

UNIVERSIDAD POLITECNICA DE VALENCIA

ESCUELA POLITECNICA SUPERIOR DE GANDIA

LICENCIADA EN CIENCIAS AMBIENTALES



UNIVERSITAT
POLITÈCNICA
DE VALÈNCIA



ESCOLA POLITÈCNICA
SUPERIOR DE GANDIA

Análisis del comportamiento germinativo en especies halotolerantes.

AUTOR:

MARIOLA MONLLOR RIDAURA

TUTOR ACADÉMICO:

MÓNICA TERESA BOSCAIU NEAGU

TUTOR EXTERNO:

PILAR SORIANO GUARINÓS

GANDÍA, SEPTIEMBRE 2012

A mi siempre excepcional familia, Paco en el recuerdo,
Marga, Maite, Clara y Paco.

AGRADECIMIENTOS

Agradecimientos muy especialmente a mis directoras, Dra. Monica Boscaiu por su saber e incondicional y continuado apoyo, Dra. Pilar Soriano por compartir conmigo sus conocimientos.

Dar gracias al personal del Jardí Botànic de la Universitat de València, a la Dra. Elena Estrelles y a la Lic. en Biología Josefa Prieto por dedicarme su tiempo y su valiosa información sobre el tratamiento y germinación de semillas, los buenos momentos pasados en el laboratorio y en definitiva que este proyecto haya visto la luz.

A la Escuela Politécnica Superior de Gandia, particularmente a la Dra. Pilar Donat Torres y al Dr. Josep Vicent Llinares Palacios por su estímulo en este proyecto.

En general a toda mi familia, Marga y Maite, mis madres, mi pareja y amigo Jose por su paciencia y su continua ayuda.

Alcoy. Septiembre 2012

Mariola Monllor Ridaura

INDICE

1 INTRODUCCION.....	Pág. 1
1.1. Ambientes estresantes: estrés salino.....	Pág.1
1.1.1. Problemática de la salinización.....	Pág. 3
1.2. Plantas adaptadas al estrés.....	Pág. 5
1.2.1. Plantas halófilas.....	Pág. 6
1.2.2. Respuestas adaptativas a altas concentraciones de sal.....	Pág. 7
1.2.3. Germinación de las plantas halófilas.....	Pág. 10
1.2.3.1. Efectos de la salinidad.....	Pág. 12
1.2.3.1.1. Tolerancia a la salinidad de halófilas crasas.....	Pág. 12
1.2.3.1.2. Efectos comparativos de la salinidad.....	Pág. 13
1.2.3.2. Recuperación.....	Pág. 13
1.2.3.3. Temperatura y efecto de la salinidad en la germinación.	Pág. 14
1.3. CONSERVACION DE RECURSOS NATURALES.....	Pág. 14
1.3.1. Conservación <i>in situ</i> : Hábitats prioritarios: Ambientes salinos.....	Pág. 14
1.3.1.1. Amenazas.....	Pág. 15
1.3.1.2. Medidas de conservación.....	Pág. 15
1.3.2. Conservación <i>ex situ</i> : Jardines botánicos.....	Pág. 16
1.3.2.1. Conservación <i>ex situ</i> : Bancos de germoplasma.....	Pág. 18
2. OJETIVOS DEL PROYECTO.....	Pág. 23
3. MATERIAL Y MÉTODOS.....	Pág. 24
3.1. Zonas de muestreo.....	Pág. 26
3.1.1. El Saler.....	Pág. 26
3.1.2. El Clot de Galvany.....	Pág. 34
3.2. Material biológico.....	Pág. 38
3.2.1. Distribución de las especies en las comunidades vegetales.....	Pág. 38
3.2.2. Especies estudiadas.....	Pág. 40
3.2.2.1. <i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Pág. 41
3.2.2.2. <i>Sarcocornia fruticosa</i>	Pág. 42

3.2.2.3. <i>Limonium girardianum</i>	Pág. 43
3.2.2.4. <i>Limonium virgatum</i>	Pág. 44
3.2.2.5. <i>Limonium narbonense</i>	Pág.46
3.2.2.6. <i>Limonium santapolense</i>	Pág. 47
3.2.2.7. <i>Spergularia media</i>	Pág. 49
3.2.2.8. <i>Juncus subulatus</i>	Pág. 50
3.2.2.9. <i>Aster tripolium</i>	Pág. 51
3.2.2.10. <i>Plantago crassifolia</i>	Pág. 53
3.2.2.11. <i>Juncus maritimus</i>	Pág. 55
3.2.2.12. <i>Halogeton sativus</i>	Pág.56
3.2.2.13. <i>Salsola oppositifolia</i>	Pág. 57
3.2.3. Tratamiento del material biológico.....	Pág. 58
3.2.3.1. Ingreso del material en el banco de germoplasma.....	Pág. 59
3.2.3.2. Limpieza, manejo y extracción de semillas.....	Pág. 60
3.2.3.3. Secado del germoplasma.....	Pág. 62
3.2.3.4. Conservación y almacenamiento.....	Pág. 63
3.2.4. Ensayos de germinación.....	Pág. 64
3.2.4.1. Condiciones de germinación y tratamientos aplicados a las semillas.....	Pág. 65
3.2.4.2. Parámetros analizados.....	Pág. 67
3.2.4.3. Análisis estadístico.....	Pág. 70
4. RESULTADOS.....	Pág. 72
4.1. Respuesta germinativa.....	Pág. 72
4.1.1. Barrido de temperaturas. Análisis de los resultados.....	Pág. 72
4.1.1.1. <i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Pág. 72
4.1.1.2. <i>Sarcocornia fruticosa</i>	Pág. 75
4.1.1.3. <i>Limonium girardianum</i>	Pág. 77
4.1.1.4. <i>Limonium virgatum</i>	Pág. 80
4.1.1.5. <i>Limonium narbonense</i>	Pág. 82
4.1.1.6. <i>Limonium santapolense</i>	Pág. 85
4.1.1.7. <i>Spergularia media</i>	Pág. 87

4.1.1.8. <i>Juncus subulatus</i>	Pág. 90
4.1.1.9. <i>Aster tripolium</i>	Pág. 93
4.1.1.10. <i>Plantago crassifolia</i>	Pág. 95
4.1.1.11. <i>Juncus maritimus</i>	Pág. 98
4.1.1.12. <i>Halogeton sativus</i>	Pág. 100
4.1.1.13. <i>Salsola oppositifolia</i>	Pág. 103
4.1.2. Barrido de sales. Análisis de los resultados.....	Pág. 105
4.1.2.1. <i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Pág. 106
4.1.2.2. <i>Sarcocornia fruticosa</i>	Pág. 109
4.1.2.3. <i>Limonium girardianum</i>	Pág. 111
4.1.2.4. <i>Limonium virgatum</i>	Pág. 114
4.1.2.5. <i>Limonium narbonense</i>	Pág. 116
4.1.2.6. <i>Limonium santapolense</i>	Pág. 119
4.1.2.7. <i>Spergularia media</i>	Pág. 122
4.1.2.8. <i>Juncus subulatus</i>	Pág. 125
4.1.2.9. <i>Aster tripolium</i>	Pág. 127
4.1.2.10. <i>Plantago crassifolia</i>	Pág. 130
4.1.2.11. <i>Juncus maritimus</i>	Pág. 132
4.1.2.12. <i>Halogeton sativus</i>	Pág. 135
4.1.2.13. <i>Salsola oppositifolia</i>	Pág. 137
4.1.3. Recuperación de la germinación. Análisis de los resultados.....	Pág. 140
4.1.3.1. <i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Pág. 141
4.1.3.2. <i>Sarcocornia fruticosa</i>	Pág. 142
4.1.3.3. <i>Limonium girardianum</i>	Pág. 144
4.1.3.4. <i>Limonium virgatum</i>	Pág. 146
4.1.3.5. <i>Limonium narbonense</i>	Pág. 147
4.1.3.6. <i>Limonium santapolense</i>	Pág. 149
4.1.3.7. <i>Spergularia media</i>	Pág. 151
4.1.3.8. <i>Juncus subulatus</i>	Pág. 152
4.1.3.9. <i>Aster tripolium</i>	Pág. 154

4.1.3.10. <i>Plantago crassifolia</i>	Pág. 155
4.1.3.11. <i>Juncus maritimus</i>	Pág. 157
4.1.3.12. <i>Halogeton sativus</i>	Pág. 159
4.1.3.13. <i>Salsola oppositifolia</i>	Pág. 160
4.1.4. Reducción del porcentaje de germinación. Análisis de los resultados.	Pág. 161
4.1.5. Análisis conjunto.....	Pág. 163
5. DISCUSIÓN.....	Pág. 166
6. CONCLUSION.....	Pág. 169
7. ANEXOS.....	Pág. 170
8. BIBLIOGRAFIA.....	Pág. 176

INDICE DE TABLAS

Tabla 1: Tipos de salinidad según el origen.....	Pág. 4
Tabla 2: Problemas para las plantas en suelos salinos.....	Pág. 6
Tabla 3: Diferentes Figuras de Protección en el Parque Natural de la Albufera.....	Pág. 30
Tabla 4: Especies estudiadas en el presente proyecto.....	Pág. 40
Tabla 5: Concentraciones de NaCl a las que se han cultivado las distintas especies.....	Pág. 66
Tabla 6: Cantidades de agua destilada, NaCl y agar necesarias para cada solución salina.....	Pág. 66
Tabla 7: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en <i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Pág. 74
Tabla 8: Medias y desviaciones típicas representadas en la gráfica anterior en <i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Pág. 74
Tabla 9: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en <i>Sarcocornia fruticosa</i>	Pág. 76
Tabla 10: Medias y desviaciones típicas representadas en la gráfica anterior en <i>Sarcocornia fruticosa</i>	Pág. 77
Tabla 11: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en <i>Limonium girardianum</i>	Pág. 79
Tabla 12: Medias y desviaciones típicas representadas en la gráfica anterior en <i>Limonium girardianum</i>	Pág. 79
Tabla 13: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en <i>Limonium virgatum</i>	Pág. 81
Tabla 14: Medias y desviaciones típicas representadas en la gráfica anterior en <i>Limonium virgatum</i>	Pág. 82

Tabla 15: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en <i>Limonium narbonense</i>	Pág. 84
Tabla 16: Medias y desviaciones típicas representadas en la gráfica anterior en <i>Limonium narbonense</i>	Pág. 85
Tabla 17: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en <i>Limonium santapolense</i>	Pág. 81
Tabla 18: Medias y desviaciones típicas representadas en la gráfica anterior en <i>Limonium santapolense</i>	Pág. 87
Tabla 19: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en <i>Spergularia media</i>	Pág. 89
Tabla 20: Medias y desviaciones típicas representadas en la gráfica anterior en <i>Spergularia media</i>	Pág. 90
Tabla 21: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en en <i>Juncus subulatus</i>	Pág. 92
Tabla 22: Medias y desviaciones típicas representadas en la gráfica anterior en <i>Juncus subulatus</i>	Pág. 92
Tabla 23: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en <i>Aster tripolium</i>	Pág. 94
Tabla 24: Medias y desviaciones típicas representadas en la gráfica anterior en <i>Aster tripolium</i>	Pág. 95
Tabla 25: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en <i>Plantago crassifolia</i>	Pág. 97
Tabla 26: Medias y desviaciones típicas representadas en la gráfica anterior en <i>Plantago crassifolia</i>	Pág. 97
Tabla 27: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en <i>Juncus maritimus</i>	Pág. 99
Tabla 28: Medias y desviaciones típicas representadas en la gráfica anterior en <i>Juncus maritimus</i>	Pág. 100
Tabla 29: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en <i>Halogeton sativus</i>	Pág. 102
Tabla 30: Medias y desviaciones típicas representadas en la gráfica anterior en <i>Halogeton sativus</i>	Pág. 102
Tabla 31: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en <i>Salsola oppositifolia</i>	Pág. 104
Tabla 32: Medias y desviaciones típicas representadas en la gráfica anterior en <i>Salsola oppositifolia</i>	Pág. 105
Tabla 33: Temperaturas óptimas para cada especie.....	Pág. 106
Tabla 34: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Pág. 108

Tabla 35: Medias y desviaciones típicas (σ) de la inversa del tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Pág. 109
Tabla 36: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Sarcocornia fruticosa</i>	Pág. 110
Tabla 37: Medias y desviaciones típicas (σ) de la inversa del tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Sarcocornia fruticosa</i>	Pág. 111
Tabla 38: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Limonium girardianum</i>	Pág. 113
Tabla 39: Medias y desviaciones típicas (σ) de la inversa del tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Limonium girardianum</i>	Pág. 113
Tabla 40: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Limonium virgatum</i>	Pág. 115
Tabla 41: Medias y desviaciones típicas (σ) de la inversa del tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Limonium virgatum</i>	Pág. 116
Tabla 42: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Limonium narbonense</i>	Pág. 118
Tabla 43: Medias y desviaciones típicas (σ) de la inversa del tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Limonium narbonense</i>	Pág. 119
Tabla 44: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Limonium santapolense</i>	Pág. 120
Tabla 45: Medias y desviaciones típicas (σ) de la inversa del tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Limonium santapolense</i>	Pág. 121
Tabla 46: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Spergularia media</i>	Pág. 123
Tabla 47: Medias y desviaciones típicas (σ) de la inversa del tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Spergularia media</i>	Pág. 124
Tabla 48: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Juncus subulatus</i>	Pág. 126
Tabla 49: Medias y desviaciones típicas (σ) de la inversa del tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Juncus subulatus</i>	Pág. 127
Tabla 50: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Aster tripolium</i>	Pág. 128
Tabla 51: Medias y desviaciones típicas (σ) de la inversa del tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Aster tripolium</i>	Pág. 129
Tabla 52: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Plantago crassifolia</i>	Pág. 131
Tabla 53: Medias y desviaciones típicas (σ) de la inversa del tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Plantago crassifolia</i>	Pág. 132

