la raíz aumenta significativamente al adicionar K y Mn frente al testigo y disminuye también de forma significativa con P, Fe1, Fe2 y B. A salinidad media (50 mM) este contenido se incrementa en el Fe1, Fe2 y Mn y desciende en P y B. A salinidad alta (100 mM) Fe1, Fe2 y Mn provocan un aumento significativo en este parámetro, mientras que el B provoca una disminución significativa.

La plántula entera muestra variaciones significativas a los distintos niveles de salinidad, como podemos ver en la TABLA 13. A salinidad media (50 mM) se observa un incremento significativo en el contenido de manganeso en la plántula de girasol y a salinidad alta (100 mM) lo que se observa es una disminución significativa de este contenido.

La adición de K provoca una disminución significativa en el contenido de manganeso en la plántula (GRAFICA 13) a salinidad media (50 mM) al compararlo con la ausencia de sal; por otra parte el P, Fe1 y Fe2 muestra un aumento significativo a este nivel. El K, Ca, N, Mn y B provocan descensos significativos en el contenido de este nutriente a salinidad alta (100 mM). Sin embargo el Fe2 provoca un incremento significativo.

A salinidad cero el K y Mn aumentan significativamente el contenido de manganeso en la plántula frente al testigo, mientras que el resto de los tratamientos provoca una disminución significativa. A salinidad media (50 mM) son el Fe1, Fe2 y Mn los que incrementan significativamente este contenido y el resto lo disminuyen. Por último a salinidad alta (100 mM) la

adición de K, N, P y B provocan la disminución siendo el Fe1, Fe2 y Mn los aumentan dicho contenido.

TABLA I3

VALORES DE LAS MEDIAS CORRESPONDIENTES AL CONTENIDO DE MANGANESO
EN LA PLÁNTULA DE LOS TRATAMIENTOS Y SALINIDAD

Tratamientos	
T	3.56
K	4.16
Ca	2.36
N	1.30
P	1.67
Fe1	3.92
Fe2	5.54
Mn	5.68
B	0.93
M.D.S. (0.05)=0.32	
Salinidad	
Salinidad-0	3.60
Salinidad-50	4.09
Salinidad-100	3.60
M.D.S. (0.05)=0.18	

contenido en $\mu\text{g/planta}$

El aumento de la salinidad provoca una disminución significativa en el contenido de B en la parte aérea de las plántulas de girasol, como muestra la TABLA J1.

Los tratamientos con Fe1, Fe2 y B muestran un incremento significativo en el contenido de boro en el vástago con el aumento de la salinidad (GRAFICA J1). También en esta gráfica podemos observar como el N disminuye significativamente este contenido a salinidad alta (100 mM) y el P lo aumenta también significativamente.

TABLA J1

VALORES DE LAS MEDIAS CORRESPONDIENTES AL CONTENIDO DE BORO
EN LA PARTE AÉREA DE LOS TRATAMIENTOS Y SALINIDAD

Tratamientos	
T	0.69
K	0.19
Ca	0.15
N	0.10
P	0.32
Fe1	0.25
Fe2	0.27
Mn	0.18
B	2.07
M.D.S. (0.05)	=0.04
Salinidad	
Salinidad-0	0.62
Salinidad-50	0.52
Salinidad-100	0.27
M.D.S. (0.05)	=0.03

contenido en $\mu\text{g/planta}$

El B en ausencia de salinidad al igual que a salinidad media (50 mM) (GRAFICA J1) provoca un incremento en el contenido de boro en la parte aérea frente al testigo, mientras que el resto de los nutrientes en los tres niveles salinos muestran una disminución significativa en este contenido, también el B a salinidad alta (100 mM) provoca un descenso significativo en este parámetro.

El contenido de boro en la raíz de la plántula de girasol, que se muestra en la TABLA J2, no se ve alterado significativamente por el aumento de la salinidad.

En la GRAFICA J2 podemos observar como la adición de K y B disminuye de forma significativa el contenido de boro en la raíz a una salinidad media (50 mM) frente al nivel no-salino, mientras que el P, Fe1 y Fe2 lo aumentan significativamente. El K y el B también disminuyen significativamente este contenido a salinidad alta (100 mM) y el P, Fe2 lo incrementan de forma significativa a este nivel salino.

La ausencia de NaCl provoca una disminución significativa en el contenido de boro frente al testigo en los tratamientos de P y Mn y un aumento significativo en el B. A salinidad media (50 mM) se observa esta disminución significativa en el K, Ca, N y Mn y el incremento significativo en el Fe1, Fe2 y B. A salinidad alta (100 mM) sólo se muestra variaciones en los tratamientos con P, Fe2 y B que provocan un aumento significativo en el contenido de boro en la raíz.

TABLA J2

VALORES DE LAS MEDIAS CORRESPONDIENTES AL CONTENIDO DE BORO
EN LA RAÍZ DE LOS TRATAMIENTOS Y SALINIDAD

Tratamientos	
T	0.19
K	0.13
Ca	0.10
N	0.11
P	0.20
Fe1	0.26
Fe2	0.33
Mn	0.09
B	0.58
M.D.S. (0.05)=0.05	
Salinidad	
Salinidad-0	0.22
Salinidad-50	0.24
Salinidad-100	0.20
M.D.S. (0.05)=0.03	

contenido en $\mu\text{g/planta}$

La salinidad disminuye significativamente el contenido de boro de la plántula entera, siendo esta disminución más acentuada a mayor salinidad, como podemos ver en la TABLA J3. El tratamiento de B es el que mayor contenido de boro presenta, como era de esperar, seguido del testigo con diferencias significativas entre ambos y con diferencias con el resto de los tratamientos. Los tratamientos de P, Fe1 y Fe2 presentan la misma alteración en el contenido de boro y el K, Ca, N y Mn también muestran esta igualdad, pero con diferencias significativas entre los grupos.

La adición de K y B provocan una disminución significativa en el contenido de boro en la plántula entera (GRAFICA J3), mientras que el P, Fe1 y Fe2 aumentan de forma significativa dicho contenido a salinidad media (50 mM). El tratamiento de B es el único que muestra una disminución significativa a salinidad alta (100 mM), sin embargo el P, Fe2 muestra un incremento significativo a este nivel.

En la GRAFICA J3 podemos ver que tanto a salinidad cero como a salinidad media (50 mM) el contenido de boro en la plántula sufre las mismas alteraciones que las observadas en la parte aérea de la plántula de girasol a estos niveles. Por otra parte a salinidad alta (100 mM) el P incrementa significativamente el contenido de boro y el K, Ca, N, Fe1 y Mn lo disminuyen de forma significativa.

TABLA J3

VALORES DE LAS MEDIAS CORRESPONDIENTES AL CONTENIDO DE BORO
EN LA PLÁNTULA DE LOS TRATAMIENTOS Y SALINIDAD

Tratamientos	
T	0.88
K	0.32
Ca	0.23
N	0.22
P	0.56
Fe1	0.51
Fe2	0.60
Mn	0.27
B	2.39
M.D.S. (0.05)=0.09	
Salinidad	
Salinidad-0	0.84
Salinidad-50	0.70
Salinidad-100	0.46
M.D.S. (0.05)=0.05	

contenido en $\mu\text{g/planta}$

4.5. ESTUDIOS DE LAS CORRELACIONES

4.5.1. Correlaciones entre los distintos parámetros fisiológicos

Consideramos que una correlación es buena cuando su valor sea igual o superior a 0.70.

Como podemos ver en la matriz de correlación (TABLA 20), existe una estrecha relación entre las semillas germinadas y las plántulas que llegan a su término, como era de esperar a mayor cantidad de semillas germinadas más plántulas finalizan el crecimiento.

Existe una correlación positiva entre la germinación y el peso seco de la hoja, así como con su superficie foliar. También se puede observar en la TABLA 20, esta relación entre las plántulas que terminan el experimento y los dos parámetros foliares.

El peso seco de la hoja se relaciona a su vez con el peso seco de la parte aérea, con el peso seco de la plántula y con la superficie foliar, ya que

este órgano forma parte de cada uno de estos parámetros en los que influyen directamente. Además de correlacionarse con el peso seco de la raíz y con la longitud del tallo.

