

UNIVERSIDAD POLITECNICA DE VALENCIA

ESCUELA POLITECNICA SUPERIOR DE GANDIA

Ingeniería Técnica Forestal



UNIVERSIDAD
POLITECNICA
DE VALENCIA



ESCUELA POLITECNICA
SUPERIOR DE GANDIA

“Relación entre la distribución de algunas especies halófilas y el banco de semillas del suelo en una mallada de la Devesa del Saler”

TRABAJO FINAL DE CARRERA

Autor/es:

Ana Deusa Miret

Director/es:

Pilar Donat, Monica Boscaiu

GANDIA, 2010

Relación entre la distribución de algunas especies halófilas y el banco de semillas del suelo en una mallada de la Devesa del Saler

Índice de contenido.

1. Introducción.

1.1 Objetivos

1.2. Zona de trabajo

1.2.1. Descripción general del parque

a) La albufera

b) Climatología

c) Formación geológica

d) Actividades en el parque

1.3. Descripción de la zona de trabajo

1.4. Descripción de la parcela

1.4.1. Relación de las especies que se encuentran en la parcela

Juncus acutus L.

Juncus maritimus Lam.

Juncus bufonius L.

Plantago crassifolia Forsk.

Limonium virgatum (Wild.) Fourr.

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

Pistacia lentiscus L.

Pinus halepensis L.

Dittrichia viscosa (L.) Greuter

Sonchus oleraceus L.

1.5. La salinidad en el suelo.

1.5.1. Tipos de salinización de suelos.

1.5.2. Eliminación de sales.

1.6. El banco de semillas del suelo

1.6.1. Tipos de bancos de semillas

1.6.2. Metodología para el estudio de los bancos de semillas.

a) Método de germinación o indirecto

b) Método de separación o directo

2. Material y métodos

2.1. Protocolo de trabajo.

2.2. Resultados.

2.2.1. Germinación observada.

2.2.2. Humedad y conductividad

2.2.3. Relación de especies

2.2.4 Relación final

3. Conclusiones.

4. Bibliografía

Relación entre la distribución de algunas especies halófilas y el banco de semillas del suelo en una mallada de la Devesa del Saler

1. Introducción:

1.1. Objetivos

El presente trabajo consiste en la elaboración de un protocolo para el estudio del efecto de la salinidad en el banco de semillas del suelo, ya que se ha demostrado que la salinidad es un importante factor abiótico en el desarrollo de las mismas. Para ello se ha seleccionado una parcela en una mallada en la Devesa del Saler, situada dentro del Parque natural de La Albufera (Valencia), en la cual se ejecutará una toma de muestras en el banco de semillas transitorio, se analizará su germinación y como afecta la salinidad a la germinación de estas.

1.2. Zona de trabajo

1.2.1. Descripción general del Parque

a) La Albufera

La Albufera es un parque natural (desde el 8 de Julio de 1986) de 21.000 hectáreas de humedales que se encuentra situado al sur de la ciudad de Valencia, encontrándose dentro de él el lago de La Albufera que constituye el mayor lago de la Península Ibérica. Es un lago de agua dulce debido al cierre de la comunicación con el mar y al aporte fluvial que recibe. Comprende parte de los municipios de Alfafar, Sedavi, Valencia, Catarroja, Massanassa, Beniparrell, Silla, Sollana, Sueca, Cullera, Albalat de la Ribera, Algemesí y Albal (Fig. 1).

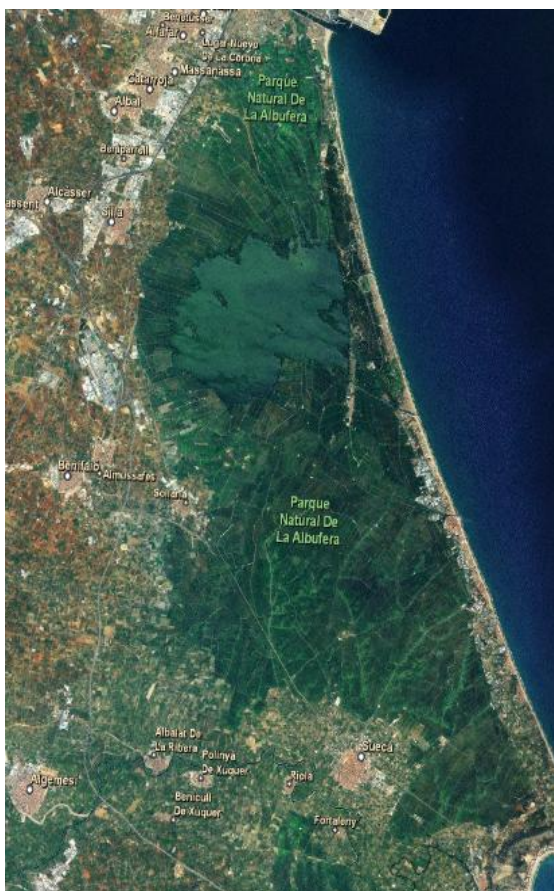


Fig.1 Mapa de situación del parque natural de la Albufera

(Fuentes: Google earth, Arc Globe, SIGA)

En relación con las figuras de protección de la zona, el 16 de Mayo de 1995 se aprobó el plan de Ordenación de los Recursos Naturales de la Cuenca hidrográfica de la Albufera. El 19 de Noviembre de 2004 fue aprobado por el Consell de la Generalitat el Plan Rector de Uso y Gestión de la Albufera. El 8 de Mayo de 1990 fue incorporado a la lista de Zonas Húmedas de Importancia Internacional. El 8 de Julio de 1994 fue declarado área ZEPA, zona de especial protección para las aves silvestres.

b) Climatología

El clima de la Albufera es de tipo mediterráneo semiárido, según Thornwaite, sin exceso de precipitaciones y baja concentración estival de la eficacia térmica. Su temperatura anual se encuentra en torno a los 17°C y debido al efecto suavizante del mar la oscilación térmica es muy reducida no superando los 1,5°C de diferencia. El mes más cálido es Agosto con unas temperaturas medias que rondan los 25°C y el más frío es Enero cuyas temperaturas rondan los 10°C de media

Las precipitaciones se caracterizan por tener una gran irregularidad interanual con máximas en otoño y los periodos de Febrero-Mayo y un periodo seco en los meses de verano.

El balance hídrico resulta deficitario para el conjunto de la comarca, ya que las diferencias entre el total pluviométrico y la evapotranspiración potencial alcanza un valor próximo a los 400 mm/año, correspondiendo el déficit de humedad al período comprendido normalmente entre los meses de Mayo y Septiembre.

Para una mejor caracterización del clima a continuación se procede a redactar los datos climáticos extraídos de las estaciones climáticas de la red SIGA de los siguientes municipios:

- Algemesi
- Cullera
- Silla
- Sueca

Clasificación climática de Papadakis

Nombre	Tipo de Invierno	Tipo de Verano	Régimen de Humedad	Régimen Térmico	Clasificación
SUECA	Ci	g	Me	Su	Mediterráneo subtropical
CULLERA 'MARENY S LORENZO'	Ci	O	Me	MA	Mediterráneo marítimo
SILLA 'FITOSANITARIA'	Ci	g	Me	Su	Mediterráneo subtropical

Pluviometría media mensual (mm)

Nombre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo	Junio	Julio
ALGEMESI	49,70	41,60	40,90	42,30	38,40	22	7,90
SUECA	49,50	41,20	37,30	41,80	38,30	23,10	10,30
CULLERA 'MARENY S LORENZO'	50,70	41	36,40	44	38,70	24	7,70
SILLA 'FITOSANITARIA'	54,80	35	30,80	44	36,50	25,40	22,90
	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre	Diciembre	Anual	
ALGEMESI	21,20	55,40	111	79,90	63,10	573,50	
SUECA	20,60	67,60	96,80	72,50	76,90	575,80	
CULLERA 'MARENY S LORENZO'	23,70	77,20	98,10	61,60	79,40	582,30	
SILLA 'FITOSANITARIA'	11,20	74,50	72,30	78,60	50,40	536,40	

Precipitaciones máximas en 24 horas (mm)

Nombre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo	Junio	Julio
ALGEMESI	22,50	19,50	18,50	16,80	17,70	11,90	5,80
SUECA	21,10	20,30	17,70	19,60	18,10	13,10	8,70
CULLERA 'MARENY S LORENZO'	22,80	21,80	17,60	22	20,50	16,10	6,40
SILLA 'FITOSANITARIA'	26	20,30	11,60	20,50	17,70	21,50	19,40
	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre	Diciembre	Máxima	
ALGEMESI	13,20	28,40	54,20	38,30	26,20	94,70	
SUECA	13,80	31,80	42,20	35	35,40	87,70	
CULLERA 'MARENY S LORENZO'	17	43,50	46,70	28,20	33,50	91,80	
SILLA 'FITOSANITARIA'	7	43,40	33,30	42	20,50	85,50	

ETP anual (Thornthwaite)

Nombre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo	Junio
SUECA	24	26,60	41,50	56,60	87,80	123,70
CULLERA 'MARENY S LORENZO'	21,80	23,90	37,40	49,60	78,50	112,10
SILLA 'FITOSANITARIA'	22,60	25,70	40,50	52,90	83	120,20
	Julio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre	Diciembre
SUECA	156,40	151,40	110,40	71,50	39,10	25,90
CULLERA 'MARENY S LORENZO'	140,90	138,90	99,90	65,40	36,60	24,80
SILLA 'FITOSANITARIA'	149	147	109,90	70,80	38,10	25,40

Temperaturas medias mensuales (°C)

Nombre	Enero	Febrero	Marzo	Abril	Mayo	Junio	Julio
SUECA	11,80	12,60	14,20	16,10	19,10	22,70	25,50
CULLERA 'MARENY S LORENZO'	10,10	10,70	12,30	13,90	17,10	21	23,80
SILLA 'FITOSANITARIA'	11,10	11,90	13,60	15,20	18,20	22,20	24,70
	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre	Diciembre	Anual	
SUECA	25,90	23,40	19,40	15,30	12,50	18,20	
CULLERA 'MARENY S LORENZO'	24,50	21,80	17,70	13,70	11,10	16,50	
SILLA 'FITOSANITARIA'	25,40	23,30	19,10	14,70	12	17,60	

c) Formación geológica

El origen del lago se sitúa a comienzos del Pleistoceno, siendo el resultado del cierre del golfo formado por el hundimiento de la llanura valenciana por un cordón litoral que va desde Cullera a Valencia, la formación de este cordón se debe a la corriente marina de deriva originada por el viento oblicuo a la costa que aporta materiales detríticos junto al aporte de materiales de los ríos Turia y Júcar que inicialmente desembocaban en este lago.

Aunque actualmente, este cordón litoral, junto a la playa del Saler, se ve en recesión debido a la construcción de nuevos diques en el puerto de Valencia que disminuyen el aporte de sedimentos.

El lago de la Albufera también se encuentra en fase de recesión debido a los procesos naturales de colmatación de sedimentos junto a las desecaciones que se han llevado a cabo por acción de la mano del hombre.