Tabla 54: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Juncus maritimus</i>	Pág. 134
Tabla 55: Medias y desviaciones típicas (σ) de la inversa del tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Juncus maritimus</i>	Pág. 135
Tabla 56: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Halogeton sativus</i>	Pág. 136
Tabla 57: Medias y desviaciones típicas (σ) de la inversa del tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Halogeton sativus</i>	Pág. 137
Tabla 58: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Salsola oppositifolia</i>	Pág. 139
Tabla 59: Medias y desviaciones típicas (σ) de la inversa del tiempo medio de germinación (TMG) representadas en las gráfica anterior en <i>Salsola oppositifolia</i>	Pág. 140
Tabla 60: Medias representadas en la gráfica superior en <i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Pág. 142
Tabla 61: Medias representadas en la gráfica superior en <i>Sarcocornia fruticosa</i>	Pág. 144
Tabla 62: Medias representadas en la gráfica superior en <i>Limonium girardianum</i>	Pág. 145
Tabla 63: Medias representadas en la gráfica superior en <i>Limonium virgatum</i>	Pág. 147
Tabla 64: Medias representadas en la gráfica superior en <i>Limonium narbonense</i>	Pág. 149
Tabla 65: Medias representadas en la gráfica superior en <i>Limonium santapolense</i>	Pág. 150
Tabla 66: Medias representadas en la gráfica superior <i>Spergularia media</i>	Pág. 152
Tabla 67: Medias representadas en la gráfica superior <i>Juncus subulatus</i>	Pág. 154
Tabla 68: Medias representadas en la gráfica superior en <i>Aster tripolium</i>	Pág. 155
Tabla 69: Medias representadas en la gráfica superior en <i>Plantago crassifolia</i>	Pág. 157
Tabla 70: Medias representadas en la gráfica superior en <i>Juncus maritimus</i>	Pág. 158
Tabla 71: Medias representadas en la gráfica superior en <i>Halogeton sativus</i>	Pág. 160

INDICE DE FIGURAS

Figura 1: Instituciones que participan en la Red Española de Bancos de Germoplasma (REDBAG)	Pág. 21
Figura 2: Elementos principales de un procedimiento generalizado de almacenar semillas.....	Pág. 22
Figura 3: Zonación típica en un saladar del levante español.....	Pág. 25
Figura 4: Zonas de muestreo: Albufera de Valencia y Clot de Galvany.....	Pág. 26
Figura 5: Clot de Galvany.	Pág. 34
Figura 6: Imagen aérea del Clot de Galvany (Sansano 1991-1992).....	Pág. 36
Figura 7: Esquema de la distribución de las especies estudias).....	Pág. 39
Figura 8: <i>Arthrocnemum macrostachyum</i> . Plantas y Semillas.....	Pág. 42
Figura 9: <i>Sarcocornia fruticosa</i> . Planta y Semillas.....	Pág. 43
Figura 10: <i>Limonium girardianum</i> . Planta y Semillas.....	Pág. 44
Figura 11: <i>Limonium virgatum</i> . Planta y Semillas.....	Pág. 46
Figura 12: <i>Limonium narbonense</i> . Semillas y Planta.....	Pág. 47
Figura 13: <i>Limonium santapolense</i> . Planta y Semillas.....	Pág. 49
Figura 14: <i>Spergularia media</i> . Planta y Semillas.....	Pág. 50
Figura 15: <i>Juncus subulatus</i> . Planta y Semillas.....	Pág. 51
Figura 16: <i>Aster tripolium</i> . Planta y Semillas.....	Pág. 53
Figura 17: <i>Plantago crassifolia</i> . Planta (izquierda). Semillas.....	Pág. 54
Figura 18: <i>Juncus maritimus</i> . Planta (izquierda). Semillas.....	Pág. 56
Figura 19: <i>Halogeton sativus</i> . Planta (izquierda). Semillas (derecha.....	Pág. 57
Figura 20: <i>Salsola oppositifolia</i> . Semillas (izquierda). Planta.....	Pág. 58
Figura 21: Laboratorio con los distintos utensilios necesarios para el manejo de las semillas.....	Pág. 59
Figura 22: Soplador o máquina de flujo de aire.....	Pág. 60
Figura 23: Batería de tamices con distintos tamaños de malla.....	Pág. 61
Figura 24: Cámaras para ultrasecar semillas en presencia de gel de sílice.....	Pág. 62
Figura 25: Tarro de apertización con gel de sílice en el fondo.....	Pág. 63
Figura 26: Porcentaje de germinación en <i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Pág. 73
Figura 27: Tiempo medio de germinación en <i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Pág. 73

Figura 28: Inversa del tiempo medio de germinación (1/TMG) en <i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Pág. 74
Figura 29: Porcentaje de germinación respecto a la temperatura en <i>Sarcocornia fruticosa</i>	Pág. 75
Figura 30: Tiempo medio de germinación en <i>Sarcocornia fruticosa</i>	Pág. 76
Figura 31: Inversa del tiempo medio de germinación (1/TMG) en <i>Sarcocornia fruticosa</i>	Pág. 77
Figura 32: Porcentaje de germinación en <i>Limonium girardianum</i>	Pág. 78
Figura 33: Tiempo medio de germinación en <i>Limonium girardianum</i>	Pág. 78
Figura 34: Inversa del tiempo medio de germinación (1/TMG) en <i>Limonium girardianum</i>	Pág. 79
Figura 35: Porcentaje de germinación en <i>Limonium virgatum</i>	Pág. 80
Figura 36: Tiempo medio de germinación en <i>Limonium virgatum</i>	Pág. 81
Figura 37: Inversa del tiempo medio de germinación (1/TMG) en <i>Limonium virgatum</i>	Pág. 82
Figura 38: Porcentaje de germinación en <i>Limonium narbonense</i>	Pág. 83
Figura 39: Tiempo medio de germinación en <i>Limonium narbonense</i>	Pág. 84
Figura 40: Inversa del tiempo medio de germinación (1/TMG) en <i>Limonium narbonense</i>	Pág. 85
Figura 41: Porcentaje de germinación en <i>Limonium santapolense</i>	Pág. 86
Figura 42: Tiempo medio de germinación en <i>Limonium santapolense</i>	Pág. 86
Figura 43: Inversa del tiempo medio de la germinación (1/TMG) en <i>Limonium santapolense</i>	Pág. 87
Figura 44: Porcentaje de germinación en <i>Spergularia media</i>	Pág. 88
Figura 45: Tiempo medio de germinación en <i>Spergularia media</i>	Pág.89
Figura 46: Inversa del tiempo medio de germinación (1/TMG) en <i>Spergularia media</i>	Pág. 90
Figura 47: Porcentaje de germinación en <i>Juncus subulatus</i>	Pág. 91
Figura 48: Tiempo medio de germinación en <i>Juncus subulatus</i>	Pág. 91
Figura 49: Inversa del tiempo medio de germinación (1/TMG) en <i>Juncus subulatus</i>	Pág. 92
Figura 50: Porcentaje de germinación en <i>Aster tripolium</i>	Pág. 93
Figura 51: Tiempo medio de germinación en <i>Aster tripolium</i>	Pág. 94
Figura 52: Inversa del tiempo medio de germinación (1/TMG) en <i>Aster tripolium</i>	Pág. 95
Figura 53: Porcentaje de germinación en <i>Plantago crassifolia</i>	Pág. 96
Figura 54: Tiempo medio de germinación en <i>Plantago crassifolia</i>	Pág. 96
Figura 55: Inversa del tiempo medio de germinación (1/TMG) en <i>Plantago crassifolia</i>	Pág. 97
Figura 56: Porcentaje de germinación en <i>Juncus maritimus</i>	Pág. 98

Figura 57: Tiempo medio de germinación en <i>Juncus maritimus</i>	Pág. 99
Figura 58: Inversa del tiempo medio de germinación (1/TMG) en <i>Juncus maritimus</i>	Pág. 100
Figura 59: Porcentaje de germinación en <i>Halogeton sativus</i>	Pág. 101
Figura 60: Tiempo medio de germinación en <i>Halogeton sativus</i>	Pág. 101
Figura 61: Inversa del tiempo medio de germinación (1/TMG) en <i>Halogeton sativus</i>	Pág. 102
Figura 62: Porcentaje de germinación en <i>Salsola oppositifolia</i>	Pág. 103
Figura 63: Tiempo medio de germinación en <i>Salsola oppositifolia</i>	Pág. 104
Figura 64: Inversa del tiempo medio de germinación (1/TMG) en <i>Salsola oppositifolia</i>	Pág. 105
Figura 65: Porcentaje de germinación en <i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Pág. 107
Figura 66: Tiempo de germinación medio en <i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Pág. 107
Figura 67: Inversa del tiempo medio de germinación en <i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Pág. 108
Figura 68: Porcentaje medio de germinación en <i>Sarcocornia fruticosa</i>	Pág. 109
Figura 69: Tiempo de germinación medio en <i>Sarcocornia fruticosa</i>	Pág. 110
Figura 70: Inversa del tiempo medio de germinación en <i>Sarcocornia fruticosa</i>	Pág. 111
Figura 71: Porcentaje de germinación en <i>Limonium girardianum</i>	Pág. 112
Figura 72: Tiempo de germinación medio en <i>Limonium girardianum</i>	Pág. 112
Figura 73: Inversa del tiempo medio de germinación en <i>Limonium girardianum</i>	Pág. 113
Figura 74: Porcentaje de germinación en <i>Limonium virgatum</i>	Pág. 114
Figura 75: Tiempo de germinación medio en <i>Limonium virgatum</i>	Pág. 115
Figura 76: Inversa del tiempo medio de germinación en <i>Limonium virgatum</i>	Pág. 116
Figura 77: Porcentaje de germinación en <i>Limonium narbonense</i>	Pág. 117
Figura 78: Tiempo de germinación en <i>Limonium narbonense</i>	Pág. 117
Figura 79: Inversa del tiempo medio de germinación en <i>Limonium narbonense</i>	Pág. 118
Figura 80: Porcentaje de germinación en <i>Limonium santapolense</i>	Pág. 119
Figura 81: Tiempo medio de germinación en <i>Limonium santapolense</i>	Pág. 120
Figura 82: Inversa del tiempo medio de germinación en <i>Limonium santapolense</i>	Pág. 121
Figura 83: Porcentaje de germinación en <i>Spergularia media</i>	Pág. 122
Figura 84: Tiempo de germinación medio en <i>Spergularia media</i>	Pág. 123
Figura 85: Inversa del tiempo medio de germinación en <i>Spergularia media</i>	Pág. 124
Figura 86: Porcentaje de germinación en <i>Juncus subulatus</i>	Pág. 125

Figura 87: Tiempo medio germinación en <i>Juncus subulatus</i>	Pág. 125
Figura 88: Inversa del tiempo medio de germinación en <i>Juncus subulatus</i>	Pág.126
Figura 89: Porcentaje de germinación en <i>Aster tripolium</i>	Pág. 127
Figura 90: Tiempo medio de germinación medio en <i>Aster tripolium</i>	Pág. 128
Figura 91: Inversa del tiempo medio de germinación en <i>Aster tripolium</i>	Pág. 129
Figura 92: Porcentaje de germinación en <i>Plantago crassifolia</i>	Pág. 130
Figura 93: Tiempo medio de germinación en <i>Plantago crassifolia</i>	Pág. 131
Figura 94: Inversa del tiempo medio de germinación en <i>Plantago crassifolia</i>	Pág. 132
Figura 95: Porcentaje de germinación en <i>Juncus maritimus</i>	Pág. 133
Figura 96: Tiempo medio de germinación en <i>Juncus maritimus</i>	Pág. 133
Figura 97: Inversa del tiempo medio de germinación en <i>Juncus maritimus</i>	Pág. 134
Figura 98: Porcentaje de germinación en <i>Halogeton sativus</i>	Pág. 135
Figura 99: Tiempo medio de germinación en <i>Halogeton sativus</i>	Pág. 136
Figura 100: Inversa del tiempo medio de germinación en <i>Halogeton sativus</i>	Pág. 137
Figura 101: Porcentaje de germinación en <i>Salsola oppositifolia</i>	Pág. 138
Figura 102: Tiempo medio de germinación en <i>Salsola oppositifolia</i>	Pág. 138
Figura 103: Inversa del tiempo medio de germinación en <i>Salsola oppositifolia</i>	Pág.139
Figura 104: Porcentaje de germinación en <i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Pág. 141
Figura 105: Tiempo medio de germinación media en <i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	Pág. 142
Figura 106: Porcentaje de germinación en <i>Sarcocornia fruticosa</i>	Pág. 143
Figura 107: Tiempo medio de germinación en <i>Sarcocornia fruticosa</i>	Pág. 143
Figura 108: Porcentaje de germinación en <i>Limonium girardianum</i>	Pág. 144
Figura 109: Tiempo medio de germinación en <i>Limonium girardianum</i>	Pág. 145
Figura 110: Porcentaje de germinación en <i>Limonium virgatum</i>	Pág. 146
Figura 111: Tiempo medio de germinación en <i>Limonium virgatum</i>	Pág. 147
Figura 112: Porcentaje de germinación en <i>Limonium narbonense</i>	Pág. 148
Figura 113: Tiempo medio de germinación en <i>Limonium narbonense</i>	Pág. 148
Figura 114: Porcentaje de germinación en <i>Limonium santapolense</i>	Pág. 149
Figura 115: Tiempo medio de germinación en <i>Limonium santapolense</i>	Pág. 150
Figura 116: Porcentaje de germinación en <i>Spergularia media</i>	Pág. 151

Figura 117: Tiempo medio de germinación en <i>Spergularia media</i>	Pág. 152
Figura 118: Porcentaje de germinación en <i>Juncus subulatus</i>	Pág. 153
Figura 119: Tiempo medio de germinación en <i>Juncus subulatus</i>	Pág. 153
Figura 120: Porcentaje de germinación en <i>Aster tripolium</i>	Pág. 154
Figura 121: Tiempo medio de germinación en <i>Aster tripolium</i>	Pág. 155
Figura 122: Porcentaje de germinación en <i>Plantago crassifolia</i>	Pág. 156
Figura 123: Tiempo medio de germinación en <i>Plantago crassifolia</i>	Pág. 156
Figura 124: Porcentaje de germinación en <i>Juncus maritimus</i>	Pág. 157
Figura 125: Tiempo medio de germinación en <i>Juncus maritimus</i>	Pág. 158
Figura 126: Porcentaje de germinación en <i>Halogeton sativus</i>	Pág. 159
Figura 127: Tiempo medio de germinación en <i>Halogeton sativus</i>	Pág. 160
Figura 128: Efecto de la sal a diferentes concentraciones para las especies estudiadas.....	Pág. 161
Figura 129: Porcentaje de germinación respecto a la temperatura de todas las especies estudiadas.....	Pág. 163
Figura 130: Porcentaje de germinación frente a la concentración salina de todas las especies estudiadas.....	Pág. 164
Figura 131: Recuperación de la germinación de todas las especies.....	Pág. 165

1. INTRODUCCIÓN

La Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO) ha identificado como una de las principales causas de la degradación del suelo la aplicación inadecuada de técnicas de preparación de tierras y de labranza. Este problema está conduciendo a un rápido deterioro físico, químico y biológico de una gran parte de los suelos, con fuertes descensos en la productividad agrícola y detrimento del medio ambiente.