TABLA 20

MATRIZ DE CORRELACIÓN ENTRE LOS PARÁMETROS FISIOLÓGICOS

	GERM	PLAT	PSH	PST	PSR	PSV	PSP	SFO	LTA
GERM	1.00								
PLAT	0.94	1.00							
PSH	0.72	0.71	1.00						
PST	0.16	0.11	0.63	1.00					
PSR	0.61	0.57	0.73	0.62	1.00				
PSV	0.59	0.56	0.96	0.82	0.76	1.00			
PSP	0.61	0.56	0.84	0.74	0.97	0.88	1.00		
SFO	0.79	0.80	0.94	0.46	0.71	0.85	0.78	1.00	
LTA	0.65	0.68	0.86	0.68	0.74	0.87	0.81	0.86	1.00

Por otra parte el peso seco del tallo presenta una correlación directa con el peso seco del vástago y con el peso seco de la plántula y como hemos dicho para el caso anterior, este parámetro entra a formar parte de ambos.

Sin embargo el peso seco de la raíz muestra una correlación positiva y bastante grande con el peso seco de la plántula, por lo que podemos suponer que esta se ve influenciada directamente por el peso seco de este parámetro. A su vez se correlaciona con el peso seco de la parte aérea. El peso de la raíz también está relacionado con la superficie foliar y con la longitud del tallo.

El peso seco del vástago, como podemos ver en la matriz de correlación (TABLA 20) se relaciona con el peso seco de la plántula, así como con la superficie foliar y la longitud del tallo.

Podemos observar en la matriz de correlación que además de las relaciones que presenta el peso seco de la plántula entera, además se relaciona con la superficie foliar y la longitud del tallo.

Y por último, la superficie foliar también se relaciona directamente con la longitud del tallo.

4.5.2. Correlación entre los parámetros fisiológicos y el contenido de los nutrientes

El peso seco de la hoja, como podemos ver en la TABLA 21, se correlaciona positivamente con el contenido de nitrógeno en la parte aérea, así como con el contenido de manganeso en el vástago y en la plántula entera.

Por otra parte el peso seco del tallo se correlaciona con el contenido de potasio en el vástago, en la raíz y en la plántula, por lo que podemos observar, el crecimiento del tallo va a depender directamente del contenido de potasio en la plántula.

El peso seco de la raíz únicamente presenta una correlación directa y positiva con el contenido de manganeso en el vástago.

Como podemos observar en la TABLA 21, el peso seco del vástago se relaciona con el contenido de manganeso en el vástago y el contenido de manganeso en la plántula entera. Por eso diremos que el crecimiento del

vástago vendra determinado directamante por el contenido de manganeso, como le ocurre también al peso seco de la plántula.

La superficie foliar se relaciona directamente con el contenido de nitrógeno en la parte aérea, al igual que sucedía con el peso seco de la hoja, así como con el contenido de manganeso en el vástago.

Por último la longitud del tallo, al igual que le ocurría al peso seco de la raíz, únicamente muestra correlación positiva con el contenido de manganeso en la parte aérea de la plántula de girasol.

TABLA 21

COEFICIENTES DE CORRELACIÓN LINEAL ENTRE LOS PARÁMETROS FISIOLÓGICOS Y EL CONTENIDO DE NUTRIENTES

	<u>CNV</u>	<u>CMnV</u>	<u>CMnP</u>
PSH	0.70**	0.89**	0.79**
	<u>CKV</u>	<u>CKR</u>	<u>CKP</u>
PST	0.77**	0.78**	0.78**
	<u>CMnV</u>		
PSR	0.74**		
	<u>CMnV</u>	<u>CMnP</u>	
PSV	0.91**	0.80**	
	<u>CMnV</u>	<u>CMnP</u>	
PSP	0.84**	0.75**	
	<u>CNV</u>	<u>CMnV</u>	
SFO	0.75**	0.78**	
	<u>CMnV</u>		
LTA	0.77**		

4.5.3. Correlación entre el contenido de los distintos nutrientes

Primeramente diremos que el contenido de un elemento determinado se correlaciona estrechamente con el contenido de ese elemento en las distintas partes.

En la TABLA 22 podemos observar que existe una alta relación entre los contenidos de la plántula entera entre el calcio y el magnesio; el hierro y el cobre y el cobre y el manganeso.

El contenido de magnesio en el vástago se relaciona con el contenido del calcio en el vástago, raíz y plántula, sin embargo el contenido de magnesio de la raíz no se relaciona con el contenido de calcio en ninguna de sus partes ni en la plántula entera. Por otra parte, el contenido de magnesio de la plántula se correlaciona con el contenido de calcio del vástago y con el contenido de calcio de la plántula.

Todas las partes de la planta están correlacionadas estrechamente entre el contenido de hierro y el contenido de cobre, así como, el contenido de ambos en la plántula.

El cobre y el manganeso, como podemos ver en la TABLA 22, también presentan una correlación positiva entre los contenidos de ambos en las plántulas, pero además el contenido de cobre en el vástago se relaciona con el contenido de manganeso en la raíz y el contenido en la plántula. Por otra parte el contenido de cobre de la raíz se relaciona con el contenido de manganeso de la raíz y el contenido de cobre de la plántula presenta relación positiva con el contenido de manganeso en la raíz.

Por último diremos que el hierro y el manganeso únicamente se relacionan en su contenido en la raíz. Por tanto podemos observar en la TABLA 22 como el contenido de manganeso en la raíz se relaciona con el contenido de hierro en la raíz y con el contenido de hierro en la plántula.

TABLA 22

COFICIENTES DE CORRELACIÓN LINEAL ENTRE EL CONTENIDO DE NUTRIENTES

	<u>CCaV</u>	<u>CCaR</u>	<u>CCaP</u>
CMgV	0.90**	0.72**	0.90**
CMgP	0.87**		0.86**
	<u>CFeV</u>	<u>CFeR</u>	<u>CFeP</u>
CCuV	0.89**	0.89**	0.90**
CCuR	0.88**	0.87**	0.88**
CCuP	0.89**	0.88**	0.90**
	<u>CCuV</u>	<u>CCuR</u>	<u>CCuP</u>
CMnR	0.76**	0.73**	0.75**
CMnP	0.71**		0.70**
	<u>CFeR</u>	<u>CFeR</u>	
CMnR	0.85**	0.84**	

5. DISCUSSION

5. DISCUSION

La germinación se ve afectada por el incremento de la salinidad (GRAFICA 5), siendo esta disminución significativa a partir de un nivel medio (50 mM) de NaCl, según CARO et al. (1973) es en esta primera etapa de la vida del vegetal donde se hace crítico el efecto de las sales pudiendo incluso influir en el desarrollo posterior; por otra parte, DUDECK y PEACOCK (1985a) comprueban que algunas especies cultivadas son más sensibles a la salinidad durante esta etapa de germinación.

Esta disminución en la germinación puede ser debido según indican los trabajos de VAN DER MOEZEL y BELL (1987a) y RAMAGOLPAL (1990) a una disminución o retraso en la absorción de agua, facilitando así la entrada de iones que pueden llegar a ser tóxicos.

Los tratamientos elementales pueden ejercer una influencia positiva sobre el porcentaje de germinación de las plántulas de girasol, como podemos observar en la TABLA 6. El tratamiento con Ca mejora el efecto de la salinidad sobre dicho porcentaje, al igual que lo descrito por JOHNSON (1990) que

observa que las semillas de trigo pretratadas con sal de calcio aumentan la germinación en un medio de NaCl, probablemente debido a una mayor estabilidad de la membrana.

Según KENT y LÄUCHLI (1985) la adición de Ca^{++} al medio no tubo efeto significativo sobre la germinación; sin embargo, THOMSON (1985) afirma que el calcio aminora los efetos inhibidores de la sal sobre la germinación.

En las hojas se producen una serie de efectos visuales que se encuentran directamente relacionados con la salinidad, a nivel medio (50 mM) y más acentuadamente a nivel alto (100 mM) (GRAFICA 8) se producen hojas cada vez más pequeñas, aumenta su succulencia y el espesor de la cuticula (BERNSTEIN, 1975), además de un oscurecimiento del color verde de las hojas (MARTÍNEZ-COB, 1987). Todos estos fenómenos estan intimamente relacionados, según dice MAAS y NIEMAN (1977) con el mecanismo de tolerancia de las plantas a la salinidad.