Se comunica con el mar a través de canales en cuyas desembocaduras hay instaladas unas compuertas que son reguladas por la Junta de Desagües.

d) Actividades en el Parque

Campos de arroz: Debido a las condiciones de inundabilidad y la poca profundidad del lago, hacen que la Albufera tenga, desde tiempos anteriores a Jaume I, como principal actividad económica el cultivo del arroz. Durante ese periodo de tiempo los arrozales han sido prohibidos y rehabilitados debido a que el estancamiento de las aguas era un foco de infecciones para la población circundante, aunque hoy en día los arrozales ya forman parte del ecosistema del parque y se consideran un entorno adecuado para la alimentación de las aves y la fauna acuática y terrestre.

Caza: La caza en la Albufera se viene practicando desde los periodos de ocupación árabe, y a finales de los años setenta las tiradas fueron suprimidas por el ayuntamiento de Valencia ya que causaban un gran impacto sobre la fauna.

Actualmente la caza se practica en cotos de caza, siendo 13.259 hectáreas la superficie de arrozal ocupada por estos vedados.

La principal problemática que presenta el parque respecto a la gestión cinegética es la práctica fuera de temporada, caza furtiva, y abatimiento de especies protegidas

Pesca: Hoy en día, debido a una excesiva contaminación y explotación de las aguas del parque la actividad pesquera se remite únicamente a la pesca de la liza.

1.3. Descripción de la zona de trabajo

El Saler

El Saler es una playa que está situada dentro del parque natural de la albufera, concretamente dentro de la Dehesa del Saler, que es la franja de arena que separa la albufera del mar mediterráneo. Tiene una longitud de aproximadamente 6 km de largo por 1 km de ancho poblado de matorrales y pinos mediterráneos (*Pinus halepensis* y *Pinus pinea* sobre todo), se considera un espacio natural complejo compuesto por varios ecosistemas (Fig. 2). Se cree que el nombre de El Saler proviene de la existencia de antiguas salinas que se encontraban ubicadas en el Racó de l'Olla.

El Saler está formado por dos grandes conjuntos dunares que cabe diferenciar:

- El cordón dunar paralelo y cercano al mar, de alturas medias de 4 o 5 metros poblado por vegetación herbácea, gramíneas y plantas de porte rastrero típicas de zonas con alta salinidad, escasez de agua y vientos con acción abrasiva. Las especies que podemos encontrar son, entre otras: *Cakile maritima*, *Ammophila arenaria*, *Medicago marina*.
- Cordón dunar interior, más cercano a la Albufera, de altura inferior al cordón dunar que se encuentra más cercano al mar y una morfología más simétrica. Esta morfología es debida a que este cordón dunar es más antiguo y se ha fijado en él una vegetación densa con un estrato arbóreo de pino carrasco (*Pinus halepensis*), que se desarrolla gracias a la protección frente a los vientos salinos del mar que ejerce el primer cordón. Podemos encontrar especies como *Pinus halepensis*, *Erica multiflora*, *Quercus coccifera* o *Pistacia lentiscus*.
- Entre los dos conjuntos dunares se encuentra la zona de las malladas, esta zona se caracteriza por tener suelos poco permeables, y es aquí donde las dunas drenan las aguas de las lluvias, que ocurren sobre todo en primavera y otoño, que junto a la proximidad del nivel

- freático provoca que aparezcan zonas pantanosas y algunas charcas donde crece una vegetación compuesta mayoritariamente por plantas crasas y juncos como *Juncus acutus*, *Juncus maritimus* o *Sarcocornia fruticosa*, esta zona de malladas (junto a toda la Dehesa de El Saler) ha sufrido graves procesos de degradación antrópica, como desecaciones, repoblaciones con especies no autóctonas, drenajes, y por supuesto la urbanización masiva, aunque actualmente se estén poniendo en marcha planes de regeneración y protección.



Fig. 2. Mapa topogràfic de El Saler (Oficina Tècnica de la Albufera)

1.4. Descripción de la parcela

La parcela sobre la que se realiza está situada en la “Mallada Llarga” (el estudio tiene un tamaño de 10x10 m y se ha subdividido en parcelas de 2,5x2,5 m como muestra el siguiente esquema (Fig.3).

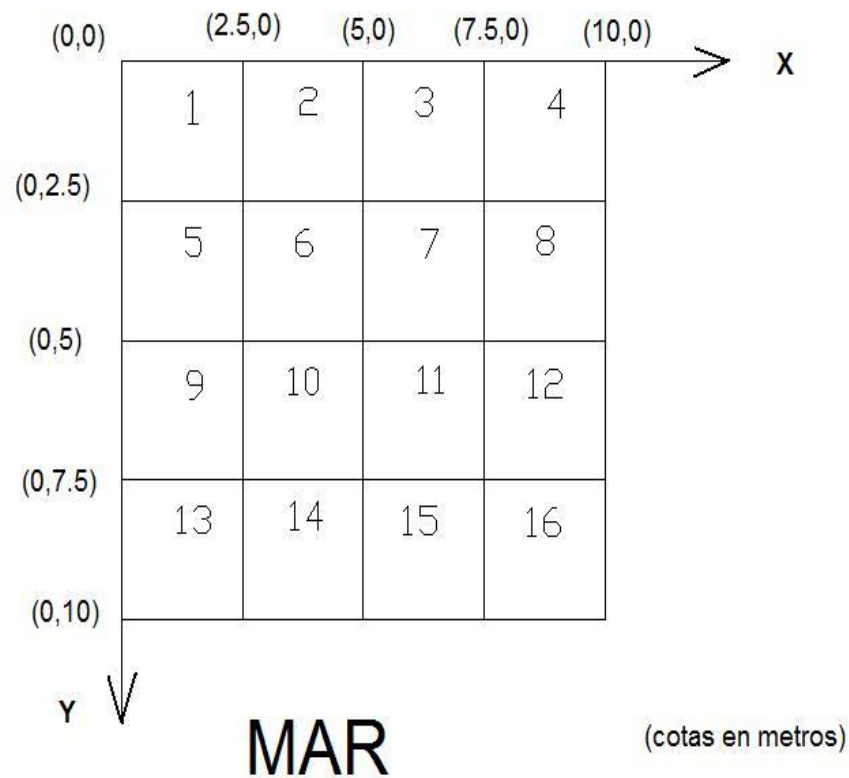


Fig. 3. Representación esquemática de la parcela de estudio situada en la Mallada Llarga

1.4.1 Relación de especies que se encuentran en la parcela:

Juncus acutus L.

Familia: Juncaceae

Nombre común: Junco redondo.

Hierba perenne monocotiledónea de 70-180 cm de altura, dénsamente cespitosa, tallos robustos y ligeramente estriados. Hojas todas basales, de 2 a 8 por cada brote, con vainas más o menos abiertas, sin aurículas, de color pardo claro-rojizo brillante (Fig. 4 y 5).

Inflorescencia de 6 a 27 cm, en antela 2 o 3 veces ramificada, formada por capítulos laxa o compacta, la inferior frecuentemente más larga que la inflorescencia con vaina amplia y punzante y una lámina que parece la continuación del tallo, la vaina superior más corta que la inflorescencia no suele ser punzante. Los capítulos tienen de 2 a 3 flores y 2 o 3 bractéolas y las flores son subsésiles, con tépalos iguales en longitud, castaños y rígidos en la parte superior, engrosados en la base y mucronados, los márgenes son escariosos y estrechos, los tépalos internos son oblongos y mucronados con dos amplias aurículas escariosas. Estambres en números de 6.

Fruto en capsula de 3,5 a 6 mm, 1,5 veces la longitud de los tépalos, ovoide con la parte superior cónica más o menos redondeada con un pico castaño rojizo brillante.

Las semillas son muy numerosas, pequeñas de 0,8 a 1,7 mm irregularmente poliédricas y ligeramente estriadas, de un color pardo rojizo con apéndices escariosos.

Florece de Mayo a Julio y fructifica a finales de verano-comienzos de otoño, en lugares húmedos y pantanosos y lo podemos encontrar en Alicante, Barcelona, Girona, Islas Baleares, Lleida, Tarragona y Valencia, también por Andalucía y el norte de España en las zonas costeras (Fig. 6 mapa)



Fig. 4. Inflorescencia de *Juncus acutus* en pliego Fig. 5 Aspecto de *J. acutus* en campo
(fuente Herbari virtual <http://herbarivirtual.uib.es/>)



Fig. 6. Distribución de *J. acutus* en España
(Fuente Proyecto Anthos <http://www.anthos.es/>)

Juncus marítimus Lam.

Familia: Juncaceae

Nombre común: Junco marino

Hierba perenne monocotiledónea de 30 hasta 150 cm de altura. Rizoma más o menos estolonífero y horizontal de 6 a 10 mm de diámetro y entrenudos de longitud variable. Tallos largos y cilíndricos lisos o algo estriados. Todas las hojas en la base en número de 4 a 5, 1 o 2 de ellas reducidas a una vaina mucronada. Las vainas están más o menos abiertas, las inferiores son pardas y brillantes de 20 a 62 cm de altura y entre 1 y 3 mm de anchura muy parecidas al tallo, cilíndrica y punzante.

Inflorescencia de 7 a 29 cm lateral en antela 3 o 4 veces ramificada, formada por capítulos y generalmente laxa con dos brácteas foliáceas y punzantes, la inferior más corta que la inflorescencia que parece la continuación del tallo (Fig. 7 y 8).

Capítulos con 2-4 flores y 3-4 bractéolas de 3,5 mm lanceoladas y agudas, a veces se encuentran algunas flores solitarias subsésiles verde amarillentas o amarillo pajizo, con tépalos desiguales y los márgenes externos anchamente escariosos, lanceolados, agudos y cortamente mucronados y los internos oblongo-elípticos con el margen escarioso más ancho que el ápice.

Estambres en número de 6 la antera 2 veces la longitud del filamento.

Fruto de 2,2 a 3,5 mm igual o más largo que los tépalos, ovoideo obtuso o subagudo con pico de 0,1 mm amarillento o pardo rojizo brillante. Semillas de 0,7 a 1 mm con estrías longitudinales pardas y pedunculadas.

Se desarrolla en saladares y suelos húmedos, en ocasiones en suelos encharcados durante la primavera-verano de las provincias de Alicante, Barcelona, Gerona, Islas Baleares, Lérica. Tarragona, Valencia, Asturias, Cantabria y Galicia (Fig. 8)

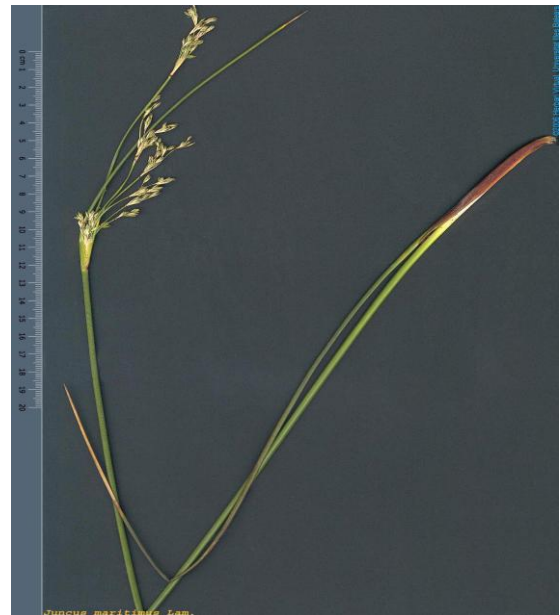


Fig.7 Imagen en el campo de *J. maritimus*

Fig. 8 Imagen del pliego de *J. maritimus*

(fuente herbari virtual <http://herbarivirtual.uib.es/>)



Fig. 8 Distribución de *J. maritimus*

(Fuente Proyecto Anthos <http://www.anthos.es/>)

***Juncus bufonius* L.**

Familia: Juncaceae

Nombre común: Junco de rana, Junquillo de sapo

Planta herbácea monocotiledónea anual muy pequeña en comparación con los otros juncos (menos de 10 cm) con hojas generalmente planas, y inflorescencia terminal en antela compuesta formada por flores solitarias o en pareja. Las flores solitarias se encuentran fasciculadas con pedicelo y dos bracteolas involucrales de 1 a 2,5 mm. Los estambres tienen 3 o 6 filamentos y el fruto es en cápsula ovoide y mucronada a veces algo translúcida en la base de color verde pálido en la base y castaño oscuro en el resto mide de 2,5 a 5 mm y es más corto que los tépalos (Fig. 9 y 10).