Entre los principales factores ambientales y de suelos que influyen sobre la productividad, se nombran la topografía, la lluvia y las limitaciones del suelo. Dentro de este último grupo se incluye la acidez, la alcalinidad y la salinidad; baja capacidad de intercambio de cationes (CIC); fijación de fósforo y propiedades de dilatación y contracción.

Los trabajos relacionados con la salinidad tienen una gran importancia. Por este motivo en las últimas décadas se ha incrementado de forma considerable el número de estudios sobre las respuestas al estrés salino, tanto en plantas cultivadas de interés económico, como en plantas adaptadas a medios salinos, las denominadas halófitas. La razón principal por la que se ha llevado a cabo este trabajo sobre la respuesta germinativa de ciertas especies halófilas a distintos factores ambientales como la temperatura y salinidad del medio, es para obtener información sobre los posibles requerimientos ecológicos de este tipo de plantas destinadas a programas de restauración del medio natural, ya que la fase de germinación representa el momento clave en el ciclo biológico de las plantas en cualquier tipo de ambientes.

1.1. AMBIENTES ESTRESANTES: ESTRÉS SALINO

Las plantas están sometidas frecuentemente a situaciones desfavorables para su desarrollo y funcionamiento óptimos ocasionadas por alteraciones en el medio ambiente. Este conjunto de situaciones desfavorables recibe el nombre de estrés medioambiental (Azcon-Bieto & Talon, 1993). El significado de estrés medioambiental puede ser muy amplio, ya que incluye cualquier tipo de situación desfavorable para las plantas. Se puede clasificar en dos tipos:

1-Estrés biológico o biótico: cuando está causado por la acción de otros seres vivos (virus, bacterias, insectos, herbívoros, etc.).

2-Estrés abiótico: condiciones externas adversas causadas por factores abióticos, como por ejemplo: exceso o falta de luz y/o agua; temperaturas extremas; altas concentraciones de iones metálicos y/o salinos, entre otros. El estrés abiótico a su vez se divide en dos tipos:

2.1-Estrés físico: es aquel que puede estar producido por déficit hídrico, la salinidad, el frío, el calor, la irradiación luminosa, la anaerobiosis, estreses mecánicos como el producido por el viento, o por heridas entre otras causas.

2.2-Estrés químico: estrés causado por la presencia de metales pesados, salinidad, contaminantes atmosféricos, herbicidas o por la carencia de determinados elementos químicos.

La tolerancia a la sequía, a la salinidad, temperaturas elevadas, y otras condiciones adversas, no pueden ser comparables entre plantas silvestres, adaptadas a unas condiciones poco favorables y plantas no resistentes a estos tipos de estrés. Los mecanismos de tolerancia de las plantas silvestres son mucho más eficaces ya que disponen de mayor capacidad para hacer frente a los diferentes tipos de estrés medioambiental (hídrico, térmico, salino, etc.), desde adaptaciones estructurales, fisiológicas incluso bioquímicas y moleculares.

Al combinar el estrés físico, hídrico con el estrés químico, la toxicidad iónica y el desequilibrio nutricional, tienen lugar diversos efectos que se manifiestan en los diferentes niveles del funcionamiento de un vegetal. Entre estos están la reducción de turgencia, disminución del crecimiento y pérdida de la estructura celular por desorganización de membranas e inhibición de la actividad enzimática.

Se ha estudiado aquí, el estrés medioambiental producido por la presencia elevada de sal, estrés salino, y los efectos que se producen en las plantas que habitan dichos ecosistemas.

Según Bernstein (1974) la tolerancia al estrés salino es la capacidad de soportar ciertas concentraciones de sales solubles en el área de actividad de las raíces, lo cual se expresa como nivel de salinidad que determina una cierta declinación en los rendimientos. Sin embargo la tolerancia a la salinidad es mucho más compleja y está regida por numerosos procesos bioquímicos, fisiológicos y moleculares.

El estrés salino inhibe el crecimiento de la planta. En la naturaleza la capacidad de tolerar la salinidad, u otro tipo de estrés, parece estar inversamente relacionada con la tasa de crecimiento. Una causa de la reducción del crecimiento es la inadecuada fotosíntesis como consecuencia del cierre

estomático y por tanto por la limitada entrada de CO₂. Es importante tener en cuenta que también inhibe la división celular y el crecimiento de forma directa.

Por esta razón ha ido en aumento el interés por mejorar la tolerancia de las plantas y cultivos a la salinidad, con el empleo de métodos de mejora y selección tradicionales o producción de organismos modificados genéticamente, entre los que se destacan algunos a continuación:

- Incorporar genes procedentes de parentales silvestres tolerantes.

- Domesticación de plantas halófilas silvestres.

- Identificar caracteres relacionados con la tolerancia a la salinidad mediante marcadores moleculares (Ashraf, 1994; Shannon, 1997; Yeo, 1998).

1.1.1. PROBLEMÁTICA DE LA SALINIZACIÓN

La salinidad es un problema que afecta aproximadamente al 20% de las tierras cultivadas a nivel mundial y casi a la mitad de la superficie de regadío. Ha llegado a ser tan preocupante hasta el punto de la necesidad de recurrir a la mejora genética de la tolerancia a la sal, convirtiéndose en una necesidad urgente para el futuro en las regiones áridas y semiáridas (Boyer, 1982; Owens, 2001).

Las regiones más afectadas por sales suelen ubicarse en regiones áridas, semiáridas y estepas, donde la evaporación es mayor que las precipitaciones (Kovda, 1964; Obregón, 1996).

La salinidad igualmente puede aparecer en lugares con periodos prolongados de sequía, en zonas con climas templados, secos y trópicos secos. También pueden encontrarse suelos con problemas de salinidad en zonas cercanas al mar (costas, lagunas, litorales y pantanos), o bien en la cercanía de domos salinos, manantiales de aguas salinas y mantos freáticos salinos. Las plantas que crecen en este tipo de hábitats próximos a la costa están sometidas a inundaciones periódicas, abrasión y deposición causadas por las mareas y el estrés salino (Ungar, 1991).

La salinidad según su origen puede clasificarse en primaria y en secundaria. La salinidad primaria o la natural, está ampliamente distribuida en el globo terráqueo y se incrementa a medida que se presentan cambios climáticos mayores, procesos geomorfológicos de sedimentación, erosión y

redistribución de materiales; así como cambios en la hidrología superficial y subterránea (Flores, 1993).

En los últimos años se ha incrementado la salinidad secundaria o antrópica, debido a los efectos del regadío, que para garantizar el suministro de agua se ha implantado el riego, sin haber previsto la instalación de sistemas de drenaje, con el consecuente incremento de la salinidad de los suelos.

Este problema se puede intensificar con fuentes adicionales de electrolitos, como es el caso de la utilización de fertilizantes y en función de la calidad del agua de riego. Los cambios hidrológicos provocados por la deforestación o por el cultivo intensivo, también son causas importantes de la salinidad (Otero *et al.*, 2007).

La significación relativa del aporte de cada fuente suministradora de sales, depende de las condiciones del suelo, la efectividad del drenaje, la calidad del agua de riego, la sobreexplotación del manto y las prácticas de manejo agronómico.

Los principales tipos de sales más característicos en suelos salinos son cloruro sódico (NaCl), sulfato sódico (Na₂SO₄) y sulfato magnésico (MgSO₄), pudiendo presentar altas concentraciones de Na⁺, Cl⁻, Mg²⁺ y SO₄²⁻ en los suelos.

En la Tabla 1 se puede observar de forma más detallada los distintos tipos de salinidad según el origen.

Tabla 1: Tipos de salinidad según el origen (Alcaraz 2012).

CICLOS DE SALINIZACIÓN	CARACTERÍSTICAS
Continental	Movilización, redistribución y acumulación de cloruros, sulfatos, bicarbonatos y carbonato sódico en áreas con clima árido o semiárido.
Marino	Zonas de costa, NaCl de capta freáticas salinas poco profundas, inundaciones o transporte por el viento (maresía).
Deltaicos	Ciclos de salinización complejos por la mezcla de aguas de múltiples orígenes.
Artesianos	Surgencias de aguas freáticas profundas.
Antrópicos	Uso inadecuado de las aguas de riego.

1.2. PLANTAS ADAPTADAS AL ESTRÉS

Hay plantas que presentan mecanismos de adaptación a condiciones de estrés medioambiental de forma natural. Son especies vegetales silvestres capaces de sobrevivir y completar su ciclo biológico a pesar de estar sometidas a condiciones adversas. Existen diferentes tipos:

- Xerófitas: aquellas adaptadas a condiciones de aridez.

- Gipsófitas: las plantas que son capaces de sobrevivir en medios con altas cantidades de yeso.

- Halófitas: son aquellas características de suelos salinos, capaces de tolerar concentraciones de sales bastante elevadas. Están capacitadas para soportar sin daños aparentes la presencia de altas concentraciones de electrolitos en su ambiente. Este término fue propuesto por el geólogo Oscar Edward Meinzer (1876-1948) y representan el objetivo de este estudio.

La presencia elevada de sal en el suelo afecta de forma significativa a la fisiología y metabolismo de las plantas que habitan en este tipo de zonas. Las cantidades altas de sales ocasionan desequilibrio iónico y osmótico (Tabla 2); cuando llegan a un nivel extremo puede romperse la homeostasis del potencial hídrico y la distribución de iones.

Generalmente las especies halófilas, para tolerar la salinidad, suelen responder de tres formas:

- Prevenir o reparar el daño o detoxificación.

- Control de la homeostasis iónica y osmótica.

- Control del crecimiento, que debe reanudarse pero con una tasa reducida (Zhu, 2001).

La detoxificación, es la manera en que las diferentes formas reactivas de oxígeno causan el daño producido por el estrés salino. Las formas reactivas de oxígeno hacen que genere complejas respuestas moleculares como la expresión de proteínas y la producción de osmolitos, y así la eliminación de éstas o previniendo el daño en las estructuras celulares.

Cuando el componente osmótico se ve alterado por estrés salino, provoca un descenso del potencial hídrico del suelo, induciendo a su vez estrés hídrico en plantas pudiendo llegar al extremo en que la absorción de agua, por parte de las plantas, se paralice. Las plantas halófilas elevan la presión osmótica interna de la planta acumulando osmolitos, de este modo, disminuye la diferencia de presión con el ambiente externo salino y así se facilita la absorción del agua.

La componente iónica de las plantas al verse alterada, produce cambios en el metabolismo ocasionando la acumulación de productos tóxicos. Los más abundantes son el Cl^- y el Na^+ . Altas concentraciones intracelulares de Na^+ y/o Cl^- inhiben la actividad de muchos sistemas enzimáticos y algunos procesos celulares, tales como la síntesis de proteínas o el procesamiento del mRNA (Serrano, 1996; Yeo, 1998; Zhu, 2001; Forment *et al.*, 2002). El sodio también afecta a la nutrición mineral, interfiriendo en la captación de cationes esenciales, especialmente K^+ y Ca^{2+} , y promueve el estrés oxidativo mediante la generación de “especies reactivas de oxígeno” (ROS) (Serrano & Gaxiola, 1994; Yeo, 1998; Zhu, 2001).

Tabla 2: Problemas para las plantas en suelos salinos (Alcaraz 2012).

EFEECTO	PRODUCE
COMPONENTE OSMOTICO	Desciende el potencial hídrico del suelo, sequía fisiológica.
COMPONENTE IONICO	La excesiva concentración de Na y Cl alteran la germinación y el crecimiento; alteración de los balances iónicos; el suelo desarrolla una estructura asfixiante.

1.1.2. PLANTAS HALÓFILAS

Hay pocas especies de plantas que sean halófilas, la gran mayoría son glicofilas, plantas dulces o no halófilas, viéndose estas últimas afectadas negativamente por la salinidad. Cuando el entorno es salino y contiene gran acumulación de sales, el agua intracelular tiende a salir hacia el exterior. En otras palabras, se desecan y mueren, sin embargo con la vegetación halófila esto no sucede, ya que estas plantas tienen la capacidad de vivir donde otros organismos morirían. Esta particularidad se debe a diferentes adaptaciones fisiológicas que les permiten retener agua y subsistir con éxito en ambientes salinos, y así evitar la competencia con la vegetación glicofila (Flowers *et al.*, 1986).

Las plantas halófilas, definidas anteriormente, pueden clasificarse en distintos tipos (Alcaraz, 2012):

-Euhalófitos: acumulan sales en sus tejidos (*Arthrocnemum, Salicornia, Sarcocornia*).

-Crinohalófitos: Poseen glándulas o pelos excretores (*Atriplex spongiosa, Limonium, Tamarix*).

-Gliohalófitos: Pueden absorber de forma selectiva los iones salinos (*Hordeum, Rhizophora*).

-Locahalófitos: Confinan la sal en estructuras especiales (*Atriplex halimus, Salsola oppositifolia*).

Los hábitats ocupados por las halófitas son muy diversos: zonas desérticas extremadamente secas, tierras pantanosas o sometidas a inundaciones periódicas, marismas, marjales, dunas y acantilados cerca del mar y otras tierras marginales, e incluyen una gran variedad taxonómica, hecho que sugiere un origen polifilético de la tolerancia a la sal (Flowers *et al.*, 1977; 1986).

La presencia de diferentes tipos de adaptación en las plantas significa que el estrés es un concepto relativo que depende del tipo de planta que se considere. Como en el caso de las plantas xerófitas que han desarrollado a lo largo de su evolución un conjunto de adaptaciones que hacen que los ambientes áridos, nefastos para la gran mayoría de especies, sean los más idóneos para ellas, algunas llegan hasta el extremo de producir estrés por la presencia de humedad relativa elevada (Azcon-Bieto & Talon, 1993). De esta forma nos percatamos de que no todas las especies vegetales provienen de un único medio común, y es fascinante observar las existentes diferencias en especies adaptadas a medios estresantes, aun cuando los métodos de respuesta al estrés sean similares.

