

# UNIVERSIDAD POLITECNICA DE VALENCIA

## ESCUELA POLITECNICA SUPERIOR DE GANDIA

### LICENCIATURA EN CIENCIAS AMBIENTALES

---



UNIVERSITAT  
POLITÈCNICA  
DE VALÈNCIA



## **“Efectos de distintos niveles de salinidad en especies halófilas en un saladar del Sud de Alicante”**

**TRABAJO FINAL DE CARRERA**

Autora:

**Lorena Parra Boronat**

Tutores:

**D. Josep Vicent Llinares Palacios**

**D<sup>a</sup>. Mónica T. Boscaiu Neagu**

*GANDIA, Septiembre 2012*

**UNIVERSITAT POLITÈCNICA DE VALÈNCIA**  
**ESCUELA POLITÉCNICA SUPERIOR DE GANDÍA**

**Licenciatura en Ciencias Ambientales**

**“Efectos de distintos niveles de salinidad en  
especies halófilas en un saladar del Sud de  
Alicante”**

EJERCICIO FINAL DEL ALUMNO:

**LORENA PARRA BORONAT**

Gandía, Septiembre de 2.012

EL ALUMNO:

LOS TUTORES:

Fdo. Lorena Parra Boronat

Fdo. Josep Vicent Llinares Palacios

Fdo. Mónica T. Boscaiu Neagu

**UNIVERSITAT POLITÈCNICA DE VALÈNCIA**  
**ESCUELA POLITÉCNICA SUPERIOR DE GANDÍA**

**Licenciatura en Ciencias Ambientales**

**“Efectos de distintos niveles de salinidad en  
especies halófilas en un saladar del Sud de  
Alicante”**

**EJERCICIO FINAL DEL ALUMNO:**

**LORENA PARRA BORONAT**

Gandía, Septiembre de 2.012

**NOTA:**

**TRIBUNAL:**

**SECRETARIO:**

**PRESIDENTE:**

**VOCAL:**

Fdo.

Fdo.

Fdo.



**Agradecimientos:**

**“A mis tutores, Monica Boscaiu y Josep Llinares por su apoyo y dedicación. A mi familia, amigos y toda esa gente que siempre me ha ayudado. A todos vosotros, gracias”**



<b>1. INTRODUCCIÓN.....</b>	<b>13</b>
1.1. Estrés en la vegetación mediterránea.....	14
1.2. Estrés medioambiental. Estrés abiótico/biótico.....	16
1.3. Estrés salino e hídrico.....	16
1.4. Respuestas de las plantas frente al estrés.....	21
1.4.1. Plantas halófitas y glicófitas.....	22
1.4.2. Mecanismos de respuesta.....	23
1.5. Osmorregulación y osmolitos.....	26
1.5.1. Glicinabetaina.....	26
1.5.2. Prolina.....	26
1.6. Relación de los iones analizados con la vegetación.....	27
<b>2. OBJETIVOS.....</b>	<b>30</b>
<b>3. MATERIAL Y MÉTODOS.....</b>	<b>32</b>
3.1. Especies estudiadas.....	33
3.2. Trabajo de campo.....	38
3.2.1. Diseño experimental.....	38
3.2.2. Muestreo o toma de muestras.....	39
3.3. Trabajo de laboratorio.....	40
3.3.1. Pretatamiento para el almacenamiento.....	40
3.3.1.1. Material vegetal.....	40
3.3.1.2. Muestras de suelo.....	40
3.3.2. Obtención del extracto.....	41
3.3.2.1. Material vegetal.....	41
3.3.2.2. Muestras de suelo.....	42
3.3.3. Análisis de los osmolitos.....	43
3.3.3.1. Glicina betaína.....	43
3.3.3.2. Prolina.....	46
3.3.4. Análisis iones.....	49
3.3.4.1. Sodio y Potasio.....	49
3.3.4.2. Calcio y Magnesio.....	51
3.3.4.3. Cloruros.....	52

<b>4. RESULTADO Y DISCRUSIÓN.....</b>	<b>55</b>
4.1. Tratamientos estadístico de las mediciones.....	56
4.2. Resultados y discusión.....	58
<b>5. CONCLUSIONES.....</b>	<b>86</b>
<b>6. BIBLIOGRAFÍA.....</b>	<b>89</b>
<b>ANEXOS.....</b>	<b>92</b>
<b>ANEXO I: Resultados Completos.....</b>	<b>93</b>
<b>ANEXO II: Fotografías de la zona de estudio.....</b>	<b>106</b>
<b>ANEXO III: Cartografía.....</b>	<b>109</b>





## Índice de tablas

Tabla 1. Distintos orígenes de la salinidad

Tabla 2. Superficie afectada por la salinidad en distintas regiones de mundo.

Tabla 3. Variedad de mecanismos de tolerancia a la salinidad (Basra y Basra, 1997):

Tabla 4. Especies muestreadas por parcela.

Tabla 5. Contenido de los tubos de ensayo de la curva patrón

Tabla 6. Cantidad de Ninhidrina, AAG y AO que se necesitará para diferentes cantidades de muestras.

Tabla 7. Contenido de los tubos de ensayo de la curva patrón

Tabla 8. Promedios y desviaciones estándar de las muestras de suelo

Tabla 9. Resultado del análisis estadístico de las muestras de suelo entre parcelas por estación. Las letras diferentes indican diferencias significativas al nivel de confianza de 95%.

Tabla 10. Resultado del análisis estadístico de las muestras de suelo para observar las diferencias estacionales de cada parcela. Las letras diferentes indican diferencias significativas al nivel de confianza de 95%.

Tabla 11. Promedios y desviaciones estándar de iones de las muestras de plantas

Tabla 12. Resultado del análisis estadístico de la variación de niveles de prolina entre las parcelas para cada estación

Tabla 13. Resultado del análisis estadístico de las variaciones estacionales en cada parcela de los niveles de prolina para cada especie.

Tabla 14. Resultado del análisis estadístico de la variación de niveles de glicina betaina entre las parcelas para cada estación.

Tabla 15. Resultado del análisis estadístico de las variaciones estacionales en cada parcela de los niveles de glicina betaina para cada especie.

Tabla 16. Resultado del análisis estadístico de la variación de niveles de sodio entre las parcelas para cada estación.

Tabla 17. Resultado del análisis estadístico de las variaciones estacionales en cada parcela de los niveles de sodio para cada especie.

Tabla 18. Resultado del análisis estadístico de la variación de niveles de potasio entre las parcelas para cada estación.

Tabla 19. Resultado del análisis estadístico de las variaciones estacionales en cada parcela de los niveles de potasio para cada especie.

Tabla 20. Resultado del análisis estadístico de la variación de niveles de calcio entre las parcelas para cada estación.

Tabla 21. Resultado del análisis estadístico de las variaciones estacionales en cada parcela de los niveles de calcio para cada especie.

Tabla 22. Resultado del análisis estadístico de la variación de niveles de magnesio entre las parcelas para cada estación.

Tabla 23. Resultado del análisis estadístico de las variaciones estacionales en cada parcela de los niveles de magnesio para cada especie.

Tabla 24. Resultado del análisis estadístico de la variación de niveles de cloro entre las parcelas para cada estación.

Tabla 25. Resultado del análisis estadístico de las variaciones estacionales en cada parcela de los niveles de cloro para cada especie.

Tabla 26. Análisis comparativo de acumulación de iones entre las dos especies de *Juncus* en la parcela 1.

Tabla 27. Análisis comparativo de acumulación de iones entre las especies *Arthrocnemum macrostachyum* y *Sarcocornia fruticosa* en las parcelas 2, 3 y 4.

Tabla 28. Nº de muestras de material vegetal destinadas a cada análisis

Tabla 29. Nº de muestras de suelo

Tabla 30. Peso exacto medido para la realización de los extractos

Tabla 31. Peso exacto y agua añadida para la obtención de los extractos de pasta saturada:

Tabla 32. Resultados completos de las muestras de suelo

Tabla 33. Resultado de las mediciones de glicina betaina y prolina para la especie

*Arthrocnemum macrostachyum* (1)

Tabla 34. Resultado de las mediciones de glicina betaina y prolina para la especie *Inula*

*crithmoides* (2) y *Juncus acutus*(3)

Tabla 35. Resultado de las mediciones de glicina betaina y prolina para la especie *Juncus*

*maritimus* (4)

Tabla 36. Resultado de las mediciones de glicina betaina y prolina para la especie *Sarcocornia*

*fruticosa* (5)

Tabla 37. Resultados de los análisis de contenido iónico en las especies *Arthrocnemum*

*macrostachyum* (1) y *Inula crithmoides* (2)

Tabla 38. Resultados de los análisis de contenido iónico en las especies *Juncus acutus* (3) y

*Juncus maritimus* (4)

Tabla 39. Resultados de los análisis de contenido iónico en las especies *Sarcocornia fruticosa*

(5)

## **INTRODUCCIÓN**

### 1.1. Estrés, vegetación y cultivos

En el mundo natural, las plantas están sometidas continuamente a diferentes tipos de estrés y para poder sobrevivir han desarrollado diferentes adaptaciones. Sin embargo, a diferencia de las plantas silvestres, las plantas cultivadas, de las que cuales la población mundial depende y extrae recursos, no están adaptadas a las condiciones de estrés. Aunque parezca que en los campos de cultivos no existen condiciones estresantes, cada día el nivel de estrés que están sufriendo las plantas cultivadas aumenta, ya sea por el cambio climático, el aumento de la erosión, la contaminación de suelos y acuíferos o la salinización. En algunos casos, esas condiciones son tan arduas que se están perdiendo zonas cultivables por muchos y diversos motivos.

- Se estima que únicamente un 10% de la superficie de la tierra arable se encuentra libre de algún tipo de estrés (Sotelo *et al.*, 2008).
- Cerca del 20% de la tierra presenta algún tipo de deficiencia o toxicidad mineral. El 26% es afectada por estrés hídrico y 15% por temperatura (Sotelo *et al.*, 2008).
- Las posibles pérdidas de producción se deben en un 17% a la sequia, 20% a la salinidad, 40% a las temperaturas elevadas, 15% a las temperaturas bajas y 8% por otras causas. (Ashraf *et al.*, 2009).
- En 23% de las tierras cultivables se considera salina y un 50% está sufriendo salinización secundaria (Madhava Rao *et al.*, 2006)

Ya son muchas las hectáreas que están siendo imposibles cultivar, debido a que las especies cultivadas en muchas ocasiones no están adaptadas a soportar un determinado estrés. Por este motivo se han efectuado numerosos estudios sobre la mejora de la respuesta de las especies de cultivo frente a las condiciones estresantes y como, mediante diversas técnicas puedan llegar a ser cultivadas y dar buenos rendimientos en las zonas afectadas por esas condiciones.

En algunos casos se trata de mejorar el rendimiento de las especies cultivadas mejorando las condiciones, es decir, reduciendo el estrés. Esto se lleva haciendo desde hace miles de años, en concreto los primeros registros de riego se remontan al año 6.000 aC en Egipto y Mesopotamia. En la actualidad las técnicas para reducir el estrés son mucho más amplias: uso de fertilizantes para suplir el déficit de nutrientes, biocidas de distinto tipo para acabar con el

estrés biótico, invernaderos para paliar la sequía y las altas temperaturas e incluso técnicas más ecológicas como la no eliminación de la cubierta vegetal en los cultivos que frena el avance de la erosión, la pérdida de agua y en algunos casos mejora la fijación de nutrientes.

En otros casos lo que se trata de hacer no es mejorar las condiciones sino, bien porque no se puedan paliar o resulten económicamente insostenible, y se trata de mejorar las especies cultivadas. También es algo que se ha hecho tradicionalmente los cultivos actuales proceden de la selección a lo largo de años de semillas, buscando las mejores variedades. Hoy en día, por un lado se puede cambiar un cultivo por otro que sea más resistente (como el caso de los tomates que toleran mayores concentraciones de sal que otros cultivos), mientras que por otro lado se puede tratar de mejorar la especie en sí, es decir, sus genes, de forma que las especies cultivadas puedan responder ante ese estrés y dar un rendimiento óptimo, tal y como lo hacen las especies silvestres que están adaptadas al estrés de forma natural.

Para conseguir este reto es necesario conocer cómo responden las plantas al estrés y como consiguen adaptarse. Sin embargo, la mayor fuente de conocimiento sobre cómo responden las plantas a estas situaciones y como mejorar su respuesta, no la encontraremos en el estudio de las plantas cultivadas, sino en el estudio de especies adaptadas al estrés, es decir, especies que han estado conviviendo con condiciones estresantes y han desarrollado mecanismos de adaptación. Son las especies que no ven mermada su capacidad de germinación, crecimiento y reproducción por la presencia de un factor estresante.

Si se consigue descifrar los mecanismos que utilizan las especies tolerantes, se avanzará mucho para conseguir en un futuro que las plantas cultivadas sean resistentes a los factores estresantes y, de esa forma, todas esas hectáreas que hoy no se podían cultivar por elevadas temperaturas, exceso de sales, sequía...sean de nuevo tierras aprovechables para el cultivo. El objetivo del presente estudio es aportar conocimiento al comportamiento de las especies adaptadas a diferentes niveles de estrés y en concreto las respuestas a distintos niveles de salinidad en especies halófilas de un hábitat fuertemente salino.

Pero antes de abordar el tema, vamos a introducir algunos conceptos que serán clave para la posterior comprensión de los resultados.

### 1.2. Estrés medioambiental. Estrés abiótico/biótico

Anteriormente hemos hablado del estrés al que están sometidas las plantas, pues bien, este es el momento de definir claramente que es el estrés en la ecofisiología vegetal. El estrés medioambiental tiene un significado muy amplio, puesto que incluye cualquier tipo de situación desfavorable para las plantas. Dentro de este concepto se puede realizar una primera clasificación diferenciando entre estrés biótico y estrés abiótico (García-Ortolá, 2002).

- El estrés biótico, más conocido como estrés biológico, es el causado por la acción de otros seres vivos (virus, bacterias, insectos, herbívoros, etc.).
- El estrés abiótico, el cual a su vez se divide en:
  - El estrés físico, puede estar producido por el déficit hídrico, la salinidad en su componente osmótico, el calor, estreses mecánicos como el viento, las heridas u otros, etc.
  - El estrés químico, que es el producido por herbicidas, carencias de determinados componentes químicos, salinidad en su componente químico, etc.

### 1.3. Estrés salino e hídrico

Como más adelante veremos, nuestra zona de estudio está afectada por el estrés hídrico y salino. Si bien los factores estudiados están relacionados solamente con la salinidad, también es cierto que la zona sufre de estrés hídrico. Por ello desarrollaremos brevemente los conceptos de estrés hídrico y salino, su importancia, efectos sobre las plantas y los mecanismos de adaptación fundamentales.

**El estrés hídrico** se produce en la planta cuando la absorción de agua del sistema radicular es insuficiente para satisfacer la demanda evaporativa atmosférica. Esto afecta a procesos fisiológicos y reproductivos, pudiendo causar disminución de la producción (Lin, y Kao, 2001).

Se definen como zonas áridas o semiáridas aquellas áreas en las cuales una planta transpira un total del 50% o menos de lo que transpiraría en condiciones de agua ilimitada (García-Ortolá, 2002). El agua es el componente mayoritario en la planta y afecta, directa o indirectamente, a la mayoría de los procesos fisiológicos (permite la difusión y el flujo masivo de solutos, mantiene la turgencia, etc.).

El estrés hídrico está muy relacionado con el déficit hídrico, este a su vez depende de dos factores, el imput hídrico y las necesidades hídricas específicas de cada especie. Es decir que



en las mismas condiciones de aportes hídricos dos especies con diferentes requerimientos puede darse el caso que solo una de las dos esté sufriendo estrés.

El estrés hídrico es el más importante que pueden sufrir las plantas, especialmente los cultivos. Se han publicado estudios que indican que las pérdidas agrícolas ocasionadas por el estrés hídrico son superiores al conjunto de las pérdidas producidas por los restantes tipos de estrés (Turner y Kramer, 1980). La disminución del contenido hídrico en las plantas provoca principalmente, un descenso en la presión hidrostática o turgencia con su consecuente descenso en la tasa de crecimiento.

Los efectos del estrés hídrico están causados por la disminución del agua disponible para las plantas, pero no siempre está causado por la inexistencia de agua, como ocurre en zonas desérticas y áridas. Podemos hallarnos ante el estrés hídrico aun cuando haya agua, incluso más de la que pueda necesitar la planta, pero por varias razones dicha agua no puede llegar a la planta, ya sea por bajas temperaturas (pese a tener agua disponible esta se encuentra congelada) o se deba a los efectos del potencial hídrico.

El agua circula entre dos puntos siempre que su potencial hídrico no sea idéntico entre dichos puntos. El potencial hídrico ( $\Psi$ ) constituye una fuerza de orígenes diversos (osmótica, capilar, etc.) que liga el agua al suelo o a los diferentes tejidos vegetales.

Los especialistas en fisiología vegetal han discutido durante mucho tiempo en términos de presión los movimientos del agua, incluyendo los difusivos. En un sistema particular, el potencial hídrico es la suma algebraica de varios componentes (Taylor y Slatyer, 1961):

$$\Psi = \Psi_p + \Psi_s + \Psi_m + \Psi_g$$

Siendo  $\Psi_p$ ,  $\Psi_s$ ,  $\Psi_m$  y  $\Psi_g$ , respectivamente, componentes debidos a fuerzas de presión, osmótica, mátrica y gravitacional. Dichos potenciales definirán el potencial hídrico resultante, y este, a su vez, determinara el movimiento del agua a través del sistema suelo-planta-atmosfera desde las zonas con mayor potencial hídrico hacia zonas con menor potencial hídrico, tanto entre sistemas como en el interior de la planta. En condiciones normales el potencial hídrico es menor en la planta que en el suelo y por tanto el agua entrará de forma pasiva al interior de la planta a través de las raíces.

Sin embargo, en situaciones de estrés es posible que el potencial hídrico sea menor en el suelo que en la planta y el agua no entrará de forma pasiva a la planta sino que el agua

saldará de la planta hacia el suelo., causando así pérdidas de agua y deshidratación. Posteriormente veremos los mecanismos de respuesta de las plantas frente al estrés hídrico.

Uno de los motivos por el que el potencial hídrico del suelo sea menor que el de la planta es la acumulación de sales en el suelo, o salinización, el segundo de los factores estresantes que vamos a tratar. Desarrollaremos el concepto de estrés salino, los tres componentes del estrés salino, los distintos orígenes de las sales, las zonas del mundo más afectadas y destacaremos la importancia de los hábitats relacionados con las áreas salinas.

**El estrés salino** es el causado por la presencia en el suelo de una elevada concentración de sales que perjudican a la planta. Es uno de los frecuentes estreses abióticos, causa una reducción considerable en el crecimiento y el rendimiento de especies de plantas.

En este caso el estrés salino causa tres principales problemas en la planta (Basra y Basra, 1997):

- La presión osmótica en el suelo es menor que la presión osmótica en la planta, lo que causa una salida del agua de la planta hacia el suelo, causando deshidratación como hemos visto anteriormente. Este efecto es idéntico al causado por la sequía.
- El exceso de sodio dificulta o interrumpe la absorción y movimiento de calcio y potasio en el interior de la planta. Esto causara alteraciones metabólicas.
- El sodio y el cloro pueden tener efectos tóxicos directos en las membranas y los sistemas enzimáticos

Otro efecto secundario del estrés salino es la producción de especies reactivas del oxígeno (ROS), que resultan especialmente destructivas para los lípidos, ácidos nucleicos y proteínas de la planta (Geissler *et al.*, 2010; Kant *et al.*, 2006; Türkan y Demiral, 2009).

Además el sodio también tiene efectos negativos en el suelo ya que degrada su estructura y disminuye la porosidad y permeabilidad.