Otro síntoma muy común en las hojas es ia presencia de quemaduras y necrosis en sus bordes (SAMEN et al., 1980), así como su caída, debido según BERNSTEIN (1975) a la acumulación de cloruro y sodio al aumentar la salinidad o a un desequilibrio nutricional, como indica SEPASKHAH et al. (1985). Nosotros también observamos este efecto sobre las hojas de las plantas de girasol. Para apoyar la anteriormente dicho nos basaremos en los estudios de FRANCOIS (1985) que determina que el grado de atrofiamiento y clorosis de las hojas de plantas de calabaza estaban directamente relacionado con el incremento de la salinidad.

Los dos suministros de hierro (Fe1 y Fe2) aumantan el peso seco de la hoja en ausencia de salinidad en relación al testigo, pero es el K el que

muestra el valor más alto en este parámetro, reduciéndose bastante con el aumento de la salinidad quedando por debajo del valor del testigo. El tratamiento de Ca es el que muestra una menor reducción en el peso seco de la hoja con el aumento de la salinidad. Esta afirmación se ve apoyada por lo que observan MUHAMMED et al. (1987) que indican que el Ca es requerido para contrarrestar los efectos adversos de los iones tóxicos que se encuentran en el medio de cultivo.

En el caso del tallo (GRAFICA 9 y 16), sólo la salinidad alta afecta negativamente a su magnitud de longitud y peso seco ya que en el caso de este último el nivel medio conduce incluso a un incremento.

La adición de Ca y más aún la de K (TABLA 12), provocan un incremento significativo en el Peso Seco de la Raíz en ausencia de salinidad con respecto al Testigo. La presencia de salinidad trae como consecuencia que la adición de K provoque una disminución importante de este parámetro. En nuestro trabajo ocurre lo contrario a lo comentado por KENT y LÄUCHLI (1985), que admiten que la adición de Ca a plantas de algodón en un medio salino produce un efecto beneficioso sobre el crecimiento de la raíz, pudiendo ser debido a la proporción adecuada de Ca en el medio radicular que impide la entrada de Na. Por lo que concluyen que la adición de Ca cambia parcialmente el efecto inhibitor del NaCl.

Por otra parte podríamos decir, al igual que MUHAMMED et al. (1987) en sus estudios sobre plantas de arroz, JESCHKE y WOLF (1988) en judía, SYLVERTSEN y YELONOSKY (1988) en cítricos y SALIM (1989b) en triticale, que la raíz de girasol se ve más fuertemente afectada por la salinidad que el vástago. A este efecto contribuye especialmente el tallo (SHANNON et al., 1987) cuyo crecimiento resulta estimulado por la salinidad media (50 mM).

Según FRANCOIS (1984) el crecimiento de la parte aérea puede ser considerado moderadamente tolerante a la salinidad y el crecimiento de la raíz moderadamente sensible. En este caso encontramos que, al contrario de lo descrito por nosotros, SINHA et al. (1986) y SOLIMAN (1988) demuestran que la parte subterránea de la planta de sorgo y de maíz respectivamente es relativamente más tolerante a la sal que el vástago, presentando dicha planta un incremento de la razón Raíz/Vástago que consideran una característica adaptativa de las plantas a condiciones salinas.

La disminución en el peso seco, con el incremento de la salinidad, se ha puesto de manifiesto en algunos trabajos de BERNSTEIN et al. (1974), HASSAN et al. (1970a y b) y MAAS et al. (1972). Esta disminución en la materia seca, probablemente es consecuencia de la disminución en la disponibilidad de agua y al aumento de la toxicidad de NaCl en el medio radicular como resultado del incremento de la salinidad.

La superficie foliar se ve reducida tanto a salinidad media (50 mM) como a salinidad alta (100 mM) (GRAFICA 14). Esta reducción en la Superficie Foliar puede estar directamente relacionado según PASTERNAK (1987) con un aviso recibido por las hojas procedente de las raíces expuestas a la sal produciendo además importantes cambios en el turgor foliar, siendo también una protección contra la pérdida de agua por los tejidos de la hoja.

Según ALAM et al. (1986) los efectos sobre el crecimiento tienen reflejo en la concentración de nitrógeno cuyos valores son paralelos y de signo contrario en sus variaciones, salvo a salinidad alta (100 mM), por lo que la influencia del medio salino, tanto en la concentración de nitrógeno de la planta entera como en su distribución, es indirecta a través de su efecto sobre el crecimiento.

De acuerdo con lo encontrado por SINHA et al. (1986), en la parte aérea la concentración de fósforo es superior a la de la raíz, además estos mismos autores afirman que dicho elemento disminuye con el aumento de la salinidad. Esta afirmación se contradice con los estudios de SOLIMAN (1988) el cual afirma que la concentración de fósforo varía entre el tallo y la raíz entre los distintos tratamientos salinos siendo mayor en la raíz que en el tallo, pero al igual que en nuestro caso al aumentar la salinidad la concentración de fósforo tiende a aumentar en la raíz y a disminuir en el tallo.

Esto contradice lo observado por SINHA et al. (1986) que afirman que el potasio disminuye con el aumento de la salinidad en plantas de sorgo. Por otra parte, HASSAN et al (1970a y b) observan que la concentración de potasio en todas las partes de la planta de cebada y maíz aumenta a niveles salinos bajos, disminuyendo a altos niveles de salinidad.

El nivel de salinidad en el medio resulta definitivo para inducir pérdida de Mn en la parte aérea con respecto a la plántula testigo (TABLA B). Como tales variaciones no parecen proceder de las habidas en el crecimiento, puede concluirse que es el transporte al vástago el que resulta profundamente afectado por la salinidad. Hay que señalar también que en las condiciones de nuestro experimento no aparece ningún tipo de antagonismo Fe-Mn y, en todo caso se observa un fuerte sinergismo de ambos elementos en su transporte a la parte aérea, sobre todo en condiciones de salinidad alta (100 mM).

Resulta evidente la necesidad de profundizar en el fenómeno de la distribución de Fe y Mn entre el tallo y las hojas bajo salinidad y de forma general en la plántula entera, ya que los estudios de este tipo hallados en bibliografía (SOLIMAN, 1988, BHIVARE Y NIMBALKAR, 1984, MAAS et al., 1972) coinciden en señalar incrementos significativos del contenido de Fe y Cu que

no hemos encontrado en nuestro caso, quizá por el hecho de que en nuestro experimento no interviene el fenómeno de la absorción de nutrientes, que en los demás casos pueden influir notablemente. Este puede ser motivo que explique el que encontremos mayor influencia negativa de la salinidad sobre la raíz que sobre la parte aérea, en tanto que en general diversos autores señalan lo contrario (SINHA et al., 1986, SHANNON et al., 1987).

6. CONCLUSIONES

6. CONCLUSIONES

Primera- El crecimiento y desarrollo de las plántulas resulta sistemáticamente afectado por la presencia en el medio de una concentración salina superior a la normal.

Segunda- A nivel salino medio resulta más afectado el crecimiento de la raíz que el de la parte aérea. Cuando el nivel salino es alto ambas partes resultan afectadas por igual. En la parte aérea sólo la salinidad alta afecta negativamente a sus magnitudes de longitud y peso ya que en el caso de este último el nivel salino medio conduce incluso a un incremento.

Tercera- La adición de K en presencia de salinidad media (50 mM) y más aún en salinidad alta (100 mM) resulta perjudicial o muy perjudicial para todos los parámetros determinados. En cambio en ausencia de salinidad hace incrementar de forma muy ostensible la materia seca acumulada por las plántulas en el tiempo de experimento.

Cuarta- La adición de Ca es también beneficiosa para la plántula, manteniéndose dicho beneficio, aunque más atenuado, en condiciones salinas.

Quinta- Salvo en el caso de Fe²⁺ no hay efecto de los tratamientos sobre la acumulación de materia seca en el caso de salinidad alta pero el fuerte efecto sobre el número de plantas viables a término influye de forma decisiva en los rendimientos en materia seca por maceta en cuyos valores sí se aprecian diferencias muy notables.

Sexta- Con excepción de la germinación, los restantes parámetros se muestran insensibles o incluso negativos ante la aplicación de Fe en condiciones no salinas. En cambio, la aplicación de este elemento, en especial bajo la forma de sal ferrosa, contrarresta el efecto salino, siendo su acción más importante en el nivel mayor de salinidad, y resulta, de los estudiados, el elemento que mejor salvaguarda la supervivencia y el crecimiento de las plántulas ante el efecto tóxico de la salinidad, mejorando significativamente en este último caso la acción del propio Ca.