1.1.3. RESPUESTAS ADAPTATIVAS A LAS ALTAS CONCENTRACIONES DE SAL

Las plantas que habitan en zonas donde hay presencia de elevadas concentraciones de sal, suelen presentar adaptaciones o modificaciones en sus organismos para poder sobrevivir en dichas condiciones. Para evitar lesiones muestran distintos mecanismos, como la exclusión de iones en las hojas, mediante la compartimentación de sus vacuolas, y que las raíces tengan la capacidad para impedir la absorción de iones dañinos, entre otros. Por ejemplo las plantas de los géneros *Tamarix* y

Atriplex poseen glándulas salinas en las superficies de las hojas, donde los iones de las sales son cristalizados y dejan de ser perjudiciales; en los géneros *Salicornia*, y *Arthrocnemum*, se transforman en crasicales; otras como las del género *Limonium* recurren a eliminar el exceso de sal que se acumula a través de glándulas en la superficie de sus tallos y hojas (Costa, 1986) Las adaptaciones de las plantas a medios salinos pueden clasificarse en tres grandes tipos (Alcaraz 2012):

Fisiológicas:

- Retraso en la germinación y/o maduración ante condiciones desfavorables.
- Acortamiento de la estación de crecimiento (anuales).
- Engrosamiento de las cutículas para reducir la transpiración.
- Selectividad iónica para compensar desequilibrios.
- acumulación de osmolitos, sustancias de naturaleza químicas muy variada, que no interfieren con el metabolismo celular y aumentan la presión osmótica interna de la planta

Morfológicas:

- Reducción del tamaño foliar para disminuir la transpiración.
- Suculencia en tallos y/u hojas (acumulan y aíslan sales para evitar la toxicidad y compensar diferencias de presión osmótica con el suelo), con la presencia de un parénquima acuífero.
- Reducción del número de nervios y estomas.
- Presencia de tricomas y glándulas excretoras de sal

Fenológicas:

- Retraso de la floración.

Sin embargo, Pasternak (1987), nombró otras alteraciones distintas entre las que se encuentran:

- Deficiencias de ATP. Esta puede deberse a que en condiciones salinas, se admite menos fosfato inorgánico o a que parte del ATP es utilizado para el transporte de sal en las vacuolas.
- Respiración limitada.
- Translocación incompleta de los carbohidratos disponibles con el consiguiente aumento de azúcares solubles.

Las últimas décadas han permitido ampliar los conocimientos, así como la investigación científica y evidencias de la respuesta de las plantas a la salinidad (Serrano, 1996; Yeo, 1998; Zhu, 2001) a continuación se explican de forma más detallada algunos mecanismos fundamentales que permiten la supervivencia de las halófitas en medios muy adversos

Osmorregulación:

Una elevada salinidad genera estrés hiperosmótico, que se caracteriza por un incremento en la concentración de solutos en la célula y una disminución en la presión de turgencia por pérdida de agua (Zyalalov, 2004). Mantener el equilibrio osmótico requiere la síntesis y acumulación en el citoplasma de osmolitos. Los osmolitos son compuestos orgánicos solubles compatibles, metabólicamente inactivos y no tóxicos, incluso a grandes concentraciones. Normalmente suelen ser azúcares (trehalosa, sacarosa), polialcoholes (glicerol, sorbitol, manitol) y algunos aminoácidos y derivados (prolina, glicina betaina). Este tipo de sustancias no solo son sintetizadas por especies halófilas, ya que son en respuesta a todas las condiciones ambientales que conducen al estrés osmótico (Flowers *et al.*, 1986; Bohnert & Jensen, 1996; Serrano, 1996; Hare *et al.*, 1998).

Estos compuestos también pueden actuar como sustancias osmoprotectoras produciendo la estabilización directa de proteínas y membranas celulares en condiciones de deshidratación, y protegiendo a las células del estrés oxidativo, al inactivar “especies reactivas de oxígeno” (ROS). De hecho, la acumulación de osmolitos representa un caso sorprendente de evolución resolviendo los problemas osmóticos de todos los organismos (Yancey *et al.*, 1982).

Eliminación de sales (excreción):

Seguramente es el comportamiento auto-protector más observable de forma inmediata. Dicho ajuste está caracterizado por la secreción de las sales a través de poros epidérmicos, glándulas y cámaras localizadas en diferentes partes de las plantas como son las raíces, brotes y hojas. El exceso de iones salinos son movilizados mediante mecanismos de transporte intercelular, desde las células de la superficie hacia la parte externa de la hoja o tallo dejando unos depósitos de cristales visibles una vez ha sido el agua evaporada. Las plantas halófilas más evolucionadas suele utilizar este método para desalinizar sus fluidos internos excretando iones de sodio y cloro durante los periodos más críticos de su desarrollo (García-Ortola, 2002).

Selectividad iónica:

Por norma general todas las halófitas tienen la capacidad de excluir los iones de sodio y de cloro de su corriente de nutrientes absorbidos. La exclusión de las sales por parte de las raíces se describe normalmente 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 permite el paso de las sales pero filtrándolas.

Dilución:

Las especies halófilas crasas tienen la tendencia de acumular agua en las vacuolas de las células de los tallos y hojas como mecanismo adaptativo al estrés salino. Normalmente la sal penetra en la planta, pero al aumentar el volumen de la vacuola debido a la absorción de agua se produce una dilución de la concentración de sales, permitiendo una mayor acumulación de iones tóxicos.

Compartimentación:

Otro método de exclusión que predomina a nivel radicular se denomina acumulación o compartimentación de la sal cuando está en exceso en ciertos órganos de las plantas. Como consecuencia del cierre de los estomas y tasas de transpiración reducidas, las 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 la translocación hacia el resto de la planta.

1.1.4. GERMINACIÓN DE PLANTAS HALÓFILAS

Las halófitas están distribuidas en una gran variedad de condiciones climáticas desde zonas costeras hasta valles montañosos (Khan, 2003). Las halófitas utilizan un vasto rango de adaptaciones fisiológicas a la salinidad, como: poseer tallo carnoso, hojas carnosas, herbáceas secretoras, anuales o perennes, pseudohalófitas y no halófitas (Breckle, 1983).

El éxito de las poblaciones de halófitas depende en gran parte de la respuesta germinativa de sus semillas especialmente en climas templados, ya que la germinación en hábitats subtropicales confiere una ventaja óptima (Khan, 2003). Normalmente los suelos donde crecen este tipo de plantas suelen hacerse más salinos sobre todo durante el verano, debido a la evaporación rápida del agua; esto significa que la salinidad del suelo aumenta estacionalmente a la vez que los potenciales osmóticos (Khan & Gul, 1998; Khan & Ungar, 1998).

La germinación de las semillas en territorios áridos y semiáridos, principalmente suele tener lugar después de las precipitaciones ya que es cuando la concentración de sal presente en el suelo disminuye (Khan, 1999) y ocurre durante las estaciones de otoño y primavera en la zona mediterránea. En condiciones de salinidad la germinación puede verse afectada por:

- Inhibición completa de la germinación por superar el límite de tolerancia a la salinidad de la especie en particular.

- Retraso de la germinación de semillas cuando las sales son causa de alguna lesión.

- Pérdida de diversidad de semillas debido a la alta salinidad y a la elevada temperatura.

- Trastorno del equilibrio regulador del crecimiento en el embrión.

Existen otros muchos factores aparte de la salinidad que pueden afectar también a la germinación como son la humedad, la luz, el aumento de temperaturas y sus interacciones (Khan & Weber, 2008).

La información disponible sobre la germinación de semillas halófilas está lejos de estar completa (Khan, 1999). Se han estudiado cerca de 2400 especies (Lieth *et al.*, 1999), y los datos conseguidos solo sirven para unos pocos cientos de especies (Baskin & Baskin, 1995; Ungar, 1995). Varios factores determinan la respuesta germinativa de las semillas como: la salinidad, temperatura, luz, forma de vida, hábitat, agua, etc (Khan, 2003). Sería interesante determinar los patrones de germinación para todos estos factores.

1.2.3.1. EFECTOS DE LA SALINIDAD

Las semillas de muchas especies halófilas germinan mejor bajo condiciones de agua dulce o en salinidades inferiores a 100 mM de NaCl (Ungar, 1991), esto significa que las semillas no requieren un bajo potencial osmótico para germinar (Ungar, 1995).

La concentración de sal en el agua de mar varía entre 600 mM de NaCl (templada) a 700 mM de NaCl (árido subtropical). La mayor concentración de salinidad en la que se ha constatado que una semilla haya germinado es de 1700 mM NaCl. Chapman (1960) informó de que unas pocas semillas de tallo suculento como: *Salicornia herbacea* había germinado a 1700 mM NaCl y *Haloxylon ammodendron* y *H. persicum* germinado en 1300 mM de NaCl (Tobe *et al.*, 2000). En una especie de hojas suculentas, *Kochia americana* (1200 mM de NaCl; Clarke & West, 1969) y una gramínea *Spartina alterniflora* (1020 mM NaCl; Mooring *et al.*, 1971). Las tres primeras especies citadas son altamente tolerantes a la sal todas tienen tallo suculento seguido de cerca por una especie herbácea y una especie de hoja carnosa.

1.2.3.1.1. Tolerancia a la salinidad de especies halófilas crasas.

Esto indica que la tolerancia a la alta salinidad durante la germinación de las especies estudiadas esta por encima de la salinidad del agua de mar (Chapman, 1960; Ungar, 1962, 1967; Rivers & Weber, 1971; Joshi & Iyengar, 1982; Khan & Weber, 1986; Patridge & Wilson, 1987, Khan & Gul, 1998; Gul & Weber, 1999; Khan *et al.*, 2000; Tobe *et al.*, 2000). Sin embargo, las semillas de especies como *Halopeplis perfoliata*, *Salicornia brachystachya*, *S. dolistachya* y *Arthrocnemum australacium* no germinaron en concentraciones superiores a 250 mM de NaCl (Clarke & Hannon, 1971; Mahmud *et al.*, 1983; Huiskes *et al.*, 1985). Gran porcentaje de las halófitas suculentas son altamente tolerantes a la sal, aunque algunas especies no pudieron germinar en salinidades por encima de NaCl 300 mM.

La tolerancia a la salinidad durante la germinación de semillas halófilas de hojas suculentas es equitativa a todos los niveles de salinidad, como *Spergularia media* a 340 mM (Ungar & Binet, 1975).

La mayoría de las halófitas secretoras germinan en concentraciones de NaCl entre 340 a 520 mM de NaCl (Prado *et al.*, 2000; Carter & Ungar, 2003). Mientras que pocas de ellas tienen baja tolerancia a la sal durante la germinación (Mahmoud *et al.*, 1983; Ladiges *et al.*, 1981; Fernandez *et al.*, 1985).

1.2.3.1.2. Efectos comparativos de la salinidad sobre la germinación de semillas.

Al comparar la tolerancia a una salinidad superior a la del agua marina en diferentes halófitas existen diferencias significativas. Las especies completamente crasas suelen tener mayor porcentaje de germinación a salinidades superiores a la del mar, seguidas por la de hojas suculentas y después las especies secretoras y herbáceas. También es interesante señalar que la tolerancia a la sal de halófitas suculentas en la germinación es superior a 200 mM de NaCl. La mayoría de halófitas pertenecientes a otros grupos tienen rangos de germinación de tolerancia entre 200 a 600 mM de NaCl, excepto para especies de hojas suculentas donde una cuarta parte de ellas no podrían germinar por encima de 200 mM de NaCl.

1.2.3.2. RECUPERACIÓN

La respuesta de latencia de las semillas halófilas forzada a condiciones salinas es una ventaja selectiva de las plantas que crecen en ambientes de alta salinidad. Las semillas podrían soportar una alta concentración de sal y proporcionar un banco de semillas viables para la implantación de nuevos individuos, aunque la germinación de semillas se limita a períodos en que el suelo presenta niveles de salinidad al límite de la tolerancia de las especies (Ungar, 1982). Sin embargo, las semillas halófilas difieren en su capacidad para recuperarse del estrés salino y germinar después de haber sido expuestas a condiciones hipersalinas.

La recuperación en especies subtropicales del estrés salino suele ser menos tolerante a la sal. Aunque hay especies que muestran una recuperación cercana al 100% al haber estado sometidas a condiciones elevadas de salinidad.

1.2.3.3. TEMPERATURA Y EFECTO DE LA SALINIDAD EN LA GERMINACIÓN

Varios factores como el agua, la temperatura, la luz y la salinidad interactúan con el suelo, que regula la germinación de la semilla. Incluso puede co-actuar con la variación estacional de la temperatura para determinar el patrón temporal de germinación. La variación de la temperatura en condiciones de salinidad tiene efectos diferentes sobre la germinación en halófitas (Ungar, 1995; El Keblawy & Al-Rawai, 2005) y esta variación podría deberse a la ecología que muestran las zonas a las que pertenecen.

Las halófitas subtropicales mostraron predominantemente la germinación óptima en 20-30°C y cualquier aumento adicional o disminución de las temperaturas afecta significativamente en la germinación de la semilla (Khan & Rizvi, 1994; Khan & Ungar, 1996, 1997, 1998, 1999, 2000, 2001; Gulzar & Khan, 2001; Gulzar *et al.*, 2001).

1.3. CONSERVACIÓN DE RECURSOS NATURALES

1.3.1. HÁBITATS PRIORITARIOS: AMBIENTES SALINOS.

Hábitat se entiende como un ambiente homogéneo que, compartiendo una vegetación semejante, puede encontrarse en la naturaleza y en lugares transformados por el hombre.

La Comisión Europea promulgó la “Directiva de Hábitats” (92/43/CEE), sobre conservación de hábitats naturales y seminaturales y flora y fauna autóctona” con la finalidad de crear una red de espacios naturales comunitarios que constituya la Red Natura 2000.

En La Comunidad Valenciana hay más de 80 hábitats, y 18 son prioritarios, en los cuales hay gran número de especies de plantas y animales protegidos por el anexo II de la “Directivas de Hábitats”.

Las especies tratadas en el presente trabajo aparecen en el hábitat prioritario “Estepas Salinas Mediterráneas” (1510; 15.18), que a continuación se cita textualmente de “Habitats prioritarios de la Comunidad Valenciana: Valores faunísticos y botánicos” (Laguna, 2003).

“Hábitat dominado por saladillas (*Limonium* sp. pl.), que forman bandas de vegetación bien definidas alrededor de lagunas o depresiones salinas, sobresuelos con elevada conductividad. Las formaciones de *Limonietalia* están dominadas por un gran grupo de especies endémicas del género *Limonium*, algunas de las cuales viven solo en la Comunidad Valenciana, como *Limonium dufourii*, *L. parvibracteatum*, *L. santapolense*, etc. Algunas de estas especies se encuentran estrictamente protegidas en el ámbito nacional o autonómico, como es el caso de *Limonium dufourii*.”

1.3.1.1. AMENAZAS

-A menudo asociados con las lagunas costeras, las cuales han sido frecuentemente transformadas en suelos agrícolas.

-Drenaje de las zonas húmedas costeras que altera el balance hídrico y, modificando la composición florística, favoreciendo la entrada de halófitos más tolerantes, como *Sarcocornia*, *Arthrocnemum*, etc.