Hemos visto que el estrés hídrico se debe a la carencia de agua disponible para la planta causada a su vez por, ausencia de precipitaciones, exceso de sales, bajas temperaturas...En este caso el estrés salino se debe a la acumulación de sales, pero de dónde provienen las sales y qué sales tenemos son muchas veces preguntas claves. Por ello vamos a ver el diferente origen de la salinidad y los distintos tipos de sales que se pueden acumular (Tabla 1).

Tabla 1. Distintos orígenes de la salinidad

Origen de la salinidad	Características
Continental	Movilización, redistribución y acumulación de cloruros, sulfatos, bicarbonatos y carbonato sódico en áreas con clima árido o semiárido.
Marinos	Zonas de costa, NaCl de capas freáticas salinas poco profundas, inundaciones o transporte por el viento.
Deltaicos	Mezcla de aguas de múltiples orígenes
Artesianos	Surgencias de aguas freáticas profundas
Antropicos	Uso inadecuado de las aguas de riego

Fuente: Alcaraz Ariza, 2012

De forma natural encontramos salinización por distintos orígenes dando cada uno de ellos un tipo de hábitat único, como veremos más adelante. Sin embargo, debido a la acción humana y la mala gestión de las aguas de riego se está provocando la llamada salinización secundaria. Y que nos está haciendo perder cultivos. En los casos de origen natural el resultado son hábitats de gran interés que en la mayoría de los casos están protegidos. La salinización secundaria, la causada por la mala gestión de las aguas de riego está afectando a suelos que no eran salinos, suelos que no tenían sales, así pues, ¿cómo aparecen pues las sales en esos suelos?

Cuando se riegan los cultivos con agua de no muy buena calidad, es decir agua que porta pequeñas cantidades de sales, que por sí mismas no van a causar daños inmediatos, ocurre lo siguiente. El agua con las pequeñas concentraciones de sales se infiltra en el suelo pero cuando dicha agua empieza a evaporarse solo se evapora el agua pura, quedando las pequeñas cantidades de sales retenidas en el suelo. En zonas con temperaturas elevadas esta evaporación sucede rápidamente, por lo que hay que volver a regar. Tras muchos riegos y al evaporarse el agua, esas pequeñas cantidades de sal, que estaban en bajas concentraciones en el agua de riego, se han acumulado en el suelo, aumentando su cantidad con cada riego hasta estar en concentraciones tan elevadas en el suelo que empiezan a generar problemas de salinidad.

A continuación se muestra en la Tabla 2 la distribución de suelo salino en el mundo, dividiendo según el origen antrópico (salinización secundaria) del natural:

Tabla 2. Superficie afectada por la salinidad en distintas regiones de mundo.

Regiones	Área total	Área afectada por la sal	
	Mha	Mha	%
África	1.899	73	3,4
Asia y Australia	3.107	444	14,3
Europa	2.011	112	3,9
Latinoamérica	2.039	112	5,5
Cercano Este	1.802	106	5,9
Norte América	1.924	20	1,0
Total	12.781	831	6,5
Salinización secundaria mundial por irrigación de cultivos		45,4	20

Fuente: Madhava Rao *et al.*, 2006)

En cuanto a que tipo de sales se acumulan podemos encontrar 4 tipos de acumulaciones (Alcaraz Ariza, 2012):

- Salinización
- Alcalinización
- Solodización
- Sulfato-reducción

Anteriormente hemos hablado de que en las zonas salinas de origen natural se desarrollan hábitats únicos que pese a tener una baja diversidad florística son muy importantes ya que muchos actúan como zonas húmedas. Dunas, marismas, estuarios, acantilados, marjales, saladares interiores, manglares...estos son algunos de los hábitats que se desarrollan en zonas afectadas por el estrés salino. En su mayoría estos enclaves se hallan bajo el amparo de diversas figuras de protección tanto dentro de España: Parques nacionales como el de Doñana, Parques Naturales como l'Albufera, Paraje Natural Municipal como el Clot de Galvany (nuestra zona de estudio); así como fuera de España, el Delta del Danubio, declarado Patrimonio de la Humanidad por la UNESCO.

#### 1.4. Respuestas de las plantas frente al estrés

Las plantas, al tratarse de seres vivos sésiles no tienen la capacidad de huir ante la presencia del estrés, de modo que ante la incapacidad de huir y evitar espacialmente el estrés solo les quedan dos opciones. La primera evitar temporalmente el estrés, es decir, pasar la época del año en la que el estrés está presente en forma de semilla. Pero no todas las plantas pueden hacer esto, solo se puede hacer si la aparición del estrés es cíclica, es decir que siempre llega en el mismo momento, con lo que la planta puede ajustar su ciclo vital a la aparición y desaparición del estrés. Tampoco lo pueden hacer aquellas especies que sean árboles o arbustos, ya que estos no son anuales y pese a que pueden pasar una época ligeramente aletargados no pueden evitar totalmente el estrés. Por tanto ante la imposibilidad de escapar temporalmente al estrés la única opción que le queda a la vegetación es modificarse para vivir en las condiciones de estrés. Sin embargo y aunque comúnmente hablemos de plantas adaptadas hay que definir y diferenciar tres términos relacionados entre sí, respuesta, adaptación y acomodación (García-Ortolá, 2002):

- El término respuesta tiene un significado amplio que incluye a los otros dos conceptos, y se define como cualquier alteración, tanto estructural como funcional, que se produce en las plantas como consecuencia de un estrés.
- El concepto de adaptación hace referencia a aquellas modificaciones que, siendo heredables, aumentan la probabilidad de que una planta sobreviva y se reproduzca en un ambiente particular.
- Por último, se define como acomodación al conjunto de modificaciones transitorias, no heredables, que se producen por exposición a un cambio del medio y resultan positivas para la supervivencia.

#### 1.4.1. Plantas halófitas y glicófitas

Como hemos dicho antes, las plantas pueden adaptarse a las situaciones de estrés para poder sobrevivir y reproducirse en dichos ambientes, de forma que para cada tipo de estrés encontramos unas u otras adaptaciones. En nuestro caso hablaremos de las adaptaciones a los ambientes salinos. Las plantas adaptadas al estrés salino se llaman plantas halófilas, mientras que se denominan glicófitas a las demás plantas que no están adaptadas a vivir en ambientes salinos.

- Las glicofitas por el contrario no son capaces de resistir las sales del suelo en el grado en que lo hacen las halófitas. Normalmente hay una concentración umbral de sal por arriba de la cual las glicófitas empiezan a mostrar signos de inhibición del crecimiento, decoloración de sus hojas y pérdida de materia seca.
- Las halófitas son plantas nativas de suelos salinos y completan su ciclo vital en estos ambientes. Entre las halófitas predominantes en los ecosistemas del litoral ibérico se encuentran principalmente géneros pertenecientes a dos familias: las Plumbagináceas y las Quenopodiáceas (García-Ortola, 2002).

Son plantas que toleran una notable concentración de sales que matarían al 99% de otras especies Y tienen la capacidad de completar su ciclo de vida en una concentración del sal de al menos 200 mM de NaCl en condiciones similares a las que se podrían encontrar en el medio natural (Flowers *et al.*, 1986)

Pero no todas las plantas halófitas se comportan de la misma forma ante la salinidad. Algunas de ellas son capaces de tolerarla, mientras que otras la necesitan para su correcto funcionamiento. Las plantas halófitas se pueden clasificar en varios grupos (Braun-Blanquet, 1979):

- Halófilas obligatorias: necesitan sal. Ejemplos: Plantas de los géneros *Salicornia*, *Suaeda*, *Limonium*, *Atriplex*, *Arthrocnemum*.
- Halófilas preferenciales: prefieren la sal. Ejemplo: *Scirpus maritimus*.
- Halófilas de subsistencia: soportan la sal. Ejemplo: *Phragmites*.

También podemos dividir las según sean exclusivas o inclusivas, es decir si permiten o no la entrada de sales (García-Ortolà, 2002).

- Plantas inclusivas, absorben la sal en grandes cantidades y se almacena en el tallo y las hojas.
- Plantas exclusivas, son aquellas en las que la sal sólo llega a las partes aéreas en pequeñas cantidades.

#### 1.4.2. Mecanismos de respuesta

Dividiremos los mecanismos de respuesta según sean empleados por especies exclusivas o inclusivas (Gracia-Ortolà, 2002).:

**Plantas exclusivas** los mecanismos utilizados son:

- **Selectividad:** Todas las halófitas y algunas glicófitas son capaces de excluir los iones sodio y cloro de su corriente de nutrientes absorbidos. La exclusión de las sales por parte de las raíces se describe habitualmente en términos de sustitución elemental o de selección iónica preferente por el potasio sobre el sodio. Además, las halófitas verdaderas son conocidas por tener raíces con una capa protectora externa y una membrana interna con ceras que filtra las sales efectivamente mientras permite pasar las sales.
- **Compartimentación:** La acumulación o compartimentación del exceso de sales en ciertos órganos de la planta es otro método de exclusión que predomina en el nivel radicular. Como resultado del cierre de los estomas y tasas de transpiración reducidas, muchas halófitas son capaces de confinar el exceso de sales en su extenso sistema radicular y en las partes más bajas del brote con el objetivo de restringir el transporte hacia el resto de la planta.

**Plantas inclusivas** cuyas principales adaptaciones se basan en la eliminación de sal del citosol bien a través de la:

- **Excreción:** Se basa en la secreción de sales a través de poros epidérmicos, glándulas en brotes y hojas de las plantas. Los mecanismos de transporte intercelular movilizan el exceso de iones salinos desde las células de la superficie hacia el exterior de la hoja o tallo dejando unos depósitos de cristales visibles una vez se ha evaporado el agua. Las halófitas más evolucionadas utilizan este mecanismo a menudo para desalinizar sus fluidos internos excretando iones de sodio y cloro en los periodos más críticos de su desarrollo.
- **Dilución:** La sal es almacenada en estructuras suculentas. Los órganos suculentos en las halófitas son las hojas, las cuales siguen teniendo la capacidad fotosintética. La sal penetra en la planta pero, como las hojas se hinchan absorbiendo agua, las concentraciones no aumentan mucho, permitiendo una mayor acumulación de iones tóxicos.

Además de las anteriores adaptaciones para resistir los efectos tóxicos que pueden generar elevadas concentraciones de iones (componente iónico del estrés salino), las plantas tienen que ajustar su potencial hídrico en respuesta a las altas concentraciones de sal (componente osmótico del estrés salino). Este ajuste del potencial hídrico se consigue provocando un descenso en el potencial osmótico intracelular. Dos procesos contribuyen a este descenso: la acumulación de iones en la vacuola y la síntesis de solutos compatibles en el citosol (Flowers y Hall, 1978; Flowers *et al.*, 2008). Este mecanismo es conocido como osmorregulación.

Los mecanismos que pueden usar las plantas para protegerse de los efectos de la salinidad son muchísimos en la siguiente tabla se muestra la gran variedad de mecanismos encontrados tanto en especies típicas de ambientes salinos como en especies cultivadas.



Tabla 3. Variedad de mecanismos de tolerancia a la salinidad (Basra y Basra, 1997):

Planta	Nivel de tolerancia (mM de NaCl)	Mecanismo empleado
Judía	40	Exclusión de Na <sup>+</sup> Retransporte de Na <sup>+</sup> de las hojas a la raíz
Arroz	40	Exclusión de Na <sup>+</sup> y almacenamiento de Na <sup>+</sup> en las hojas viejas
Maíz	60	Exclusión de Na <sup>+</sup>
Trigo	140	Exclusión parcial de Na <sup>+</sup> y almacenamiento en las vacuolas de las hojas
Cebada	200	Absorción controlada de Na <sup>+</sup> y almacenamiento en las vacuolas de las hojas
<i>Diplanchna fusca</i>	313	Absorción controlada de Na <sup>+</sup> y almacenamiento en las vacuolas de las hojas Más glándulas salinas
<i>Atriplex canescens</i> subsp. <i>canescens</i>	350	Absorción controlada de Na <sup>+</sup> y almacenamiento en las vacuolas de las hojas Más vesículas salinas
<i>Distichlis palmeri</i>	600	Absorción controlada de Na y almacenamiento en las vacuolas de las hojas Más glándulas salinas
<i>Atriplex. canescens</i> subsp. <i>linearis</i>	700	Mayor absorción de Na <sup>+</sup> que en subsp. <i>canescens</i>
<i>Salicornia bigelovii</i>	>720	Elevada absorción de Na <sup>+</sup> y succulencia

### 1.5. Osmorregulación y osmolitos

Como se ha visto anteriormente, uno de los tres problemas causados por la salinidad es el aumento del potencial osmótico del suelo, que conlleva una situación de estrés hídrico en la planta. Para evitar que esto pasara y que el agua del suelo fuera accesible para la planta uno de los mecanismos realizados por las plantas adaptadas a ambientes salinos es el ajuste osmótico.

Para que el agua pueda fluir del suelo a las raíces, las raíces deben tener un potencial osmótico menor al del suelo y para conseguir eso acumulan diversos solutos en su interior, este mecanismo es conocido como osmorregulación. Entre los solutos que puede acumular, también llamados solutos compatibles u osmolitos, se encuentran por ejemplo algunas sustancias orgánicas como la glicina betaina, prolina, y otros ácidos orgánicos, o sustancias inorgánicas como  $\text{Cl}^-$ ,  $\text{Na}^+$  o  $\text{K}$  (Buchanan *et al.*, 2000, Flowers y Colmer, 2008)

#### 1.5.1. Glicinabetaina

La glicina betaína es un compuesto cuaternario de amonio que se encuentra presente en bacterias, cianobacterias, algas, animales y varias familias de plantas, pero ausente en cultivos de interés agrícola. Estudios genéticos en plantas y en bacterias han demostrado que la presencia de glicina betaína está correlacionada con la tolerancia al estrés osmótico. La glicina betaína se acumula principalmente en hojas de plantas sometidas a déficit hídrico (Rhodes y Hansom, 1993); además, el tratamiento de plantas de cebada y remolacha con NaCl, induce la acumulación de glicina betaína en hojas y raíces (McCue y Hanson, 1992).

#### 1.5.2. Prolina

La prolina es uno de los 20 aminoácidos constituyentes de las proteínas. Se trata de un aminoácido heterocíclico que forma parte de los aminoácidos con grupos no polares (hidrófobos). A diferencia de los demás aminoácidos, su grupo amino es una amina secundaria en lugar de una amina primaria.

La prolina se encuentra en pequeñas cantidades en las plantas. En situaciones de estrés, se ha encontrado que el contenido de prolina aumenta para actuar como un agente osmótico, protegiendo a la planta de la deshidratación ya que se une por el lugar amino a las proteínas y deja el lugar carboxílico para interactuar y rodearse de moléculas de agua por puentes hidrogeno (Stewart y Lee, 1974)). Muchas especies vegetales acumulan prolina libre en

respuesta a la salinidad, sequía y frío. Se ha sugerido que la prolina participa en múltiples roles en la tolerancia de las plantas al estrés

### 1.6. Relación de los iones analizados con la vegetación

Este apartado se ha obtenido integramenete de la web: <http://www.forest.ula.ve>

#### Cloro (oligoelemento)

El cloro es un elemento esencial para el desarrollo de las plantas superiores y animales superiores, donde actúa en la producción del ácido clorhídrico necesarios para la digestión, estando el cloruro sódico normalmente incluido en su dieta para suplir estas necesidades.

El ión cloruro es un regulador de la presión osmótica y produce el balance de los cationes en la savia celular de las células vegetales. Una de las funciones del  $\text{Cl}^-$  es la de actuar como anión durante los flujos rápidos de  $\text{K}^+$ , contribuyendo así a mantener la turgencia, como en el caso de la distensión de las células guardianes. La pérdida de la turgencia celular es un síntoma de la deficiencia de ión  $\text{Cl}^-$ .

El ión  $\text{Cl}^-$  es esencial en el proceso de la liberación de oxígeno por cloroplastos aislados, en el Fotosistema II de la fotosíntesis.

#### Potasio (macronutriente)

El potasio es uno de los elementos esenciales en la nutrición de la planta y uno de los tres que se encuentra en pequeñas cantidades en los suelos (nitrógeno, fósforo y potasio), limitando el rendimiento de los cultivos. Es el catión celular más abundante con concentraciones de 100 mM o mayores. Se requieren altas concentraciones de potasio para la conformación activa de muchas enzimas que participan en el metabolismo. Son necesarias concentraciones abundantes de  $\text{K}^+$  para neutralizar los aniones solubles y macromoleculares del citoplasma, que tiene pocos cationes orgánicos. De esta manera el  $\text{K}^+$  contribuye bastante con el potencial osmótico. El transporte de potasio puede efectuarse por medio de una ATPasa de la membrana celular, activada por  $\text{Mg}^{2+}$ . El ión  $\text{K}^+$  parece estar implicado en varias funciones fisiológicas como son: transporte en el floema, turgencia de las células guardianes de los estomas, movimientos foliares (nastias) de los pulvínulos y crecimiento celular. De tal manera que, las necesidades nutricionales de  $\text{K}^+$  se centran en cuatro roles bioquímicos y fisiológicos a

saber: activación enzimática, procesos de transporte a través de membranas, neutralización aniónica y potencial osmótico.

El potasio actúa como un cofactor o activador de muchas enzimas del metabolismo de carbohidratos y proteínas.

### **Calcio (macronutriente)**

El calcio  $\text{Ca}^{2+}$  es acumulado por las plantas, especialmente en las hojas donde se deposita irreversiblemente, y es un elemento esencial para el crecimiento de meristemas y particularmente para el crecimiento y funcionamiento apropiado de los ápices radicales. La fracción principal del contenido en  $\text{Ca}^{2+}$  está en las paredes celulares o en las vacuolas y orgánulos como sales de ácidos orgánicos, fosfato o fitato y puede ser especialmente alta en plantas sintetizadoras de oxalato. El oxalato de calcio, es un producto insoluble que se deposita en la vacuola, esto constituye quizás una función antitóxica.

El  $\text{Ca}^{2+}$  tiene la función de impedir daños a la membrana celular, evitando el escape de sustancias intracelulares, cumpliendo un papel estructural al mantener la integridad de la membrana. Se piensa que el calcio actúa como un regulador de la división y extensión celular, a través de la activación de una proteína modulada por  $\text{Ca}^{2+}$  (calmodulina).

El calcio parece actuar modulando la acción de todas las hormonas vegetales, regulando la germinación, el crecimiento y senescencia. Retarda la senescencia y abscisión de hojas y frutos. El ión calcio juega un papel importante en el desarrollo vegetal y regulación metabólica.

El ión calcio libre, se reconoce actualmente como un regulador intracelular importante de numerosos procesos bioquímicos y fisiológicos.

### **Magnesio (macronutriente)**

Las concentraciones de  $\text{Mg}^{2+}$  en tejidos vegetales son variables, pero más bien altas. Más del 70% del magnesio se difunde libremente en la solución celular, aunque puede estar asociado a componentes cargados negativamente, tales como proteínas y nucleótidos a través de enlaces iónicos. Una gran cantidad de magnesio está probablemente enlazada a polifosfatos como el Mg-ATP.

Dependiendo de la abundancia relativa de  $K^+$ , el magnesio puede contribuir a neutralizar los fosfoazúcares, azúcares - nucleótidos, ácidos orgánicos y aminoácidos. La propiedad más importante del  $Mg^{2+}$  es su solubilidad. Su abundancia sugiere una multiplicidad de funciones, principalmente como activador de reacciones enzimáticas. Entre las reacciones en las que participa el  $Mg^{2+}$  están las de transferencia de fosfatos o nucleótidos (fosfatasa, kinasas, ATPasas, sintetasas, nucleótido-transferasas), de grupos carboxilos (carboxilasas, descarboxilasas) y activador de deshidrogenasas, mutasas y liasas.

El magnesio tiene un papel estructural como componente de la molécula de clorofila, es requerido para mantener la integridad de los ribosomas y sin duda contribuye en mantener la estabilidad estructural de los ácidos nucleicos y membranas. El magnesio puede activar a la enzima uniéndose fuera del sitio de unión al substrato. Existen evidencias que los flujos de  $Mg^{2+}$  pueden servir para regular la actividad enzimática, como ocurre con el aumento en la fijación de  $CO_2$  por los cloroplastos, activada por la luz. El bombeo de  $Mg^{2+}$  de los tilacoides hacia el estroma en la luz, sirve como activador de la enzima Ribulosa-bifosfato-carboxilasa-oxigenasa (Rubisco).