7. TABLAS ESTADISTICAS

7. TABLAS ESTADISTICAS

TABLA 50.- Resumen de los análisis de varianza. Porcentaje de germinación, Viabilidad de las plantas, semillas que germinan y mueren. Valores de Media de Cuadrados y Nivel de Probabilidad.

F.V.	G.L.	M.C.		
		Germ	Plat	SM
Trat.	8	776.6**	5047.3**	81.2**
Sal.	2	3587.8**	15891.2**	185.3*
Trat.xSal.	16	69.7	384.7**	9.6**
Error	135	82.8	124.8	3.4

*, **, Probabilidad al 0.05 y 0.01, respectivamente

TABLA 51.- Resumen de los análisis de varianza. Peso Seco de Hoja, Peso Seco de Tallo y Peso Seco de Vástago. Valores de Media de Cuadrados y Nivel de Probabilidad.

F.V.	G.L.	M.C.		
		PSH	PST	PSV
Trat.	8	1148.4**	281.8**	2097.2**
Sal.	2	2761.9**	116.9**	3739.0**
Trat.xSal.	16	137.5**	90.8**	409.3**
Error	135	28.6	12.6	57.6

*, **, Probabilidad al 0.05 y 0.01, respectivamente

TABLA 52.- Resumen de los análisis de varianza. Peso Seco de Raíz, Peso Seco de Plántula y Relación entre el Peso Seco del Vástago y la Raíz. Valores de Cuadrados y Nivel de Probabilidad.

F.V.	G.L.	M.C.		
		PSR	PSP	PSV/PSR
Trat.	8	3902.6**	9985.3**	0.6**
Sal.	2	16270.5**	28716.8**	0.8**
Trat.xSal.	16	2834.8**	5182.0**	0.2**
Error	135	375.5	534.1	0.05

*, **, Probabilidad al 0.05 y 0.01, respectivamente

TABLA 53.- Resumen de los análisis de varianza. Superficie Foliar, Longitud del Tallo y Relación entre el Peso Seco de Hoja y la Superficie Foliar. Valores de Media de Cuadrados y Nivel de Probabilidad.

F.V.	G.L.	M.C.		
		SP	LT	PSH/SF
Trat.	8	64.6**	9.3**	13.7*
Sal.	2	242.0**	20.7**	12.9
Trat.xSal.	16	6.6**	1.2**	8.7
Error	135	2.1	0.4	5.2

*, **, Probabilidad al 0.05 y 0.01, respectivamente

TABLA 54.- Resumen de los análisis de varianza. Contenido de Nitrógeno en el vástago, Raíz y Plántula entera. Valores de Media de Cuadrados y Nivel de Probabilidad.

F.V.	G.L.	M.C.		
		CNV	CNR	CNP
Trat.	8	1.0**	0.2**	1.7**
Sal.	2	1.3**	0.02**	1.2**
Trat.xSal.	16	0.2**	0.1**	0.3**
Error	54	0.01	0.04	0.04

*, **, Probabilidad al 0.05 y 0.01, respectivamente

TABLA 55.- Resumen de los análisis de varianza. Contenido de Fósforo del Vástago, Raíz y Plántula entera. Valores de Media de Cuadrados y Nivel de Probabilidad.

F.V.	G.L.	M.C.		
		CPV	CPR	CPP
Trat.	8	0.08**	0.3**	0.6**
Sal.	2	0.03**	0.01	0.03**
Trat.xSal.	16	0.01**	0.01**	0.03**
Error	54	0.0005	0.002	0.003

*, **, Probabilidad al 0.05 y 0.01, respectivamente

TABLA 56.- Resumen de los análisis de varianza. Contenido de Potasio del Vástago, la Raíz y la Plántula entera. Valores de Media de Cuadrados y Nivel de Probabilidad.

F.V.	G.L.	M.C.		
		CKV	CKR	CKP
Trat.	8	2.3**	0.5**	4.9**
Sal.	2	0.2	0.03**	0.4**
Trat.xSal.	16	0.2**	0.1**	0.6**
Error	54	0.1	0.002	0.1

*, **, Probabilidad al 0.05 y 0.01, respectivamente

TABLA 57.- Resumen de los análisis de varianza. Contenido de Calcio del Vástago, Raíz y Plántula entera. Valores de Media de Cuadrados y Nivel de Probabilidad.

F.V.	G.L.	M.C.		
		CCaV	CCaR	CCaP
Trat.	8	0.9**	0.04**	1.2**
Sal.	2	0.6**	0.05**	1.1**
Trat.xSal.	16	0.2**	0.01**	0.2**
Error	54	0.0006	0.0002	0.0005

*, **, Probabilidad al 0.05 y 0.01, respectivamente

TABLA 58.- Resumen de los análisis de varianza. Contenido de Magnesio del Vástago, la Raíz y la Plántula entera. Valores de Media de Cuadrados y Nivel de Probabilidad.

F.V.	G.L.	M.C.		
		CMqV	CMqR	CMqP
Trat.	8	0.1**	0.01**	0.2**
Sal.	2	0.1	0.01**	0.1**
Trat.xSal.	16	0.01**	0.002**	0.02**
Error	54	0.001	0.0002	0.001

*, **, Probabilidad al 0.05 y 0.01, respectivamente

TABLA 59.- Resumen de los análisis de varianza. Contenido de Sodio del Vástago, Raíz y Plántula entera. Valores de Media de Cuadrados y Nivel de Probabilidad.

F.V.	G.L.	M.C.		
		CNaV	CNaR	CNaP
Trat.	8	8.0**	3.9**	19.5**
Sal.	2	45.6**	33.6**	154.3**
Trat.xSal.	16	4.0**	1.9**	5.3**
Error	54	0.4	0.5	1.1

*, **, Probabilidad al 0.05 y 0.01, respectivamente

TABLA 60.- Resumen de los análisis de varianza. Contenido de Hierro del Vástago, la Raíz y la Plántula entera. Valores de Media de Cuadrados y Nivel de Probabilidad.

F.V.	G.L.	M.C.		
		CFeV	CFeR	CFeP
Trat.	8	941.4**	43048.6**	55428.7**
Sal.	2	743.8**	18000.1**	25970.4**
Trat.xSal.	16	253.3**	9499.4**	12243.5**
Error	54	3.1	188.9	198.3

*, **, Probabilidad al 0.05 y 0.01, respectivamente

TABLA 61.- Resumen de los análisis de varianza. Contenido de Cobre del Vástago, Raíz y Plántula entera. Valores de Media de Cuadrados y Nivel de Probabilidad.

F.V.	G.L.	M.C.		
		CCuV	CCuR	CCuP
Trat.	8	1.1**	0.6**	3.3**
Sal.	2	1.3**	0.4**	3.2**
Trat.xSal.	16	0.3**	0.1**	0.8**
Error	54	0.01	0.004	0.01

*, **, Probabilidad al 0.05 y 0.01, respectivamente

TABLA 62.- Resumen de los análisis de varianza. Contenido de Manganeso del Vástago, la Raíz y la Plántula entera. Valores de Media de Cuadrados y Nivel de Probabilidad.

F.V.	G.L.	M.C.		
		CMnV	CMnR	CMnP
Trat.	8	13.2**	3.9**	28.1**
Sal.	2	18.4**	2.3**	32.1**
Trat.xSal.	16	3.4**	1.5**	8.4**
Error	54	0.1	0.2	0.2

*, **, Probabilidad al 0.05 y 0.01, respectivamente

TABLA 63.- Resumen de los análisis de varianza. Contenido de Boro del Vástago, la Raíz y la Plántula entera. Valores de Media de Cuadrados y Nivel de Probabilidad.