-Destrucción por urbanizaciones turísticas o infraestructuras asociadas.

-En las estepas salinas continentales, la impermeabilidad característica de los terrenos que ocupan ha favorecido su transformación en vertederos.

1.3.1.2. MEDIDAS DE CONSERVACIÓN

Protegidas por el Gobierno Valenciano mediante la declaración de Parque Natural y el Catálogo de Zonas Húmedas (Ley 11/1994, de la Generalitat Valenciana, de Espacios Naturales Protegidos).

Algunos de estos hábitats han sido declarados ZEPA, y/o son incluidos como LICs en las propuestas nacionales para la Red Natura 2000

La red de microrreservas también contribuye a su conservación, como es el caso de la Marjal del Moro, El Fondó-Derramador, el Saladar de Fontcalent, Laguna Salada de La Mata, o la Laguna Salada de Torrevieja, etc.

Las especies de *Limonium* han sido objeto de un buen número de iniciativas de conservación desde la Generalitat Valenciana.

Se han puesto a punto los protocolos de propagación *in vitro* y de germinación de semillas de especies como *Limonium dufourii*, *L. narbonense*, *L. angustebracteatum*, *L. santapolense*, etc. Con los ejemplares obtenidos de este modo, se desarrollan tareas de restauración y reforzamiento poblacional. Algunos de estos enclaves han sido vallados para impedir el pisoteo por ganado.

Recuperación por la Generalitat Valenciana de estepas salinas destruidas, en ocasiones con la colaboración de Ayuntamientos como el de Valencia. Destaca la recuperación de los herbazales salinos del Racó de l'Olla en el Parque Natural de l'Albufera. Hace más de 30 años, esta zona fue convertida en un hipódromo. La restauración ha conseguido recrear las lagunas salinas y las dunas. El enclave acoge excelentes ejemplos de este hábitat y una de las mejores poblaciones de *Limonium girardianum*.

En el marco del proyecto LIFE "Conservación de hábitats prioritarios" se han llevado a cabo translocaciones de diferentes especies de *Limonium* y otras plantas de saladar desde áreas en proceso de transformación agrícola o urbanística a diferentes zonas protegidas como las microrreservas de flora.

Se han extraído plantas exóticas como *Eucalyptus*, introducidos en el pasado con dos objetivos fundamentales: crear un dosel arbóreo y acelerar los procesos de desecación de estos hábitats.

1.3.2. CONSERVACIÓN EX SITU: JARDINES BOTÁNICOS

La realización al completo del presente estudio ha tenido lugar en el Banco de germoplasma del Jardín Botánico de la Universidad de Valencia. Por dicha razón se va a explicar de una forma más amplia la definición de los jardines botánicos, sus funcionalidades, haciendo mayor hincapié en el aspecto de conservación de semillas, es decir, el banco de germoplasma.

A lo largo de la historia han tenido lugar cinco grandes extinciones, es un hecho inevitable ya que el Todo está siempre en evolución y esto conlleva cambios y modificaciones del medio circundante y por tanto desaparición de las condiciones óptimas para la supervivencia de ciertas especies. Una tasa de extinción normal es aquella en la que desaparecen cuatro especies por año, cuando la tasa de desaparición aumenta a 12 especies se considera masiva. En la actualidad estos valores están muy por encima de dichas cifras, ya que se extinguen seis especies al día que al cabo de un año son unas 2200 especies desaparecidas al año. El ser humano va en camino de ser el causante de la sexta gran extinción, ésta tiene una peculiaridad, es la primera especie consciente de que está causando extinción y que en parte también está en riesgo su propia existencia (Belda, 2010-2011).

Según datos del World Conservation Monitoring Centre (Walter & Gillet, 1998), el 12,5% del total aproximado de 250.000 especies vegetales conocidas en nuestro planeta se encuentran en peligro de extinción. Al mismo tiempo, paralelamente, muchas especies sin identificar o desconocidas están desapareciendo. Según el Ministerio de Medio Ambiente (1999), el 12% de 9.799 taxones de plantas vasculares presentes en nuestro país se encuentran en peligro de extinción (Iriondo, 2001).

La supervivencia humana se ve amenazada por la desaparición de plantas, ya que de ellas obtenemos alimentos, combustibles, ropa, medicamentos, aceites, lubricantes, gomas, resinas, ceras, colorantes, fibra, energía, sustancias aromáticas y albergue, entre otros. La existencia de las plantas es de suma importancia ya que son las encargadas de mantener el equilibrio medioambiental del planeta, la estabilidad del ecosistema y los hábitats de la vida animal.

La conservación de la biodiversidad puede aplicarse a tres niveles de organización: génica, orgánica y ecológica. En los últimos años se han realizado grandes avances en el campo de la genética en el aislamiento, secuenciación y transferencia de genes para su conservación. A pesar de esto, la mejor forma de conservar es teniendo en cuenta a todos los componentes de la biodiversidad y las relaciones que tienen lugar entre ellos.

Este es el motivo de la importancia de la conservación de los ecosistemas, es decir, la conservación de especies amenazadas en sus hábitats naturales o *in situ*, es la forma más apropiada para mantener la diversidad biológica.

También ésta se ha convertido, en la actualidad, en la razón principal de ser de los Jardines Botánicos, ya que están poniendo en marcha un plan de actuación a nivel global. En el mundo existen unos 1600 jardines botánicos donde se cultivan cerca de una cuarta parte de las plantas con flores y helechos conocidos. El reciente aumento de pérdida de biodiversidad tanto de plantas como de hábitats silvestres ha animado a multitud de jardines a convertirse en importantes centros de conservación.

Al mismo tiempo un jardín botánico se puede definir como una colección de plantas vivas ordenadas con criterios científicos bajo sistemas adecuados de cultivo, e individualmente clasificadas y registradas. Son centros activos donde se llevan a cabo diferentes funciones:

-Investigación: para documentar y catalogar las plantas de todo el mundo.

-Docencia: son centros del saber, donde se forman a botánicos, se realizan cursos y seminarios, entre otras actividades, para transmitir el conocimiento de las plantas a la ciudadanía.

-Conservación del mayor número de especies vegetales posibles.

-Divulgación y educación ambiental.

La conservación *ex situ* tiene como objetivo almacenar germoplasma representativo de las poblaciones silvestres, permitiendo un mejor conocimiento de las características anatómicas, fisiológicas y bioquímicas del material almacenado proporcionando propágulos para su uso en programas educativos, de mejora genética de especies cultivadas y en planes de reforzamiento, reintroducción o introducción (McNeely *et al.*, 1990).

El almacenamiento de germoplasma de especies vegetales tiene lugar en forma de colecciones de plantas y en bancos (Laliberté, 1997). Esto solo puede tener lugar bajo el cuidado de los jardines botánicos, al considerarse las primeras instituciones implicadas en la conservación *ex situ* de recursos vegetales.

1.3.2.1. CONSERVACIÓN EX SITU: BANCO DE GERMOPLASMA

Un banco de germoplasma se puede definir como una colección de material genético. El material es recogido directamente de la naturaleza en forma de semillas, tejidos o fragmentos de planta destinados a propagación vegetativa. El principal objetivo es preservar las poblaciones vegetales tal y como son con toda su diversidad genética. Además constituyen un seguro contra cualquier desastre natural o antropológico, que tuviera lugar en las reservas en las que se realiza una conservación *in situ*.

La idea de preservar semillas a largo plazo surgió en los años 20 y 30 del siglo XX, destacando la propuesta del científico ruso Nicolai Ivanovitch Vavilov (Koo & *al.*, 2004). Para lograrlo, durante aproximadamente 30 años se crearon y ordenaron enormes colecciones biológicas, conservando de esta forma germoplasma vegetal *ex situ* de forma sistemática, y definiendo algunos de los procedimientos básicos para la preservación de semillas.

Se ha demostrado que el almacenamiento de semillas a largo plazo constituye una operación relativamente simple y económica en términos de tecnología, infraestructuras, personal y gastos de mantenimiento (Maxted *et al.*, 1997). Las semillas presentan unas características que hacen que su almacenamiento sea el método más eficaz y económico para la conservación *ex situ*. Son unidades adaptadas a la dispersión en el tiempo, capaces de permanecer viables de forma natural durante grandes periodos de tiempo (Chin, 1994); su pequeño tamaño y que cada una posea una constitución genética diferente asegura la conservación de una gran diversidad genética en un espacio reducido (Iriondo & Pérez, 1999).

El principio básico para la conservación de semillas es la limitación de los cambios químicos que son originados por el metabolismo o los procesos de envejecimiento. Se sabe desde hace tiempo que unas condiciones de baja temperatura y bajo contenido en humedad prolongan la longevidad de las semillas. Según estas reglas, conocidas como de Harrington (Justice & Bass, 1978) las semillas conservadas a muy bajas temperaturas y con muy bajos niveles de humedad deberían mantenerse viables durante milenios. No obstante, se ha demostrado que existen límites a los beneficios de la desecación sobre la longevidad y que suelen depender de la composición química de la semilla (Vertucci & Roos, 1990; Ellis *et al.*, 1990).

Hasta hace pocos años los bancos de germoplasma centraban su interés únicamente en la conservación de variedades por su interés alimentario. El cambio al introducir la conservación de semillas de plantas silvestres raras o en peligro de extinción fue consecuencia de acuerdos y obligaciones adoptadas después de la Cumbre de la Tierra que tuvo lugar en Rio de Janeiro en 1992 y que quedó materializada en el Convenio de Diversidad Biológica (CDB).

La actividad de conservación *ex situ* actualmente se centra en la creación de colecciones ordenadas y organizadas en función de los hábitats presentes en un territorio, siendo imprescindible adquirir a la vez conocimiento de cómo cultivar las plantas amenazadas y cuáles son sus requerimientos ecológicos, con objeto de aplicarlos a la restauración de las poblaciones naturales.

El número de bancos de germoplasma a nivel mundial es alrededor de 1400, y se distribuyen principalmente por los países más desarrollados. En Europa hay unos 250 de los cuales 180 están localizados entre centro y norte de Europa, y 70 en la zona del Mediterráneo.

De forma general la conservación *ex situ* lleva a cabo de forma coordinada las temáticas relativas a la conservación y la necesidad de colaboración e intercambio de germoplasma, y se ha llegado a formar unas redes de información desarrolladas a escala nacional e internacional con el objetivo de coordinar la actividad de los bancos de germoplasma. De forma particular cada uno se especifica en un campo más concreto. El trabajo concreto del Banco de germoplasma de la Universidad de Valencia se centra en la conservación de especies de flora silvestre de la Comunidad Valenciana y baraja las posibilidades de la posterior reintroducción en el medio natural, como se cita en el artículo 23 del *DECRETO 70/2009, de 22 de mayo, del Consell, por el que se crea y regula el Catálogo Valenciano de Especies de Flora Amenazadas y se regulan medidas adicionales de conservación. [2009/5938]*,

A continuación se cita textualmente:

Artículo 23. Banco de Germoplasma de Flora Silvestre Valenciana

1. Para asegurar la continuidad del patrimonio genético de la flora valenciana se crea el Banco de Germoplasma de Flora Silvestre de la Comunitat Valenciana, gestionado por convenio con la Universitat de València. Dicha unidad se compondrá de las instalaciones y muestras del Banco de Germoplasma del Jardí Botànic de la Universitat de València que, en virtud de las cláusulas de sucesivos convenios y ayudas concedidas por la Generalitat, son copropiedad de ambas instituciones.

2. El Banco de Germoplasma de Flora Silvestre de la Comunitat Valenciana conservará propágulos viables del mayor número posible de especies de flora silvestre, dando prioridad a los taxones protegidos y vigilados y a los endémicos exclusivos o iberolevantinios de la Comunitat Valenciana. En el marco de sus posibilidades presupuestarias, la Generalitat ayudará a garantizar dicha conservación.

Existen redes a nivel nacional en España, en Italia, en Francia, etc.; también a nivel europeo. En España por ejemplo está la REDBAG (Red Española de Bancos de Germoplasma de Plantas Silvestres), formada en 1992 por miembros de la Asociación Ibero-Macaronésica de Jardines Botánicos (AIMJB) con bancos de germoplasma y el departamento de Biología Vegetal de la Universidad Politécnica de Madrid.

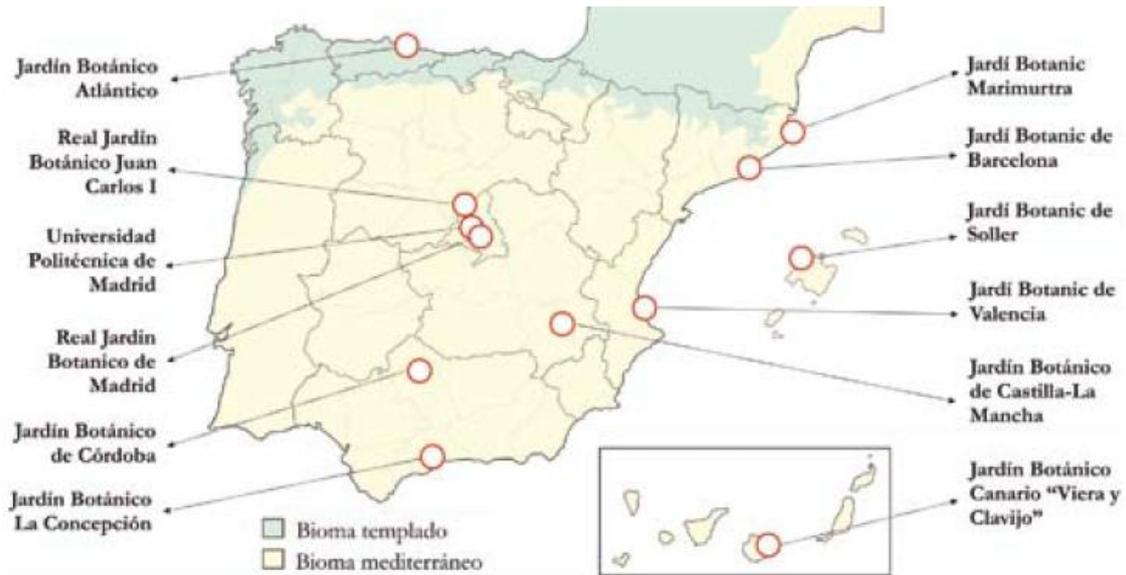


Figura 1: Instituciones que participan en la Red Española de Bancos de Germoplasma (REDBAG) (Bacchetta *et al.*, 2008).