Tépalos desiguales ovados y con una banda dorsal verde, amarillo pardusca o pardo rojiza con 2 bandas laterales más oscuras y con los márgenes escariosos.

Se distribuye por las provincias de Alicante, Barcelona, Castellón, Gerona, Islas Baleares, Lérida, Tarragona y Valenciana en zonas arenosas litorales y zonas temporalmente húmedas (Fig. 11 mapa)



Fig. 9 Imagen *J. bufonius* en pliego

Fig.10 Imagen *J. bufonius* en campo

(fuente herbari virtual <http://herbarivirtual.uib.es/>)

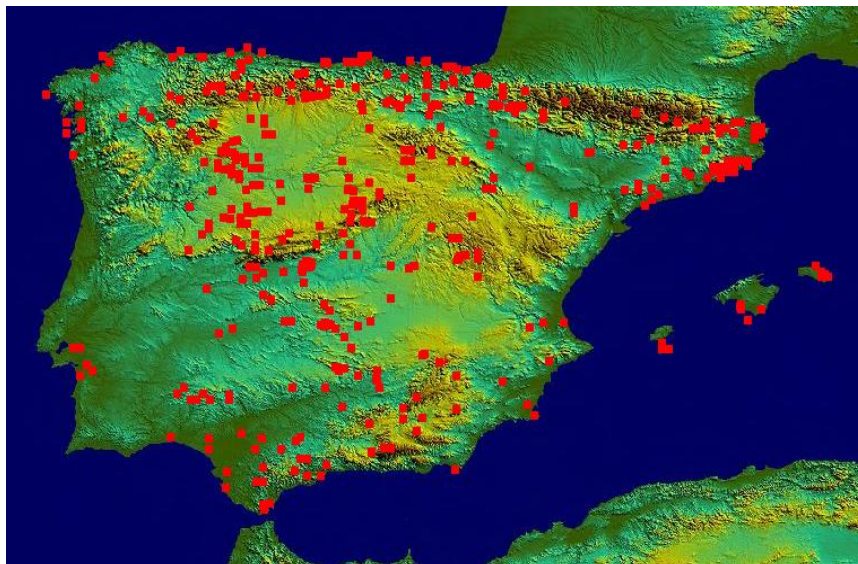


Fig. 11 Distribución de *J. bufonius*

(Fuente Proyecto Anthos <http://www.anthos.es/>)

Plantago crassifolia Forsk.

Familia: Plantaginaceae

Nombre común: Plantago marino

Hierba perenne o anual, dicotiledónea, terrestre con las hojas alternas en roseta basal, opuestas o verticiladas a lo del tallo lineares u ovadas, con vaina mas o menos desarrollada y pelosa en su axila. Inflorescencia en espiga con flores alternas, a veces contraída a modo de glomérulo con flores opuestas o verticiladas. Bráctea con nervio medio verde herbáceo o algo carnosos con margenes mas o menos anchos y escariosos.

Flores actinomorfas, hermafroditas o flores femeninas, cáliz con 4 sépalos soldados en la base, similares entre si o con los anteriores diferentes cada uno provisto de un nervio medio verde. Corola con 4 pétalos soldados formando un tubo bien desarrollado, mas o menos translucida y glabra o pelosa en el tubo. Androceo con 4 estambres con anteras de color amarillo vivo o blanquecinas. Gineceo con primordios seminales hemianatropos (Fig. 12 y 13).

Fruto en capsula mas o menos ovoide. Semillas de 1 a muchas, hemielipsoidales mas o menso lisas de color negro o pardo-rojizo.

Se desarrolla en los margenes de los saladares en la zona mediterránea lo encontramos en las provincias de Alicante, Barcelona. Castellón, Gerona, Islas Baleares, Tarragona y Valencia. (Fig. 14 mapa)



Fig. 12 *Plantago crassifolia* en pliego

Fig. 13 *P. crassifolia* en campo

(fuente herbari virtual <http://herbarivirtual.uib.es/>)



Fig. 14. Distribución *P. crassifolia*

(Fuente Proyecto Anthos <http://www.anthos.es/>)

Limonium virgatum (Wild.) Fourr.

Familia: Plumbaginaceae

Nombre común: Siempreviva, Limonio, Saladina (catalán)

Planta perenne dicotiledonea, glabra muy variable, con cepa de hasta 20 cm y hojas en disposición helicoidal mas densas en el tercio superior. El limbo es estrechamente cuneiforme u oblanceado generalmente uninervio con ápice romo o redondo frecuentemente mucronado, el peciolo de longitud entre 1,5-4mm de anchura y $\frac{3}{4}$ veces la del limbo. El escapo es zigzagueante o irregularmente flexuoso cuya ramificación empieza un poco mas arriba de la base.

Inflorescencia con muchas flores cuineiformes, las de primer orden de hasta 12 cm ápice divididas y estériles en los $\frac{2}{3}$ inferiores y fértiles en el tercio superior, pluriarqueadas o laxamente ramificadas.

Las espiguillas están lateralmente encorvadas en la base con 1-4 flores, la bráctea externa es triangular-ovada con un ápice agudo, el margen anchamente membranaceo y la parte central algo carnosa con un ápice central que llega casi hasta el margen. La bráctea media es anchamente oblonga y membranacea, la interna es oblongo elíptica u oblongo obovada con un ápice romo, el margen es estrechamente membranaceo con la parte central carnosa y oblonga con un ápice de hasta 1,3 mm que llega casi hasta el margen (Fig. 15 y 16).

Flores de 8,5-9.5 mm de diámetro y cáliz de 5,3 a 6.1 mm que sobrepasa a la bráctea interna, en tubo en una mitad de laxa a densamente peloso (pelos cortos), dientes semielípticos o triangulares-ovados y costillas que acaban en la base de los dientes. Los pétalos son de 9,5-10mm x 2,8-3,3 mm cuneiformes de color violáceo-rojizo.

Se desarrolla en playas arenosas y costas rocosas de las provincias de Alicante, Barcelona, Castellón, Gerona, Islas Baleares, Tarragona y Valencia (Fig. 17 mapa).

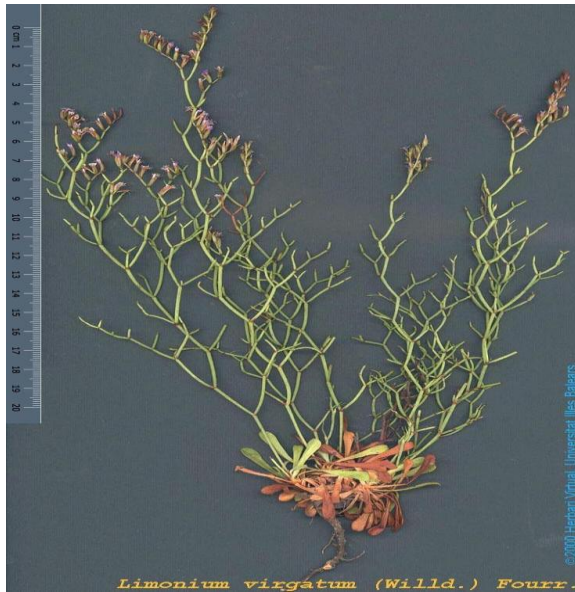


Fig. 15 *Limonium virgatum* en pliego

Fig. 16 *L. virgatum* en campo

(fuente herbari virtual <http://herbarivirtual.uib.es/>)



Fig. 17 Distribución *L.virgatum*

(Fuente Proyecto Anthos <http://www.anthos.es/>)

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

Familia: Chenopodiaceae

Nombre común: Sosa alacranera, Sosa grossa (catalán), Herba salada (catalán)

Pequeño arbusto perteneciente a las dicotiledoneas, de 50-150 cm erecto y muy ramificado. Ramas erectas ascendentes con hojas opuestas reducidas a escamas soldadas en la base y dispuestas en el ápice de cada artejo formando un anillo cupuliforme con bordes cuyos ápices son puntiagudos (Fig. 18 y 19)

Las ramas jóvenes son carnosas y están articuladas en nudos o entrenudos, de color verdoso-rojizo y las hojas.

Inflorescencia espiciforme terminal y lateral formada por cimas trifloras en la base de cada rama fértil. Flores pequeñas apenas aparentes que ocupan cavidades en los tallos. Flor central situada a mayor altura que las laterales, perianto carnoso formado por la fusión de 4 tépalos.

Semilla parda o pardo-grisácea cubierta de protuberancias o pelos cortos y cónicos no ganchudos. Se desarrolla en marjales salinos, marismas o saladares con abundante humedad durante todo el año, en el litoral mediterránea y Baleares (Fig. 20 mapa) desde finales de primavera hasta finales de otoño.