F.V.	G.L.	M.C.		
		CBV	CBR	CBP
Trat.	8	3.5**	0.2**	4.2**
Sal.	2	0.9**	0.01**	1.0**
Trat.xSal.	16	1.1**	0.04**	1.5**
Error	54	0.004	0.005	0.02

*, **, Probabilidad al 0.05 y 0.01, respectivamente

8. BIBLIOGRAFIA

- ABDUL-KADIR, S.M. y PAULSEN, G.M. 1982. Effect of salinity on nitrogen metabolism in wheat. *Journal of Plant Nutrition* 5(9): 1141-1151.
- ADAMS, F. 1966. Calcium deficiency as a causal agent of ammonium phosphate injury to cotton seedlings. *Soil Sci. Am. Proc.* 30:485-488.
- ADAMS, P. 1990. Effect of salinity on the distribution of calcium in tomato (*Lycopersicon esculentum*) fruit and leaves. M.L. Beusichem (Ed.), *Plant Nutrition-Physiology and Applications*. 473-476.
- ADAMS, P. y HO, L.C. 1989. Effects of constant and fluctuating salinity on the yield, quality and calcium status of tomatoes. *Journal of Horticultural Science*. 64(6): 725-732.
- AGAMI, M. 1986. The effects of different soil water potential, temperature and salinity on germination of seeds of the desert shrub *Zygochillum dumosum*. *Physiol. Plant*. 67: 305-309.

- AGÜI, I. 1973. Influencia del equilibrio catiónico de la solución nutritiva sobre la absorción y distribución de los nutrientes minerales en plantas de tomate. Tesis Doctoral. Universidad de Granada.
- ALAM, S.M., AHMED, S. y NAQUI, S.S.M.. 1986. Effect of salinity on growth and mineral composition of cucumber, snake melon and peanut. *Park. J. Bot.* 18(1): 37-43.
- ALCÁNTARA E. y DE LA GUARDIA, M.D.. 1987. Differential response of sunflower genotypes to iron deficiency. In: Genetic aspects of Plant Mineral Nutrition. Eds. H.W. Gabelman y B.C. Loughman. Martinus Nishoff Publishers. Dordrecht. 457-462.
- ALVAREZ, C. 1972. Efectos de la interacción Boro-Manganeso sobre la absorción y utilización de otros nutrientes. Tesis Doctoral. Universidad de Granada
- AL-RAWAHY, S.A., STROEHLEIN J.L. y PESSARAKLI, M. 1990. Effect of salt on dry matter production and nitrogen uptake by tomatoes. *Journal of Plant Nutrition.* 13(5): 567-577.
- ANDERSON, D.E. y WORTHINGTO, R.E. 1971. B and Mn effects on protein, oil content and fatty acid composition of cotton seed. *Agron. J.* 63: 566-570.
- ARNON, D.I. y STOUT, P.R. 1939. The essentiality of certain elements in minute quantity for plants with special reference to cooper. *Plant Physiol.* 14: 371-375.

- ASLAM, M., HUFFAKER, R.C. y RIAN, D.W. 1984. Early effects of salinity on nitrate assimilation in barley seedlings. *Plant Physiol.* 76: 321-325.
- AZMI, A.R. y ALAM, S.M. 1990. Effect of salt stress on germination, growth, leaf anatomy and mineral element composition of wheat cultivars. *Physiologiae Plantarum.* 12(3): 215-224.
- BADGER, K.S. y UNGAR, I.A. 1989. The effects of salinity and temperature on the germination of the inland halophyte *Hordeum jubatum*. *Can. J. Bot.* 67: 1420-1425.
- BAL, A.R. y CHATTOPADHYAY, N.C. 1987. Effects of salts singly and in combination on germination and seedling growth of rice. *Agrochimica.* XXXI(3): 226-232.
- BAÑULS, J., LEGAZ, F. y PRIMO-MILLO, E. 1990. Effect of salinity on uptake and distribution of chloride and sodium in some citrus scion-rootstock combinations. *Journal of Horticultural Science.* 65(6): 715-724.
- BARCELÓ, J., NICOLÁS, G., SABATER, B. y SÁNCHEZ-TAMÉS, R. 1983. Fisiología Vegetal. Ed. Pirámide. 813 pp. Madrid.
- BARKER, A.V., MAYNARD, D.N. y LACHMAN, W.H. 1967. Induction of tomato stem and leaf lesions and potassium deficiency by excessive ammonium nutrition. *Soil Sci.* 103: 319-327.
- BERGERSEN, F.J. 1980. Measurement of nitrogen fixation by direct means. In: Bergersen (ed.). *Methods for Evaluating Biological Nitrogen Fixation*, cap. 2:65-110. John Wiley & Sons.

- BERNSTEIN, L. 1975. Effects of salinity and sodicity on plants growth. *Annual Review of Phytopathology*. 13: 295-312.
- BERNSTEIN, L., FRANCOIS, L.E. y CLARK, R.A. 1974. Interactive effects of salinity and fertility on yields of grains and vegetables. *Agron. J.* 66: 412-421.
- BHIVARE, V.N. y NIMBALKAR, J.D. 1984. Salt stress effects on growth and mineral nutrition of french beans. *Plant and Soil*. 80(1): 91-98.
- BLITS, K.C. y GALLAGHER, J.L.. 1990a. Salinity tolerance of *Kosteletzkya virginica*. I. Shoot growth, ion and water relations. *Plant, Cell and Environment*. 13: 409-418.
- BLITS, K.C. y GALLAGHER, J.L.. 1990b. Salinity tolerance of *Kosteletzkya virginica*. II. root growth, lipid content, ion and water relations. *Plant, Cell and Environment*. 13: 419-425.
- BOBEMANS, J., STASSART, J.M. y NEIRINCKX, L. 1990. Effect of NaCl stress on ion retranslocation in barley. *J. Plant. Physiol.* 135: 753-758.
- BOLLARD E.G. y BUTLER, G.W. 1966. Mineral nutrition of plants. *Ann. Rev. Plant Physiol.* 17: 77-112.
- BROADBENT, F.E., NAKASHIMA, T. y ROLSTON, D.E. 1988. Effects of salinity and moisture gradients on nitrogen uptake by sorghum and wheat. *Soil Science*. 146(4): 232-240.

- BROWNELL, P.F. y CROSSLAND, C.J. 1974. Growth responses to sodium by *Bryophyllum tubiflorum* under conditions inducing crassulacean acid metabolism. *Plant Physiol.* 54: 416-417.
- BROWNELL, P.F. y CROSSLAND, C.J. 1972. The requirement of sodium as a micronutrient by species having the C4 decarboxylic acid photosynthetic pathway. *Plant Physiol.* 54: 416-417.
- BROWNELL, P.F. y JACKMAN, M.E. 1966. Changes during recovery from sodium deficiency in *Atriplex*. *Plant Physiol.* 41: 617-622.
- BROWN, J.C. 1977. Genetically controlled chemical factors involved in absorption and transport of iron by plants. In: Advances in chemistry series, N° 162, Bioinorganic Chemistry. II. K.N. Raymond (Ed.). American Chemical Society.
- CARO, M., CERDÁ, A., FERNÁNDEZ, F.G. y GUILLÉN, M.G. 1973. Tolerancia a la salinidad de portainjertos cítricos durante la germinación. I. Congreso Mundial de citricultura. International Society of Citriculture.
- CARO, M., CERDÁ, A., FERNÁNDEZ, F.G. y GUILLÉN, M.G. 1977. Efecto del cloruro sódico en el agua de riego sobre el desarrollo de portainjertos cítricos. *Revista de Agroquímica y Tecnología de Alimentos.* 17(4): 501-508.
- CARTWRIGHT B., RATHJEN, A.J., SPARROW, D.H.B., PAULL, J.G. y ZARCINAS, B.A. 1987. Boro tolerance in Australian varieties of wheat and barley. In: Genetic aspects of Plant Mineral Nutrition. Eds. W.H. Gabelman y B.C. Loughman. Martinus Nishoff Publishers. Dordrecht. 139-151.

- CERDÁ, A., FERNÁNDEZ, F.G. y GUILLÉN, M.G. 1979. Growth and mineral composition of two lemon varieties irrigated with saline waters. *Agrochimica*. XXIII (5-6): 387-396.
- CLARKSON, D.T. y HANSON, J.B. 1980. The mineral nutrition of higher plants. *Ann. Rev. Plant Physiol.* 31: 239-298.
- COHEN, M.S. y LEPPER, J.JR. 1977. Effect of boron on cell elongation and division in squash roots. *Plant Physiol.* 59: 884-887.
- CONNER A.J. y C.P. MEREDITH. 1987. Somatic cell selection of mutants resistant to mineral stress. In: Genetic aspects of Plant Mineral Nutrition. Eds. W.H. Gabelman y B.C. Loughman. Martinus Nishoff Publishers. Dordrecht. 69-77.
- C.I.I. (COMITÉ INTER-INSTITUTO DE ANÁLISIS FOLIAR). 1973. Metodes de référence pour le determination des éléments minéraux dans les vegetaux. Determination de éléments Ca, Fe, Mg, Cu, Mn y Zn par absorption atomique. *Oleagineaux*. 28(2): 87-92.
- DANI, H.M., SAINI, H.S., ALLAG, I.S. y SARREN, K. 1970. Role of B in nucleic acid metabolism of germinating wheat seedling. *Curv. Sci.* 39: 55-61
- DEVITT, D.A. y STOLZY L.H. 1985. Plant response to Na, K and K/Na ratios under saline conditions. In: Soil and plant interactions with salinity. Kearney Foundation Five-Year report. 1980-1985. J. Letey (Ed.). Universidad de California. Berkeley. California. 29-32.
- DUDECK, A.E. y PEACOCK, C.H. 1985. Salinity effects on perennial ryegrass germination. *HortScience*. 20(2): 268-269.