### **Sodio**

Hasta ahora hemos visto la importancia de ciertos elementos necesarios para las plantas y que funciones realizan pero el sodio no forma parte de ninguno de los elementos necesarios para las plantas. Todo lo contrario, el sodio actúa como tóxico cuando supera ciertas concentraciones. Es responsable del estrés salino y disminuye el potencial osmótico del suelo.

## **OBJETIVOS**

Como ya hemos mencionado anteriormente, existe un grave problema debido a que las plantas agrícolas, de las que el ser humano depende para obtener alimentos (arroz, trigo, maíz...) y materias primas (madera, caucho, papel...) no están preparadas para poder tolerar situaciones de estrés. Las zonas afectadas por distintos tipos de estrés están avanzando día a día y por esto es necesario conocer como las especies adaptadas a los ambientes estresantes sobreviven y entender los mecanismos que les permiten tolerar el estrés. El conocimiento de estos mecanismos nos permitirá en un futuro modificar las plantas cultivadas para que puedan sobrevivir y dar un rendimiento óptimo en las situaciones de estrés.

El principal objetivo de este estudio es aportar nuevos datos para la comprensión de unos procesos y mecanismos muy complejos que permiten a las especies adaptadas sobrevivir en situaciones de estrés. En concreto en este estudio se aportarán datos relativos al estrés salino.

El estudio se efectuará en una zona salina del Clot de Galvany (provincia de Alicante), se tomarán muestras tanto de suelo como de material vegetal perteneciente a cinco especies con distintos grados de halotolerancia.

### **Objetivos específicos**

- *Caracterizar las distintas zonas de estudio, tanto las características del suelo como de la vegetación.*
- *Determinar el contenido en iones salinos tanto en plantas como en suelo de distintas zonas con distintos niveles de salinidad y distintas épocas del año.*
- *Cuantificación de los niveles de prolina y glicina-betaina.*
- *Correlacionar los resultados obtenidos.*

## **MATERÍAL Y MÉTODOS**



### 3.1. Especies estudiadas

*Arthrocnemum macrostachyum* (Moric.) Moris



Imágenes 1 y 2. Detalle de un tallo y arbusto de *Arthrocnemum macrostachyum*

#### Clasificación taxonómica:

Reino: Plantae  
 División: Magnoliophyta  
 Clase: Magnoliopsida  
 Orden: Caryophyllales  
 Familia: Amaranthaceae  
 Género: *Arthrocnemum*  
 Especie: *Arthrocnemum macrostachyum*

**Nombre común:** Alacranera. Almajo. Garbancillo. Sapina. Solicuernos.

**Distribución general:** Mediterránea

**Hábitat:** Suelos salinos arcillosos y húmedos. Costas rocosas. Este arbusto puede resistir inundaciones esporádicas

**Categoría UICN:** Poco preocupante

**Forma de vida:** Nanofanerófito

**Aparece en las parcelas:** 2, 3 y 4

**Descripción:** Tiene los tallos carnosos y articulados, y las hojas reducidas a pequeñas escamas. Se puede confundir muy fácilmente con *Sarcocornia fruticosa* con la que convive en muchas zonas húmedas de las islas, la reconoceremos porque hace las inflorescencias sobre las ramas de dos años, quedando escondidas dentro de la mata, al contrario *Arthrocnemum macrostachyum* hace las inflorescencias sobre ramas jóvenes y quedan expuestas en la parte superior de la mata.

*Inula crithmoides* L.



Imágenes 3 y 4. Arbusto y detalle de la inflorescencia de *Inula crithmoides*

**Clasificación taxonómica:**

Reino: Plantae  
División: Magnoliophyta  
Clase: Magnoliopsida  
Orden: Asterales  
Familia: Asteraceae  
Género: *Inula*  
Especie: *Inula crithmoides*

**Nombre común:** Salsona.

**Distribución general:** Pluriregional.

**Hábitat:** Zonas litorales de suelos salinos. Arbusto propio de las marismas y costas rocosas.

**Categoría UICN:** Poco preocupante

**Forma de vida:** Caméfita

**Aparece en las parcelas:** 3

**Descripción:** Hojas carnosas, de contorno lineal, a menudo con el ápice con dos o tres dientes. Forma capítulos amarillos durante el verano y otoño, cuando está en flor es inconfundible. Sin estar en flor también es fácil de identificar por la forma de las hojas, no hay ningún otro arbusto parecido en las zonas húmedas.

*Juncus acutus* L.



Imágenes 5 y 6. Detalle de las inflorescencias y arbustos de *Juncus acutus*

**Clasificación taxonómica:**

Reino: Plantae  
División: Magnoliophyta  
Clase: Magnoliopsida  
Orden: Poales  
Familia: Juncaceae  
Género: *Juncus*  
Especie: *Juncus acutus*

**Nombre común:** Junco redondo.

**Distribución general:** Pluriregional.

**Hábitat:** Zonas húmedas y pantanosas.

**Categoría UICN:** Poco preocupante

**Forma de vida:** Caméfito

**Descripción:** es el clásico junco de albufera que forma grandes matas densas con las hojas y tallos punzantes. Lo diferenciamos de *Juncus maritimus* por su inflorescencia compacta con frutos capsulares claramente más grandes que los sépalos (alerta con la subsp. *tommasinii* que tiene las cápsulas pequeñas). Además *Juncus maritimus* es rizomatoso y normalmente forma céspedes, y su inflorescencia es muy laxa.

**Aparece en las parcelas:** 1 y 4

*Juncus maritimus* Lam.



Imágenes 7 y 8. Detalle de las inflorescencias y arbustos de *Juncus maritimus*

**Clasificación taxonómica:**

Reino: Plantae  
División: Magnoliophyta  
Clase: Magnoliopsida  
Orden: Poales  
Familia: Juncaceae  
Género: *Juncus*  
Especie: *Juncus maritimus*

**Nombre común:** Junco marino.

**Distribución general:** Pluriregional.

**Hábitat:** Zonas húmedas, pantanosas y marismas.

**Categoría UICN:** Poco preocupante.

**Forma de vida:** Geófito.

**Descripción:** Es rizomatoso por lo que puede formar céspedes bastante extensos, aunque también lo podemos encontrar aislado. Se puede confundir con *Juncus acutus*, porque las hojas son largas y están endurecidas, por lo que pueden pinchar; pero se diferencia por su estructura rizomatosa y porque la inflorescencia es muy laxa, en lugar de ser densamente compacta como en la otra especie. Florece durante la primavera y el verano.

**Aparece en las parcelas:** 1, 2 y 3

*Sarcocornia fruticosa* (L.) A. J. Scott



Imágenes 9 y 10. Detalle de las inflorescencias y arbustos de *Sarcocornia fruticosa*

**Clasificación taxonómica:**

Reino: Plantae  
 División: Magnoliophyta  
 Clase: Magnoliopsida  
 Orden: Caryophyllales  
 Familia: Amaranthaceae  
 Género: *Sarcocornia*  
 Especie: *Sarcocornia fruticosa*

**Nombre común:** Sosa alacranera.

**Distribución general:** Pluriregional.

**Hábitat:** Saladares abundantes en agua. Costa rocosa.

**Categoría UICN:** Poco preocupante.

**Forma de vida:** Nanofanerófito.

**Descripción:** Arbusto muy ramificado, los tallos jóvenes son carnosos y están articulados en nudos y entrenudos, estos tallos son verdes o adquieren coloraciones rojizas. Por otro lado las hojas están reunidas en pequeñas escamas poco visibles. Las flores se agrupan de tres en tres a cada lado de los nudos de las ramas fértiles, que son las más superiores y por tanto sobresalen por encima del perfil general de la planta. Estas flores son muy pequeñas y poco aparentes, de hecho ocupan, cada una de ellas, una cavidad de los tallos. Esta especie se confunde con *Arthrocnemum macrostachys*, que tiene una morfología extremadamente parecida y que vive en los mismos ambientes; esta especie desarrolla las ramas fértiles sin que sobresalgan del perfil general de la planta.

**Aparece en las parcelas:** 1, 2 y 3

### 3.2. Trabajo de campo

#### 3.2.1. Diseño experimental

Como ya se ha mencionado anteriormente, la zona de estudio es un saladar y el objetivo del presente trabajo es la comparación de los efectos de distintos niveles de salinidad. Por tanto las parcelas experimentales corresponden a zonas con distintos niveles de sales en el suelo, siendo las parcelas 1 y 4 menos salinas que la 2 y 3. Las parcelas se establecen con coordenadas UTM y tienen una dimensión de 30m<sup>2</sup>. La localización de las parcelas se puede ver en la Plano 1 (Anexo Cartográfico).

En cada una de las parcelas se tomarán muestras de suelo y muestras de material vegetal. Se intentará tomar siempre las muestras de suelo del mismo sitio y que sean siempre las mismas plantas muestreadas. Para ellos se marcan los individuos muestreados con material plástico y se realiza un esbozo de donde se toman las muestras de suelo.

En cada parcela de muestreo se tomaran tres muestras compuestas de suelo entre 0 y 15 cm de profundidad. En cuanto al material vegetal, en cada parcela se toman muestras de 3 a 5 individuos para cada especie. La relación de especies por parcela es la siguiente:

Tabla 4. Especies muestreadas por parcela.

	Parcela 1	Parcela 2	Parcela 3	Parcela 4
<i>Arthrocnemum macrostachyum</i>		X	X	
<i>Inula crithmoides</i>			X	
<i>Juncus acutus</i>	X			X
<i>Juncus maritimus</i>	X	X	X	X
<i>Sarcocornia fruticosa</i>	X	X	X	X

### 3.2.2. Muestreo del material

La toma de muestras se realiza de forma estacional, es decir, una muestra por estación. Sin embargo no se muestrea en invierno ya que en dicha época se esperan resultados muy similares al muestreo de otoño. Como la duración del estudio dura un año, se toman 3 muestreos que corresponden a las siguientes fechas:

Muestreo de primavera: 6/4/2011

Muestreo de verano: 26/7/2011

Muestreo de otoño: 24/10/2011

La identificación de las especies vegetales en campo se realiza siguiendo la clave de especies de Mateo y Crespo (2001). Las muestras de material vegetal se toman con unos alicates de poda y se introducen en bolsas de plástico correctamente rotuladas, ej.:

Localización y fecha	<b>El Clot 6/4/2011</b>
Zona (Parcela)	<b>Parcela 1</b>
Especie y nº de individuo	<b>Sf1</b>

Las bolsas se introducen en las mochilas aislantes con con refrigerantes rígidos que permiten conservar el material fresco hasta la llegada al laboratorio.

Por otro lado las muestras de suelo se toman con una pala pequeña y usando un pequeño pico en los casos en los que la tierra está muy dura. Las muestras se almacenan en bolsas resistentes ya que suelen contener raíces y en algún caso piedras que pueden romper las bolsas usadas para el material vegetal. Dichas bolsas se rotulan al igual que en material vegetal de forma clara indicando la procedencia, ej.:

Localización y fecha	<b>El Clot 6/4/2011</b>
Zona (Parcela) y replica	<b>Parcela 1- Muestra 2</b>

### **3.3.Trabajo de laboratorio**

#### **3.3.1. Pretatamiento para el almacenamiento**

Una vez tomadas las muestras y trasladadas al laboratorio estas han sido correctamente almacenadas hasta el momento en que se han utilizado. Dicho pretatamiento se realiza inmediatamente después de que las muestras lleguen al laboratorio de forma que estas se alteren lo menos posible. Al tener dos tipos distintos de muestras, material vegetal y muestras de suelo cada recibe un tratamiento diferente, que se detalla a continuación.

##### **3.3.1.1. Material vegetal**

Las muestras llegan al laboratorio en bolsas de plástico correctamente identificadas. Para los distintos análisis que se van a realizar solo se utiliza hojas y tallos verdes, por tanto deben separarse del resto de material vegetal que se ha recogido en el campo.

El material seleccionado se pesa en una balanza de precisión y se divide en dos lotes diferentes, material fresco y material seco (tomando nota del peso de cada uno):

- Material fresco, el cual debidamente etiquetado se deposita en el congelador a  $-80^{\circ}\text{C}$  donde permanece conservado hasta el momento en que se realizan los análisis de los marcadores bioquímicos (prolina y glicina betaina).
- Material seco, el cual es depositado en estufa a  $65^{\circ}\text{C}$  durante un mínimo de 72 horas, hasta observar que su peso es constante, cuando se tomará nota de dicho peso (peso seco), ya que servirá para la obtención del porcentaje de materia seca. Una vez observado un peso constante dicho material será triturado y almacenado en botes correctamente etiquetados a temperatura ambiente, hasta que se realicen los análisis del contenido iónico.

##### **3.3.1.2. Muestras de suelo**

Por otro lado las muestras de suelo llegan al laboratorio en bolsas identificadas, dichas muestras se depositan en bandejas grandes con papel de filtro y se dejan secar. De esta forma se eliminará parte del contenido de agua de las muestras. Posteriormente y una vez hayan perdido toda el agua se almacenarán en fiambreras correctamente rotuladas.

Para poder efectuar los análisis se deberá triturar el suelo porque al tratarse de una zona tan arcillosa el suelo que se ha dejado secar ha formado conglomerados duros. Para poder almacenarse primero se deben romper con la ayuda de un martillo de goma y un rodillo. Una



vez el suelo está fino se pasara por un tamiz de 2mm con el fin de separar las raíces que pueden haber sido incluidas en la muestra de suelo durante la toma de muestras. La parte que pasa el tamiz se almacena en las fiambreras.

### **3.3.2. Obtención del extracto**

Para poder realizar los análisis del contenido iónico se debe obtener un extracto de la muestra, ya que los iones se van a medir en un líquido. De nuevo y como ya hemos visto antes, al tener muestras de dos tipos la obtención del extracto va a ser diferente. Por tanto veremos por separado la metodología empleada para cada tipo de muestra.

#### **3.3.2.1. Material vegetal**

El método empleado para la obtención del extracto en el material vegetal ha sido el mismo empleado por Weimberg (1987),

#### **Material utilizado:**

- Material vegetal seco
- Balanza analítica
- Baño de agua
- Micropipeta de 5mL
- Bote para muestras
- Gradilla de plástico
- Agua MiliQ
- Embudos
- Papel de filtro

#### **Procedimiento:**

1º Se enciende el baño de agua y se programa a 99ºC.

2º Se rotulan los botes de muestras que se empleen y se introducen en la gradilla.

3º Se pesa en la balanza analítica en un bote para muestras 30mg del triturado homogenizado de cada uno de los individuos de la especie a analizar, hasta alcanzar 150mg.

4º Se añade 5mL de agua MiliQ a cada bote de muestras en la gradilla y se introducen al baño de agua durante 10 minutos.

5º Tras los 10 minutos se sacan con cuidado la gradilla con los botes de muestras y mientras se enfrían se preparan 21 nuevos botes rotulados con el nombre de las muestras y 21 embudos con papel de filtro.

6º Se vierte el contenido de cada bote al embudo y se deja que se filtre, se limpia el bote con 5mL de agua y se vierte el contenido al embudo. Se añaden los últimos 5mL en el embudo dejándolo caer suavemente por las paredes.

7º Se deja que se filtre y una vez recogido todo el extracto se guarda en el congelador hasta que realizarán los análisis.

### **3.3.2.2. Muestras de suelo**

Para las muestras de suelo la obtención del extracto se hace en pasta saturada.

#### **Material utilizado:**

- Vaso de precipitado de 500mL de plástico
- Granatario
- Espátula
- Agua destilada
- Bomba de vacío
- Buchner
- Kitasato
- Filtro de papel
- Vaso de muestras de 80 mL
- Parafilm
- Probetas

#### **Procedimiento:**

1º Se pesan en el granatario en un vaso de precipitados entre 400 y 200 gramos de suelo previamente homogenizado (según la cantidad de suelo disponible).

2º Se añade agua destilada y se mezcla con la espátula hasta obtener la pasta saturada. Dicha cantidad de agua se mide con la probeta y varía de una muestra a otra como se indica en la Tabla 32. Se cubre el vaso de precipitados con parafilm y se deja reposar 24 horas.

3º Transcurridas las 24 horas se retira el parafilm y se comprueba que la textura es adecuada, pudiendo añadir en algunos casos una pequeña cantidad de agua para agilizar el filtrado (unos 10mL)

4º Se filtra al vacío la pasta saturada con el Kitasatos y el Buchner y un filtro de papel. El extracto que pasa el filtro se vierte en un vaso de muestras de 80mL y se anota en él la muestra de la que procede. Dicho bote se dejará en la nevera para evitar la proliferación de algas hasta el momento de la medida.

### 3.3.3. Análisis de osmolitos

#### 3.3.3.1. Glicina betaina

La cuantificación de glicina betaína se ha realizado en las muestras en estado fresco (el material fresco que se separó en la fase del pretratamiento y se almacenó en congelador a -80ºC siguiendo la metodología descrita por Grieve y Grattan (1983) con unas pequeñas modificaciones.

#### Material:

Agua MiliQ

Balanza de precisión

Centrifuga

Embudos de cristal

EppendorfEppendorf de 2mL

Espectrofotómetro

Hielo

Guantes de latex

Lana de vidrio

Micropipetas de 5mL, 2mL, 1mL, 1000µl, 200µL, 100µL, 50 µL, 20µL y 10µL

Morteros

Nitrógeno líquido

Tubos de ensayo de 10mL

Vortex

#### Reactivos:

Potasio yoduro (Panreac, nº CE 231-659-4)

1,2 Dicloretano (Panreac, nº CE 203-458-1)

Ácido clorhídrico 2N (Panreac n °26-36/37/34-45)

Betaina (Sigma CAS 107-43-7)

Yodina (Panreac nº CE 245-711-2)

### Procedimiento:

#### Realización de Curva Patrón para la medición:

1º Colocamos en siete tubos las siguientes concentraciones de glicina betaína de una solución madre de 1 mg/mL.

Tabla 5. Contenido de los tubos de ensayo de la curva patrón

	Betaina $\mu\text{L}$	H <sub>2</sub> O MiliQ $\mu\text{L}$
1	0	400
2	10	390
3	20	380
4	30	370
5	50	350
6	75	325
7	100	300

2º Se añaden a cada tubo 400 $\mu\text{L}$  de HCl 2N y se agitan.

3º Se recogen 200 $\mu\text{L}$  de la mezcla y se añaden 80 $\mu\text{L}$  de I<sub>3</sub>K y se agitan.

4º Se ponen los tubos en baño de hielo durante 90 minutos agitándolos cada 10 minutos aproximadamente.

5º A cada tubo se le añade 800 $\mu\text{L}$  de H<sub>2</sub>O MiliQ y 4mL de 1,2 dicloretano y se agitan durante un minuto en el vortex a velocidad media.

6º Se aspira la fase líquida superior.

7º Se mide la absorbancia de la fase baja orgánica de los tubos a 365nm.

Cada vez que se mide la absorbancia de las muestras, se realiza una nueva recta de calibrado.

**Cuantificación en las muestras:**

1º Se trituran 0,2 gramos de material seco en 4mL de agua destilada en un mortero hasta obtener un polvo fino.

2º Se filtra el homogeneizado con fibra de vidrio.

3º De cada muestra se preparan 2 diluciones:

*1ª dilución: Se cogen 200µL del filtrado y se añade 200 µL de H<sub>2</sub>O destilada ( 2x).*

*2ª dilución: Se cogen 80µL del filtrado y se añade 320µL de H<sub>2</sub>O destilada( 5x).*

4º A cada tubo de las diluciones se le añaden 400µL de HCl 2N y se agitan.

5º De cada tubo se extraen 200µL y se añaden a cada uno 80µL de I<sub>3</sub>K.