Entre las redes europeas cabe destacar GENMEDOC (*Création d'un réseau de centres e conservation du matériel génétique de la flore des régions méditerranéennes de l'espace MEDOCC*) que forma parte de las acciones comunes en materia ambiental de la Unión Europea para la conservación de la biodiversidad y la conservación de las especies y los hábitats, cuyos objetivos son el intercambio de información técnica, la adopción de estrategias y protocolos de trabajo comunes para la conservación de los recursos genéticos de los taxones mediterráneos, en especial los prioritarios o presentes en los hábitats de la directiva europea 92/43/CEE, entre los centros involucrados se encuentra el Jardí Botànic de la Universitat de Valencia.

También la red ENSCONET (*European Native Seed Conservation Network*) formada por 24 bancos de germoplasma europeos, con el objetivo de poner a punto procedimientos comunes, coordinar esfuerzos y optimizar la gestión de los recursos disponibles, coordinada por el *Royal Botanic Gardens* de Kew (Inglaterra). De esta red forma parte también el banco de germoplasma de la Universidad de Valencia.

La práctica normal de los bancos de germoplasma es recolectar semillas en el campo, limpiarlas, secarlas e introducirlas en los recipientes al uso para su conservación a largo plazo en frigoríficos o congeladores, en definitiva en un ambiente controlado y con el menor porcentaje de humedad posible.

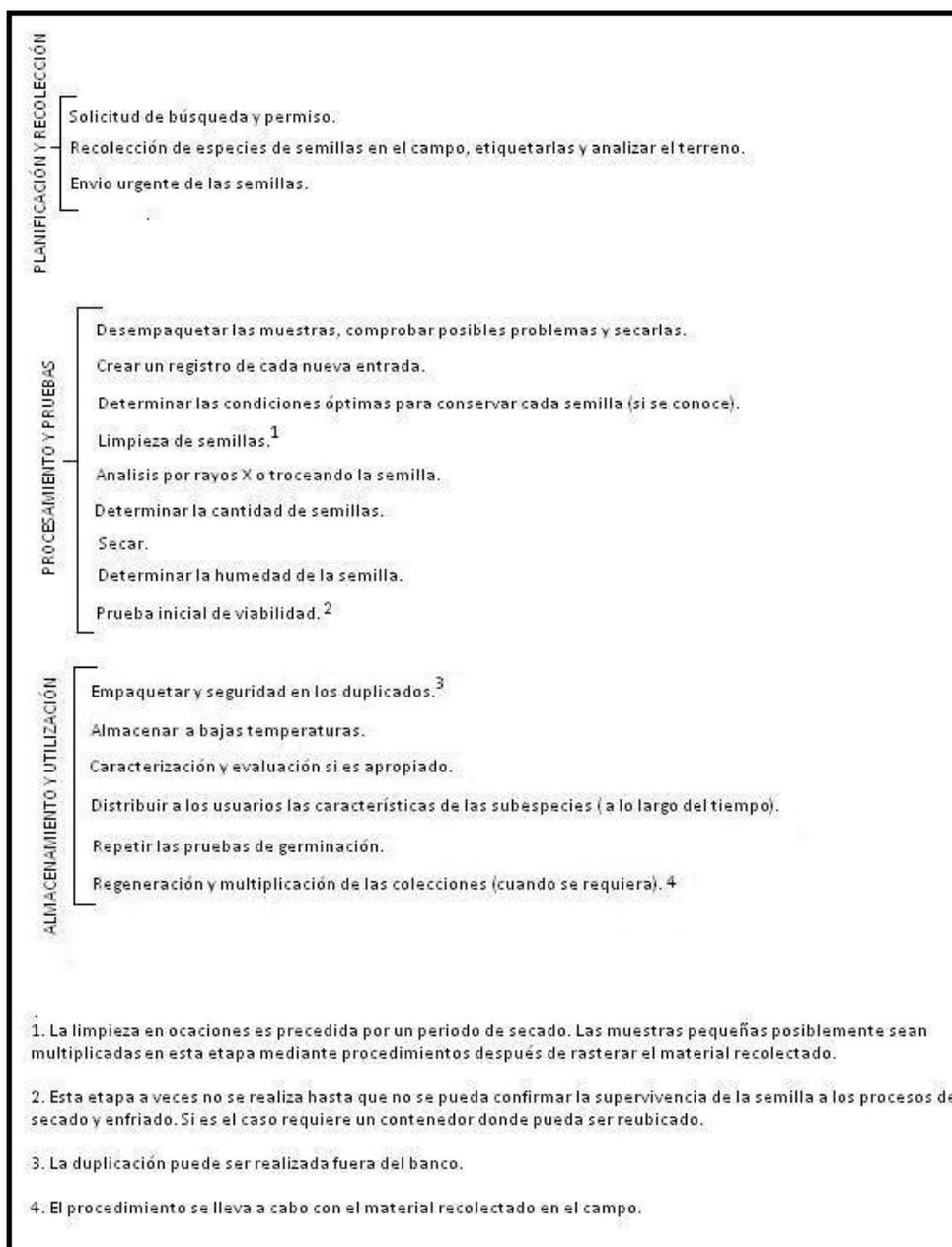


Figura 2: Elementos principales de un procedimiento generalizado de almacenar semillas (Bacchetta et al., 2008).

La FAO y el IBPGR (International Plant Genetic Resources Institute) han llevado a cabo acuerdos y actividades con las instituciones que desde un principio aceptaron la conservación a largo plazo del germoplasma de las especies presentes en sus colecciones. Dicho compromiso fue aprobado por la red de países miembros de la FAO en 1983 donde se comprometían a desarrollar una red coordinada internacionalmente, de centros nacionales, regionales e internacionales, incluyendo una red de bases de datos de las colecciones de los bancos bajo la responsabilidad de la FAO. Así todos los miembros de la red deberían cumplir unos estándares que impuso el IBPGR en 1985.

2. OBJETIVOS DEL PROYECTO

Objetivo principal:

-El principal objetivo del proyecto final de carrera es el estudio de la respuesta germinativa frente a diferentes factores medioambientales, en este caso concreto, la temperatura y la sal. La elección de las semillas ha sido según su posición de las plantas en un saladar, desde el centro con mayor salinidad hasta los límites de éste con menor salinidad.

Objetivos secundarios:

-Determinación de condiciones óptimas con el fin de obtener modelos que optimicen el porcentaje y la velocidad de germinación para la obtención de plantas destinadas a programas de restauración del medio natural.

-Identificación de patrones de comportamiento en esta fase inicial del ciclo vital de las plantas en relación con la colonización de las zonas con elevado nivel de salinidad.

3. MATERIAL Y MÉTODOS

Las costas de restinga y albuferas son zonas encharcadas y palustres separadas del mar por playas de arena o grava, en las que según la cantidad de agua y la naturaleza de ésta se forman las albuferas, los marjales y los saladares. Son ecosistemas frecuentes en el litoral valenciano, de gran importancia tanto ecológica como biogenética.

Los saladares

Se ha dado en llamar zonas húmedas al conjunto de espacios terrestres donde las aguas continentales y marinas sufren un proceso de retención y estancamiento, generando medios que contrastan netamente con los terrenos periféricos y donde las condiciones acuáticas o anfibias permiten el mantenimiento de una flora y fauna características. Esta definición viene siendo utilizada por la ciencia biológica desde hace una decena de años. Aunque la definición más utilizada es la del Convenio Ramsar de 1971, como conjunto de pantanos, fangales, turberas de aguas naturales o artificiales, permanentes o temporales, donde el agua está estancada o corriente, dulce o salobre, o salada, así como los conjuntos de aguas marinas cuya profundidad en marea no exceda de seis metros.

En 1975 el Convenio Ramsar en España fue modificado utilizando la siguiente concepción, comprensivas de marismas, pantanos, turberas o aguas rasas, naturales o artificiales, permanentes o temporales, aguas remansadas o corrientes, dulces, salobres o marinas, inclusive las aguas marinas cuya profundidad en marea no exceda de seis metros, así como las márgenes y tierras limítrofes con el fin de evitar daños a la fauna y flora por contaminación de las aguas.

En general, las zonas húmedas constituyen ecosistemas especiales ya que presentan una complicada relación entre factores abióticos y bióticos integrados en un espacio de características uniformes. El ecosistema es un ente dinámico y evoluciona en el transcurso del tiempo. Aunque sus variaciones pueden llegar a ser negativas o positivas, según las condiciones predominantes del medio y de la comunidad de seres vivos que interaccionan con el ecosistema. Según esta dinámica evolutiva las zonas húmedas de la provincia de Alicante se encuentran en un proceso de regresión, ya que casi la totalidad de ellas han desaparecido o presentan un estado en el que los condicionamientos abióticos primigenios han sido eliminados o poseen altos índices de degradación.

Los espacios anfibios son rasgos paisajísticos temporales, ya que en condiciones naturales, supone la sucesión de una serie de estadios evolutivos. Por tanto las pautas que suelen seguir estos ecosistemas son, sucesión-climax-regresión y desaparición. La fragilidad es consecuencia de las estrechas relaciones que mantienen con los medios circundantes, ya que van aportando sedimentos a los mismos hasta colmatar sus superficies. Este proceso de forma natural puede durar largos periodos (miles de años) pero la actividad antropogénica ha producido que se reduzca considerablemente (Box, 1987).

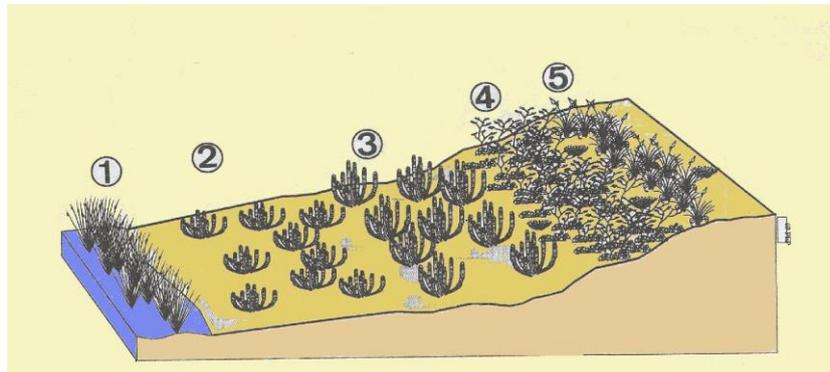


Figura 3: Zonación típica en un saladar del levante español: 1. *Juncus maritimus* (*Elymo elongati*-*Juncetum maritimi*), 2. *Arthrocnemum macrostachyum* (*Frankenio corymbosae*-*Arthrocnemetum macrostachyi*), 3. *Sarcocornia fruticosa* (*Cistancho phelypaeae*-*Arthrocnemetum fruticosi*), 4. *Limonium cossonianum* (*Limonietum angustebracteata-delicatuli*), 5. *Lygeum spartum* (*Senecio auricularae*-*Limonietum furfuracei*) (Ariza, 2012).

3.1. ZONA DE MUESTREO



Figura 4: Zonas de muestreo: Albufera de Valencia (derecha arriba), Clot de Galvany (derecha abajo).

Las semillas fueron recogidas en dos lugares que a continuación se describirán con más detalle.

3.1.1 EL SALER

El Saler junto con las costas de Doñana son los ejemplos, de vegetación dunar, más bellos y espectaculares de estos ecosistemas en España. Las segundas mejor conservadas que las valencianas,

no han sufrido tantas agresiones y, afortunadamente se han salvado para el patrimonio natural Europeo. Vale la pena destacar que allí, existe perfectamente estructurado desde el cordón dunar con barrones (*Ammophila arenaria* subsp. *arundinacea*) hasta los bosquetes de enebros y sabinas (*Juniperus lyciae*) del interior. En Valencia ya no existe el cordón de barrones, y está muy deteriorado el bosque de espinales y labiérnagos (*Oleo-Ceratonion*), por lo que es muy difícil, y sólo posible en algunas situaciones el recomponer el sinecosistema dunar levantino que está formado por comunidades pertenecientes a las siguientes alianzas: *Oleo-Ceratonion* (bosque de espinos y labiérnagos), *Rosmarino-Ericion* (matojar de jaguarzo blanco), *Crucianellion maritimae* (matojar de dunas de credeueta marina), *Anthyllido-Malcolmion lacerae* (pastizal terofítico de alhelí marino), *Ammophilion arundinaceae* (lastonar denso de barrones), *Agropyron junceiformis* (lastonar pionero sobre dunas planas) y *Cakilion aegyptiacae* (barrilla anual halonitrófila). (Costa *et al.*, 1983)

El Parque Natural de L'Albufera de Valencia, constituye uno de los ecosistemas húmedos más importantes de la Europa mediterránea. Está situado a unos 15 kilómetros al sur de la capital y a orillas del mar Mediterráneo, con una superficie de 21.120 ha. De las cuales el arrozal ocupa unos 18.000, 2.500 el lago de la Albufera y el resto de superficie pertenece a la Devesa. Esta última pertenece únicamente a Valencia capital, pero si se tiene en cuenta toda su extensión, pertenece a trece términos municipales: Alfafar, Algemesí, Beniparrell, Albalat de la Ribera, Massanasa, Catarroja, Silla, Sollana, Albal, Sedaví, Sueca, Cullera y Valencia. La Devesa tiene una superficie de 850 ha. y una longitud de 1.200 metros, en la que se conjugan una serie de factores edáficos y climáticos tan dispares dando lugar a una gran diversidad de ambientes como: la restinga, la playa, las dunas fijas, las malladas, la marjal y la laguna.

Este paraje presenta una elevada diversidad en hábitats, como: lagunas, arrozales, formaciones palustres, saladares, pastizales salinos, matorrales halófilos mediterráneos, dunas móviles, dunas fijas, malladas, aguas oligotróficas, entre otros. Gracias a la variedad de ambientes y la presencia de una avifauna diversa y abundante, existe la presencia de una vegetación particular, con unas 800 especies diferentes en la zona, de las cuales muchas están catalogadas como raras, endémicas o amenazadas. En cuanto a la avifauna hay unas 250 especies que utilizan esta zona en algún momento de su ciclo vital, 90 de éstas nidifican de forma regular; muchas de ellas también catalogadas como raras o amenazadas: 40 especies se hallan incluidas en el Anexo I de la Directiva Europea de Aves, cifra que puede aumentar hasta 80 si consideramos las incluidas en el Catálogo Nacional de Especies Amenazadas y en Peligro de Extinción. También existen otros elementos faunísticos a parte de las aves pertenecientes a diferentes grupos zoológicos como: insectos, moluscos, crustáceos, anfibios, reptiles, peces y mamíferos, que conforman un conjunto de incuestionable belleza, una auténtica isla de diversidad biológica enclavada en el corazón de una de las zonas más atestadas del ámbito

mediterráneo. Esta variedad en gran medida se debe, a que el litoral es una zona confluyente entre dos ambientes, el marino y el terrestre, considerándolo como uno de los ecosistemas más estresantes para la vida. En las playas de arena los seres que allí viven tienen que enfrentarse a: estrés salino, elevada insolación, viento o al avance de la arena. En los ecosistemas dunares levantinos se desarrollan plantas que son exclusivas de estos ambientes (Gómez Serrano & Mayoral, 2003).