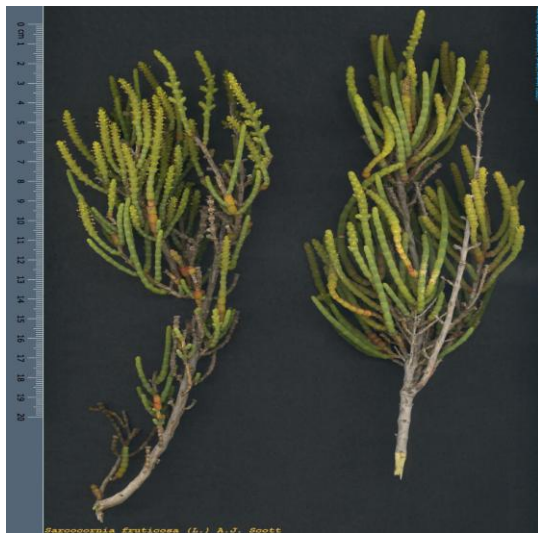


Fig. 18 *Sarcocornia fruticosa* en pliego

Fig. 19 *S. fruticosa* en campo

(fuente herbari virtual <http://herbarivirtual.uib.es/>)

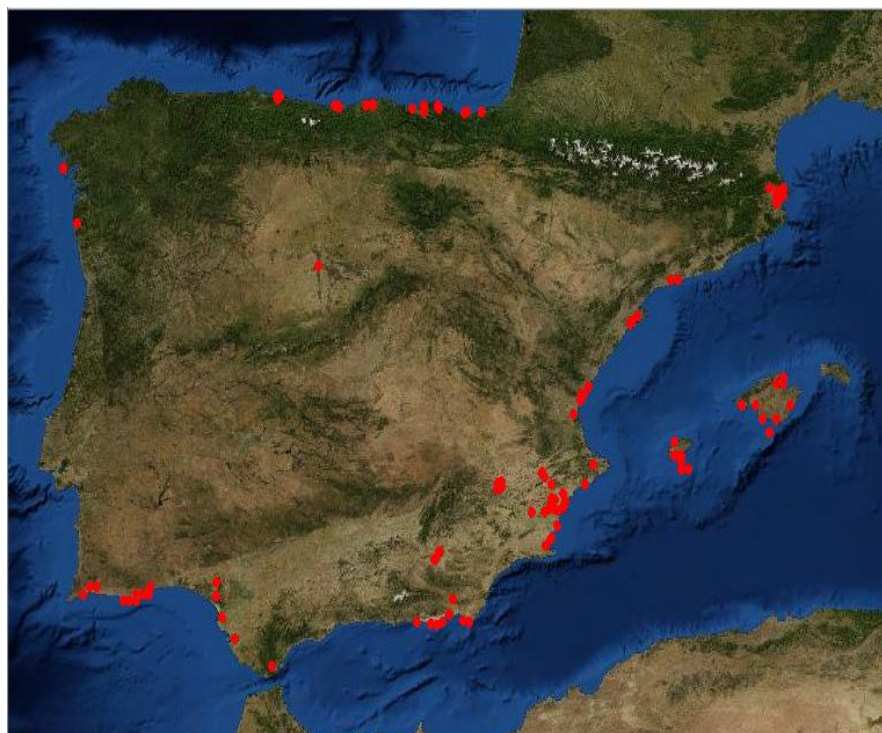


Fig. 20 Distribución *S. Fruticosa*

(Fuente Proyecto Anthos <http://www.anthos.es/>)

Pistacia lentiscus L.

Familia: Anacardiaceae

Nombre común: Lentisco

Arbusto dioico macrofanerófito, perteneciente a las dicotiledoneas, de 4 hasta 8m de altura que se distribuye por el mediterráneo, abunda en el sotobosque de pinares y encinares y en los bosques esclerófilos formando matorrales (Fig. 21 y 22)

Sus hojas son compuestas paripinnadas con 3 o 6 pares de folíolos coriáceos elípticos y mucronados de color verde intenso, su tronco es de color rojizo en las ramas más jóvenes pasando al gris en las más maduras.

Presenta unas flores pequeñas y lanceoladas que aparecen en grupos formando espigas cortas axilares de color amarillento o rojo oscuro de 2 a 3 mm, las masculinas tienen 5 estambres y las femeninas trífidas.

Fruto en drupa primero roja y al madurar de color negro de unos 4 mm de diámetro. Florece en la época de primavera, de Marzo a Mayo generalmente en las zonas de matorrales y bosques esclerófilos de las provincias de Alicante, Barcelona, Castellón, Gerona, Islas Baleares, Lérída, Tarragona, Valencia, el litoral de Andalucía y el País Vasco (Fig. 23 mapa), y es considerada una planta aromática comestible con usos medicinales o alimenticios.



Fig. 21 *Pistacia lentiscus* en pliego

Fig. 22 *P. lentiscus* en campo

(fuente herbari virtual <http://herbarivirtual.uib.es/>)



Fig.23 Distribución de *P. lentiscus*

(Fuente Proyecto Anthos <http://www.anthos.es/>)

Pinus halepensis L.

Familia: Pinaceae

Nombre común: Pino carrasco, Pino de alepo

Árbol de hasta 20 m de altura con copa piramidal y ancha, con el tronco blanquecino, tortuoso y ritidoma ceniciento y liso en las ramas y ejemplares jóvenes (fig.24)

Hojas cortas y estrechas en fascículos de 2, de color verde claro, flexibles y con 3 o 8 canales resiníferos.

Estrobilos de 6-12 x 3-5 cm cónico-oblongo y pedunculados de color castaño-rojizos marcescentes durante varios años. Las semillas miden de 6 a 7 mm con un ala de 22 a 28 mm.

Se desarrolla en comarcas litorales o laderas secas y soleadas sobre suelos preferentemente calizos en las provincias de Alicante, Barcelona, Castellón, Gerona, Islas Baleares, Lérída, Tarragona y Valencia, también encontramos algunos ejemplares en Castilla León y en el litoral mediterráneo de Andalucía (Fig. 25 mapa)



Fig. 24 *Pinus halepensis* en campo

(fuente herbari virtual <http://herbarivirtual.uib.es/>)

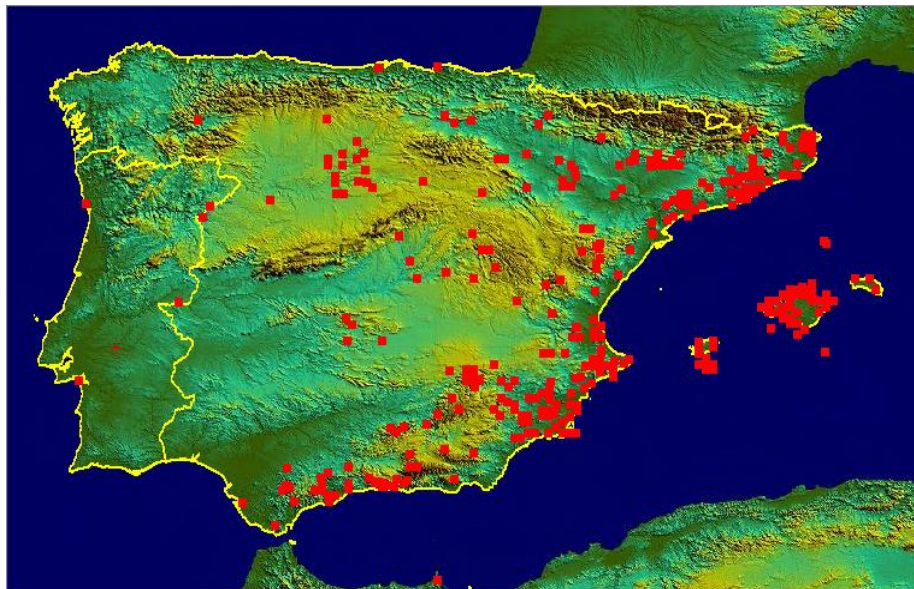


Fig. 25 Distribución de *P. halepensis*

(Fuente Proyecto Anthos <http://www.anthos.es/>)

Dittrichia viscosa (L) Greuter

Familia: Compositae

Nombre común: Olivarda, Pulguera valenciana.

Arbusto de tamaño pequeño, perteneciente a las dicotiledóneas, perenne pegajoso o viscoso de 40 a 130 cm con tallos erectos y leñosos en la base, hojas inferiores oblongo lanceoladas de ápice agudo con el margen ligeramente dentado y las superiores sésiles que abrazan el tallo (Fig 26 y 27).

Flores reunidas en capítulos, amarillas y las externas son liguladas y femeninas y las internas tubulares y hermafroditas en panícula protegidas por un involucre de brácteas de 6 a 8 mm. Fruto en aquenio de alrededor de 2 mm cilíndrico y con un vilano formado por 15 pelos.

Se trata de una especie colonizadora de campos abandonados y márgenes de caminos, se desarrolla en las provincias de Valencia, Llerida y Girona principalmente (Fig 28 mapa).



Fig. 26 Pliego de *Dittrichia viscosa*



Fig. 27 *D. viscosa* en campo

(fuente herbari virtual <http://herbarivirtual.uib.es/>)

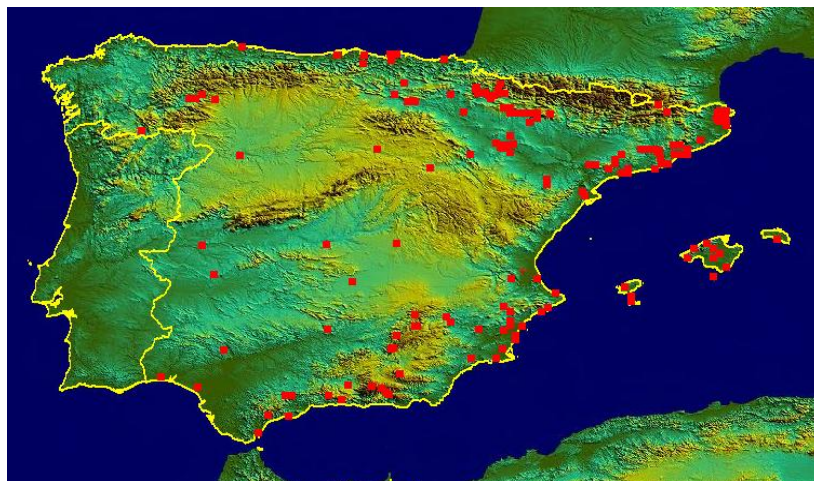


Fig. 28 Distribución de *D. viscosa*

(Fuente Proyecto Anthos <http://www.anthos.es/>)

Sonchus oleraceus L.

Familia: Compositae

Nombre común: Cerraja, Lechuguilla.

Hierba anual, dicotiledónea, de hasta 1,5 m de largo con tallo cilíndrico erecto suele tener pelos glandulosos; las hojas son de forma y tamaño variable generalmente lobuladas con un segmento terminal más largo que el resto, las hojas del tallo tienen aurículas prominentes y agudas y son espinosas en los márgenes. Flores amarillas en inflorescencia de 10 a 13 mm de largo sobre pedúnculos de hasta 5 cm de largo densamente tomentoso; las brácteas del involucreo son lanceoladas y blanco-tomentosas; las flores, liguladas y tubulares, son más o menos de la misma longitud (Fig. 29 y 30)

El fruto, con vilano de 5 a 9mm de largo, en aquenio de 2.5 a 4mm de largo rugoso, glabro y de color marrón-café.

Se desarrolla en campos de cultivo, caminos y herbazales nitrófilos en las provincias de Alicante, Barcelona, Castellón, Gerona, Islas Baleares, Lérida, Tarragona y Valencia, también hay numerosos ejemplares en el litoral norte de la península (Fig. 31 mapa)



Fig. 29 *Sonchus oleraceus* en pliego



Fig. 30 *S. oleraceus* en campo

(fuente herbari virtual <http://herbarivirtual.uib.es/>)

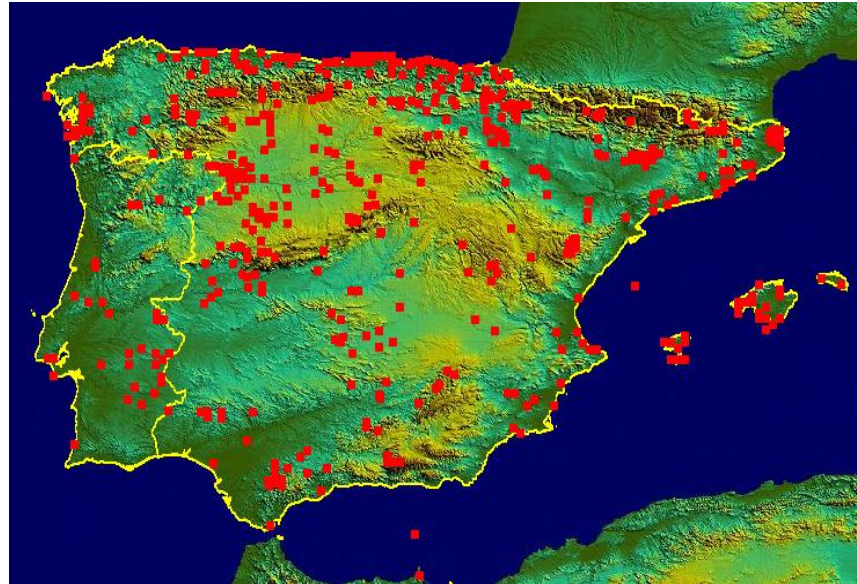


Fig. 31 Distribución *S. oleraceus* L.