6º Se dejan los tubos en baño de hielo durante 90 minutos junto con las muestras de la curva patrón.

7º A cada tubo se le añaden 800µL de H<sub>2</sub>O destilada previamente enfriada en baño de hielo y 4mL de 1,2 dicloroetano (-10º C)

8º Se mezcla en el vortex de 1 a 2 minutos

9º Se aspira la fase líquida superior y se mide la absorbancia de la fase baja orgánica de los tubos a 365nm.

### 3.3.3.2. Prolina

La cuantificación de prolina se ha realizado en las muestras en estado fresco (el material fresco que se separó en la fase del pretratamiento y se almacenó en congelador a  $-80^{\circ}\text{C}$  según la metodología descrita por Bates *et al.* (1973) con unas pequeñas modificaciones.

#### Material:

Agua MiliQ  
Balanza de precisión  
Baño  
Centrifuga  
Embudos de cristal  
Eppendorf de 2mL  
Espectrofotómetro  
Guantes de nitrilo  
Lana de vidrio  
Micropipetas de 5mL, 2mL, 1mL, 1000 $\mu\text{L}$ , 200 $\mu\text{L}$ , 100 $\mu\text{L}$ , 50  $\mu\text{L}$ , 20 $\mu\text{L}$  y 10 $\mu\text{L}$   
Morteros  
Nitrógeno líquido  
Tubos de ensayo de 10mL  
Vortex

#### Reactivos:

Tolueno (CAS Panreac, 108-88-3)  
Ácido acético glacial (Panreac, CAS 64-19-7)  
Ácido ortofosforico 6M: 48 ml de Ácido orto-fosfórico 85% (Panreac, CAS 66-64-38-2) se diluyen en 72mL de agua destilada.  
Disolución de ácido de ninhidrina y acido ortofosfórico 6M en proporción 3:2. Se diluye Ninhidrina (Sigma, CAS 485-47-2) en Ácido acético glacial (Panreac, CAS 64- 19-7) calentando en el baño a  $60^{\circ}\text{C}$  y agitando en el vortex hasta su completa disolución. Posteriormente se le añade ácido ortofosforico 6M. Se guarda en nevera a  $4^{\circ}\text{C}$  hasta su uso, (se mantiene estable durante 24 horas).  
Prolina 2mM: 0,5755 gr de L-prolina (Sigma, CAS 147-85-3) se diluyen en 50 mL de agua destilada dando como resultado 50mL de prolina 100mM, los cuales se diluyen obteniendo prolina 2 mM.

Ácido sulfosalicílico 3%. Se diluyen 3 gramos de ácido 5-sulfosalicílico (Sigma, CAS 5965-83-3) en agua destilada y se enrasa a 100mL.

**Procedimiento:**

**Obtención del Ácido-ninhidrina:**

1º Encender el baño a 60°C.

2º Se pesa la ninhidrina en la balanza de precisión (la cantidad de ninhidrina depende de las muestras a analizar, ver Tabla 6).

3º Se diluye el ácido acético glacial calentado en el baño y agitando en el vortex hasta su total homogenización.

4º Posteriormente se añade el ácido ortofosfórico 6M, agitando hasta su homogenización.

5º Se etiqueta cada muestra y se guarda en la nevera.

Tabla 6. Cantidad de Ninhidrina, AAG y AO que se necesitará para diferentes cantidades de muestras.

	10 medidas	20 medidas	30 medidas
Ninhidrina	0.375g	0.5625g	0.8438g
Ácido acético glacial	9mL	13.5mL	20.25mL
Ácido ortofosfórico	6mL	9mL	13.5mL

Nota: hay que contar también las medidas que se emplearán para la realización de la curva patrón.

**Realización de Curva Patrón para la medición:**

1º Colocamos en siete tubos las siguientes concentraciones de prolina.

Tabla 7. Contenido de los tubos de ensayo de la curva patrón

	Prolina 2mM (µL)	Ácido sulfosalicílico (µL)
1	0	1000
2	5	955
3	12.5	987.5
4	25	975
5	37.5	962.5
6	50	950
7	75	925

2º Se Añaden a cada tubo 1 mL de ácido de ninhidrina y 1 mL de ácido acético glacial.

3º Se tapan los tubos con su correspondiente tapón, se agitan unos segundos en el vortex y se dejam reposar hasta que vayamos a introducirlos en el baño a 100ºC durante 1 hora junto con los extractos.

#### **Extracción de prolina en las muestras:**

1º Se pesan en la balanza de precisión 0,25 gramos de muestra fresca y se anota el peso hasta el tercer decimal.

2º Se ritura el material vegetal en el mortero usando nitrógeno líquido como abrasivo hasta pulverizar.

3º Se añaden 2mL de ácido sulfosalicilico 3%, se homogenizan y se vierten en el eppendorf.

4º Se centrifuga 20 minutos.

5º Se filtra el extracto con lana de vidrio en un embudo que se vierte directamente a un tubo de ensayo.

6º Se ipetea 1mL del extracto y se vierte en un nuevo tubo de ensayo junto con 1mL de ninhidrina y ácido acético glacial.

#### **Cuantificación de prolina en el espectrofotómetro:**

1º Se introducen los tubos de ensayo con las muestras y los de la curva patrón al baño a 100ºC durante 1 hora.

2º Se sacan los tubos del baño y se detiene la reacción depositando los tubos en hielo durante 10 minutos.

3º Se vierte a cada tubo 2mL de tolueno y se agitar en un vortex durante 20 segundos.

4º Se aspirar 1mL de la fase superior (tolueno) y se mide la absorbancia en el espectrofotómetro a 520nm. Se usa para el calibrado el cero de prolina (tubo numero 1).



### 3.3.4. Análisis de contenido en iones

Las mediciones se van a realizar tanto en los extractos del material vegetal como de las muestras de suelo. Se miden distintos tipos de iones y para cada uno de ellos se emplea una metodología.

- Sodio y Potasio: Fotometría de llama
- Calcio y Magnesio: Absorción atómica
- Cloruros: Valoración de Morh

#### 3.3.4.1. Sodio y Potasio

##### Material:

- Espectrofotómetro de llama (Flame photometer PFP 7 JENWAY)
- Vaso de precipitados de 100mL
- Agua destilada
- Extracto de las muestras de suelo
- Extracto del material vegetal
- Matraces de 25mL
- Pipeta de 5mL
- Patrones de sodio (1ppm, 5ppm, 10ppm, 20ppm, 25ppm, 100ppm)

##### Procedimiento:

Antes de comenzar a medir las muestras, hay que calibrar el fotómetro. Para ello se pone en marcha el fotómetro, o espectrofotómetro de llama, siguiendo minuciosamente las instrucciones del aparato y acoplado al fotómetro el filtro correspondiente al potasio, que debe tener una transmisión máxima a 589nm, o ajustando el monocromador del espectrofotómetro para realizar lecturas a 589nm.

1º Se introduce el capilar del fotómetro de llama en la cubeta que contiene agua destilada.

2º Se saca el capilar del fotómetro de llama del agua destilada y se introduce en el patrón de sodio de 100ppm.

3º Se ajusta el aparato para que la lectura de la escala corresponda a 150

4º Se saca el capilar de la solución patrón y se introduce en agua destilada.

5º Se anota la lectura de la escala correspondiente al agua destilada.

6º Se vuelve a pasar por el aparato la solución de 100ppm de sodio y se observa si vuelve a marcar 150. En caso contrario se vuelve a ajustar.

7º Se pasa agua destilada y se observa si el aparato señala la misma lectura que al pasar agua destilada anteriormente.

8º Una vez calibrado se pasan las soluciones de 1, 5, 10, 20 y 25ppm de sodio, en este orden, y se anotan los valores correspondientes de la escala.

Una vez obtenida la recta de calibrado, pasamos a medir las muestras, anotando sus valores. En los casos en que los valores estaban fuera de la recta de calibrado las muestras se diluyen.

Con los valores de las lecturas de los patrones se realiza una recta de calibrado obteniendo así la relación entre el valor de la lectura y la concentración de sodio en la muestra. Aplicando esta ecuación a las lecturas de las muestras se obtienen las concentraciones de las muestras. Una vez conocida la concentración en la muestra se ha tenido en cuenta si dicha muestra se ha diluido o no y según fuera la procedencia (suelo o material vegetal) se han realizado las siguientes operaciones:

Para material vegetal: El valor esta en ppm (mg de sodio/L de extracto)

Para material vegetal: El valor esta como ya hemos dicho e ppm, y las unidades en las que se trabajará es en mmoles sodio/mg material vegetal seco. Ponemos un ejemplo de cómo se realizaría el paso de unidades:

*Arthrocnemum macrostachyum* individuo 1º parcela 3 primavera 2011

Lectura en fotómetro de llama: 300

Recta de calibrado:  $y(\text{señal}) = 1,5386x(\text{concentración}) + 20,382$

$$\text{Concentración de sodio (ppm)} = \frac{(\text{Señal} - 20,382)}{1,5386}$$

$$\text{Concentración de sodio (ppm)} = 182 \text{ mg de } \frac{\text{sodio}}{\text{L de extracto}}$$

Como en nuestro caso tenemos 20mL de extracto la cantidad de sodio que tenemos es de 3.63mg de sodio.

Si tenemos en cuenta la masa molar del sodio (22,98977g/mol), la cantidad de sodio expresada en moles es de 0.158mmoles de sodio/ml de extracto.

Por último, teniendo en cuenta la cantidad exacta pesada en la fase de extracción del extracto (Tabla 37) en este caso: 0.151g de material seco, podemos calcular la cantidad de sodio en la muestra analizada, en este caso de 1.05mmoles de sodio/mg de peso seco.

Este es el procedimiento de cálculo efectuado en Excel para todos los análisis, en cada caso tomando su correspondiente recta de regresión, masa molar y la cantidad exacta pesada en la obtención del extracto.

En cuanto al analítica del potasio se seguirá el mismo proceso cambiando la longitud de onda de a 589nm a 768nm.

#### 3.3.4.2. Calcio y Magnesio

- Fotómetro de absorción atómica (Varian SpectrAA 220)
- Vaso de precipitados de 100mL
- Agua destilada
- Extracto de las muestras de suelo
- Extracto del material vegetal
- Patrones de Sodio (1ppm, 5ppm, 10ppm, 20ppm, 25ppm, 100ppm)
- Micropipetas de 5mL y 1mL

Antes de comenzar a medir las muestras se calibra, el fotómetro de absorción atómica, siguiendo minuciosamente las instrucciones del aparato y seleccionando el elemento que se va a medir (en este caso el calcio).

1º Se introduce el capilar del fotómetro de llama en la cubeta que contiene agua destilada.

2º Se saca el capilar del fotómetro de llama del agua destilada y se introduce en el patrón de calcio de 10ppm y se anota el valor.

3º Se deja pasar el agua destilada unos segundos y se introduce el capilar en el siguiente patrón, 20ppm y de nuevo se anota el valor.

4º Seguimos este procedimiento con los patrones restantes (25ppm). Con estos valores crearemos la recta de calibrado posteriormente.

5º Pasamos las muestras dejando absorber agua destilada para limpiar las impurezas entre una muestra y otra. En caso de que las muestras estén fuera de los valores de la recta de calibrado se deberán diluir.

Con los valores de las lecturas de los patrones se realiza una recta de calibrado obteniendo así la relación entre el valor de la lectura y la concentración de sodio en la muestra. Aplicando esta ecuación a las lecturas de las muestras se obtienen las concentraciones de las muestras. Una vez conocida la concentración en la muestra se ha tenido en cuenta si dicha muestra se ha diluido o no y según fuera la procedencia (suelo o material vegetal) y para llegar a obtener el resultado en las unidades deseadas (mmoles del elemento /mg de planta seca o mg del elemento/L de extracto) se siguen las mismas operaciones que hemos visto anteriormente.

En cuanto a la medición del magnesio los patrones que se han utilizado han sido los de 1, 5, 10 y 20ppm. En este caso y debido al gran número de disoluciones que se prepararon se diluyeron 5mL de muestra en 5 mL de agua destilada (para el suelo) o MiliQ (para las muestras de material vegetal), midiéndose estos 5mL con micropipetas para reducir el posible error.

### 3.3.4.3. Cloruros

#### Material:

- Agua destilada
- Balanza analítica
- Bureta de 50mL
- Cuentagotas
- 3 Erlenmeyers de 250mL
- Guantes
- Matraz aforado de 250mL
- Pipeta de 1mL
- Vasos de precipitados de 100mL

**Reactivos:**

- Disolución 0,04M de  $\text{AgNO}_3$ . Se prepararán 250mL de dicha disolución pesando en la balanza analítica 1,708g de  $\text{AgNO}_3$  sólido y disolviéndolo en agua en un matraz aforado de 250mL.
- Disolución de  $\text{K}_2\text{CrO}_4$  al 5%

**Procedimiento:**

Se utilizarán guantes durante el procedimiento ya que el reactivo  $\text{AgNO}_3$  puede dejar manchas oscuras en la piel.

1º Vertemos la disolución de  $\text{AgNO}_3$  en la bureta y enrasamos a 0mL.

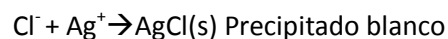
2º Tomamos una cantidad de la muestra y la vertemos en el Erlenmeyer.

Esta cantidad varía entre una muestra y otra ya que se pretende minimizar la cantidad de reactivo de  $\text{AgNO}_3$  empleado. Las cantidades varían entre 2mL de extracto y 1mL de extracto diluido 1:30, es decir 0.033mL de extracto. Se utilizaron los valores del contenido en sodio para estimar la cantidad a añadir de extracto.

3º Añadimos dos gotas de  $\text{K}_2\text{CrO}_4$  al 5% al erlenmeyer y 2 o 3mL de agua destilada para aumentar el volumen y facilitar la mezcla cuando caigan las gotas del  $\text{AgNO}_3$ .

4º Dejamos caer  $\text{AgNO}_3$  poco a poco hasta observar el cambio de tonalidad del amarillo (debido al  $\text{K}_2\text{CrO}_4$ ) al rojo (debido a la formación del  $\text{Ag}_2\text{CrO}_4$ )

Esto nos indicará que ya se ha consumido todos los cloruros ya que las reacciones que se dan son las siguientes:



Cuando se agoten los cloruros se da la siguiente reacción y de ahí el cambio de coloración:



5º Anotamos la cantidad de  $\text{AgNO}_3$  empleado hasta el cambio de color. En ese punto la cantidad de  $\text{AgNO}_3$  en moles es la misma que al de cloruros en la muestra. Por tanto para los cálculos realizaremos esta operación:

$$\text{Cloruros } \left( \frac{\text{mg}}{\text{L}} \right) = \frac{\text{mL de AgNO}_3 \text{ usado} \times \text{Molaridad de AgNO}_3}{\text{mL de extracto}} \times 35.453 \times 1000$$

De esta forma obtenemos los mg/L en el extracto y siguiendo los pasos que ya hemos visto obtendremos los resultados en las unidades deseadas.

## RESULTADO Y DISCURSIÓN

#### 4.1. Tratamientos estadístico

Tras realizar todos los cálculos para obtener las concentraciones de cada sustancia analizada tanto en las muestras vegetales como en las muestras de suelo, se analizan estadísticamente mediante programa Stargraphics Centurion (XVI.I). Con el análisis estadístico pretendemos saber si las diferencias en los valores observados de las distintas parcelas se deben a la aleatoriedad o si realmente estamos observando variaciones estadísticamente significativas, es decir, que las muestras son diferentes. Es tan importante saber si las diferencias observadas son significativas tanto como las agrupaciones que se puedan hacer. Con este fin realizaremos dos pruebas estadísticas, la primero de ellas un análisis de varianza (ANOVA de un factor) y la segunda, la prueba post-hoc de múltiples rangos de Tukey HSD.

Como hemos hecho en varias ocasiones, dividiremos este apartado en dos, un apartado para el análisis estadístico de los resultados del suelo y otro para los resultados del material vegetal. Antes de empezar con los análisis presentaremos las hipótesis de trabajo en este punto:

##### **Para el suelo:**

Como suponemos que cada ion se va acumular de forma distinta en el suelo, nuestro objetivo en este punto es ver si hay diferencias entre las concentraciones de iones, pH y conductividad entre las parcelas y entre las estaciones. Es decir nos hacemos las siguientes preguntas:

¿Hay diferencias estadísticamente significativas entre parcelas en una misma estación?

¿Hay diferencias estadísticamente significativas entre estaciones para una parcelas?

Para responder a estas preguntas se realizan dos baterías de pruebas estadísticas, para la primera cuestión compararemos las 4 parcelas entre sí en cada estación, es decir, parcelas 1, 2, 3 y 4 en primavera; parcelas 1, 2, 3 y 4 en verano y parcelas 1, 2, 3 y 4 en otoño. s. De esta forma podremos establecer si existan diferencias significativas entre las parcelas.

Para la segunda cuestión compararemos los valores de cada parcelas en las distintas estaciones, es decir, primavera, verano y otoño de la parcela 1; verano y otoño de la parcela 2; verano y otoño de la parcela 3 y verano y otoño de la parcela 4. De esa forma comprobaremos las variaciones estacionales de cada parcela y su significado estadístico



**Para las muestra vegetales:**

Suponemos que cada planta se comportará de forma distinta a las demás, sin embargo y debido a que tenemos dos casos de especies de la misma familia (*Juncus acutus-Juncus maritimus* y *Arthrocnemum macrostachyum - Sarcocornia fruticosa*) las compararemos entre sí para ver si existen o no similitudes en cuanto a la acumulación de iones entre estas especies.

Otro de nuestros objetivos es ver si hay variaciones en la acumulación de iones y osmolitos entre parcelas y entre estaciones. Es decir trataremos de responder a las siguientes preguntas:

¿Hay diferencias estadísticamente significativas entre individuos de la misma especie situados en distintas parcelas en una misma estación?

¿Hay diferencias estadísticamente significativas entre individuos de la misma especie situados en la misma parcela a lo largo del año?

Seguiremos el mismo tipo de baterías de pruebas que hemos realizado en las muestras de suelo: una batería de pruebas de las cuatro parcelas en cada estación y otra de las tres estaciones en cada parcela.

## 4.2. Resultados y discusión

### Resultados de los análisis de suelo:

Las muestras de suelo proceden de cuatro parcelas diferentes y se han muestreado en tres períodos de tiempo distintos (primavera, verano y otoño). Para el suelo hemos realizado mediciones de cinco elementos (Sodio, Potasio, Calcio, Magnesio y Cloro), de pH y conductividad.

Sin embargo los resultados del Magnesio no los trataremos estadísticamente debido a que en 2 de las 4 parcelas los valores quedaban muy lejos del rango de medida del equipo y pese a que se realizaron varias disoluciones ninguna de ellas pudo llegar a ser medida.

Se muestra inicialmente los resultados completos en la Tabla 8, posteriormente se muestran los resultados del análisis estadístico.

Tabla 8. Promedios y desviaciones estándar de las muestras de suelo

		Na (mg/L)		K (mg/L)		Ca (mg/L)		Cl (mg/L)		ph		Cond. (mS/cm)	
		Media	D.S.	Media	D.S.	Media	D.S.	Media	D.S.	Media	D.S.	Media	D.S.
Primavera	P1	4,959	10,998	76,878	4,527	1,367	1,704	21,196	40,938	0,120	0,125	1,856	0,299
	P2	540,531	160,030	7858,085	6,579	8,211	3,119	119,105	5415,535	2,015	0,265	29,206	6,476
	P3	41,721	234,911	735,919	19,783	4,255	4,985	75,250	2456,256	0,882	0,559	15,561	2,212
	P4	11,517	69,798	184,985	6,322	1,874	12,904	30,322	1146,253	1,056	0,110	16,783	4,361
Verano	P1	7,069	20,543	98,543	6,642	2,448	0,454	34,455	40,938	0,147	0,185	2,028	0,511
	P2	67,545	42,955	1003,261	11,563	5,700	2,477	83,194	6498,642	1,412	0,087	20,683	6,603
	P3	69,852	63,871	928,951	13,456	7,350	1,297	97,687	0,000	1,292	0,067	17,172	11,162
	P4	22,238	170,696	356,353	11,152	3,095	48,993	50,290	6065,399	5,236	0,372	82,867	25,476
Otoño	P1	3,795	9,835	56,947	0,581	1,597	1,004	23,988	40,938	0,200	0,150	2,917	0,176
	P2	70,085	60,540	1110,935	5,909	5,436	1,899	86,093	4254,360	1,228	0,035	19,322	9,703
	P3	311,063	3524,921	5293,886	0,794	7,048	1,917	122,916	21580,755	1,151	0,091	20,072	8,505
	P4	15,712	172,371	315,623	11,733	2,107	42,279	42,131	5147,079	2,485	0,140	50,644	20,133

En general las mayores acumulaciones son de Cloro, seguidas por Sodio, Potasio y Calcio es el que menores acumulaciones tiene en las muestras de suelo. Estas grandes acumulaciones de cloro y sodio pueden ser observadas en el campo. A simple vista se observan sobretudo en las parcelas 2 y 3 en verano una costra salina que hacía prever unas altísimas concentraciones tanto de Cloro como de Sodio.