La playa y la Devesa de la Albufera, se formaron a partir de un golfo marino de la época pleistocena (hace unos 12.000 años) que fue aislándose y cerrándose al mar, quedando prácticamente cerrada en el Holoceno (hace unos 6000 años). El resultado fue la formación de una barrera arenosa o restinga que se extiende entre la desembocadura del río Turia y la Serra de les Raboses en Cullera, separando el lago del mar. Ésta barrera arenosa se extiende a lo largo de unos 10-12 km al sur de la ciudad de Valencia, con una anchura que oscila entre 1-1,5 km y está compuesta por la deposición de materiales detríticos procedentes de corrientes marinas, aluviones cuaternarios y aportaciones de los barrancos y ríos de la zona. El lago de la Albufera está comunicado con el mar a través de canales o "golas" y ampliada posteriormente con la construcción de cinco nuevos canales artificiales, de los cuales tres son los más importantes: "gola del Pujol", "gola del Perellonet" y la "gola del Perelló".

Los saladares costeros actualmente están muy amenazados, principalmente por actividades antrópicas (polución industrial, urbanización, cultivos agrícolas, entre otros) alterando la mayoría de saladares existentes en el mundo. En la Comunidad Valenciana la situación de estos ecosistemas es bastante crítica. En el pasado, muchos de ellos fueron destruidos al transformarlos para usos agrícolas. También fueron considerados como foco de enfermedades. La presencia de la enfermedad del paludismo, causada por mosquitos cuyas larvas vivían en las charcas de agua, provocó que en los años 20 se llevaran a cabo drenajes que afectaron al 75% de las malladas. Para desecarlas se emplearon distintos métodos como la plantación de eucalipto y tarajes en muchas malladas y así dificultar su encharcamiento.

Las costas valencianas soportan casi la totalidad de la actividad agrícola, la actividad industrial y la cercanía de grandes núcleos de población y además una fuerte presión turística, sometiendo a los humedales costeros a grandes impactos durante las décadas pasadas, con la consecuente degradación, a veces irreversible, de muchos de estos espacios naturales, pasando a ser ecosistemas muy frágiles y complejos.

A pesar de las actividades negativas comentadas anteriormente, la Albufera de Valencia se conserva en un estado bastante aceptable debido a que fue propiedad y cazadero real desde 1238 hasta 1873 que pasó a ser parte del Patrimonio del Estado. En 1905 el Ayuntamiento de Valencia inicia las gestiones para conseguir la cesión de la Albufera y de su Devesa, obteniéndolo en 1927. Las

principales actividades económicas eran la pesca artesanal y la ganadería extensiva manteniéndose prácticamente inalteradas hasta el siglo XVIII, al iniciarse un crecimiento descomunal del regadío en las zonas circundantes. Se incrementó notablemente el caudal del río Xúquer causando una drástica reducción de la concentración de sales en la laguna, y el aumento de la actividad arrozal por la creciente disponibilidad de agua dulce y por las excelentes expectativas económicas del cultivo, hasta nuestros días.

Alrededor de los años 60, cuando empieza el “boom” turístico español se inicia un proceso de urbanización que alterará gravemente los ecosistemas de la Albufera, como por ejemplo la construcción del Camping del Saler en 1958, en 1964 del Parador de Turismo y la aprobación del Plan de Ordenación del Monte de la Dehesa en 1965, entre otras agresiones que se continuaron hasta la actualidad perdiéndose de forma irreversible un área que debía tener la categoría de Parque Natural (AEORMA 1975), cuyo objetivo fue conseguido en 1986. Las depresiones interdunares y la alineación dunar interior fueron fragmentadas por la construcción de carreteras, edificios, infraestructuras hidráulicas y eléctricas.

En la actualidad debido a la presencia de una composición florística muy particular y exclusiva de estos hábitats, la existencia de aves muchas de las cuales se encuentran dentro de las categorías de raras o amenazadas, el Parque Natural de la Albufera goza a hora de altos niveles de protección, que se muestran en la Tabla 3.

Tabla 3: Diferentes Figuras de Protección en el Parque Natural de la Albufera (www.albufera.com).

Figura de protección	Fecha de declaración	Municipios	Superficie (ha)	Normativa
Declaración de Parc Natural de l'Albufera	08/07/1986	Valencia, Sedaví, Alfafar, Massanassa, Catarroja, Albal, Beniparrell, Silla, Sollana, Algemesí, Albalat de la Ribera, Sueca y Cullera.	21.120	
Incorporación Lista de Zonas Húmedas de Importancia Internacional Conferencia Ramsar	08/05/90	Valencia, Sedaví, Alfafar, Massanassa, Catarroja, Albal, Beniparrell, Silla, Sollana, Algemesí, Albalat de la Ribera, Sueca y Cullera.	21.120	Artículo 2.1 de la Convención sobre Humedales Ramsar. Designado el número 454.
Área ZEPA (Zona de Especial Protección para Aves)	08/06/94	Valencia, Sedaví, Alfafar, Massanassa, Catarroja, Albal, Beniparrell, Silla, Sollana, Algemesí, Albalat de la Ribera, Sueca y Cullera.	21.120	La Directiva 94/24/CE, de 08/06/1994, relativa a la Conservación de las Aves Silvestres.
MICRORRESERVAS				
LIC (Lugar de Interés Comunitario)	Mayo 1992	Valencia, Sedaví, Alfafar, Massanassa, Catarroja, Albal, Beniparrell, Silla, Sollana, Algemesí, Albalat de la Ribera, Sueca y Cullera.	27.538	Directiva 92/43/CEE del Consejo, de 21/05/1992, relativa a la conservación de los hábitats naturales y de la fauna y flora silvestres.
Llacuna del Samaruc	02/12/2002	Algemesí	1,186	Orden de 22/10/2002, de la Conselleria de Medio Ambiente.
Muntanyeta dels Sants	17/07/2006	Sueca	0,63	ORDEN de 17/07/2006, de la Conselleria de Territorio y Vivienda, por la que se declaran 16 microrreservas vegetales en la provincia de Valencia. [2006/10252]
Cap de Cullera	04/05/1999	Cullera	0,2	ORDEN de 04/05/1999, de la Conselleria de Medio Ambiente.

La mayoría de las especies que se van a tratar en este trabajo suelen encontrarse en las malladas. Las malladas son depresiones situadas entre el cordón de dunas móviles y el cordón de dunas fijas, es decir, depresiones interdunares. Son verdaderas cuencas endorreicas en las que además el nivel freático está cerca de la superficie. Las malladas suelen encharcarse durante la época de lluvias, otoño e invierno, aunque algunas tienen la peculiaridad de conservar cierta humedad en las

épocas estivales, pudiéndose formar costras salinas, consecuencia del predominio de limos en los suelos de las malladas. A parte de la sal que les llega por escorrentía, reciben el aporte salino de los vientos y las microprecipitaciones procedentes del mar. Todas estas características les proporcionan unas peculiaridades que las diferencian de las zonas circundantes, cuyo principal factor diferenciador es la concentración de sales y la variabilidad estacional. Es frecuente diferencias cuantitativas y temporales entre distintas mallas existentes.

En las depresiones interdunares, las biocenosis vegetales se instalan a modo de anillos concéntricos (en función de la salinidad del suelo). Así en la parte central, los niveles de salinidad son tan elevados que no aparece vegetación, más al exterior se instalan los saladares (*As. Puccinellio festuciformis-Arthrocnemetum fruticosi* Br. Bl. 1931, J.M. Gehu 1976), mientras que en la zona más externa donde la concentración de sal es mucho menor se encuentran herbazales halo-hidrófilos (*As. Carici extensae-Juncetum maritimi* Rivas-Martínez y Costa; *Schoeno-Plantaginetum crassifoliae* Br. Bl. 1931).

A continuación se van a describir aquellas comunidades vegetales donde se pueden encontrar algunas de las especies analizadas:

***Arthrocnemetea* Br. –Bl. & R. Tx. 1943 em. nom. O. Bolos 1957**

Son muy frecuentes las formaciones de halófitas crasicaules perennes, que constituyen una vegetación caméfito vivaz fruticosa muy pobre en especies y con dominio de las plantas leñosas y suculentas, acompañadas de alguna herbácea vivaz. Se desarrollan fundamentalmente en suelos fuertemente salinos, con una elevada proporción del ion sodio en su estructura, con más o menos humedad, ya que ocasionalmente pueden estar encharcados o inundados por agua salobre de procedencia marina, aunque también pueden darse en zonas endorréicas del interior continental. Se trata de una vegetación que tiene su óptimo en la cuenca mediterránea, teniendo una buena representación en nuestro territorio. Entre las especies dominantes destacan las cirialeras *Sarcocornia fruticosa*, *Arthrocnemum radicans* y *Arthrocnemum macrostachyum*; el dominio de una u otra va a depender del grado de humedad del suelo.

La apariencia de estas formaciones es muy peculiar, ya que cubren grandes extensiones de aspecto uniforme alternando con las comunidades dunares y con los carrizales y juncales. A pesar de su aparente uniformidad, existen ciertas peculiaridades ecológicas y corológicas que condicionan algunas diferencias florísticas en base a las cuales se pueden establecer distintas comunidades, como por ejemplo:

1- *Puccinellio festuciformis-Arthrocnemetum fruticosi* Br. – Bl. 1931 em. nom. J.M. Gehu 1976. Se trata de una comunidad muy localizada en la Devesa. Bien estructurada sólo se encuentra en la Mallada Llarga y en la del Garrofer. Es una formación en la que domina con gran biomasa *Sarcocornia fruticosa* confiriéndole un aspecto monoespecífico. Las zonas que ocupan cumplen lo ya comentado: encharcamiento temporal y desecación total en verano con formación de costras salinas. El suelo texturalmente suele variar desde franco arenoso al franco limoso. La textura del suelo es un factor condicionante. En la Devesa se reconoce una subasociación *sporoboletosum pungentes* en la que *Sporobolus pungens* y *Limonium girardianum* son los elementos diferenciales. Cuando el suelo se hace franco limoso entonces se reproduce abundantemente *Puccinella festuciformis* y *Halimione portulacoides*, reconociéndose una subasociación *halimionetosum portulacoidis*, muy rara en la Devesa.

2- *Arthrocnemo-Juncetum subulati* Brullo & Furnari 1976. Se trata de una comunidad más halófila que la anterior. Tiene en Valencia buena representación en las costas de l’Horta Nord y Camp de Morvedre. En la Devesa de la Albufera es muy escasa y está mal estructurada. Debió tener muy buena representación antes de los destrozos infringidos en la Devesa.

***Juncetea maritimi* Br. – Bl. (1931) 1952.**

Cuando el medio no es tan halófilo, bien por presentarse una textura arenosa que por su mayor permeabilidad y estructura grosera retiene poco las sales en disolución, o bien porque el mayor encharcamiento y mantenimiento de la humedad en verano no permite una elevada concentración en cloruros, por lo que no llegan a formarse costras salinas en las comunidades comentadas de cirialeras y limonios son reemplazadas por formaciones muy ricas en juncáceas, ciperáceas y gramíneas, aún halófitas, aunque en menor medida. Son las conocidas "praderas saladas o juncales" tan características de estos ecotopos pudiéndose encontrar también en los cinturones exteriores de las malladas, al existir en esta zona una concentración salina menor. Estas comunidades con aspecto juncal desplazan a las formaciones de *Arthrocnemetea* con las que contacta y alterna según las condiciones ecológicas del enclave. El óptimo de este tipo de vegetación es eurosiberiano, aunque alcanza la región mediterránea donde llega a tener una buena representación.

Son varias las asociaciones que se encuentran en nuestro territorio pertenecientes a esta clase:

1-*Schoeno-Plantaginetum crassifoliae* Br.-Bl. 1931. Es una de las comunidades más frecuentes en las malladas y representa la unión entre los saladares y la vegetación fruticosa de las dunas. Suele situarse en suelos arenosos y muy permeables, donde predomina la asociación *plantaginetum*

crassifoliae. Presenta un aspecto muy característico, dominando el junco negro (*Schoenus nigricans*) y *Plantago crassifolia*, acompañadas por otros halófilos, juncáceas y ciperáceas. Las especies características de esta asociación son: *Schoenus nigricans*, *Plantago crassifolia*, *Dorycnium gracile*, *Linum maritimum*, *Scirpus holoschoenus*.

2- *Carici extensae-Juncetum maritimae* Rivas Martinez & Costa. Es característica de ciertas depresiones del litoral en las que se da un mayor encharcamiento y retención de humedad en el verano haciendo que la halofilia disminuya, apareciendo las verdaderas praderas de juncuales con dominancia de *Juncus maritimus*. Esta es una comunidad abundante que puede contactar, bien con la comunidad anterior, o bien con las psamófilas cuando aparecen ciertas condiciones arenosas en la depresión interdunar. Las especies características de esta asociación son: *Carex extensa*, *Carex distans*, *Juncus maritimus*, *Centaurea dracunculifolia*, *Elymus elongatus*, *Linum maritimum*, *Dorycnium gracile*, *Epilobium hirsutum*, *Sonchus maritimus*.

***Spartino-juncetum maritimi* O.Bolos 1962.**

Probablemente de todas las praderas juncuales, es ésta la asociación menos exigente en humedad; representa el tránsito de las comunidades halófilas a las de agua dulce y contacta frecuentemente con los carrizales de acequias y albuferas. *Spartina maritima*, *Juncus maritimus* y *Juncus acutus* forman la biomasa fundamental de la comunidad, que puede variar según sean las características texturales del suelo y la humedad. Cuando el suelo es arenoso y muy húmedo, domina *Spartina*, cuando se hace más seco y arcilloso predomina *Juncus maritimus*. En todas las praderas juncuales halófilas no son raros algunos vegetales como *Inula crithmoides*, *Limonium vulgare*, *Limonium maritimum*, *Agropyrum elongatum* e incluso, en ocasiones, sobre todo en las situaciones más secas, *Sarcocornia fruticosa*.