(Fuente Proyecto Anthos <http://www.anthos.es/>)

Pese a la gran variedad de especies, el estudio se realizará solamente sobre las especies halofilas, estas especies son especies adaptadas a los suelos salinos litorales y están sometidas a sequías, inundaciones y un alto estrés salino.

1.5. La salinidad en el suelo

Aproximadamente el 6% de los suelos del mundo están afectados por la salinidad, actualmente hay alrededor de 230 millones de hectáreas de suelos de regadío y el 19.5% tienen problemas de salinidad y de los 1500 millones de hectáreas de suelo de cultivo de secano el 2.1% presentan estos problemas aunque en menor grado según la FAO. Para que un suelo se salinice han de ocurrir dos cosas: aporte de sales al suelo y un impedimento de la eliminación de estas.

1.5.1 Tipos de salinización de suelos:

– Salinización natural o primaria:

Es la salinización de los suelos o acuíferos ocurrida por la acumulación de sales debido a largos periodos de sequía, los procesos que causan esta salinización son:

- a) Desgaste de las rocas del suelo, es decir de los materiales originales del suelo que contienen sales que se desprenden en forma de cloruro de sodio, magnesio, calcio, sulfatos y carbonatos.
- b) Acumulación de sales disueltas en las aguas de escorrentía que se acumulan en las depresiones y en los periodos de sequía al evaporarse el agua la sal queda remanente salinizando el suelo.
- c) Salinización de los suelos por contaminación de estos por medio de las capas freáticas poco profundas que contienen sales disueltas que pueden ascender por capilaridad en las zonas áridas, este tipo de salinización suele ocurrir en depresiones y tierras bajas.

- Salinización causada por el hombre o secundaria Es el resultado de las actividades humanas que alteran el balance hídrico del suelo y el agua. Las causas de este tipo de salinización son:

- a) Cambio de vegetación en los suelos, de perenne a anual, cambio en los cultivos, mal uso del suelo etc.
- b) Irrigación a base de agua rica en sales en tierras con insuficiente drenaje.
- c) Intrusión salina: los acuíferos costeros suelen estar conectados con el agua del mar, por tanto hay un equilibrio entre el agua dulce y el agua salada, si se abusa del acuífero, para regar los cultivos o para consumo directo humano por ejemplo, lo que se hace es romper este equilibrio haciendo que el agua marina entre en el acuífero y lo contamine, contaminando por tanto, los suelos que van a ser irrigados o con este agua.

1.5.2 Eliminación de sales

La eliminación de las sales se produce por la acción del clima y el drenaje

- En cuanto al drenaje, si un suelo tiene malas condiciones de drenaje, el agua impregna el suelo al circular lentamente lo que conlleva a que se las sales se distribuyan y se disuelvan por el perfil del suelo fácilmente siendo muy difícil su eliminación ya que como se ha dicho anteriormente, la salinización ocurre a lo largo de todo el perfil del suelo.
- Los climas áridos favorecen enormemente la formación de suelos salinos y es en este tipo de clima donde se encuentran la mayoría de estos suelos aunque también se han formado los suelos salinos bajo otras condiciones climáticas no áridas.

a) En los climas áridos los suelos salinos se forman porque durante los cortos periodos húmedos las sales se disuelven y se movilizan y durante los largos periodos secos al evaporarse el agua del suelo se producen ascensiones de los mantos freáticos y las sales de la disolución del suelo se concentran y se precipitan acumulándose en distintos horizontes del perfil del suelo.

b) En climas húmedos, las sales solubles presentes en el suelo son lavadas y transportadas a los acuíferos subterráneos y finalmente a los océanos, por este motivo, en estas zonas es difícil que se produzca contaminación de los suelos por salinidad, excepto en las zonas en las que se abusa de la agricultura y hay contaminación agrícola o en las zonas expuestas a la influencia del mar como las marismas o los deltas

1.6. El banco de semillas

Los estudios del banco de semillas comenzaron con Darwin en 1859 cuando estudió la germinación de las semillas en muestras de tierra tomadas de un lago, después se publicaron varios estudios científicos, por ejemplo en 1981 Roberts estudió la frecuencia con la que aparecían las semillas en distintas profundidades del suelo.

Se llama banco de semillas del suelo a los *“propágulos viables que se encuentran enterrados en el suelo”* (Roberts 1981), es decir, *“las semillas que aún no han germinado y que son potencialmente capaces de reemplazar a aquellas plantas anuales que desaparecen por muerte natural o no y a aquellas plantas perennes que son susceptibles a que les afecte alguna plaga, desastre natural, o ser consumidas por los animales”* (Baker 1989). En los bancos de semillas existe un aporte y pérdidas continuas, los aportes se originan por la lluvia de semillas por dispersión local o dispersión a larga distancia de diásporas de otras zonas, y las pérdidas se dan por germinación, redispersión, parasitismo o muerte fisiológica de estas.

“Según Humphrey, las probabilidades de germinación de un banco de semillas dependen de la densidad de semillas listas para germinar cuando sea necesario reemplazar a alguna planta y cuando las condiciones ambientales para su germinación sean favorables, la longevidad de las semillas representa un mecanismo de supervivencia de algunas especies herbáceas y esto favorece una continua fuente de germinación de semillas” (Carvalho & Favoretto, 1995).

1.6. Tipos de bancos de semillas

Un estudio muy amplio es el de Simpson *et al.* (1989), en cual los bancos de semillas del suelo se clasifican en las siguientes categorías:

- Transitorio: Se refiere a aquellas semillas enterradas a menos de 5 cm de la superficie, esperan la mínima oportunidad para germinar, suelen hacerlo en menos de un año. Suelen ser semillas de vida corta que no presentan estado de latencia y se dispersan en cortos periodos a lo largo del año.
- Persistente: Se refiere a las semillas enterradas a más de 5 cm de profundidad y que pueden permanecer varios años sin germinar. Se diferencian dos tipos de semillas en el banco de semillas persistente, las de corto termino que son aquellas que germinan o mueren en 5 años, y las de largo termino que son aquellas que pueden permanecer en el suelo durante más de 5 años.

Una característica importante para diferenciar en los bancos de semillas son las semillas que se encuentran en estado latente. Una semilla en estado latente es aquella que es incapaz de germinar debido a que las condiciones ambientales no son las óptimas para ello (sequías, bajas temperaturas...).

El banco de semillas del suelo juega un importante papel en muchos ecosistemas que han sufrido

desastres naturales, por ejemplo incendios forestales, catástrofes climáticas o deforestación, ya que ofrecen un rápida regeneración de las especies vegetales, también se han realizado estudios de especies de semillas en el banco de semillas del suelo que demuestran que hay una mayor diversidad de especies de semillas enterradas que especies que se encuentran sobre el suelo.

Asimismo Thompson & Grime (1979) reclasifican los bancos de semillas anteriormente citados de acuerdo con la longevidad de sus semillas, quedando de esta forma.

- Banco de semillas tipo I: Bancos transitorios con especies estivales, incluyen un gran número de gramíneas que se dispersan hacia el final de la primavera y principios de verano y germinan en otoño, algunos ejemplos son *Bromus erectus L.*, *Festuca rubia L.* o *Dactylis glomerata L.* Estas especies no presentan dormancia y germinan en un amplio rango de temperaturas e indistintamente de la luz. Este tipo de bancos corresponde generalmente a las pasturas sometidas a las variaciones estacionales ocasionadas por sequía o pastoreo.
- Banco de semillas tipo II: Bancos transitorios con especies de regiones templadas, el crecimiento de las plantas se realiza a finales de otoño y durante el invierno y su única condición desfavorable son las bajas temperaturas, algunas especies encontradas en estos bancos de semillas son *Pimpinella major L.*, *Mercularis perennis L.* o *Pimpinella saxifraga L.* Este banco de semillas se caracteriza porque sus semillas están adaptadas a la ausencia de luz y a un amplio rango de temperaturas y porque la germinación se retrasa hasta el inicio de la estación favorable.
- Banco de semillas tipo III: Bancos persistentes en los que muchas de las semillas germinan justo después de la dispersión, se incluyen pequeñas herbáceas anuales como *Poa anua L.* y *Poa trivialis L.*
- Banco de semillas tipo IV: Estos bancos son bancos persistentes en los que pocas semillas germinan justo después de la dispersión, las especies se mantienen en el banco de semillas y su tamaño está directamente relacionado con la producción de semillas anuales como *Origanum vulgare L.*, *Millium effusum L.* o *Juncus effusus L.*

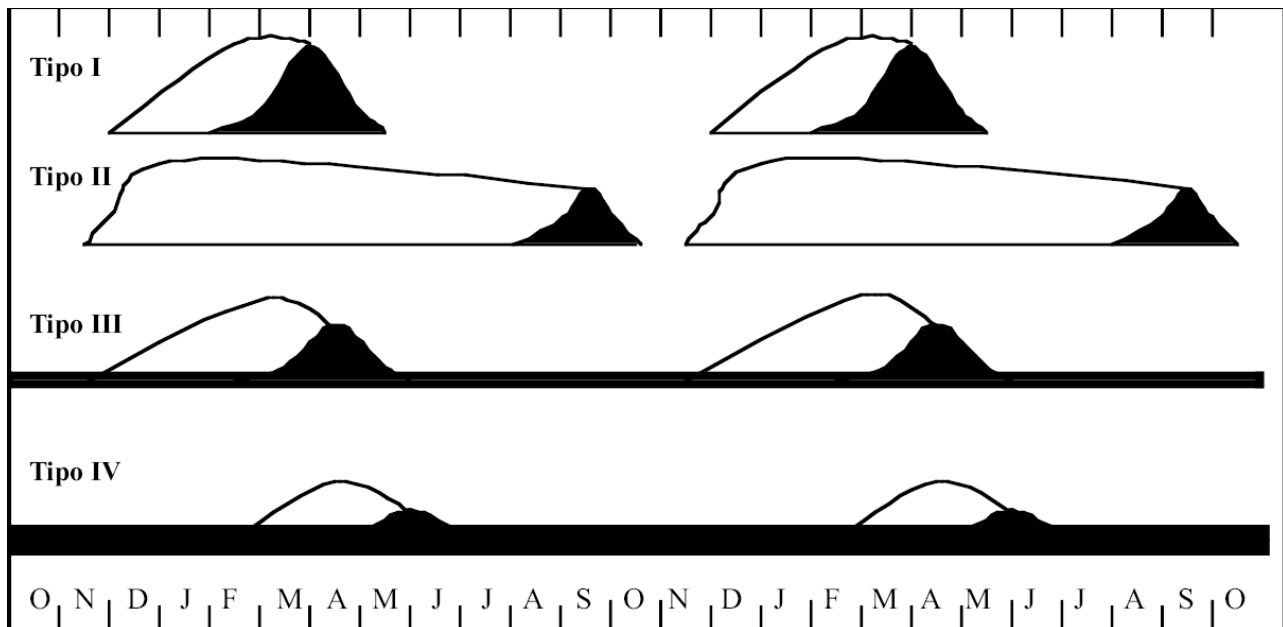


Fig. 32 Diagrama representativo de la caracterización de cuatro tipos de bancos de semillas (I, II, III y IV), de acuerdo a su comportamiento estacional. Áreas sombreadas: proporción de semillas capaces de germinar inmediatamente. Áreas blancas: proporción de semillas viables pero que no germinan inmediatamente. (Thompson & Grime, 1979).