Analizando cada elemento por separado Podemos ver como hay una tendencia muy parecida en el Sodio, Potasio y Cloro.

En los tres casos presentas:

- las concentraciones más bajas en las parcelas 1 y 4
- máximos picos de concentraciones son en la parcela 2 en primavera y en al 3 en otoño (otoño-verano en el potasio).

Por el contrario el Calcio presenta los valores más bajos en la Parcela 1 y el pico se localiza en la Parcela 4 en verano.

En cuanto al pH todas las parcelas muestran pH superiores a 7, por tanto hablaremos de suelos básicos. Y en lo que se refiere a la diferencia entre las parcelas, solo se puede ver que la parcela 1 es la que mayor valor de pH presenta mientras que las otras muestras valores muy similares.

Po último la conductividad nos muestra valores muy elevados para las parcelas 2 y 3 en comparación con la 1 y 4. El mayor pico de salinidad se encuentra en la parcela 2 en primavera.

Por otro lado vemos los resultados del análisis estadístico del suelo, se han realizado dos tipos de análisis estadísticos: el primero para observar las diferencias entre las parcelas en cada estación y el segundo para observar las diferencias estacionales de cada una de las parcelas. Es decir en el primero compararemos los valores de las cuatro parcelas para cada estación y en el segundo compararemos los valores de una misma parcela en primavera, verano y otoño. Esto se realizará para cada uno de los análisis (Sodio, Potasio, Calcio, Cloro, pH y conductividad). Los resultados obtenidos nos mostrarán tanto si las diferencias son estadísticamente significativas como las agrupaciones.

Los resultados de los análisis estadísticos realizados para observar las diferencias entre las parcelas para cada estación se muestran en la Tabla 9.

Tabla 9. Resultado del análisis estadístico de las muestras de suelo entre parcelas por estación. Las letras diferentes indican diferencias significativas al nivel de confianza de 95%.

		Primavera	Verano	Otoño	
Na	Diferencia estadísticamente significativa:	si	si	si	
	Agrupaciones	Parcela 1	(a)	(a)	(a)
		Parcela 2	(b)	(b)	(ab)
		Parcela 3	(a)	(b)	(b)
		Parcela 4	(a)	(a)	(a)
K	Diferencia estadísticamente significativa:	si	si	si	
	Agrupaciones	Parcela 1	(a)	(a)	(a)
		Parcela 2	(c)	(bc)	(b)
		Parcela 3	(b)	(c)	(c)
		Parcela 4	(a)	(ab)	(a)
Ca	Diferencia estadísticamente significativa:	si	si	no	
	Agrupaciones	Parcela 1	a	a	a
		Parcela 2	b	ab	a
		Parcela 3	ab	ab	a
		Parcela 4	ab	b	a
Cl	Diferencia estadísticamente significativa:	si	si	si	
	Agrupaciones	Parcela 1	a	a	a
		Parcela 2	b	b	ab
		Parcela 3	a	ab	b
		Parcela 4	a	ab	a
pH	Diferencia estadísticamente significativa:	si	si	si	
	Agrupaciones	Parcela 1	b	b	c
		Parcela 2	a	a	a
		Parcela 3	ab	a	ab
		Parcela 4	ab	a	b
Cond.	Diferencia estadísticamente significativa:	si	si	si	
	Agrupaciones	Parcela 1	a	a	a
		Parcela 2	c	b	b
		Parcela 3	b	b	b
		Parcela 4	a	a	a

Se observa que todas las diferencias son significativas, con excepto a las del calcio en otoño. Por tanto, podemos decir que las muestras de suelo de las parcelas estudiadas son muy diferentes entre sí, y que esa diferencia se mantiene a lo largo del año, tanto en primavera

como en verano y en otoño, y afectan prácticamente a todos los factores analizados en este estudio.

Tabla 10. Resultado del análisis estadístico de las muestras de suelo para observar las diferencias estacionales de cada parcela. Las letras diferentes indican diferencias significativas al nivel de confianza de 95%.

			Parcelas			
			1	2	3	4
Na	Diferencia estadísticamente significativa:		si	si	no	no
	Agrupaciones	Primavera	ab	b	a	a
		Verano	b	a	a	a
		Otoño	a	a	a	a
K	Diferencia estadísticamente significativa:		si	no	si	no
	Agrupaciones	Primavera	a	a	a	a
		Verano	b	a	b	a
		Otoño	a	a	b	a
Ca	Diferencia estadísticamente significativa:		no	no	no	no
	Agrupaciones	Primavera	a	a	a	a
		Verano	a	a	a	a
		Otoño	a	a	a	a
Cl	Diferencia estadísticamente significativa:		no	si	no	no
	Agrupaciones	Primavera	a	b	a	a
		Verano	a	a	a	a
		Otoño	a	a	a	a
pH	Diferencia estadísticamente significativa:		no	no	no	no
	Agrupaciones	Primavera	a	a	a	a
		Verano	a	a	a	a
		Otoño	a	a	a	a
Cond.	Diferencia estadísticamente significativa:		si	si	si	no
	Agrupaciones	Primavera	a	b	a	a
		Verano	b	a	b	a
		Otoño	a	a	c	a

En este caso observamos que en la mayoría de los casos las diferencias no son significativas. En concreto para 16 de los 24 análisis, es decir, para el 67% de los casos. Sin embargo este porcentaje no es el mismo para todos los factores, así observamos que para algunos de los factores como el sodio y el potasio en algunas parcelas hay cambios significativos a lo largo del año mientras que en otras no. El Cloro solo presenta cambios estacionales en la parcela 2. En el caso del Calcio y el pH los cambios estacionales observados no son significativos en ninguna de las parcelas. La conductividad presenta cambios estacionales significativos excepto en la parcela 4.

En resumen, las variaciones entre las parcelas son mucho mayores que las variaciones estacionales.

**Resultados de los análisis del material vegetal:**

El análisis estadístico en el material vegetal se vuelve más complejo debido a dos motivos:

- Para los análisis de suelo teníamos para cada factor de estudio tres estaciones y cuatro parcelas, ahora tenemos para cada factor de estudio tres estaciones cuatro parcelas y cinco especies. De forma que el análisis se realizará por especies.
- Por otro lado tenemos diferente números de repeticiones o individuos: en los análisis químicos (Sodio, Potasio, Calcio, Magnesio y Cloro) tres repeticiones para cada especie mientras que en los bioquímicos (prolina y glicina betaina) un mayor número de repeticiones para cada especie y además ese número es variable. Por tanto los análisis estadísticos se realizarán de forma independiente.

Tal como ya hemos visto antes, se presentan primero los resultados completos (Tabla 11) para posteriormente analizar los resultados del análisis estadístico.



Tabla 11. Promedios y desviaciones estándar de iones de las muestras de plantas

Especie	Época	Parcela	Cl (mmo/g m.s.)		Na (mmo/g m.s.)		K (mmo/g m.s.)		Ca (mmo/g m.s.)		Mg (mmo/g m.s.)	
<i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	1	2	1,614	0,209	0,840	0,038	0,362	0,004	0,063	0,026	0,035	0,005
	1	3	3,224	0,297	1,045	0,041	0,295	0,008	0,033	0,008	0,049	0,003
	1	4	2,149	0,199	1,054	0,007	0,510	0,011	0,025	0,011	0,053	0,004
	2	2	4,888	0,113	1,506	0,007	0,386	0,009	0,122	0,002	0,061	0,009
	2	3	6,538	0,145	1,482	0,098	0,284	0,010	0,304	0,004	0,061	0,003
	2	4	3,720	0,089	1,439	0,460	0,443	0,017	0,284	0,005	0,049	0,001
	3	2	3,656	0,197	1,229	0,210	0,390	0,003	0,063	0,005	0,059	0,002
	3	3	4,780	0,189	1,294	0,011	0,570	0,312	0,260	0,003	0,091	0,002
	3	4	4,304	0,053	1,254	0,049	0,441	0,004	0,131	0,004	0,069	0,003
<i>Inula crithmoides</i>	1	3	8,555	0,308	0,725	0,040	0,363	0,009	0,217	0,007	0,451	0,012
	2	3	5,258	0,222	0,637	0,012	0,303	0,006	0,512	0,004	0,562	0,003
	3	3	8,686	0,177	0,888	0,014	0,276	0,009	0,419	0,003	0,402	0,004
<i>Juncus acutus</i>	1	1	0,896	0,325	0,048	0,010	0,364	0,108	0,045	0,005	0,013	0,006
	1	4	0,827	0,187	0,029	0,022	0,296	0,014	0,074	0,014	0,018	0,003
	2	1	0,552	0,046	0,048	0,040	0,451	0,007	0,371	0,006	0,010	0,005
	2	4	0,281	0,027	0,072	0,008	0,354	0,007	0,252	0,011	0,023	0,002
	3	1	0,522	0,004	0,052	0,008	0,415	0,009	0,317	0,002	0,015	0,002
	3	4	0,524	0,023	0,055	0,013	0,376	0,009	0,152	0,008	0,017	0,002
<i>Juncus maritimus</i>	1	1	0,531	0,035	0,003	0,005	0,331	0,038	0,032	0,007	0,030	0,006
	1	2	0,872	0,111	0,398	0,544	0,288	0,007	0,063	0,009	0,022	0,009
	1	3	0,808	0,005	0,060	0,004	0,315	0,015	0,055	0,013	0,008	0,007
	2	1	0,813	0,033	0,394	0,318	0,561	0,276	0,182	0,004	0,027	0,005
	2	2	0,807	0,005	0,447	0,587	0,367	0,003	0,147	0,001	0,028	0,003
	2	3	0,570	0,065	0,127	0,011	0,374	0,009	0,231	0,004	0,015	0,003
	3	1	0,543	0,006	0,002	0,003	0,372	0,009	0,019	0,002	0,026	0,003
	3	2	0,554	0,078	0,091	0,007	0,303	0,005	0,085	0,004	0,015	0,003
	3	3	0,551	0,020	0,145	0,085	0,356	0,008	0,289	0,004	0,015	0,002

Continuación de la tabla 27

Especie	Época	Parcela	Cl (mmo/g m.s.)		Na (mmo/g m.s.)		K (mmo/g m.s.)		Ca (mmo/g m.s.)		Mg (mmo/g m.s.)	
<i>Sarcocornia fruticosa</i>	1	1	4,323	0,034	0,786	0,042	0,744	0,011	0,214	0,009	0,135	0,011
	1	2	4,843	0,131	1,154	0,116	0,424	0,013	0,112	0,009	0,176	0,008
	1	3	3,266	0,247	1,022	0,019	0,447	0,016	0,042	0,007	0,148	0,003
	1	4	5,548	0,485	1,148	0,005	0,682	0,023	0,051	0,004	0,285	0,010
	2	1	3,209	0,311	1,008	0,195	0,466	0,006	0,071	0,003	0,147	0,006
	2	2	4,291	0,281	1,149	0,045	0,376	0,005	0,076	0,003	0,143	0,004
	2	3	5,206	0,072	1,137	0,157	0,266	0,012	0,016	0,002	0,151	0,003
	2	4	4,219	0,073	1,329	0,014	0,423	0,004	0,045	0,003	0,112	0,007
	3	1	3,209	0,311	1,008	0,195	0,466	0,006	0,071	0,003	0,147	0,006
	3	2	4,277	0,069	1,454	0,486	0,355	0,007	0,241	0,006	0,157	0,004
	3	3	4,229	0,189	1,241	0,102	0,401	0,003	0,153	0,004	0,148	0,002
	3	4	4,875	0,139	1,064	0,017	0,511	0,007	0,003	0,004	0,217	0,003

De los elementos estudiados el que se acumula en mayor medida en las especies es el Cloro, seguido del Sodio, Potasio, Calcio y Magnesio. Esto se corresponde con la misma relación en el suelo, es decir, que los elementos que en mayor concentración están en la planta también lo están en el suelo.

Analizando cada elemento por separado podemos observar las siguientes pautas:

- Sodio:
  - Las mayores acumulaciones se dan en *Arthrocnemum macrostachyum* (verano y otoño) seguido de *Sarcocornia fruticosa* (verano y otoño) en las parcelas 2, 3 y 4. La diferencia de sodio entre las parcelas 2-3 y 4 era mucho mayor en las muestras de suelo que la observada en las plantas. De forma que parece ser que las plantas que acumulan sal acumules siempre la misma cantidad de sodio, aunque haya diferentes cantidades de sodio en el suelo.
  - Los valores más bajos los encontramos en las dos especies del género *Juncus*.

- Por último *Inula crithmoides* presenta valores intermedios.
- Potasio: No se observa ninguna tendencia clara.
- Calcio:
  - Hay una mayor acumulación de calcio en primavera.
  - IC acumula mucho más calcio que las otras especies, presentando un máximo en verano.
- Magnesio:
  - Hay una clarísima tendencia a acumular calcio en la especie *Inula crithmoides*.
  - Por el contrario las dos especies del genero *Juncus* acumulan muy pocas cantidades de Mg, sin embargo y como ya hemos visto anteriormente el *Juncus maritimus* acumulan cantidades de calcio significativamente superiores a *Juncus acutus*.
- Cloro:
  - Valores muy elevados en *Inula crithmoides* (sobre todo en primavera y otoño).
  - Valores bajos en ambas especies del genero *Juncus*.

A continuación se presentan los resultados pertenecientes al análisis estadístico. Se recuerda que al igual que en el suelo se realizan dos bloques de análisis: el primero para observar las diferencias entre parcelas para cada estación y el segundo para observar las variaciones estacionales de cada parcela. A diferencia de los suelos en que estos análisis los realizábamos para cada uno de los elementos, ahora se han efectuado para cada una de las especies. Por esta razón tendremos dos tablas resumen para cada elemento (Sodio, Potasio, Calcio, Magnesio y Cloro, además de las dos para la prolina y la glicina betaina) en la cual observaremos las diferencias entre las especies, en una tabla para las diferencias estacionales y en otra para las diferencias entre parcelas.

Por último realizaremos dos análisis estadísticos en el cual compararemos dos especies en cada uno. En el primero compararemos las especies *Juncus acutus* y *Juncus maritimus* y en el segundo *Arthrocnemum macrostachyum* y *Sarcocornia fruticosa*., ya que son dos grupos de especies que se espera que su comportamiento sea similar ya que cada pareja de especies pertenecen a la misma familia.

**Análisis estadístico para el material vegetal, componentes bioquímicos:**

Empezaremos con los análisis estadísticos de los componentes bioquímicos, en concreto con la prolina. Veremos primero las diferencias en los niveles de prolina de cada especie en cada una de las parcelas para cada estación (Tabla 12). Hay que destacar que la especie *Inula crithmoides* no aparece en este análisis ya que dicha especie solo está presente en una parcela por lo tanto no se puede realizar este tipo de comparaciones. Posteriormente veremos los resultados del análisis estadístico para las variaciones estacionales de los niveles de prolina para cada especie (Tabla 13)

Tabla 12. Resultado del análisis estadístico de la variación de niveles de prolina entre las parcelas para cada estación

		Primavera	Verano	Otoño	
<i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	no	no	si	
	Agrupaciones	Parcela 1	-	-	-
		Parcela 2	a	a	a
		Parcela 3	a	a	a
		Parcela 4	a	a	b
<i>Juncus acutus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	no	no	no	
	Agrupaciones	Parcela 1	a	a	a
		Parcela 2	-	-	-
		Parcela 3	-	-	-
		Parcela 4	a	a	a
<i>Juncus maritimus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	si	si	si	
	Agrupaciones	Parcela 1	b	b	b
		Parcela 2	ab	a	a
		Parcela 3	a	ab	a
		Parcela 4	-	-	-
<i>Sarcocornia fruticosa</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	no	si	no	
	Agrupaciones	Parcela 1	a	b	a
		Parcela 2	a	a	a
		Parcela 3	a	ab	a
		Parcela 4	a	a	a

Vemos que en general los cambios en los niveles de prolina entre parcelas no son significativos, excepto para la especie *Juncus maritimus*. Y de dos casos aislados, *Arthrocnemum macrostachyum* en otoño y *Sarcocornia fruticosa* en verano, cuando las variaciones de los niveles de prolina si son significativos.

Tabla 13. Resultado del análisis estadístico de las variaciones estacionales en cada parcela de los niveles de prolina para cada especie.

		Parcela				
		1	2	3	4	
<i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	-	si	si	si	
	Agrupaciones	Primavera	-	a	b	b
		Verano	-	c	ab	a
		Otoño	-	a	a	a
<i>Inula crithmoides</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	-	-	si	-	
	Agrupaciones	Primavera	-	-	b	-
		Verano	-	-	ab	-
		Otoño	-	-	a	-
<i>Juncus acutus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	no	-	-	no	
	Agrupaciones	Primavera	a	-	-	a
		Verano	a	-	-	a
		Otoño	a	-	-	a
<i>Juncus maritimus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	si	si	no	-	
	Agrupaciones	Primavera	ab	a	a	-
		Verano	a	a	a	-
		Otoño	b	a	a	-
<i>Sarcocornia fruticosa</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	si	no	no	no	
	Agrupaciones	Primavera	b	a	a	a
		Verano	b	a	a	a
		Otoño	a	a	a	a

En el caso de *Arthrocnemum macrostachyum* y de *Inula crithmoides* las variaciones estacionales de prolina son significativas, es decir los niveles de prolina de las distintas parcelas son diferentes según la estación. En el caso de *Juncus acutus* las variaciones estacionales no son significativas en ninguna de las parcelas, mientras que en *Sarcocornia fruticosa* y *Juncus maritimus* estas variaciones son significativas solo en alguna de las parcelas.

A continuación pasamos al segundo componente bioquímico, la glicina betaina, al igual que antes primero veremos las variaciones entre parcelas para cada estación (Tabla 14) y posteriormente las variaciones estacionales (Tabla 15).

Tabla 14. Resultado del análisis estadístico de la variación de niveles de glicina betaina entre las parcelas para cada estación.

		Primavera	Verano	Otoño	
<i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	no	si	si	
	Agrupaciones	Parcela 1	-	-	-
		Parcela 2	a	a	a
		Parcela 3	a	a	a
		Parcela 4	a	b	b
<i>Juncus acutus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	no	no	no	
	Agrupaciones	Parcela 1	a	a	a
		Parcela 2	-	-	-
		Parcela 3	-	-	-
		Parcela 4	a	a	a
<i>Juncus maritimus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	no	si	si	
	Agrupaciones	Parcela 1	a	b	b
		Parcela 2	a		ab
		Parcela 3	a	a	a
		Parcela 4	a	-	-
<i>Sarcocornia fruticosa</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	si	si	si	
	Agrupaciones	Parcela 1	ab	a	a
		Parcela 2	a	b	a
		Parcela 3	ab	b	a
		Parcela 4	b	b	a

Podemos ver como en el caso de *Juncus acutus* no existen diferencias significativas en los niveles de glicina betaina entre parcelas en ninguna de las estaciones, mientras que el caso de *Sarcocornia fruticosa* todas las diferencias observadas son significativas, es decir, que los niveles de glicina betaina si son distintos en cada una de las parcelas. En el caso de *Arthrocnemum macrostachyum* y de *Juncus maritimus* las variaciones en primavera no son significativas mientras que las variaciones en verano y otoño si lo son.