- EVLAGON, D., RAVINA, I. y NEUMANN, P. 1990. Interactive effects of salinity and calcium on hydraulic conductivity, osmotic adjustment and growth in primary roots of maize seedlings. *Israel Journal of Botany*. 39: 239-247.
- FEIGIN, A. 1985. Fertilization management of crops irrigated with saline water. *Plant and Soil*. 89: 285-299.
- FERNÁNDEZ, F.G., CARO, M. y CERDÁ, A. 1981. Interacción salinidad-fertilización nitrogenada en el cultivo del pimiento (*Capsium annuum*). *Anales de Edafología y Agrobiología*. XL (9-10): 1799-1806.
- FONT QUER, P. 1979. Diccionario de Botánica. Ed. Labor, S.A., 1244 pp. Barcelona.
- FOY, C.D. 1983. The physiology of plant adaptation to mineral stress. *Iowa State Journal of Research*. 57(4): 355-391.
- FRANCOIS, L.E. 1984. Salinity effects on germination, growth and yield of turnips. *HortScience*. 19(1): 82-84.
- FRANCOIS, L.E. 1985. Salinity effects on germination, growth and yield of two squash cultivars. *HortScience*. 20(6): 1102-1104.
- FRANCOIS, L.E., DONOVAN, T. y MAAS, E.V. 1984. Salinity effects on seed yield, growth and germination of grain sorghum. *Agronomy Journal* 76: 741-744.

- FRANCOIS, L.E., DONOVAN, T.J. y MAAS, E.V. 1990. Salinity effects on emergence, vegetative growth, and seed yield of guar. *Agron. J.* 82: 587-592.
- FRANCOIS, L.E., DONOVAN T.J., LORENZ, K. y MAAS, E.V. 1989. Salinity effects on rye grain yield, quality, vegetative growth and emergence. *Agronomy Journal.* 81(5): 707-712.
- GADEA, M. 1968. Diez temas sobre plantas industriales. VI. El girasol. Pub. de Capacitación agraria. Minist. de Agric. 95.
- GARCÍA DEL MORAL, L.F. 1989. Respuesta fisiológica de los vegetales a la salinidad. *Ars Pharmaceutica.* XXX(1-2): 103-116.
- GARCÍA, F. Y ANDRÉS, I.M. 1991. Níjar y el agua: la epidemia olvidada. *Ciencia Agronómica.* 0: 13-23.
- GERLOFF G.C. 1987. Intact-plant screening for tolerance of nutrient-deficiency stress. In: Genetic aspects of Plant Mineral Nutrition. Eds. W.H. Gabelman y B.C. Loughman. Martinus Nishoff Publishers. Dordrecht. 55-67.
- GOLDBACH, E., GOLDBACH. H., WAGNER, H. y MICHAEL, G. 1975. Influence of N-deficiency on the abscisic acid content of sunflower plants. *Physiol. Plant.* 34: 138-140.
- GÓMEZ-ARNAU, J. 1988. El cultivo del girasol. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Hojas divulgadoras, 20.

- GOYAL, S.S. y HUFFAKER, R.C. 1984. Nitrogen toxicity in plants. In: Nitrogen in crop production. R.D. Hauck (Ed.). *Amer. Soc. Agron. Madison. WI.* 98-118.
- GUERRERO, A. 1987. Cultivos herbáceos extensivos. Ed. Mundi Prensa. 751 pp. Madrid.
- HAMPSON, C.R. y SIMPSON, G.M. 1990a. Effects of temperature, salt and osmotic potential on early growth of wheat (*Triticum aestivum*). I. Germination. *Can. J. Bot.* 68: 524-528.
- HAMPSON, C.R. y SIMPSON, G.M. 1990b. Effects of temperature, salt and osmotic potential on early growth of wheat (*Triticum aestivum*). II. Early seedling growth. *Can. J. Bot.* 68: 529-532.
- HASSAN, N.A.K., DREW, J.V., KNUDSEN, D. y OLSON, R.A. 1970b. Influence of soil salinity on production of dry matter and uptake and distribution of nutrients in barley and corn: II. Corn (*Zea mays* L.). *Agronomy Journal.* 62: 46-48.
- HASSAN, N.A.K., DREW, J.V., KNUDSEN, D. y OLSON, R.A. 1970a. Influence of soil salinity on production of dry matter and uptake and distribution of nutrients in barley and corn: I. Barley (*Hordeum vulgare* L.). *Agronomy Journal.* 62: 43-45.
- HEIKAL, M.M.D. 1977. Physiological studies on salinity VI. changes in water content and mineral composition of some plant over a range of salinity stresses. *Plant and Soil.* 48: 223-232.

- HEVER, B. y PLAUT, Z. 1989. Photosynthesis and osmotic adjustment of two sugarbeet cultivars grown under saline conditions. *Journal of Experimental Botany*. 40: 437-440.
- HEYWOOD, V.H. 1985. Las plantas con flores. Ed. Reverté. 332 pp. Barcelona.
- HUFFAKER, R.C. y RAINS, D.W. 1985. N use efficiency as influenced by S assimilation in barley exposed to salinity. In: Soil and plant interactions with salinity. Kearney Foundation Five-Year report. 1980-1985. J. Letey (Ed.). Universidad de California. Berkeley. California. 33-38.
- ISRAELI, Y., LAHAV, E. y NAMERI, N. 1986. The effect of salinity and sodium adsorption ratio in the irrigation water, on growth and productivity of bananas under drip irrigation conditions. *Fruits*. 41(5): 297-302.
- JARVIS S.C. 1987. The effects of low, regulated supplies of nitrate and ammonium nitrogen on the growth and composition of perennial regrass. *Plant and Soil*. 100: 99-112.
- JESCHKE, W.D. y WOLF, O. 1988. Effect of NaCl on growth, development, ion distribution and ion translocation in castor Bean (*Ricinus communis* L.). *J. Plant Physiol*. 132: 45-53.
- JIMÉNEZ, F. 1977. Efectos producidos por el pretratamiento de semillas de girasol (*H. annuus* L.) con boro. Tesis Doctoral. Universidad de Granada.
- JIMÉNEZ, F. y AGUILAR, A. 1982. Influencia del pretratamiento de semillas de girasol con boro sobre la germinación y primeras fases de desarrollo de la planta. *Anal. Edafol. y Agrobiol*. XLI (7-8): 1481-1489.

- JIMÉNEZ, F., AGÜERA, E., DE LA HABA P. y PORRAS, A. 1988. Influencia del Boro y *Azotobacter vinelandii* sobre la absorción y distribución de macronutrientes en plantas de girasol (*Helianthus annuus* L.). *Agrochimica*. XXXII(4): 262-268.
- JOHNSON, R.C. 1990. Salinity and germination in *Agropyron desertorum* accessions. *Can. J. Plant. Sci.* 70: 707-716.
- JONES, R.W.,JR., PIKE, L.M. y YOURMAN, L.F. 1989. Salinity influences cucumber growth and yield. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 114(4): 547-551.
- JOSHI, A.J. y IYENGAR, E.R.R. 1985. Salinity effects on seed germination in *Suaeda nudiflora* MOQ. *J. India Bot. Soc.* 64: 362-364.
- JOSHI, A.J. y IYENGAR, E.R.R. 1982. Effect of salinity on the germination of *Salicornia brachiata* Roxb. *The Indian Journal of plant physiology*. XXV(1): 65-70.
- KENT, L.M. y LÄUCHLI, A. 1985. Germination and seedling growth of cotton: Salinity-calcium interactions. *Plant, Cell and Environment*. 8: 155-159.
- KEY, J.L. 1969. Hormones and nucleic acid metabolism. *Ann. Rev. Plant Physiol.* 20: 449-474.
- KHAN, M.A. y UNGAR, I.A. 1984b. Seed polymorphism and germination responses to salinity stress in *Atriplex triangularis* Willd. *Botanical Gazette*. 145(4): 487-494.