1.6.2 Metodología para el estudio del banco de semillas:

Los bancos de semillas se estudian mediante dos métodos de análisis:

a) Método de germinación o método indirecto:

Este método puede realizarse en cámaras de germinación o invernaderos bajo condiciones controladas que favorezcan el desarrollo de todas las semillas.

Para ello se extiende una muestra de suelo homogéneamente (previamente se limpia eliminando piedras y restos vegetales y deshaciendo los agregados más grandes manualmente) sobre un sustrato estéril (turba estéril), se riega periódicamente y se espera a la germinación de las semillas, que deben extraerse tan pronto como sea posible para que no aparezcan fenómenos de competencia. Si se desconoce la especie de la semilla que está germinando esta se trasplanta para que se desarrolle más y se puede identificar. Hay que tener en cuenta que bajo este método no todas las semillas germinan bajo las mismas condiciones y no se tienen en cuenta las semillas en estado latente, por tanto se subestima el banco de semillas de algunas especies

Si el espacio disponible para realizar este tipo de estudio es limitado se puede proceder a reducir la muestra a través de tamizados.

b) Método de separación o método directo:

El método de separación podemos, a su vez, subdividirlo en dos métodos:

- *Métodos de flotación:* Consiste en sumergir las muestras de suelo en una solución salina conocida, al agitarlo las semillas flotarán y se podrán separar fácilmente para su posterior identificación. Antes de aplicar este método debe conocerse la densidad de las semillas, se utiliza para estudios en los que interesan semillas de una sola especie.
- *Métodos de extracción:* En este método se extraen las semillas tras varios lavados, que se pueden realizar con agua o agentes disgregantes del suelo como NaPO_3 , y tamizados reduciendo así el volumen de la muestra para poder identificar las semillas fácilmente con la lupa binocular.

Si se va a estudiar la capacidad de germinación de las semillas es recomendable usar solo agua, ya que el hexametáfosfato sódico podría alterar la viabilidad de las mismas.

Hay que tener en cuenta que el método directo presenta como inconveniente una sobreestimación del banco de semillas de muchas especies si estas no se cultivan debido a que se dan como válidas

semillas con buena apariencia física pero con embrión inviable.

Para comprobar la viabilidad de las semillas se puede proceder a su germinación o, como propone Malone (1967) se puede teñir el embrión con sales de tetrazolio (2,3,5-Triphenyltetrazoliumchlorid), rompiendo previamente las semillas de testa dura. Dejando las semillas en una solución de estas sales en condiciones de oscuridad, a las 48 horas los embriones viables se tiñen de rojo.

2. Material y métodos

2.1. *Protocolo de trabajo:*

Para la realización de este estudio se ha decidido trabajar en el banco de semillas transitorio (0-5cm de profundidad) ya que en el banco de semillas persistente en el que estas se encuentran enterradas a una profundidad mayor a 5 cm, se ha demostrado que la tasa de germinación está drásticamente reducida respecto a las enterradas a menor profundidad.

Debido a la limitada duración del estudio el método elegido es una combinación del método directo propuesto por Malone (1967) y el método indirecto.

La toma de muestras se ha efectuado el día 19 de Abril, según Chapman (1974) la germinación de semillas en los ambitos salinos ocurre en primavera o durante la época en la que las precipitaciones son máximas que hacen disminuir el nivel de salinidad de los suelos, en el caso de la zona mediterránea, los niveles mínimos de salinidad se encuentran en otoño-invierno, en esta ocasión lo hemos realizado en primavera debido a que la limitada duración del estudio hace imposible realizar la muestra en los periodos deseados.

Se tienen una parcela de 10x10m de las cual se han tomado 16 muestras de suelo separadas en bolsas individuales.

Para ello se ha subdividido la parcela en 16 subparcelas de 2,5x2,5 m y se han extraído muestras de suelo a una profundidad siempre menor o igual a 5 cm con ayuda de una espátula y una pala pequeña de jardinería.

Las muestras de suelo se toman del tamaño de la pala y se meten en bolsas individuales previamente marcadas, cada una con las coordenadas correspondientes de cada parcela; se toman aleatoriamente por cada subparcela ya que se ha supuesto que la distribución de las semillas es la siguiente:

- Anemocoria: Se llama así a la forma de distribución de las semillas por acción del viento, en

este caso, debido al bajo peso de las semillas estudiadas se supone que al caer de la planta pueden ser dispersadas por el viento.

- Hidrocoria: Forma de distribución de los propágulo por el agua, en este caso debido al efecto de las gotas de lluvia.
- Zoocoria: Dispersión de las semillas por acción de la fauna de la zona, en este caso mediante la ingesta accidental de las semillas o su transporte sobre el cuerpo de los propios animales.

Una vez tomadas las muestras se llevan al laboratorio y se extienden sobre bandejas dejándose secar al aire durante 7 días, después el suelo se limpiará manualmente de piedras y restos vegetales y de desharán los agregados más grandes.

Siguiendo la metodología propuesta por García-Fayos *et al.* (1995) las muestras se pasan por una batería de tamices de tamaño de luz de 1 mm y posteriormente por un tamaño de luz de 0,5 mm separando en bolsas de plástico las partículas de los diferentes tamaños de tamiz.

Según el método de García-Fayos *et al.* (1995) las muestras secas se han de disolver en hexametáfosfato sódico para disolver los agregados, en este caso se ha considerado innecesario ya que el tipo de suelo estudiado es arenoso, por tanto los agregados se pueden deshacer manualmente. Para elegir el tamaño de luz del tamiz por el que pasar las muestras de tierra se han hecho pruebas con diferentes tamaños de tamiz para averiguar en qué tamaño de partículas se encontraban las semillas.

Número de placa	Zona	Tamaño luz	Peso	Germinación
10.1	10	1mm	1,02	Sí
10.2	10	1mm	1,04	Sí
10.3	10	1mm	1,05	Sí
10.1.500	10	0,5mm	1,12	No
10.2.500	10	0,5mm	1,01	No
10.3.500	10	0,5mm	1,03	No
12.1	12	1mm	1,02	No
12.2	12	1mm	1,49	No
12.3	12	1mm	1,01	No

Como se puede observar en la tabla la germinación en las partículas de suelo menores que 0,5mm han resultado negativas , por tanto el tamaño de luz elegido para tamizar es aquel donde la germinación ha sido positiva, es decir, en el tamaño de luz de 1mm.

Ya que pasando las muestras de tierra solo por el tamiz de tamaño de luz de 1 mm nos encontramos con partículas de menos de 1mm, por tanto de menos de 0,5 mm también, se ha hecho una selección pasando a su vez las muestras tamizadas de menos de 1 mm por un tamiz de 0,5 mm desechando las partículas que han quedado en el colector, es decir aquellas cuyo tamaño es menor a 0,5 mm, utilizando solo para el ensayo en placas petri las partículas cuyo tamaño es $0,5\text{mm} < \text{tamaño partículas} < 1\text{mm}$

Una vez llegado al tamaño de partículas deseado ($0,5\text{mm} < \text{tamaño partículas} < 1\text{mm}$) se procede a la preparación de las muestras; para ello se preparan 48 placas Petri de la siguiente manera:

Número de placa	Zona	Peso (g.)
1.1	1	1,04
1.2	1	1,09
1.3	1	1,09
2.1	2	1,00
2.2	2	1,01
2.3	2	1,02
3.1	3	1,03
3.2	3	1,02
3.3	3	1,05
4.1	4	1,01
4.2	4	1,00
4.3	4	1,02
5.1	5	1,01
5.2	5	1,10
5.3	5	1,12
6.1	6	1,13
6.2	6	1,08
6.3	6	1,04
7.1	7	1,07
7.2	7	1,02
7.3	7	1,07
8.1	8	1,05
8.2	8	1,08
8.3	8	1,01
9.1	9	1,04
9.2	9	1,02
9.3	9	1,03
10.1	10	1,02
10.2	10	1,04
10.3	10	1,05
11.1	11	1,03
11.2	11	1,01
11.3	11	1,05
12.1	12	1,03
12.2	12	1,08
12.3	12	1,10
13.1	13	1,05
13.2	13	1,10
13.3	13	1,14
14.1	14	1,01
14.2	14	1,05
14.3	14	1,06
15.1	15	1,03
15.2	15	1,02
15.3	15	1,08
16.1	16	1,09
16.2	16	1,17
16.3	16	1,04

Una vez preparadas las placas se llevan a las cámaras de germinación; pasados 15 días se observan mediante una lupa microscópica y se observan las semillas que van germinando anotando de cada placa el número de semillas en estado de germinación observadas, se ha diferenciado entre monocotiledóneas y dicotiledóneas ya que su diferenciación ya es apreciable cuando solo se han desarrollado los cotiledones.

2.2 Resultados

2.2.1 Germinación observada

En este apartado se muestra el resultado de los experimentos en forma de tablas, mostrando la germinación y diferenciando monocotiledoneas de dicotiledoneas, se puede observar que de las 48 placas en las que se ha querido obtener germinación solo se ha obtenido en 39 de ellas siendo la germinación de dicotilédoneas mayor que la de monocotiledóneas

Número de placa	Germinación	
	Monocotiledoneas	Dicotiledoneas
1.1	1	-
1.2	-	-
1.3	1	2
2.1	-	7
2.2	2	12
2.3	1	6
3.1	2	1
3.2	-	1
3.3	-	1
4.1	-	11
4.2	-	9
4.3	-	-
5.1	-	-
5.2	-	-
5.3	-	-
6.1	5	8
6.2	1	5
6.3	3	2
7.1	-	5
7.2	-	4
7.3	-	9
8.1	-	2
8.2	1	1
8.3	2	3
9.1	-	1
9.2	1	-
9.3	-	-
10.1	2	2
10.2	-	1
10.3	1	-
11.1	-	4
11.2	-	1
11.3	-	2
12.1	-	-
12.2	1	5
12.3	1	3
13.1	-	1
13.2	-	-
13.3	-	-
14.1	-	4
14.2	-	6
14.3	-	6
15.1	1	11
15.2	-	4
15.3	4	7
16.1	1	5
16.2	-	-
16.3	-	1

Tabla final a partir de la cual se realizarán las estimaciones.