Tabla 15. Resultado del análisis estadístico de las variaciones estacionales en cada parcela de los niveles de glicina betaina para cada especie.

		Parcela				
		1	2	3	4	
<i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Diferencia estadísticamente significativa:		-	si	si	si
	Agrupaciones	Primavera	-	b	b	b
		Verano	-	a	a	a
		Otoño	-	a	a	a
<i>Inula crithmoide</i>	Diferencia estadísticamente significativa:		-	-	no	-
	Agrupaciones	Primavera	-	-	a	-
		Verano	-	-	a	-
		Otoño	-	-	a	-
<i>Juncus acutus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:		si	-	-	no
	Agrupaciones	Primavera	b	-	-	a
		Verano	ab	-	-	a
		Otoño	a	-	-	a
<i>Juncus maritimus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:		si	-	si	-
	Agrupaciones	Primavera	ab	-	b	-
		Verano	b	-	a	-
		Otoño	a	-	a	-
<i>Sarcocornia fruticosa</i>	Diferencia estadísticamente significativa:		si	si	si	si
	Agrupaciones	Primavera	b	ab	b	b
		Verano	a	b	a	a
		Otoño	ab	a	a	a

Se observa que en este caso la mayoría de las variaciones observadas son significativas, excepto en el caso de *Inula crithmoides* y de *Juncus acutus* en la parcela 4. El resto de variaciones entre parcelas para cada estación son significativas para todas las especies.

Concluimos el análisis estadístico de los componentes bioquímicos habiendo observado que los cambios estacionales afectan mucho más el contenido de osmolitos en plantas que la variación entre parcelas. En la mayoría de las especies encontramos los máximos niveles de glicina betaina en primavera, tendencia que no se observa tan claramente en la prolina. En la



variación entre parcelas no se observa una tendencia tan clara en ninguno de los dos osmolitos.

**Análisis estadístico para el material vegetal, componente iónico**

Seguiremos el mismo esquema que hemos usado anteriormente, presentando los resultados para cada uno de los elementos y separados en dos tablas, una que explica la variación entre parcelas para cada estación y otra que explica las variaciones estacionales para cada parcela.

El Sodio (Tablas 16 y 17)

Tabla 16. Resultado del análisis estadístico de la variación de niveles de sodio entre las parcelas para cada estación.

		Primavera	Verano	Otoño	
<i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	si	no	no	
	Agrupaciones	Parcela 1	-	-	-
		Parcela 2	a	a	a
		Parcela 3	b	a	a
		Parcela 4	b	a	a
<i>Juncus acutus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	no	si	no	
	Agrupaciones	Parcela 1	a	b	a
		Parcela 2	-	-	-
		Parcela 3	-	-	-
		Parcela 4	a	a	a
<i>Juncus maritimus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	no	no	si	
	Agrupaciones	Parcela 1	a	a	a
		Parcela 2	a	a	ab
		Parcela 3	a	a	b
		Parcela 4	-	-	-
<i>Sarcocornia fruticosa</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	si	no	no	
	Agrupaciones	Parcela 1	a	a	a
		Parcela 2	b	a	a
		Parcela 3	b	a	a
		Parcela 4	b	a	a

Vemos que excepto casos puntuales las variaciones de niveles de sodio en las especies estudiadas no varían significativamente entre las parcelas.

Tabla 17. Resultado del análisis estadístico de las variaciones estacionales en cada parcela de los niveles de sodio para cada especie.

		Parcela				
		1	2	3	4	
<i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	-	si	si	no	
	Agrupaciones	Primavera	-	a	a	a
		Verano	-	b	c	a
		Otoño	-	b	b	a
<i>Inula crithmoides</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	-	-	si	-	
	Agrupaciones	Primavera	-	-	b	-
		Verano	-	-	a	-
		Otoño	-	-	c	-
<i>Juncus acutus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	no	-	-	si	
	Agrupaciones	Primavera	a	-	-	b
		Verano	a	-	-	a
		Otoño	a	-	-	a
<i>Juncus maritimus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	no	no	no	-	
	Agrupaciones	Primavera	a	a	a	-
		Verano	a	a	a	-
		Otoño	a	a	a	-
<i>Sarcocornia fruticosa</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	no	no	no	si	
	Agrupaciones	Primavera	a	a	a	b
		Verano	a	a	a	c
		Otoño	a	a	a	a

Se puede observar que en la mayoría de los casos las variaciones de los niveles de sodio estacionales no son significativas. Excepto la especie *Inula crithmoides* y *Arthrocnemum macrostachyum* en las demás apenas se observan variaciones significativas.

El Potasio (Tablas 18 y 19)

Tabla 18. Resultado del análisis estadístico de la variación de niveles de potasio entre las parcelas para cada estación.

		Primavera	Verano	Otoño	
<i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	si	si	no	
	Agrupaciones	Parcela 1	-	-	-
		Parcela 2	b	b	a
		Parcela 3	a	a	a
		Parcela 4	c	c	a
<i>Juncus acutus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	no	si	si	
	Agrupaciones	Parcela 1	a	b	b
		Parcela 2	-	-	-
		Parcela 3	-	-	-
		Parcela 4	a	a	a
<i>Juncus maritimus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	no	no	no	
	Agrupaciones	Parcela 1	a	a	a
		Parcela 2	a	a	a
		Parcela 3	a	a	a
		Parcela 4	-	-	-
<i>Sarcocornia fruticosa</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	si	si	si	
	Agrupaciones	Parcela 1	b	d	b
		Parcela 2	a	b	a
		Parcela 3	a	a	b
		Parcela 4	b	c	c

Podemos observar que las variaciones de los niveles de potasio en *Sarcocornia fruticosa* son significativos, es decir que los niveles son distintos en cada parcela, teniendo los niveles máximos en las parcelas 1 y 4. En la especie *Juncus maritimus* no se observa ninguna diferencia significativa y en el caso de *Juncus acutus* y *Arthrocnemum macrostachyum* encontramos diferencias significativas solo en algunas épocas del año. En *Arthrocnemum macrostachyum* de nuevo que los mayores valores se detectan en la parcela 4.

Tabla 19. Resultado del análisis estadístico de las variaciones estacionales en cada parcela de los niveles de potasio para cada especie.

			Parcela			
			1	2	3	4
<i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Diferencia estadísticamente significativa:		-	si	no	si
	Agrupaciones	Primavera	-	a	a	b
		Verano	-	b	a	a
		Otoño	-	b	a	a
<i>Inula crithmoide</i>	Diferencia estadísticamente significativa:		-	-	si	-
	Agrupaciones	Primavera	-	-	c	-
		Verano	-	-	b	-
		Otoño	-	-	a	-
<i>Juncus acutus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:		no	-	-	si
	Agrupaciones	Primavera	a	-	-	a
		Verano	a	-	-	b
		Otoño	a	-	-	b
<i>Juncus martimus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:		no	si	si	-
	Agrupaciones	Primavera	a	a	a	-
		Verano	a	c	a	-
		Otoño	a	b	b	-
<i>Sarcocornia fruticosa</i>	Diferencia estadísticamente significativa:		si	si	si	si
	Agrupaciones	Primavera	c	c	c	a
		Verano	b	b	a	a
		Otoño	a	a	b	a

Se puede observar que en la mayoría de los casos las variaciones de los niveles de potasio estacionales son significativas, excepto en casos puntuales en las especies *Arthrocnemum macrostachyum* y las dos especies de *Juncus*. En general no se observa una tendencia clara de valores máximos.

El Calcio (tablas 20 y 21)

Tabla 20. Resultado del análisis estadístico de la variación de niveles de calcio entre las parcelas para cada estación.

		Primavera	Verano	Otoño	
<i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	no	si	si	
	Agrupaciones	Parcela 1	-	-	-
		Parcela 2	a	a	a
		Parcela 3	a	c	c
		Parcela 4	a	b	b
<i>Juncus acutus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	si	si	si	
	Agrupaciones	Parcela 1	a	b	b
		Parcela 2	-	-	-
		Parcela 3	-	-	-
		Parcela 4	b	a	a
<i>Juncus maritimus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	si	si	si	
	Agrupaciones	Parcela 1	a	b	a
		Parcela 2	b	a	b
		Parcela 3	ab	c	c
		Parcela 4	-	-	-
<i>Sarcocornia fruticosa</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	si	si	si	
	Agrupaciones	Parcela 1	c	c	b
		Parcela 2	b	c	b
		Parcela 3	a	a	ab
		Parcela 4	a	b	a

Se puede observar que en la mayoría de los casos las variaciones de los niveles de calcio de unas especie entre las parcelas son significativas, excepto en la especie *Arthrocnemum macrostachyum* en otoño. En general no se observa una tendencia clara de valores máximos.

Tabla 21. Resultado del análisis estadístico de las variaciones estacionales en cada parcela de los niveles de calcio para cada especie.

		Parcela				
		1	2	3	4	
<i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	-	si	si	si	
	Agrupaciones	Primavera	-	a	a	a
		Verano	-	b	c	c
		Otoño	-	a	b	b
<i>Inula crithmoides</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	-	-	si	-	
	Agrupaciones	Primavera	-	-	a	-
		Verano	-	-	c	-
		Otoño	-	-	b	-
<i>Juncus acutus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	si	-	-	si	
	Agrupaciones	Primavera	a	-	-	a
		Verano	c	-	-	c
		Otoño	b	-	-	b
<i>Juncus maritimus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	si	si	si	-	
	Agrupaciones	Primavera	b	a	a	-
		Verano	a	c	b	-
		Otoño	c	b	c	-
<i>Sarcocornia fruticosa</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	no	si	si	si	
	Agrupaciones	Primavera	a	b	b	b
		Verano	a	a	a	b
		Otoño	a	c	c	a

Se puede observar que en la mayoría de los casos las variaciones de los niveles de calcio estacionales son significativas, excepto en la especie *Sarcocornia fruticosa* en primavera. En la mayoría de los casos encontramos el máximo nivel en el verano excepto en la especie *Sarcocornia fruticosa* que presenta el mínimo en verano.

El Magnesio (Tablas 22 y 23)

Tabla 22. Resultado del análisis estadístico de la variación de niveles de magnesio entre las parcelas para cada estación.

		Primavera	Verano	Otoño	
<i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	si	si	si	
	Agrupaciones	Parcela 1	-	-	-
		Parcela 2	a	b	a
		Parcela 3	b	b	c
		Parcela 4	b	a	b
<i>Juncus acutus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	no	si	no	
	Agrupaciones	Parcela 1	a	a	a
		Parcela 2	-	-	-
		Parcela 3	-	-	-
		Parcela 4	a	b	a
<i>Juncus maritimus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	si	si	si	
	Agrupaciones	Parcela 1	b	b	b
		Parcela 2	ab	b	a
		Parcela 3	a	a	a
		Parcela 4	-	-	-
<i>Sarcocornia fruticosa</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	si	si	si	
	Agrupaciones	Parcela 1	a	b	c
		Parcela 2	b	b	b
		Parcela 3	a	b	a
		Parcela 4	c	a	d

Se puede observar que en la mayoría de los casos las variaciones de los niveles de magnesio de unas especies entre las parcelas son significativas, excepto en la especie *Juncus acutus*. En general en las demás especies las variaciones son todas significativas Sin embargo no se observa una clara tendencia de valores máximos y mínimos.



Tabla 23. Resultado del análisis estadístico de las variaciones estacionales en cada parcela de los niveles de magnesio para cada especie.

		Parcela				
		1	2	3	4	
<i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	-	si	si	si	
	Agrupaciones	Primavera	-	a	a	a
		Verano	-	b	b	a
		Otoño	-	b	c	b
<i>Inula crithmoide</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	-	-	si	-	
	Agrupaciones	Primavera	-	-	b	-
		Verano	-	-	c	-
		Otoño	-	-	a	-
<i>Juncus acutus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	no	-	-	si	
	Agrupaciones	Primavera	a	-	-	ab
		Verano	a	-	-	b
		Otoño	a	-	-	a
<i>Juncus maritimus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	no	no	no	-	
	Agrupaciones	Primavera	a	a	a	-
		Verano	a	a	a	-
		Otoño	a	a	a	-
<i>Sarcocornia fruticosa</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	si	si	no	si	
	Agrupaciones	Primavera	a	c	a	c
		Verano	a	a	a	a
		Otoño	b	b	a	b

Se puede observar que en las especies *Arthrocnemum macrostachyum* y *Inula crithmoides* las variaciones de los niveles de potasio estacionales son significativas, sin embargo no se observa ninguna tendencia de valores máximos. Mientras que en los dos *Juncus* no se encuentran variaciones significativas (excepto *Juncus acutus* en la parcela 4). En cuanto a *Sarcocornia fruticosa* en las parcelas 1, 2 y 4 las diferencias estacionales son significativas y en todos los casos presenta un mínimo en verano.

El Cloro (Tabla 24 y 25)

Tabla 24. Resultado del análisis estadístico de la variación de niveles de cloro entre las parcelas para cada estación.

		Primavera	Verano	Otoño	
<i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	si	si	si	
	Agrupaciones	Parcela 1	-	-	-
		Parcela 2	a	b	a
		Parcela 3	c	c	c
		Parcela 4	b	a	b
<i>Juncus acutus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	no	si	no	
	Agrupaciones	Parcela 1	a	b	a
		Parcela 2	-	-	-
		Parcela 3	-	-	-
		Parcela 4	a	a	a
<i>Juncus maritimus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	si	si	no	
	Agrupaciones	Parcela 1	b	b	a
		Parcela 2	a	b	a
		Parcela 3	a	a	a
		Parcela 4	-	-	-
<i>Sarcocornia fruticosa</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	si	si	si	
	Agrupaciones	Parcela 1	b	a	a
		Parcela 2	bc	b	b
		Parcela 3	a	c	b
		Parcela 4	c	b	c

Se puede observar que en la mayoría de los casos las variaciones de los niveles de cloro de las especie entre las parcelas son significativas, excepto en algunos casos en la especie *Juncus acutus* y en *Juncus maritimus*. En general en las demás especies las variaciones son todas significativas. Sin embargo excepto en la especie *Arthrocnemum macrostachyum* que presenta un máximo claro en verano en todas las parcelas, no se observa una clara tendencia de valores máximos y mínimos.

Tabla 25. Resultado del análisis estadístico de las variaciones estacionales en cada parcela de los niveles de cloro para cada especie.

		Parcela				
		1	2	3	4	
<i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	-	si	si	si	
	Agrupaciones	Primavera	-	a	a	a
		Verano	-	c	c	b
		Otoño	-	b	b	c
<i>Inula crithmoides</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	-	-	si	-	
	Agrupaciones	Primavera	-	-	b	-
		Verano	-	-	a	-
		Otoño	-	-	b	-
<i>Juncus acutus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	no	-	-	si	
	Agrupaciones	Primavera	a	-	-	b
		Verano	a	-	-	a
		Otoño	a	-	-	a
<i>Juncus maritimus</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	si	si	si	-	
	Agrupaciones	Primavera	a	b	a	-
		Verano	b	b	a	-
		Otoño	a	a	b	-
<i>Sarcocornia fruticosa</i>	Diferencia estadísticamente significativa:	si	si	si	si	
	Agrupaciones	Primavera	c	b	a	b
		Verano	a	a	c	a
		Otoño	b	a	b	ab

En todos los casos (excepto *Juncus acutus* en la parcela 1) todas las variaciones estacionales observadas son significativas. Sin embargo en ninguna de las especies se detecta una clara tendencia de máximos y mínimos.

Concluimos este apartado resumiendo que cada uno de los iones se comporta de forma distinta, aunque en general los resultados más significativos se dan en el caso del análisis estacional (72% de los resultados de las ANOVA significativos, frente al 68% en los estudios por parcelas). No se puede encontrar ninguna tendencia clara en muchos casos que muestre que en todas las especies se produce un máximo de acumulación de iones en una de las estaciones o en una parcela en concreto.

**Análisis estadístico para el material vegetal, comparación entre *Juncus acutus* - *Juncus maritimus* y *Arthrocnemum macrostachyum* - *Sarcocornia fruticosa***

Al tratarse de dos especies del mismo género y sabiendo previamente que *Juncus maritimus* tolera mejor la salinidad que *Juncus acutus* comprobamos si los resultados concuerdan con la ecología de las dos especies.

Como se ha visto antes los resultados más significativos se han registrado en relación a la variación estacional.

Como las dos especies solo coinciden en la parcela 1, se efectúa un análisis comparativo de las variaciones del contenido iónico en dicha parcela.

Tabla 26. Análisis comparativo de acumulación de iones entre las dos especies de *Juncus* en la parcela 1.

		Diferencia estadísticamente significativa:	Agrupaciones	
			<i>Juncus acutus</i>	<i>Juncus maritimus</i>
Primavera	Cl	no	a	a
	Na	si	b	a
	K	no	a	a
	Ca	no	a	a
	Mg	si	a	b
Verano	Cl	si	a	b
	Na	no	a	a
	K	no	a	a
	Ca	si	b	a
	Mg	si	a	b
Otoño	Cl	si	a	b
	Na	si	b	a
	K	si	b	a
	Ca	si	b	a
	Mg	si	a	b

Se observa que para todas las estaciones hay una mayor acumulación de magnesio en la especie *Juncus maritimus*. Por otra parte, la acumulación de sodio es mayor en *Juncus acutus* (excepto en verano donde la diferencia no es significativa). Sin embargo aparte de esto no se ve una tendencia clara que indique que una de las dos especies acumule mayores cantidades de iones.

A continuación vemos los resultados de ese mismo análisis realizado para las especies *Arthrocnemum macrostachyum* y *Sarcocornia fruticosa*. En este caso ambas especies coinciden en las parcelas 2, 3 y 4, por tanto realizamos la comparación estacional para cada una de las parcelas y cada uno de los iones.

Tabla 27. Análisis comparativo de acumulación de iones entre las especies *Arthrocnemum macrostachyum* y *Sarcocornia fruticosa* en las parcelas 2, 3 y 4.

		Dif. Estad. Sign.:	Parcela 2		Dif. Estad. Sign.:	Parcela 3		Dif. Estad. Sign.:	Parcela 4	
			<i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	<i>Sarcocornia fruticosa</i>		<i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	<i>Sarcocornia fruticosa</i>		<i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	<i>Sarcocornia fruticosa</i>
Primavera	Cl	si	a	b	no	a	a	si	a	b
	Na	si	a	b	no	a	a	si	a	b
	K	si	a	b	si	a	b	si	a	b
	Ca	si	a	b	no	a	a	si	a	b
	Mg	si	a	b	si	a	b	si	a	b
Verano	Cl	si	b	a	si	b	a	si	a	b
	Na	si	b	a	si	b	a	no	a	a
	K	no	a	a	no	a	a	no	a	a
	Ca	si	b	a	si	b	a	si	b	a
	Mg	si	a	b	si	a	b	si	a	b
Otoño	Cl	si	a	b	si	b	a	si	a	b
	Na	no	a	a	no	a	a	si	b	a
	K	si	b	a	no	a	a	si	a	b
	Ca	si	a	b	si	b	a	si	b	a
	Mg	si	a	b	si	a	b	si	a	b

Comparando ambas especies podemos observar que hay una tendencia idéntica en las parcelas 2 y 3 en verano donde *Arthrocnemum macrostachyum* acumula mayores cantidades de sodio, cloro y calcio que *Sarcocornia fruticosa*. Por otro lado en todas las parcelas y todas las estaciones *Sarcocornia fruticosa* acumula mayores cantidades de magnesio en comparación con *Arthrocnemum macrostachyum*. Como tendencia general en todas las estaciones *Sarcocornia fruticosa* acumula mayores cantidades de iones en comparación con *Arthrocnemum macrostachyum*.