- KHAN, M.A. y UNGAR, I.A. 1984a. The effect of salinity and temperature on the germination of polymorphic seeds and growth of *Atriplex triangularis*. *Amer. J. Bot.* 71(4): 481-489.
- KIRKBY, E.A. 1968. Influence of ammonium and nitrate nutrition on the cation-anion balance and nitrogen and carbohydrate metabolism of white mustard plants grown in dilute nutrient solution. *Soil Sci.* 105: 133-141
- KIRKBY, E.A. y MENGEL, K. 1967. Ionic balance in different tissues of the tomato plant in relation to nitrate, urea or ammonium nutrition. *Plant Physiol.* 42: 6-14.
- KRAMER, D. 1984. Cytological aspects of salt tolerance in higher plants. Ed. John Wiley & Sons. New York. 3-15.
- KRAMER, D., RÖMHELD, V., LANDSBERG, E. y MARSCHNER, H. 1980. Induction of transfer-cell formation by iron deficiency in the root epidermis of *Helianthus annuus* L. *Planta.* 147: 335-339.
- KURVITS, A. y KIRKBY, E.A. 1980. The uptake of nutrients by sunflower (*Helianthus annuus*) growing in a continuous flowing culture system, supplied with nitrate or ammonium as nitrogen source. *Z. Pflanzenernaehr. Bodenkd.* 143: 140-149
- LACHICA, M. 1976. Estudio sobre la determinación de Boro en las plantas con Azometina-H 4- Colloque sur le controle de L' alimentation des plantes cultivées. II: 53-61. Gante.

- LACHICA, M., AGUILAR, A. y YÁÑEZ, J. 1973. Análisis foliar métodos utilizados en la Estación Experimental del Zaidín (II). *Anal. Edaf. y Agrobiol.* XXXII(11-12): 1033-1047.
- LACHICA, M., RECALDE, L. y ESTEBAN, E. 1965. Análisis foliar métodos analíticos utilizados en la Estación Experimental del Zaidín. *Anal. Edaf. y Agrobiol.* XXIV(9-10): 549-610.
- LANGER, R.H.M. y HILL, G.D. 1987. Plantas de interés agrícola. Ed. Acribia. 386 pp. Zaragoza.
- LÄUCHLI, A. y EPSTEIN, E. 1985. Cereal-crop response to chloride and sulfate salinity and interaction with root aeration. In: Soil and plant interactions with salinity. Kearney Foundation Five-Year report. 1980-1985. J. Letey (Ed.). Universidad de California. Berkeley. California. 23-28.
- LÄUCHLI, A. y WIENEKE, J. 1979. Studies on growth and distribution of Na⁺, K⁺ and Cl⁻ in soybean varieties differing in salt tolerance. *Z. Pflanz. Bodenk.* 142: 3-13.
- LEIDI, E.O., SILBERBUSH, M. y LIPS, S.H. 1991b. Wheat growth as affected by nitrogen type, pH and salinity. II. Photosynthesis and transpiration. *Journal of Plant Nutrition.* 14(3): 247-256.
- LEIDI, E.O., SILBERBUSH, M. y LIPS, S.H. 1991a. Wheat growth as affected by nitrogen type, pH and salinity. I. Biomass production and mineral composition. *Journal of Plant Nutrition.* 14(3): 235-246.
- LEOPOLD, A.C. y WILLING, R.P. 1984. Evidence for toxicity effects of salt on membranes. Ed. John Wiley & Sons. New York. 67-75.

- LOEWENFELD, C. y BACK, P. 1980. Guía de las hierbas y especies. Ed. Omega. 364 pp. Barcelona.
- LÓPEZ-RITAS, J. y LÓPEZ-MELIDA, J. 1978. El diagnóstico de suelos y plantas. Método de campo y laboratorio. Ed. Mundi-Prensa. 3ª Edición. Madrid. 276 pp.
- LYNCH, J. y LÄUCHLI, A. 1985. Salt stress disturbs the calcium nutrition of barley (*Hordeum vulgare* L.) *New Phytol.* 99:345-354
- MAAS, E.V. 1986. Salt tolerance of plants. *Applied Agricultural Research.* 1(1): 12-26.
- MAAS, E.V. y NIEMAN, R.H. 1977. Physiology of plant tolerance to salinity. *American Society of Agronomy Special Publication.* 1-48.
- MAAS, E.V., OGATA, G. y GARBER, M.J. 1972. Influence of salinity on Fe, Mn and Zn uptake by plants. *Agronomy Journal.* 64: 793-795.
- MARTÍNEZ-COB, A., ROYO, A. y ARAGÜES, R. 1987a. Tolerancia de la cebada (*Hordeum vulgare* L.) a la salinidad: Revisión bibliográfica. Instituto Nal. de Investigación Agraria. *Comunicaciones I.N.I.A. Serie: Producción vegetal.* 69: 5-20.
- MARTÍNEZ-COB, A., ROYO, A. y ARAGÜES, R. 1987b. Salt tolerance of barley (*Hordeum vulgare* L.) cultivars at the germination stage: Analysis of the response functions. *Plant and Soil.* 104: 53-56.

- MENGEL, K. y VIRO, M. 1974. The effect of potassium supply on the transport of photosynthates to fruits of tomatoes (*Lycopersicon esculentum*). *Physiol. Plant.* 30: 295-300.
- MIYAMOTO, S., PIELA, K. y PETTICREW, J. 1985. Salt effects on germination and seedling emergence of several vegetable crops and guayule. *Irrigation Science.* 6: 159-170.
- MUHAMMED, S., AKBAR, M., y NEUE, H.V. 1987. Effect of Na/Ca and Na/K ratios in saline culture solution on the growth and mineral nutrition of rice (*Oryza sativa* L.). *Plant and Soil.* 104: 57-62.
- MCWILLIAN, J.R. 1986. The national and international importance of drought and salinity effects on agricultural production. *Aust. J. Plant Physiol.* 13: 1-13.
- NAVARI-IZZO, F., IZZO, R., BOTTAZZI, F. y RANIERI, A. 1988. Effects of water stress and salinity on sterols in *Zea mays* L. shoots. *Phytochemistry.* 27(10): 3109-3115.
- NAVARRO-BLAYA, S. y NAVARRO-GARCÍA, G. 1984. Temas de química agrícola. El suelo y los elementos químicos esenciales para la vida vegetal. Ed. Academia S.L. 179pp. León.
- NERSON, H. y PARIS, H.S. 1984. Effects of salinity on germination, seedling growth and yield of melons. *Irrigation Science.* 5: 265-273.
- ORTEGA, J.L. 1987. Flora de interés apícola y polización de cultivos. Ed. Mundi Prensa. 149 pp. Madrid.

- PAKROO, N. 1977. The effect of salinity and iron application on growth and chemical composition of sunflower (*Helianthus annuus* L.) M.S. Thesis. Shiraz University.
- PAKROO, N. y KASHIRAD, A. 1981. The effect of salinity and iron application on growth and mineral uptake of sunflower (*Helianthus annuus* L.). *Journal Plant Nutrition*. 4(1): 45-56.
- PASTERNAK, D. 1987. Salt tolerance and crop production-A comprehensive approach. *Ann. Rev. Phytopathol.* 25: 271-291.
- PERBY H. y JENSEN, P. 1987. Vegetative adaptation to N stress regimes in two barley cultivars with different N requirement. In: Genetic aspects of Plant Mineral Nutrition. Eds. H.W. Gabelman y B.C. Loughman. Martinus Nishoff Publishers. Dordrecht. 361-367.
- PESSARAKLI, M., HUBER, J.T. y TUCKER, T.C. 1989. Dry matter yield, nitrogen absorption and water uptake by sweet corn under salt stress. *J. Plant Nutr.* 12(3): 279-290.
- PESSARAKLI, M., TUCKER T.C. y NAKABAYASHI, K. 1991. Growth response of barley and wheat to salt stress. *Journal of Plant Nutrition*. 14(4): 331-340.
- PICCIONI, M. 1970. Diccionario de alimentación. Ed. Acribia. 211 pp. Zaragoza.
- POOVAIAH, B.W. y LEOPOLD, A.C. 1976. Effects of inorganic salts on tissue permeability. *Plant Physiol.* 58: 182-185.