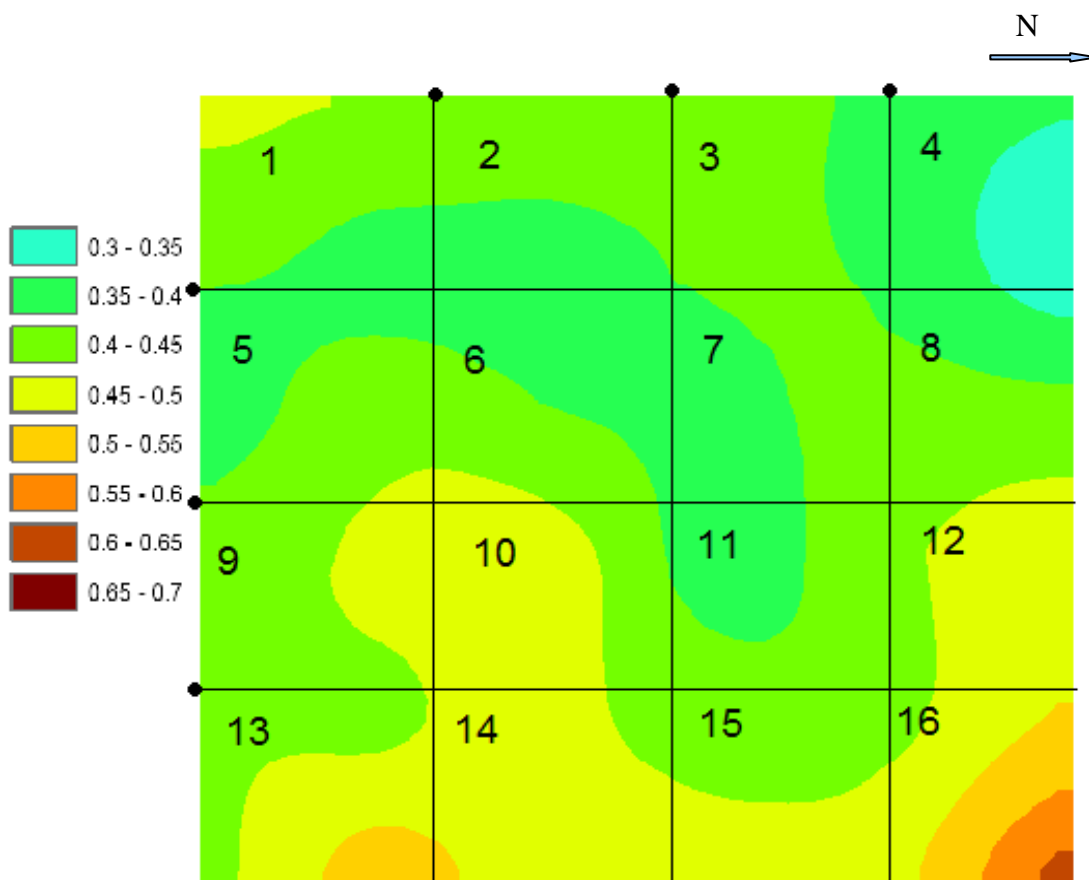
En esta tabla se ha hallado una media de la germinación de las placas del mismo punto, obteniendo así la germinación media en 1 g del suelo de la subparcela

Subparcela	Germinación (en 1 g)	
	Monocotiledoneas	Dicotiledoneas
1	0,62	0,62
2	0,99	8,26
3	0,65	0,97
4	0	6,61
5	0	0
6	2,77	4,62
7	0	5,71
8	0,96	1,91
9	0,32	0,32
10	0,96	0,96
11	0	2,26
12	0,62	2,49
13	0	0,3
14	0	5,14
15	1,6	7,05
16	0,3	1,82

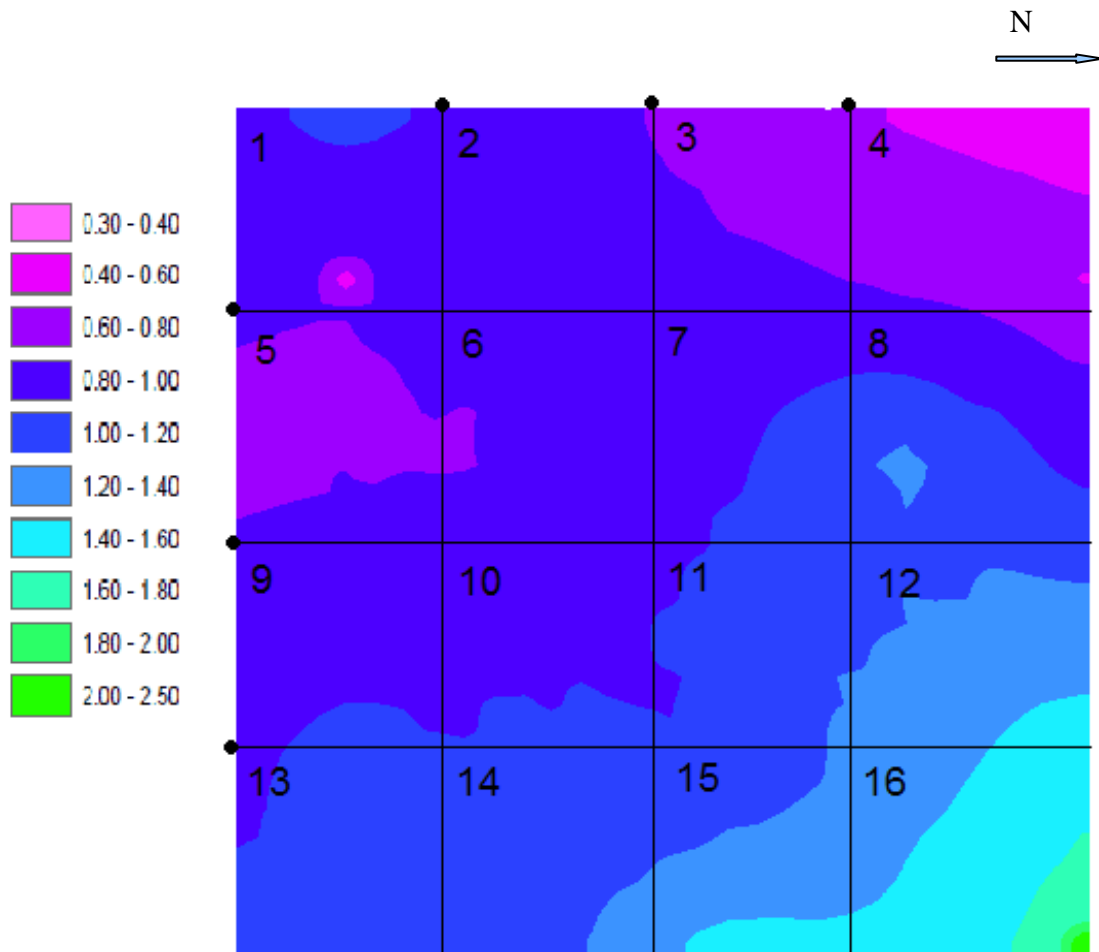
2.2.2. Humedad y conductividad

Se ha medido la conductividad (medida de la salinidad) con una Sonda Wet y un instrumento de medida HH2 y se ha representado en ArcGIS.

Humedad de la parcela durante noviembre de 2009 expresada en %



Salinidad o conductividad de la parcela durante noviembre de 2009 expresada en en dS/m²



A su vez se hizo una relación de especies que se encontraban en la parcela y las especies más abundantes en cada subparcela.

2.2.3. Relación de especies:

- **Subparcela 1:** Especie más abundante es el *Juncus acutus* y *Plantago crassifolia*

- **Subparcela 2:** Las especies más abundantes son el *Juncus acutus*, *Plantago crassifolia* y *Juncus bufonius*, también hay un ejemplar de *Pistacia lentiscus*.

- **Subparcela 3:** Especie más abundante es el *Juncus acutus*, también se encuentra *Limonium virgatum* y un ejemplar pequeño de *Pinus halepensis*, también se ha observado *Juncus bufonius*

- **Subparcela 4:** La especie más abundante es el *Sonchus oleraceus*, junto a pequeños ejemplares de *Juncus acutus*.

- **Subparcela 5:** Mayoritariamente se encuentra *Juncus acutus* junto a algunos ejemplares de *Sarcocornia fruticosa* y *Juncus bufonius*.

- **Subparcela 6:** Se encuentra *Plantago crassifolia*, *Juncus acutus*, *Juncus maritimus* y algún ejemplar de *Limonium virgatum*.

- **Subparcela 7:** Se encuentran ejemplares de *Limonium virgatum*, *Juncus bufonius* y *Juncus maritimus*.

- **Subparcela 8:** Abundan sobre todo ejemplares de *Sonchus oleraceus*.

- **Subparcela 9:** La especie dominante es *Sarcocornia fruticosa* junto a algún ejemplar de *Juncus bufonius*.

- **Subparcela 10:** Ejemplares de *Sarcocornia fruticosa*, *Plantago crassifolia*, *Juncus bufonius* y *Juncus maritimus* junto a *Juncus acutus*.

- **Subparcela 11:** Ejemplares de *Limonium virgatum*, *Juncus maritimus* y *Juncus bufonius*.

- **Subparcela 12:** Ejemplares de *Dittrichia viscosa* junto a *Juncus maritimus* y *Juncus bufonius*.

- **Subparcela 13:** Ejemplares de *Juncus acutus* junto a *Sarcocornia fruticosa*.

- **Subparcela 14:** Ejemplares de *Sarcocornia fruticosa*, *Plantago crassifolia*, y *Juncus maritimus*.

- **Subparcela 15:** Ejemplares de *Juncus maritimus* junto a *Juncus bufonius* y *Juncus acutus*.

- **Subparcela 16:** La especie dominante es *Juncus maritimus*.

2.2.4 Relación final

- **En la subparcela 1:** El rango de salinidad varia de 0,80 a 1,20 habiendo en la parte oeste un pequeño foco de mayor salinidad y en la parte este un pequeño foco de menor salinidad, asimismo el rango de humedad varia de 0.35 a 0.5 descendiendo hacia el Este; se ha calculado que en 1 g de la parcela germinarían alrededor de 1 monocotiledóneas y 1 dicotiledóneas.
- **En la subparcela 2:** El rango de salinidad varia de 0.8 a 1 y la humedad de 0.35 a 0.4, se ha calculado que en 3g de la subparcela germinarían alrededor de 1 monocotiledóneas y 8 dicotiledóneas.
- **En la subparcela 3:** El rango de salinidad varía de 0,6 a 1 siendo mayor en la parte este y la humedad de 0.35 a 0.45, se ha calculado que en 1 g de la subparcela germinarían alrededor de 1 monocotiledóneas y 1 dicotiledóneas.
- **En la subparcela 4:** El rango de salinidad varia de 0.4 a 1 aumentando a medida que se avanza hacia el este y la humedad de 0.3 a 0.4, se ha calculado que en 1 g de la subparcela germinarían alrededor de 0 monocotiledóneas y 6 dicotiledóneas.
- **En la subparcela 5:** El rango de salinidad varia de 0.6 a 1 encontrándose un foco de menor salinidad en el centro y la humedad de 0.35 a 0.5 aumentando hacia el este, se ha calculado que en 1 g de la subparcela germinarían alrededor de 0 monocotiledóneas y 0

dicotiledóneas.