## **CONCLUSIONES**

Tras el análisis de los resultados, hemos llegado a las siguientes conclusiones:

Retomando los resultados del análisis estadístico del suelo, vemos que las diferencias estacionales son mínimas comparadas con las diferencias entre parcelas. Si analizamos estas últimas vemos que claramente tenemos dos tipos de parcelas: las parcelas 1 y 4 presentan concentraciones de sales menores a las 2 y 3. Esto se ve reflejado también en la conductividad, muchísimo mayor en las parcelas 2 y 3 que en las parcelas 1 y 4. Por tanto, podemos decir que uno de los objetivos que era caracterizar las diferencias entre las parcelas se ha cumplido, pues hemos visto diferencias espaciales muy claras entre los dos grupos de parcelas, relacionadas con su localización en el saladar. Las parcelas más salinas son las que se ubican en la zona centrales del saldar, más deprimida y por esto más salina.

Las concentraciones de iones en las plantas no incrementan al aumentar las concentraciones de sales en el suelo, al menos no dentro de las variaciones de concentraciones registrados en este estudio. Por tanto, no se ha encontrado una correlación entre las variaciones de iones en el suelo y las concentraciones de sales en el material vegetal. Esto nos lleva a pensar que más bien cada una de las plantas tiene unos valores de sales que acumula en condiciones de salinidad y por mucho que aumente la concentración de sales en el suelo la planta no continuará absorbiendo sales., incluso en el caso de las especies típicamente acumuladoras

En cuanto a los niveles de prolina no se ha visto un patrón claro de acumulación. Esto recalca lo que ya se ha visto en otros estudios, que el papel de la prolina es muy complejo y puede estar relacionado con otros factores ambientales. Por tanto diferentes condiciones climáticas, especialmente relacionadas con el estrés hídrico (aquí no analizado) pueden afectar a los niveles de prolina dando resultados no esperados. De forma que en este estudio no se ha podido observar una tendencia clara de acumulación de prolina, por lo que consideramos que el papel de este osmolito sigue siendo complejo y difícil de explicar.

Por último en los niveles de glicina betaina las variaciones estacionales son mucho más importantes que las variaciones entre parcelas. Se observan los máximos niveles de glicina betaina en primavera. Curiosamente, esa no es la época en la que mayor es el estrés salino, sino que es en verano cuando menor es el potencial osmótico. Se esperaba que fuese en esa época cuando fuesen mayores las concentraciones de osmolitos. El que las mayores acumulaciones sean en primavera nos lleva a pensar que es en esa época en la que mayor cantidad de agua necesita la planta, ya que en esos meses debe realizar la floración y fructificación y para eso necesita grandes aportaciones de agua. Mientras que en verano

puede quedar aletargada necesitando menor cantidad de agua y por tanto no requiere valores tan elevados de osmolitos.



## **BIBLIOGRAFÍA**

**Libros:**

ASHRAF, M., OZTURK, M y ATHAR, H.M. (2009). *Salinity and Water Stress: Improving Crop Efficiency*. Nueva York: Springer.

BASRA, A.S. y R.K. BASRA, R.K. (1997). *Mechanism of environmental stress resistance in plants*. Países Bajos: Harwood Academic Publishers.

BUCHANAN, B., GRUISSEM, W., y JONES, R.L. (2000). *Biochemistry & molecular biology of plants*. EE.UU. : American Society of Plant Biologists

MADHAVA RAO, K.V., RAGHAVENDRA, A.S. & JANARDHAN REDDY, K. (2006). *Physiology and Molecular Biology of Stress Tolerance in Plants*. Países Bajos: Springer.

ORTOLÀ, A. (2002). *Ecofisiologia vegetal. Introducció a la fisiologia de l'estrés*. Valencia: UPV

TURNER, N.C. Y P. J. KRAMER, P.J. (1980). *Adaptations of plants to water and high temperature stress*. Universidad de Michigan: (eds.).

**Revistas:**

BATES, L.S., WALDREN, R.P. Y TEARE, I.D. (1973). Rapid determination of free proline for whater sress studies. *Plant and Soil* 39, 205-208.

FLOWERS, T.J. Y COLMER T.D. (2008) Salinity tolerance in halophytes. *New Phytologist* 179, 945-963.

FLOWERS, T.J. Y HALL J.L. (1978). Salt tolerance in *Suaeda maritima* (L.) Dum. The effect of sodium chloride on growth and soluble enzymes in a comparative study with *Pisum sativum* L. *Exerimental Botany* 23, 310-321.

GEISSLER, N., HUSSIN, S., KOYRO, H.W.(2010). Elevated atmospheric CO2 concentration enhances salinity tolerance in *Aster tripolium* L. *Planta* 231, 583-594

GRIEVE C.M., GRATTAN S.R. (1983). Rapid assay for determination of water soluble quaternary ammonium compounds. *Plant and Soil*, 70: 303–307.

KANT, S., KANT, P., RAVEH, E., BARAK, S. (2006). Evidence that differential gene expression between the halophyte, *Thellungiella halophila*, and *Arabidopsis thaliana* is responsible for higher levels of the compatible osmolyte proline and tight control of Na uptake in *T. Halophila*. *Plant, Cell and Environment* 29, 1222-1234

LIN, C.C. Y KAO C.H. (2001). Cell wall peroxidase activity, hydrogen peroxide level and NaCl inhibited root growth of rice seedlings. *Plant and Soil* 230, 135-143.

McCUE, K. F. y HANSON, A. D.(1990). Drought and salt tolerance: towards understanding and application. *Trends Biotechnology* 8, 358-362

- WEIMBERG, R. (1987). Solute adjustments in leave of two species of wheat at two different stages of growth in response to salinity. *Physiologia Plantarum* 70, 381–388.
- RHODES D, HANSON A. D. (1993). Quaternary ammonium and tertiary sulfonium compounds in higher-plants. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology* 44, 357-384,
- TAYLOR, S.A. & SLATYER, R.O. (1961). Symposium Plant Water Relations. *Arid Zone Research*, 16, pp.339.
- , I. y DEMIRAL, T. (2009). Recent developments in understanding salinity tolerance. *Environmental and Experimental Botany* 67, 2-9.
- STEWART, G.R. Y LEE, J.A. (2004). The role of proline accumulation in halophytes. *Planta* 120, 178-189
- SOTELO, M.B. *et all.*(2008). *Fisiología del estres ambiental en plantas*. Synthesis (Chihuahua) 48, 1-5

**Otros:**

ALCARAZ, F. (2012). *Manual de teoría y práctica de Geobotánica*. ICE Universidad de Murcia.

**Webs consultadas:**

<http://www.asturnatura.com/>

<http://www.forest.ula.ve>

<http://herbarivirtual.uib.es/cat-med/index.html>

<http://terrasit.gva.es/>

**Fuentes cartográficas usadas:**

"PNOA ©INSTITUTO GEOGRÁFICO NACIONAL DE ESPAÑA - INSTITUT CARTOGRÀFIC VALENCIÀ"

"©INSTITUT CARTOGRÀFIC VALENCIÀ - DIPUTACIÓN PROVINCIAL DE ALICANTE"

## **ANEXOS**

## **ANEXO I: Resultados Completos**

Tabla 28. Nº de muestras de material vegetal destinadas a cada análisis

Época	Parcela	Especie	Nº Muestras			
			Muestras frescas	Glicina Betaina	Prolina	Muestras secas
Primavera 2011	1	Ja	6	5	6	5
	1	Jm	5	5	5	6
	1	Sf	4	4	3	3
	2	Am	5	5	5	5
	2	Jm	5	5	5	5
	2	Sf	4	3	4	4
	3	Am	5	4	5	5
	3	Ic	3	3	3	3
	3	Ja	5	4	5	5
	3	Ja	5	5	5	5
	4	Am	5	5	5	5
	4	Ja	7	4	7	7
	4	Jm	5	5	-	-
	4	Sf	5	5	5	5
Verano 2011	1	Ja	4	4	4	4
	1	Jm	5	5	5	5
	1	Sf	3	3	3	3
	2	Am	4	4	-	4
	2	Jm	5	-	5	5
	2	Sf	5	5	5	5
	3	Am	6	6	5	6
	3	Ic	3	3	3	1
	3	Ja	5	3	5	5
	3	Ja	5	5	5	5
	4	Am	5	5	5	5
	4	Ja	5	5	5	5
	4	Sf	5	5	5	5
Otoño 2011	1	Ja	5	5	5	5
	1	Jm	5	4	5	5
	1	Sf	4	4	4	4
	2	Am	6	6	6	6
	2	Jm	5	4	5	5
	2	Sf	7	7	6	7
	3	Am	5	5	5	5
	3	Ic	3	3	3	3
	3	Jm	5	5	5	5
	3	Sf	6	6	5	6
	4	Am	5	5	5	5
	4	Ja	5	5	5	5
	4	Sf	6	5	6	5

Tabla 29. Nº de muestras de suelo

Época	Parcela	Muestras	Época	Parcela	Muestras	Época	Parcela	Muestras
Primavera 2011	1	3	Verano 2011	1	3	Otoño 2011	1	3
	2	3		2	3		2	3
	3	3		3	3		3	3
	4	3		4	3		4	3

Tabla 30. Peso exacto medido para la realización de los extractos

Especie/parcela	Primavera 2011	Verano 2011	Otoño 2011
Am2	0,15	0,148	0,148
Am3	0,151	0,148	0,148
Am4	0,15	0,15	0,149
Ic3	0,149	0,148	0,148
Ja1	0,148	0,148	0,152
Ja4	0,149	0,152	0,15
Jm1	0,15	0,149	0,148
Jm2	0,148	0,149	0,15
Jm3	0,149	0,149	0,14
Sf1	0,148	0,149	0,147
Sf2	0,148	0,15	0,15
Sf3	0,148	0,152	0,149
Sf4	0,149	0,15	0,148

Tabla 31. Peso exacto y agua añadida para la obtención de los extractos de pasta saturada:

Fecha	Parcela	Muestra	Peso (g)	Agua añadida (mL)
Primavera 2011	1	1	300,18	150
Primavera 2011	1	2	399,98	150
Primavera 2011	1	3	400,4	150
Primavera 2011	2	1	400	165
Primavera 2011	2	2	300,09	150
Primavera 2011	2	3	400,08	165
Primavera 2011	3	1	300,19	140
Primavera 2011	3	2	300,06	125
Primavera 2011	3	3	400,05	190
Primavera 2011	4	1	399,98	150
Primavera 2011	4	2	400,02	140
Primavera 2011	4	3	400,06	140
Verano 2011	1	1	299,97	175
Verano 2011	1	2	300,22	150
Verano 2011	1	3	400,03	175
Verano 2011	2	1	250,13	120
Verano 2011	2	2	400	180
Verano 2011	2	3	400,16	170
Verano 2011	3	1	400,06	170
Verano 2011	3	2	400,04	185
Verano 2011	3	3	300,3	170
Verano 2011	4	1	400,15	150
Verano 2011	4	2	300	125
Verano 2011	4	3	400,03	150
Otoño 2011	1	1	350,01	170
Otoño 2011	1	2	300,03	160
Otoño 2011	1	3	299,99	135
Otoño 2011	2	1	299,95	120
Otoño 2011	2	2	299,99	150
Otoño 2011	2	3	399,98	170
Otoño 2011	3	1	300,01	140
Otoño 2011	3	2	299,91	125
Otoño 2011	3	3	299,99	135
Otoño 2011	4	1	400,06	150
Otoño 2011	4	2	300,15	110
Otoño 2011	4	3	300,03	100



Tabla 32. Resultados completos de las muestras de suelo

Época	Parcela	Na (mg/L)	K (mg/L)	Ca (mg/L)	Cl (mg/L)	ph	Cond. (mS/cm)
1	1	79,69	26,4	3,82	70,906	7,84	1,66
1	1	64,75	19	0,73	70,906	8,07	1,11
1	1	86,19	18,19	1,02	141,812	8,04	1,59
1	2	7988,07	121,9	28,55	56724,8	7,3	156,1
1	2	7906,83	111,59	26,47	60270,1	7,01	152,4
1	2	7679,35	123,83	32,6	67360,7	6,77	165
1	3	1007,16	97,74	21,3	12763,08	7,71	35,4
1	3	598,35	67,47	13,08	8508,72	6,65	39,8
1	3	602,25	60,54	12,3	8508,72	7,49	37,2
1	4	265,58	33,97	31,53	1418,12	7,52	11,69
1	4	145,34	33,97	11,23	2836,24	7,64	5,31
1	4	144,04	23,02	7,58	567,248	7,74	3,35
2	1	119,99	27,21	2,38	212,718	8,19	3,24
2	1	96,59	40,25	1,52	141,812	8,17	2,67
2	1	79,04	35,9	2,18	141,812	7,86	2,22
2	2	1000,66	72,3	18,15	12763,08	7,26	109,9
2	2	961,67	95,33	20,8	17017,44	7,41	118,8
2	2	1047,46	81,96	23,1	25526,16	7,26	105,9
2	3	880,42	84,54	16,07	12763,08	7,53	80,04
2	3	905,12	97,1	16,85	12763,08	7,42	85,1
2	3	1001,31	111,43	18,6	12763,08	7,41	101,4
2	4	317,57	46,69	90,6	12479,456	7,33	27,9
2	4	208,38	41,38	30,47	2268,992	7,85	12,42
2	4	543,1	62,8	127,53	13046,704	7,13	62,2
3	1	64,75	23,34	3,62	141,812	7,94	1,78
3	1	45,9	24,47	3,37	141,812	8,1	1,44
3	1	60,2	24,15	1,77	212,718	7,8	1,53
3	2	1079,95	82,44	17,3	12763,08	7,2	98,7
3	2	1180,7	92,91	21,07	21271,8	7,16	118
3	2	1072,16	82,93	19,6	17017,44	7,13	106,6
3	3	7744,35	122,54	21,75	53179,5	7,18	137,1
3	3	1254,14	122,38	20,48	12763,08	7,21	121,1
3	3	6883,17	123,83	17,98	46088,9	7,35	124,1
3	4	263,63	33,81	39,98	2836,24	7,51	14,86
3	4	175,24	37,03	14,72	1134,496	7,66	8,48
3	4	508,01	55,55	97,23	10777,712	7,38	46,1

Tabla 33. Resultado de las mediciones de glicina betaina y prolina para la especie *Arthrocnemum macrostachyum* (1)

Época	Parcela	Especie	Prolina ( $\mu\text{mol/g m.s.}$ )	Época	Parcela	Especie	Glicina betaina ( $\mu\text{mol/g m.s.}$ )
1	2	1	2,102	1	2	1	558,556
1	2	1	3,284	1	2	1	732,988
1	2	1	1,078	1	2	1	562,267
1	2	1	1,238	1	2	1	671,133
1	2	1	0,811	1	2	1	505,360
1	3	1	0,719	1	3	1	442,774
1	3	1	1,630	1	3	1	658,929
1	3	1	1,357	1	3	1	668,567
1	3	1	0,520	1	3	1	588,713
1	3	1	0,896	1	4	1	532,265
1	4	1	1,888	1	4	1	473,063
1	4	1	1,255	1	4	1	832,404
1	4	1	1,849	1	4	1	693,349
1	4	1	0,713	1	4	1	811,752
1	4	1	1,464	2	2	1	145,051
2	2	1	0,288	2	2	1	149,195
2	2	1	0,216	2	2	1	196,847
2	2	1	0,772	2	2	1	169,913
2	2	1	0,510	2	3	1	208,370
2	3	1	0,682	2	3	1	374,598
2	3	1	1,418	2	3	1	131,995
2	3	1	0,852	2	3	1	145,473
2	3	1	0,471	2	3	1	91,561
2	3	1	0,607	2	3	1	154,458
2	4	1	0,831	2	4	1	411,908
2	4	1	0,717	2	4	1	305,207
2	4	1	0,564	2	4	1	305,207
2	4	1	0,430	2	4	1	283,867
2	4	1	1,203	2	4	1	386,300
3	2	1	0,326	3	2	1	202,534
3	2	1	0,529	3	2	1	132,133
3	2	1	0,445	3	2	1	66,133
3	2	1	0,397	3	2	1	211,334
3	2	1	0,250	3	2	1	206,934
3	2	1	0,225	3	2	1	176,133
3	3	1	0,263	3	3	1	98,813
3	3	1	0,406	3	3	1	186,460
3	3	1	0,256	3	3	1	140,731
3	3	1	0,316	3	3	1	125,488
3	3	1	0,330	3	3	1	144,541
3	4	1	0,371	3	4	1	277,918
3	4	1	0,559	3	4	1	144,541
3	4	1	1,340	3	4	1	319,836
3	4	1	0,566	3	4	1	201,703
3	4	1	0,766	3	4	1	262,675

Tabla 34. Resultado de las mediciones de glicina betaina y prolina para la especie *Inula crithmoides* (2) y *Juncus acutus*(3)

Época	Parcela	Especie	Prolina ( $\mu\text{mol/g m.s.}$ )	Época	Parcela	Especie	Glicina betaina ( $\mu\text{mol/g m.s.}$ )
1	3	2	2,238	1	3	2	123,635
1	3	2	2,170	1	3	2	185,591
1	3	2	1,488	1	3	2	96,100
2	3	2	1,128	2	3	2	86,601
2	3	2	0,889	2	3	2	86,601
2	3	2	1,520	2	3	2	84,804
3	3	2	0,316	3	3	2	96,867
3	3	2	0,324	3	3	2	143,067
3	3	2	1,064	3	3	2	147,467
1	1	3	0,652	1	1	3	16,979
1	1	3	0,957	1	1	3	4,361
1	1	3	1,902	1	1	3	15,433
1	1	3	3,528	1	1	3	15,247
1	1	3	0,850	1	1	3	16,423
1	1	3	1,572	1	4	3	13,534
1	4	3	0,506	1	4	3	8,302
1	4	3	1,646	1	4	3	8,784
1	4	3	2,135	1	4	3	8,784
1	4	3	1,318	2	1	3	7,467
1	4	3	1,713	2	1	3	9,124
1	4	3	1,662	2	1	3	5,809
1	4	3	1,250	2	1	3	14,097
2	1	3	0,596	2	4	3	2,275
2	1	3	0,834	2	4	3	3,352
2	1	3	0,820	2	4	3	7,082
2	1	3	1,128	2	4	3	7,496
2	4	3	0,893	2	4	3	10,397
2	4	3	0,953	3	1	3	8,238
2	4	3	1,270	3	1	3	9,710
2	4	3	1,099	3	1	3	4,191
2	4	3	1,148	3	1	3	5,295
3	1	3	0,499	3	1	3	5,663
3	1	3	0,521	3	4	3	3,733
3	1	3	0,542	3	4	3	10,778
3	1	3	0,580	3	4	3	11,192
3	1	3	0,688	3	4	3	16,579
3	4	3	0,462				
3	4	3	0,591				
3	4	3	1,914				
3	4	3	0,825				
3	4	3	0,690				

Tabla 35. Resultado de las mediciones de glicina betaina y prolina para la especie *Juncus maritimus* (4)