- PRAT, D. y FATHI-ETTAI, R.A. 1990. Variation in organic and mineral components in young Eucalyptus seedlings under saline stress. *Physiologia Plantarum*. 79: 479-486.
- PRICE, C.A. 1968. Iron compounds and plant nutrition. *Ann. Rev. Plant Physiol.* 19: 239-248.
- RABIE, R.K. y KUMAZAWA, K. 1988. Effect of NaCl salinity on growth and distribution of sodium and some macronutrient elements in soybean plant. *Soil Sci. Plant Nutr.* 34(3): 375-384.
- RABIE, R.K., MATTER, M.K., KHAMIS, A-E-M. A. y MOSTAFA, M.M. 1985. Effect of salinity and moisture content of soil on growth, nutrient uptake and yield of wheat plant. *Soil. Sci. Plant Nutr.* 31(4): 537-545.
- RAINS D.W. 1972. Salt transport by plants in relation to salinity. *Ann. Rev. Plant Physiol.* 23: 367-388.
- RAMAGOPAL, S. 1990. Inhibition of seed germination by salt and its subsequent effect on embryonic protein synthesis in barley. *J. Plant. Physiol.* 136: 621-625.
- RATHERT, G. 1983. Effects of high salinity stress on mineral and carbohydrate metabolism of two cotton varieties. *Plant and Soil.* 73: 247-256.
- RAVIKOVITCH, S. y PORATH, A. 1967. The effect of nutrients on the salt tolerance of crops. *Plant and Soil.* 26: 49-71

- RAVIKOVITCH, S. y YOLES, D. 1971. The influence of phosphorus and nitrogen on millet and clover growing in soils affected by salinity. I. Plant development. *Plant and Soil*. 35: 555-567.
- SALIM, M. 1988. Growth and ionic relations of six triticale cultivars as affected by salinity. *Biologia Plantarum*. 30(4): 294-299.
- SALIM, M. 1989b. Salinity effects on growth and ionic relations of two triticale varieties differing in salt tolerance. *J. Agronomy & Crop Science*. 162: 35-42.
- SALIM, M. 1989a. Effects of salinity and relative humidity on growth and ionic relations of plants. *New Phytol*. 113: 13-20.
- SALISBURY, F.B. y ROSS, C.W. 1979. Growth and development. In: Plant physiology. Wadsworth Publishing Company. Inc. Belmont. California. 422pp.
- SAMEN, A.M., MAFTOUN, M., BASSIRI, A. y SEPASKHAH, A.R. 1980. Growth and chemical composition of dry beans as affected by soil salinity and N fertilization. *Plant and Soil*. 54:217-222.
- SÁNCHEZ-RAYA, A.J. 1971. efectos de la interacción Boro-Hierro sobre la absorción y utilización de otros nutrientes. Tesis Doctoral.
- SCHNEITER, A.A. y MILLER, J.F. 1981. Description of sunflower growth stages. *Crop. Sci.* 21: 901-903.

- SEPASKHAH, A.R., MAFTOUN, M. y KARIMIAN, N. 1985. Growth and chemical composition of pistachio as affected by salinity and applied iron. *Journal of Horticultural Science*. 60(1): 115-121.
- SHANNON, M.C. 1984. Breeding, selection and the genetics of salt tolerance. Ed. John Wiley & Sons. New York. 231-254.
- SHANNON, M.C., GRONWALD, J.W. y TAL, M. 1987. Effects of salinity on growth and accumulation of organic and inorganic ions in cultivated and wild tomato species. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 112(3): 416-423.
- SHARMA, D.P., SINGH, K.N. y RAO, K.V.G.K. 1990. Response of wheat (*Triticum aestivum*), Indian mustard (*Brassica juncea*) and barley (*Hordeum vulgare*) to soil salinity in field. *Indian Journal of Agricultural Sciences*. 60(9): 588-591.
- SHENNAN, C., HUNT, R. y MACROBBIE, E.A.C. 1987a. Salt tolerance in *Aster tripolium* L. I. The effect of salinity on growth. *Plant, Cell and Environment*. 10: 59-65.
- SIDDIQI M.Y., GLASS, A.D.M., HISIAO, A.I. y MINJAS, A.N. 1987. Genetic differences among wild oat lines in potassium uptake and growth in relation to potassium supply. In: Genetic aspects of Plant Mineral Nutrition. Eds. H.W. Gabelman y B.C. Loughman. Martinus Nishoff Publishers. Dordrecht. 369-381.
- SILBERBUSH, M. y BEN-ASHER, J. 1987. The effect of salinity on parameters of potassium and nitrate uptake of cotton. *Soil Sci. Plant Anal.* 18(1): 65-81.

- SINHA, A., GUPTA, R.S. y RANA, R.S. 1986. Effect of soil salinity and soil water availability on growth and chemical composition of *Sorghum halepense* L. *Plant and Soil*. 95: 411-418.
- SOLIMAN, M.F. 1988. Effect of salinity on growth and micronutrient composition of corn plants. *Agrochimica*. XXXII(4): 337-348.
- STRASBURGER, E. 1986. Tratado de Botánica. Ed. Marín, S.A. 798 pp. Barcelona.
- SUTCLIFFE J.F. 1986. Salt relations of intact plants. In: *Plant Physiol*. Vol. IX. Water and solutes in plants. Ed. F.C. Steward. Academic Press. London. 381-453.
- SYVERTSEN, J.P. y YELENOSKY, G. 1988. Salinity can enhance freeze tolerance of citrus rootstock seedlings by modifying growth, water relations and mineral nutrition. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 113(6): 889-893.
- TERMAAT, A., PASSIOURA, J.B. y MUNNS, R. 1985. Shoot turgor does not limit shoot growth of NaCl-affected wheat and barley. *Plant Physiol*. 77: 869-872.
- TERRY, N. y WALDRON, L.J. 1985. Salinity responses of crop plants in terms of leaf expansion and photosynthesis. In: *Soil and plant interactions with salinity*. Kearney Foundation Five-Year report. 1980-1985. J. Letey (Ed.). Universidad de California. Berkeley. California. 11-17.
- THOMSON, W.W. 1985. Membrane organization and function in seed germination and salinity. In: *Soil and plant interactions with salinity*.

- Kearney Foundation Five-Year report. 1980-1985. J. Letey (Ed.).
Universidad de California. Berkeley, California. 1-5.
- TREBY, M.T. y VAN STEVENINCK, R.F.M. 1988b. Effects of salinity and phosphate on ion distribution in lupin leaflets. *Physiologia Plantarum*. 73: 317-322.
- TREBY, M.T. y VAN STEVENINCK, R.M. 1988a. The influence of salinity on phosphate uptake and distribution in lupin roots. *Physiologia Plantarum*. 72: 617-622.
- UDOVENKO, G.V. 1985. Vías para la elevación de la productividad de las plantas cultivadas en suelos salinizados. *Ciencias de la Agricultura*. 24: 77-84
- UNGAR, I.A. 1987a. Population characteristic, growth and survival of the halophyte *Salicornia europaea*. *Ecology*. 68(3): 569-575.
- UNGAR, I.A. 1987b. Population ecology of halophyte seeds. *The Botanical Review*. 53(3): 301-334.
- VAN DER MOEZEL, P.G. y BELL, D.T. 1987a. The effect of salinity on the germination of some western Australian *Eucalyptus* and *Melaleuca* species. *Seed Sci. & Technol.* 15: 239-246.
- WALKER, R.R. y DOUGLAS, T.J. 1983. Effect of salinity level on uptake and distribution of chloride, sodium and potassium ions in citrus plants. *Aust. J. Agric. Res.* 34: 145-153.

WOONDED J.J., GLASS, A.D.M. y PERSON, C.O. 1987. Genetic variation in the uptake and utilization of potassium in the wheat (*Triticum aestivum* L.) varieties growth under potassium stress. In: Genetic aspects of Plant Mineral Nutrition. Eds. H.W. Gabelman y B.C. Loughman. Martinus Nishoff Publishers. Dordrecht. 383-391.