- **En la subparcela 6:** El rango de salinidad varia de 0.6 a 1 disminuyendo a medida que se avanza hacia el sur y la humedad de 0.35 a 0.5, se ha calculado que en 1 g de la subparcela germinarían alrededor de 3 monocotiledóneas y 5 dicotiledóneas.

- **En la subparcela 7:** El rango de salinidad varia de 1 a 1.40 aumentando a medida que se avanza hacia el noreste y la humedad de 0.35 a 0.45, se ha calculado que en 1 g de la subparcela germinarían alrededor de 0 monocotiledóneas y 6 dicotiledóneas.

- **En la subparcela 8:** El rango de salinidad varia de 1 a 1.60 aumentando a medida que se avanza hacia el este y la humedad de 0.3 a 0.5 disminuyendo hacia el noreste, se ha calculado que en 1 g de la subparcela germinarían alrededor de 1 monocotiledóneas y 2 dicotiledóneas.

- **En la subparcela 9:** El rango de salinidad varia de 0.80 a 1.20 aumentando a medida que se avanza hacia el este y la humedad de 0.4 a 0.5 aumentando hacia el norte, se ha calculado que en 1 g de la subparcela germinarían alrededor de 1 monocotiledóneas y 1 dicotiledóneas.

- **En la subparcela 10:** El rango de salinidad varia de 0.8 a 1.20 aumentando a medida que se avanza hacia el este y la humedad de 0.45 a 0.5 disminuyendo hacia el norte, se ha calculado que en 1 g de la subparcela germinarían alrededor de 1 monocotiledóneas y 1 dicotiledóneas.

- **En la subparcela 11:** El rango de salinidad varia de 0.8 a 1.40 aumentando a medida que se avanza hacia el noreste y la humedad de 0.35 a 0.45 encontrándose en el Norte un pequeño foco de menor salinidad, se ha calculado que en 1 g de la subparcela germinarían alrededor de 0 monocotiledóneas y 2 dicotiledóneas.

- **En la subparcela 12:** El rango de salinidad varia de 1 a 1.60 aumentando a medida que se avanza hacia el este y la humedad de 0.4 a 0.5 aumentando hacia el noreste, se ha calculado que en 1g de la subparcela germinarían alrededor de 1 monocotiledóneas y 2 dicotiledóneas.

- **En la subparcela 13:** El rango de salinidad varia de 0.80 a 1.40 aumentando a medida que se avanza hacia el este y la humedad de 0.4 a 0.55 aumentando hacia el este, se ha calculado que en 1 g de la subparcela germinarían alrededor de 0 monocotiledóneas y 1 dicotiledóneas.

- **En la subparcela 14:** El rango de salinidad varia de 1 a 1.40 aumentando a medida que se avanza hacia el este y la humedad de 0.4 a 0.55 aumentando hacia el noreste, se ha calculado que en 1 g de la subparcela germinarían alrededor de 0 monocotiledóneas y 5 dicotiledóneas.

- **En la subparcela 15:** El rango de salinidad varia de 1.20 a 1.80 aumentando a medida que se avanza hacia el este y la humedad de 0.4 a 0.5 aumentando hacia el este, se ha calculado que en 3 g de la subparcela germinarían alrededor de 2 monocotiledóneas y 7 dicotiledóneas.

- **En la subparcela 16:** El rango de salinidad varia de 1.60 a 2.50 aumentando a medida que se avanza hacia el este y la humedad de 0.4 a 0.65 aumentando hacia el noreste, se ha calculado que en 1 g de la subparcela germinarían alrededor de 1 monocotiledóneas y 2 dicotiledóneas.

3. Conclusiones

En cuanto a las monocotiledóneas, el mayor número de semillas germinadas se encontró en la subparcela **6**, cuyo rango de salinidad variaba de 0.6 a 1 y el de humedad de 0.35 a 0.5, las especies más abundantes en esa parcela (monocotiledóneas) eran *J. acutus* y *J. maritimus*.

El menor número se ha encontrado en las parcelas **4** de salinidad 0.4 a 1 y humedad 0.3 a 0.4, **5** de salinidad de 0.6 a 1 y humedad 0.35 a 0.5, **7** de salinidad 1 a 1.40 y humedad 0.35 a 0.45, **13** de salinidad 0.80 a 1.40 y humedad 0.4 a 0.55, **14** de salinidad 1 a 1.40 y humedad de 0.4 a 0.55.

En cuanto a las dicotiledóneas, el mayor número de semillas germinadas se encontró en la subparcela **2** cuya salinidad varía entre 0.8 y 0.1 y humedad 0.35 a 0.4, la especie (dicotiledónea) más abundante en esta parcela es *Plantago crassifolia*.

El menor número se ha encontrado en la parcela **5** en la que la germinación ha sido nula, cuyo rango de salinidad varía entre 0.6 y 1 y el de humedad entre 0.35 y 0.5 y donde la especie (dicotiledóneas) más abundante es *Sarcocornia fruticosa*. En la parcela **5** no han germinado ni monocotiledóneas ni dicotiledóneas, por ello se ha decidido a buscar la siguiente subparcela en la que han germinado menos dicotiledóneas, son las subparcelas **9** y **13**, con una salinidad de 0.80 a 1.20 ambas y una humedad de 0.4 a 0.5 la primera y 0.4 a 0.55 la segunda.

Se ha visto que el número de semillas germinadas ha sido mayor cuando menor ha sido la salinidad, aunque el rango de salinidad es ligeramente mayor en la parcela con mayor número de semillas de dicotiledóneas germinadas.

Se ha observado que claramente en toda la parcela el número de monocotiledóneas germinadas ha sido muy inferior al número de plántulas de dicotiledóneas.

Además en toda la parcela se ha encontrado que el número de semillas de monocotiledóneas germinadas ha sido claramente inferior al de dicotiledóneas a pesar de que la parcela estaba dominada por las especies *J. acutus* y *J. maritimus*, según Baldwin et al. (1996) la presencia o

ausencia de especies sobre el suelo no es necesariamente un factor influyente en la densidad de especies presentes en el banco de semillas del suelo.

Además de ello, el número de semillas de dicotiledóneas germinadas en algunas placas ha sido muy elevado, esto puede deberse a que han germinado semillas que se encontraban en estado latente debido a las condiciones favorables de humedad, luz y temperatura a las que se las ha sometido o porque en estas placas ha habido algún tipo de contaminación.

Bibliografía

ALBORCH, B., GARCÍA-FAYOS & P., BOCHET, E. (2003). Estimación de los filtros ecológicos que controlan la colonización de taludes de carretera a partir del estudio del banco de semillas del suelo. *Ecología* 17: 65-75

ANDREU, V., RUBIO, J.L. & SANCHIS, E. (1998). Los suelos de la devesa de la Albufera. *Revista valenciana d'estudis autonòmics* 22.

BALDWIN, A.H; MCKEE, K. L. & MENDELSSOHN, I. A. (1996). The influence of vegetation, salinity and inundation on seed banks of a oligohaline coastal marshes. *American Journal of Botany* 83: 470-479

BOSSUYT B., HOFFMANN M., STICHELMANS, E. (2005). The importance of seed bank knowledge for the restoration of coastal plant communities – a case study of salt marshes and dune slacks at the Belgian coast. *Practices in European Coastal Habitats, Koksijde, Belgium*, 19-23.

CALVO, A., CERDÀ, A., GARCÍA-FAYOS, P. & RECATALÀ, T.M. (1995). Seed population dynamics on badland slopes in southeastern Spain. *Journal of Vegetation Science* 6: 691-696.

CALVO J.F., PUJOL J.A. & RAMIREZ, L. (2000). Recovery of Germination from Different Osmotic Conditions by Four Halophytes from Southeastern Spain. *Annals of Botany* 85 : 279-28.

CARVALHO, P.C., DE FAVORETTO, V. (1995). Impacto das reservas de sementes no solo sobre a dinâmica populacional das pastagens. *Informativo Abrates* 5 (1): 87-108.

CAVERO, R.Y. & PIUDO, M.J. (2005). Banco de semillas: comparación de metodologías de extracción, de densidad y de profundidad de muestreo. *Publicaciones de Biología, Universidad de Navarra, Serie Botánica* 16: 71-85.

CHAPMAN, V.J. (1974). Salt marshes and Salt Deserts of the World. *Cramer, Lehre*, p.392

EGAN, T.P. & UNGAR, I. A. (2000). Similarity between seed banks and above-ground vegetation along a salinity gradient. *Journal of Vegetation Science* 11: 189-194.

ENCISO, J., GARCÍA-FAYOS, P. & CERDÀ, A. (2000). Distribución del banco de semillas en taludes de carretera: efecto de la orientación y de la topografía. *Orsis* 15: 103-113.

FERRANDIS GOTOR, P. (1996). Efecto del fuego sobre el banco de semillas del suelo en diferentes ecosistemas mediterráneos de castilla la mancha. *Departamento de biología vegetal, universidad de Murcia*. 19-27

GOMEZ CAMPO, C. & PERÉZ DE MADRID, H. (1986). El banco de semillas del suelo en Villarobledo (Albacete) y su comarca. *Lazaroa* 9: 221-239.

MALONE, C.R. (1967). A rapid method for enumeration of viable seed in soil. *Weeds* 15: 381-382

SIMPSON, R.L.; LECK, M.A. & PARKER, V.T. (1989). Seed banks: general concepts and methodological issues. *Ecology of soil seed banks*. Academic press, San Diego, California

THOMPSON, K. & GRIME J.P. (1979). Seasonal variaton in the seed banks of herbaceous species in ten contrasting habitats. *Journal of Ecology* 67: 893-921

En Internet

CASTROVIEJO S. *Proyecto Anthos, sistema de información sobre las plantas de España*. 2006

(en Internet) <<http://www.anthos.es/>> (Febrero 2010)

AREA DE BOTÀNICA, DEPARTAMENT DE BIOLOGIA, UNIVERSITAT DE LES ILLES BALEARS. *Herbari virtual del mediterrani occidental*. 2007

(en Internet) <<http://herbarivirtual.uib.es/>> (Enero 2010)

PLAN NACIONAL DE INVESTIGACIÓN CIENTÍFICA Y TÉCNICA. *Flora iberica. Plantas vasculares de la península Ibérica e islas Baleares* (2005)

(en Internet) <<http://www.floraiberica.org/>> (Mayo 2010)

FAO. *Recursos de la tierra, gestión, planificación y uso*. (1997)

(Internet) <<http://www.fao.org/nr/land/es/>> (Mayo 2010)

MUNNS R. *The impact of salinity stress*

(Internet) <www.plantstress.com/Articles/salinity_i/salinity_i.htm> (Mayo 2010)

Agradecimientos:

A Josep Vicent Llinares (EPSG) por toda su ayuda y contactos proporcionados, a Esther Bochet (CIDE) por sus consejos y documentación prestada y a mis tutoras Mónica Boscaiu y Pilar Donat.