Época	Parcela	Especie	Prolina ( $\mu\text{mol/g m.s.}$ )	Época	Parcela	Especie	Glicina betaina ( $\mu\text{mol/g m.s.}$ )
1	1	4	2,959	1	1	4	11,969
1	1	4	2,924	1	1	4	15,928
1	1	4	3,573	1	1	4	12,959
1	1	4	2,072	1	1	4	7,701
1	1	4	1,025	1	1	4	16,732
1	2	4	2,724	1	2	4	9,309
1	2	4	0,368	1	2	4	20,938
1	2	4	1,067	1	2	4	7,454
1	2	4	2,178	1	2	4	9,557
1	2	4	0,338	1	2	4	2,814
1	3	4	0,226	1	3	4	14,911
1	3	4	1,092	1	3	4	9,748
1	3	4	1,882	1	3	4	18,628
1	3	4	0,652	1	3	4	12,570
1	3	4	0,504	1	3	4	14,153
2	1	4	0,989	1	4	4	13,534
2	1	4	0,930	1	4	4	8,302
2	1	4	1,806	1	4	4	8,784
2	1	4	1,473	1	4	4	8,784
2	1	4	2,176	1	4	4	13,947
2	2	4	0,295	2	1	4	12,712
2	2	4	0,615	2	1	4	21,171
2	2	4	0,425	2	1	4	21,940
2	2	4	0,385	2	1	4	11,174
2	2	4	0,287	2	1	4	15,019
2	3	4	1,412	2	3	4	5,048
2	3	4	0,956	2	3	4	6,342
2	3	4	0,394	2	3	4	7,204
2	3	4	0,598	3	1	4	6,766
2	3	4	1,185	3	1	4	5,295
3	1	4	5,098	3	1	4	8,238
3	1	4	4,057	3	1	4	12,285
3	1	4	2,695	3	2	4	6,398
3	1	4	2,710	3	2	4	7,870
3	1	4	4,196	3	2	4	5,663
3	2	4	0,388	3	2	4	4,927
3	2	4	0,262	3	3	4	4,853
3	2	4	0,293	3	3	4	5,293
3	2	4	0,352	3	3	4	3,049
3	2	4	0,293	3	3	4	4,413
3	3	4	0,289	3	3	4	4,853
3	3	4	0,311				
3	3	4	0,318				
3	3	4	0,277				
3	3	4	0,323				

Tabla 36. Resultado de las mediciones de glicina betaina y prolina para la especie *Sarcocornia fruticosa* (5)

Época	Parcela	Especie	Prolina ( $\mu\text{mol/g m.s.}$ )	Época	Parcela	Especie	Glicina betaina ( $\mu\text{mol/g m.s.}$ )
1	1	5	0,876	1	1	5	319,793
1	1	5	1,208	1	1	5	751,545
1	1	5	0,850	1	1	5	297,525
1	2	5	0,564	1	1	5	283,917
1	2	5	0,634	1	2	5	382,886
1	2	5	0,871	1	2	5	270,309
1	2	5	0,523	1	2	5	220,824
1	3	5	1,335	1	3	5	390,456
1	3	5	0,539	1	3	5	416,615
1	3	5	0,642	1	3	5	540,526
1	3	5	0,949	1	3	5	434,513
1	3	5	0,567	1	3	5	376,688
1	4	5	1,068	1	4	5	604,121
1	4	5	1,131	1	4	5	630,311
1	4	5	0,479	1	4	5	636,131
1	4	5	0,501	1	4	5	614,791
1	4	5	0,565	1	4	5	679,781
2	1	5	0,777	2	1	5	33,890
2	1	5	1,275	2	1	5	39,494
2	1	5	0,811	2	1	5	42,081
2	2	5	0,637	2	2	5	244,278
2	2	5	0,820	2	2	5	251,968
2	2	5	0,461	2	2	5	367,320
2	2	5	0,427	2	2	5	313,489
2	2	5	0,695	2	2	5	382,700
2	3	5	0,802	2	3	5	221,848
2	3	5	0,715	2	3	5	352,135
2	3	5	0,652	2	3	5	158,951
2	3	5	0,675	2	3	5	235,326
2	3	5	0,651	2	3	5	158,951
2	4	5	0,610	2	4	5	356,423
2	4	5	0,683	2	4	5	296,671
2	4	5	0,591	2	4	5	407,640
2	4	5	0,565	2	4	5	411,908
2	4	5	0,583	2	4	5	253,991
3	1	5	0,344	3	1	5	180,872
3	1	5	0,276	3	1	5	161,647
3	1	5	0,579	3	1	5	142,422
3	1	5	0,289	3	1	5	134,731
3	2	5	0,746	3	2	5	101,333
3	2	5	0,501	3	2	5	154,133
3	2	5	0,406	3	2	5	114,533
3	2	5	0,457	3	2	5	224,534
3	2	5	0,418	3	2	5	136,533
3	2	5	0,544	3	2	5	303,734

Continuación tabla 36.

Época	Parcela	Especie	Prolina ( $\mu\text{mol/g m.s.}$ )	Época	Parcela	Especie	Glicina betaina ( $\mu\text{mol/g m.s.}$ )
3	3	5	0,707	3	2	5	206,934
3	3	5	0,584	3	3	5	114,056
3	3	5	4,726	3	3	5	209,324
3	3	5	0,541	3	3	5	159,784
3	3	5	0,412	3	3	5	220,756
3	4	5	0,353	3	3	5	140,731
3	4	5	0,464	3	3	5	182,649
3	4	5	0,400	3	4	5	178,838
3	4	5	0,406	3	4	5	228,378
3	4	5	0,681	3	4	5	163,595
				3	4	5	258,864
				3	4	5	384,618
				3	4	5	262,675

Tabla 37. Resultados de los análisis de contenido iónico en las especies *Arthrocnemum macrostachyum* (1) y *Inula crithmoides* (2)

Época	Parcela	Especie	Cl (mmol/g m.s.)	Na (mmol/g m.s.)	K (mmol/g m.s.)	Ca (mmol/g m.s.)	Mg (mmol/g m.s.)
1	2	1	1,830	0,797	0,365	0,066	0,038
1	2	1	1,600	0,869	0,358	0,035	0,037
1	2	1	1,412	0,854	0,363	0,087	0,029
1	3	1	3,179	1,047	0,303	0,033	0,050
1	3	1	3,541	1,003	0,287	0,041	0,051
1	3	1	2,953	1,084	0,296	0,025	0,045
1	4	1	2,133	1,046	0,498	0,029	0,057
1	4	1	2,356	1,060	0,512	0,012	0,049
1	4	1	1,958	1,055	0,520	0,033	0,054
2	2	1	4,865	1,508	0,385	0,120	0,063
2	2	1	4,789	1,498	0,378	0,124	0,069
2	2	1	5,011	1,512	0,395	0,121	0,052
2	3	1	6,486	1,523	0,283	0,300	0,063
2	3	1	6,426	1,554	0,294	0,305	0,058
2	3	1	6,702	1,370	0,275	0,307	0,062
2	4	1	3,733	1,182	0,456	0,288	0,050
2	4	1	3,625	1,164	0,423	0,279	0,047
2	4	1	3,802	1,970	0,449	0,284	0,049
3	2	1	3,784	1,263	0,387	0,064	0,057
3	2	1	3,756	1,005	0,390	0,058	0,061
3	2	1	3,429	1,420	0,392	0,068	0,058
3	3	1	4,912	1,290	0,388	0,259	0,089
3	3	1	4,865	1,307	0,392	0,264	0,094
3	3	1	4,563	1,286	0,930	0,258	0,091
3	4	1	4,295	1,224	0,441	0,130	0,066
3	4	1	4,361	1,227	0,445	0,127	0,072
3	4	1	4,256	1,310	0,437	0,135	0,069
1	3	2	8,591	0,739	0,363	0,211	0,438
1	3	2	8,230	0,680	0,354	0,225	0,463
1	3	2	8,843	0,756	0,371	0,214	0,452
2	3	2	5,405	0,648	0,296	0,510	0,563
2	3	2	5,003	0,640	0,304	0,517	0,558
2	3	2	5,365	0,624	0,309	0,510	0,564
3	3	2	8,649	0,885	0,276	0,416	0,401
3	3	2	8,879	0,875	0,284	0,419	0,406
3	3	2	8,531	0,903	0,267	0,421	0,398

Tabla 38. Resultados de los análisis de contenido iónico en las especies *Juncus acutus* (3) y *Juncus maritimus* (4)

Época	Parcela	Especie	Cl (mmol/g m.s.)	Na (mmol/g m.s.)	K (mmol/g m.s.)	Ca (mmol/g m.s.)	Mg (mmol/g m.s.)
1	1	3	0,811	0,044	0,359	0,043	0,012
1	1	3	1,255	0,059	0,475	0,050	0,008
1	1	3	0,623	0,041	0,259	0,041	0,019
1	4	3	0,805	0,029	0,310	0,077	0,017
1	4	3	0,652	0,007	0,281	0,059	0,021
1	4	3	1,025	0,050	0,296	0,087	0,016
2	1	3	0,541	0,044	0,452	0,367	0,014
2	1	3	0,602	0,090	0,457	0,378	0,004
2	1	3	0,512	0,010	0,443	0,369	0,012
2	4	3	0,263	0,073	0,353	0,252	0,022
2	4	3	0,312	0,064	0,348	0,263	0,025
2	4	3	0,268	0,080	0,362	0,241	0,022
3	1	3	0,526	0,051	0,415	0,317	0,016
3	1	3	0,523	0,060	0,406	0,319	0,017
3	1	3	0,518	0,045	0,424	0,316	0,013
3	4	3	0,533	0,055	0,378	0,155	0,016
3	4	3	0,541	0,067	0,384	0,158	0,017
3	4	3	0,498	0,042	0,367	0,143	0,019
1	1	4	0,565	0,000	0,343	0,031	0,030
1	1	4	0,496	0,009	0,362	0,025	0,024
1	1	4	0,533	0,000	0,289	0,039	0,035
1	2	4	0,811	0,098	0,282	0,054	0,028
1	2	4	1,000	0,070	0,296	0,072	0,025
1	2	4	0,805	1,026	0,286	0,064	0,012
1	3	4	0,805	0,055	0,324	0,066	0,016
1	3	4	0,806	0,060	0,298	0,041	0,005
1	3	4	0,814	0,064	0,324	0,058	0,002
2	1	4	0,805	0,052	0,397	0,182	0,027
2	1	4	0,785	0,680	0,406	0,186	0,031
2	1	4	0,850	0,450	0,879	0,179	0,022
2	2	4	0,805	0,139	0,370	0,149	0,029
2	2	4	0,803	0,079	0,364	0,146	0,031
2	2	4	0,812	1,124	0,367	0,147	0,025
2	3	4	0,645	0,128	0,371	0,231	0,017
2	3	4	0,537	0,115	0,384	0,235	0,012
2	3	4	0,528	0,137	0,367	0,228	0,015
3	1	4	0,541	0,002	0,370	0,019	0,026
3	1	4	0,539	0,000	0,381	0,017	0,024
3	1	4	0,550	0,005	0,364	0,021	0,029
3	2	4	0,533	0,093	0,303	0,089	0,017
3	2	4	0,640	0,084	0,298	0,081	0,015
3	2	4	0,489	0,097	0,307	0,086	0,012
3	3	4	0,571	0,116	0,357	0,289	0,016
3	3	4	0,532	0,241	0,364	0,293	0,016
3	3	4	0,549	0,078	0,348	0,285	0,012



Tabla 39. Resultados de los análisis de contenido iónico en las especies *Sarcocornia fruticosa* (5)

Época	Parcela	Especie	Cl (mmol/g m.s.)	Na (mmol/g m.s.)	K (mmol/g m.s.)	Ca (mmol/g m.s.)	Mg (mmol/g m.s.)
1	1	5	4,324	0,793	0,734	0,212	0,137
1	1	5	4,356	0,823	0,756	0,224	0,124
1	1	5	4,289	0,741	0,741	0,207	0,145
1	2	5	4,962	1,179	0,423	0,112	0,175
1	2	5	4,703	1,256	0,438	0,103	0,169
1	2	5	4,865	1,028	0,412	0,121	0,184
1	3	5	3,243	1,042	0,445	0,041	0,145
1	3	5	3,031	1,003	0,432	0,035	0,152
1	3	5	3,524	1,021	0,464	0,049	0,148
1	4	5	5,695	1,152	0,687	0,053	0,288
1	4	5	5,006	1,143	0,657	0,046	0,294
1	4	5	5,943	1,149	0,702	0,054	0,274
2	1	5	3,221	0,993	0,471	0,074	0,148
2	1	5	2,892	0,820	0,459	0,068	0,140
2	1	5	3,514	1,210	0,468	0,071	0,152
2	2	5	4,267	1,103	0,371	0,074	0,144
2	2	5	4,023	1,152	0,376	0,079	0,147
2	2	5	4,584	1,193	0,382	0,075	0,139
2	3	5	5,263	1,208	0,267	0,018	0,148
2	3	5	5,230	1,245	0,254	0,014	0,154
2	3	5	5,125	0,957	0,278	0,015	0,152
2	4	5	4,267	1,318	0,424	0,048	0,113
2	4	5	4,135	1,324	0,426	0,043	0,119
2	4	5	4,256	1,345	0,418	0,045	0,105
3	1	5	3,810	1,056	0,412	0,245	0,183
3	1	5	3,905	1,235	0,416	0,253	0,186
3	1	5	3,798	0,845	0,409	0,024	0,179
3	2	5	4,213	1,197	0,356	0,240	0,157
3	2	5	4,350	1,150	0,362	0,247	0,161
3	2	5	4,267	2,014	0,348	0,236	0,154
3	3	5	4,295	1,224	0,397	0,156	0,145
3	3	5	4,015	1,350	0,403	0,148	0,150
3	3	5	4,376	1,148	0,402	0,155	0,148
3	4	5	4,865	1,072	0,513	0,000	0,219
3	4	5	4,741	1,076	0,504	0,007	0,213
3	4	5	5,019	1,045	0,517	0,002	0,218

## **ANEXO III: Fotografías de la zona de estudio**



Imágenes 11 y 12. Fotografías de la depresión central inundada en hibierno (tomadas el día 1/3/2012)



Imagen 13. Fotografía de la comunidad de *Sarcocornia fruticosa* y *Arthrocnemum macrostachyum* inundadas.

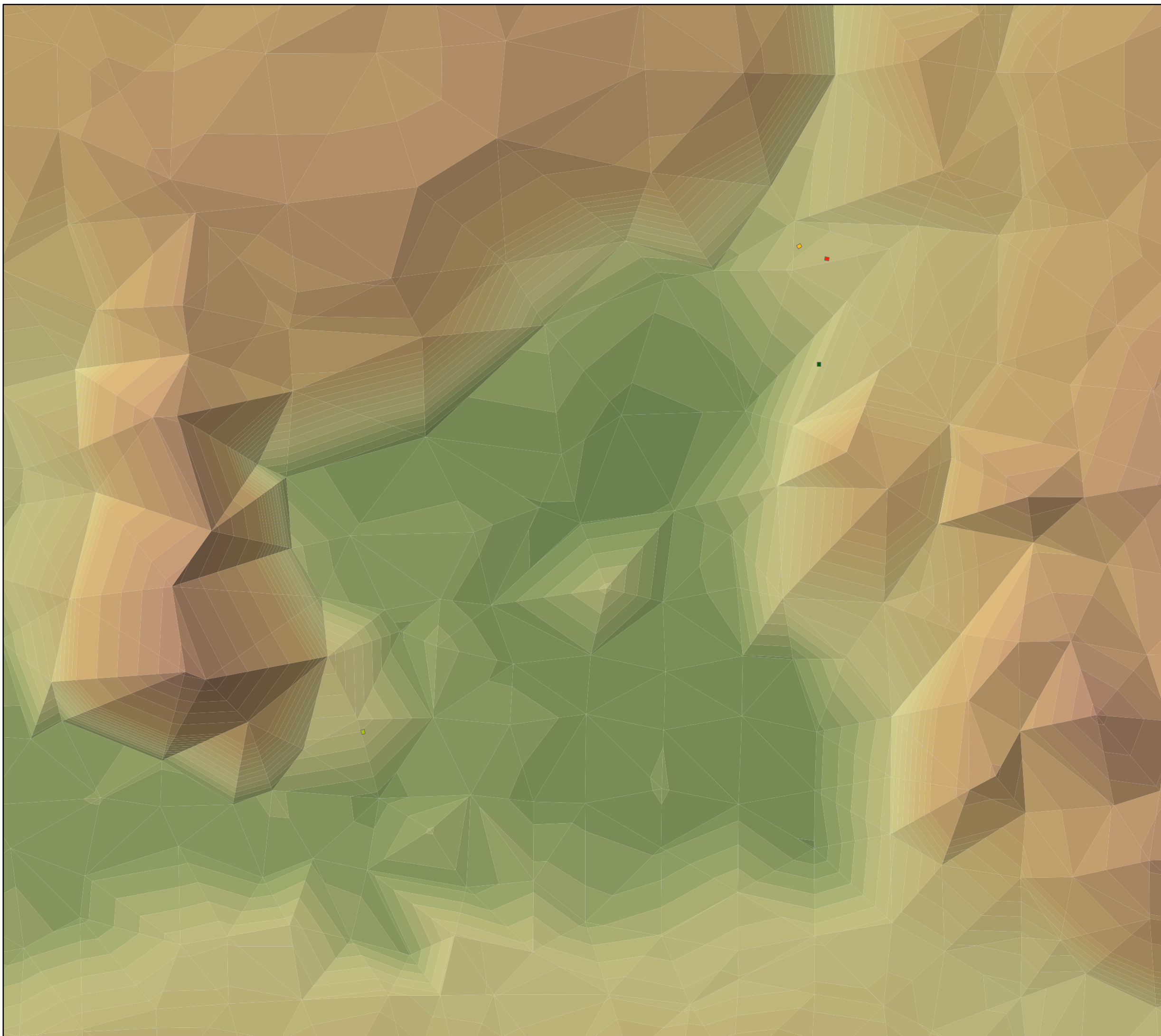


Imagen 14. Fotografía donde podemos ver la pendiente que hay alrededor del punto de menor altitud, lo que provoca que las Parcelas 2 y 3 tengan una mayor acumulación de sales debido a la escorrentía que les llega cargada de sales de la zona circundante.





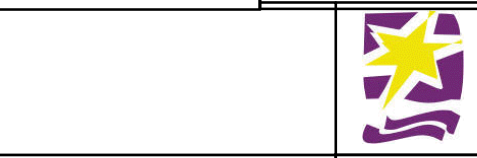
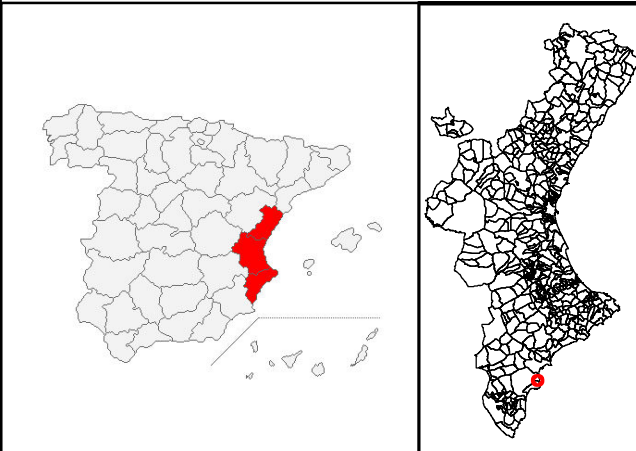
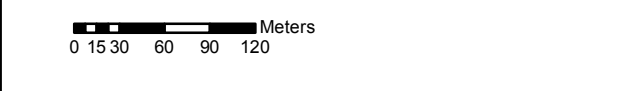
Imagen 15. Costra salina en las parcelas 2 y 3 que hacía prever las grandes cantidades de iones que mostrarían los resultados.

## **ANEXO III: Cartografía**



**Leyenda (Parcelas)**

 1	 3
 2	 4



“Efectos de distintos niveles de salinidad en especies halófilas en un saladar del Sud de Alicante”

Situación de las parcelas

Autor:  
Lorena Parra Boronat

Tutores:  
D. Josep Vicent Llinars Palacios  
D<sup>a</sup>. Mónica T. Boscaiu Neagu

Plano n<sup>o</sup>:  
1

Fecha de elaboración: 26.06.2012  
Fecha de entrega: 03.09.2012

Escala:  
1:5.000

Fuente cartográfica:  
"PNOA ©INSTITUTO GEOGRÁFICO NACIONAL DE ESPAÑA - INSTITUT CARTOGRÀFIC VALENCIÀ"  
"©INSTITUT CARTOGRÀFIC VALENCIÀ - DIPUTACIÓ PROVINCIAL DE ALICANTE"

Observaciones:  
Podemos ver como las parcelas 2 y 3 están situadas en la parte de mayor profundidad de la depresión salina