3.1.2. EL CLOT DE GALVANY / LA DEPRESIÓN BALSARES-CLOT DE GALVANY

Las zonas húmedas de la provincia de Alicante, constituyen superficies que contrastan con los espacios circundantes, de ahí que puedan ser consideradas como auténticas islas. Las diferencias se observan tanto en el paisaje como en los caracteres físicos que no suelen encontrarse en terrenos cercanos.

Este saladar de costa tiene una superficie de 366,31 hectáreas y se localiza entre Elche y Santa Pola en la provincia de Alicante. Aunque en términos legales está localizada en las Partidas rurales de El Altet y los Balsares en Elche. El Clot de Galvany se encuentra separado de la línea de costa por un estrecho pasillo de 1.300 m. de longitud y unos 200 m. de anchura, enmarcados por la Sierra de Santa Pola y los domos pliocuaternarios del Carabassí más próximos al litoral. Actualmente no presenta ninguna conexión con el medio estrictamente marino, incluso su consideración como espacio albufereño, en el pasado planteaba serias dudas.



Figura 5: Clot de Galvany.

Las dunas actuales del Carabassí tienen una edad tirreniense y la depresión del Clot de Galvany es anterior a dicho período.

El Clot de Galvany es un enclave de gran valor ambiental en el que se pueden distinguir diferentes ecosistemas, formados por una flora y fauna de importante relevancia a nivel autonómico y

estatal. Se pueden destacar especies de avifauna y anfibios como la cerceta pardilla, la garcilla cangrejera, la malvasía y el porrón pardo, sapo partero, el sapo corredor, la rana verde común, así como una gran variedad de reptiles.

Importante por la presencia de comunidades florísticas dunares, saladares y comunidades lacustres donde se distinguen endemismos como *Limonium furfuraceum*, *Limonium parvibracteatum* y *Limonium santapolense*.

Alberga asimismo la mejor formación dunar de la provincia de Alicante y una de las mejores de la Comunidad Valenciana, con un sistema de dunas móviles, semifijas y fijas, que en tiempos pretéritos y desde la década de los sesenta fueron destruidas por la intensa actividad urbanística desarrollada en el contexto del fuerte crecimiento de la demanda residencial vinculada a la intensa actividad turística de las zonas litorales ilicitanas.

Delimitación de la cuenca vertiente

La depresión Balsares-Clot de Galvany constituye el fondo de una zona endorreica que, desde la Albufera de Elche, se extiende hasta las inmediaciones de la superficie marina, con dirección SW-NE.

La delimitación de la cuenca vertiente viene dada por las áreas que aportan sus caudales. En el caso de algunas zonas lacustres, las aguas recogidas en ellas tienen doble origen, es decir, las procedentes de la escorrentía superficial y las resultantes de la circulación subterránea. Según esto, el espacio de Balsares-Clot de Galvany, presenta, por lo que al nivel freático se refiere, una clara conexión con la Albufera de Elche-Laguna del Hondo, ocasionando problemas en la delimitación de esta cuenca y de indefinición.



Figura 6: Imagen aérea del Clot de Galvany (Sansano 1991-1992).

Los límites S, E y N aparecen perfectamente definidos y la superficie avenante es de alrededor de 35 km². Por el S se extiende el domo de la Sierra de Santa Pola cuya vertiente septentrional dirige su escorrentía hacia la depresión a través de una serie de barrancos. En el límite E una serie de colinas, los llamados domos pliocuaternarios del Carabassí. El límite N y NE queda definido por los domos pliocuaternarios que continúan los anteriores a modo de arco. El Clot constituye el tramo final de la alargada depresión de Balsares, que, a su vez, conecta con la Laguna del Hondo, de manera que la elevación artificial en el nivel freático de ésta repercute en Balsares y Clot de Galvany.

Datos morfoestructurales

La depresión del Clot de Galvany es un sinclinal flanqueado por los anticlinales del Cabo y del Carabassí.

Esta zona está considerada como una fosa tectónica, colmatada por los aportes producidos por el aluvionamiento de materiales arrastrados desde las vertientes circundantes, que aún hoy mantiene una cierta funcionalidad ya que el hundimiento todavía prosigue.

Aunque estas condiciones puede que se encuentren mediatizadas por la acción antrópica, ya que la altura a la que se encuentra en la actualidad el nivel piezométrico de la zona, es el resultado de las modificaciones producidas por la construcción del embalse del Hondo.

En cuanto a la intervención antropológica, se puede hablar de varios intentos para procurar su desaparición y siempre motivados por las condiciones insalubres que allí reinaban y que transmitían

sus efectos a los ámbitos circundantes, al igual que en la Albufera también intentaron desecarlo. Los primeros intentos de desecar el espacio datan de los años 30 del siglo XIX, donde unos labradores piden el des-agua de la laguna, por la inundación de sus cosechas producida por las intensas lluvias de 1834. Incluso se realizó el presupuesto para la construcción de un acueducto que fuera capaz de evacuar las aguas estancadas. Otros intentos de desecar el Clot de Galvany fueron en los años 1884, 1919,... la mayoría de las veces no se llevó a cabo por falta de presupuesto por parte del Gobierno, y de los agricultores interesados.

Parte de los terrenos del Clot de Galvany pertenecen a la empresa inmobiliaria Gran Alicante S.A. que en varias ocasiones pretendió urbanizar esta zona construyendo en ella un lago artificial. En un principio contaba con la aprobación de los Ayuntamientos a los que pertenece parte de este espacio, Elche y Santa Pola. El objetivo era construir una urbanización estilo *Marina*, poniendo en comunicación la zona del Clot con el mar, a través del pasillo que existe entre la Sierra de Santa Pola y los domos del Carabassí.

En 1978 el Ayuntamiento de Elche tramitó una denuncia contra Gran Alacant S.A. por presunta infracción urbanística debido a las obras de explanación y excavación de terrenos realizados. Tras varios juicios, finalmente el ayuntamiento en 1994 adquirió el Clot de Galvany, mediante una permuta de parte de los terrenos que poseía Gran Alacant S.A. en la parte ilícita por otros de propiedad municipal.

Este paraje está sometido a una presión urbanística muy elevada, ya que por el norte se topa con la construcción de 3200 viviendas en los Arenales de Sol que han ocupado la sierra que separaba este paraje con lo que era el mar y por el sur con la construcción de innumerables bungalows y los apartamentos que pertenecen a Gran Alacant.

Gracias a las protestas llevadas a cabo por la Asociación ecologista de Elche las obras fueron paralizadas y el caso se encuentra en *sub índice*, por lo que no es posible aportar las características de este intento de transformación. Sin embargo el Clot de Galvany actualmente goza de altos niveles de protección. El 21 de enero de 2005 fue declarado Paraje Natural Municipal, parte del territorio está incluido en el Catálogo de Zonas Húmedas del Consell de la Generalitat desde 2002, y en la lista de Lugares de Interés Comunitario de la Comunidad Valenciana.

3.2. MATERIAL BIOLÓGICO

3.2.1. DISTRIBUCIÓN DE LAS ESPECIES EN LAS COMUNIDADES VEGETALES.

La elección de las especies que se van a analizar en el presente estudio, ha sido según la distribución general en un saladar y teniendo cuenta las distintas salinidades del medio. La situación de estas especies tiene lugar desde el centro de un saladar hacia el exterior, es decir, de una zona con mayor concentración de sal a otra con menor. La distribución se muestra a continuación:

1. *Arthrocnemum macrostachyum*

2. *Sarcocornia fruticosa*

3. *Limonium girardianum*

4. *Limonium virgatum*

5. *Limonium narbonense*

6. *Limonium santapolense*

7. *Spergularia media*

8. *Juncus subulatus*

9. *Aster tripolium*

10. *Plantago crassifolia*

11. *Juncus maritimus*

12. *Halogeton sativus*

13. *Salsola oppositifolia*

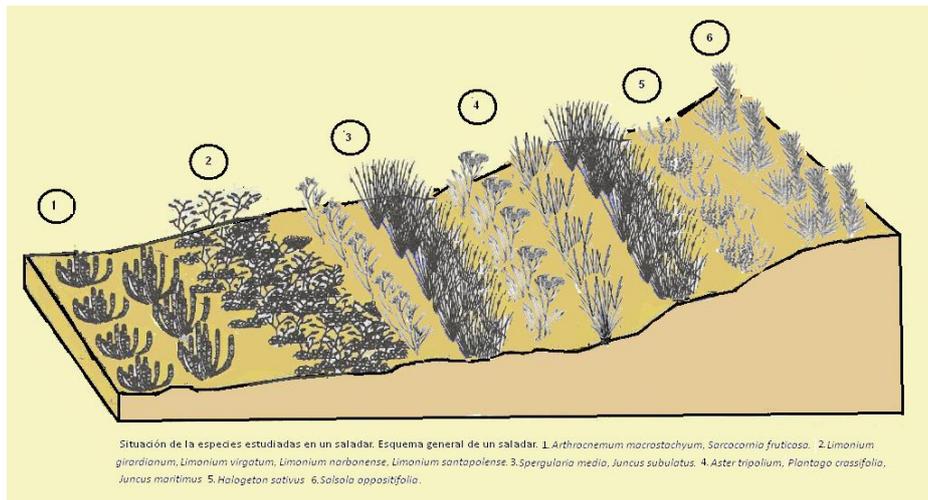


Figura 7: Esquema de la distribución de las especies estudiadas.

Las dos primeras especies, *Arthrocnemum macrostachyum* y *Sarcocornia fruticosa*, suelen habitar las zonas centrales de los saladares. Estas zonas se caracterizan por presentar elevadas concentraciones de sal y el suelo permanece durante prolongados periodos encharcado. Las especies *Limonium* suelen encontrarse en una parte intermedia, zona que no suele presentar extremos de salinidad en el suelo. *Limonium girardianum* también suele aparecer en ocasiones en acantilados. *Spergularia media* y *Juncus subulatus*, normalmente ocupan los bordes de los saladares. En cuanto *Halogeton sativus* y *Salsola oppositifolia* también suelen ser comunes en zonas semiáridas (Figura 7).

3.2.2. ESPECIES ESTUDIADAS

Los criterios de selección de las especies fueron la representatividad en las comunidades vegetales litorales, la producción suficiente de semillas viables y la variabilidad taxonómica.

En la Tabla 4 se enumeran las especies estudiadas y el origen del material.

Tabla 4: Especies estudiadas en el presente proyecto.

ESPECIE	LOCALIDAD	FECHA DE RECOLECCION
<i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	El Saler y el Clot de Galvany	Noviembre
<i>Sarcocornia fruticosa</i>	El Clot de Galvany	Noviembre
<i>Limonium girardianum</i>	El Saler	Septiembre
<i>Limonium virgatum</i>	El Saler	Septiembre
<i>Limonium narbonense</i>	El Saler	Septiembre
<i>Limonium santapolense</i>	El Clot de Galvany	Noviembre
<i>Spergularia media</i>	El Clot de Galvany	Noviembre
<i>Juncus subulatus</i>	El Saler	Julio
<i>Aster tripolium</i>	El Clot de Galvany	Noviembre
<i>Plantago crassifolia</i>	El Saler	Julio
<i>Juncus maritimus</i>	El Saler	Julio
<i>Halogeton sativus</i>	El Clot de Galvany	Noviembre
<i>Salsola oppositifolia</i>	El Clot de Galvany	Noviembre

CARACTERIZACIÓN DE LAS ESPECIES ESTUDIADAS

3.2.2.1. *Arthrocnemum macrostachyum* (Moric.) Moris in Moris & Delponte

Nombre común: alacranera, sosa dura, sosa jabonera, sosa grossa...

-FAMILIA: Amaranthaceae (Chenopodiaceae).

-ECOLOGÍA: Saladares.

-COROLOGÍA: Subcosmopolita.

-FORMA VITAL: Cámefito/Fanerófito suculento.

-CATEGORIA IUCN: Rara.

-Tamaño planta (altura): 3-10 dm.

-FENOLOGÍA (meses en que hay mayor floración): VII-IX.

Arbustillo de hasta 150 cm, erecto o, con menos frecuencia, postrado-radicante. Ramas articuladas, con artejos ciatiformes que finalizan con un reborde membranoso hialino. Ramas fértiles cilíndricas, crasas, terminales o axilares, solitarias o agrupadas en inflorescencia paniculiforme. Flores en cimas trifloras, semiocultas por el reborde del artejo inferior; la central ligeramente mayor que las laterales, dispuestas las tres casi a la misma altura. Semilla negra, brillantes; testa dura, $2n=36$; $n=18$.

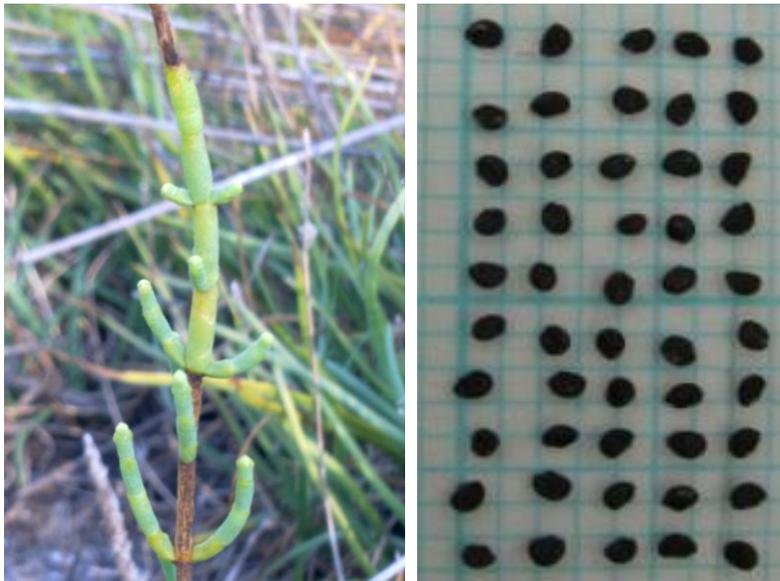


Figura 8: *Arthrocnemum macrostachyum*. Plantas (izquierda). Semillas (derecha).

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

Nombre común: sosa alacranera, herba salada...

-FAMILIA: Amaranthaceae (Chenopodiaceae)

-ECOLOGÍA: Saladares costeros.

-COROLOGÍA: Mediterránea.

-FORMA VITAL: Cáme fito suculento.

-CATEGORIA IUCN: Rara.

-Tamaño planta (altura): 1-6 dm.

-FENOLOGÍA (meses en que hay mayor floración): VI-VIII.

Arbustillo 50-150 cm, no radiante, muy ramificado. Ramas erectas o erecto-ascendentes. Hojas opuestas, reducidas a escamillas soldadas en la base y dispuesta en el ápice de cada artejo, formando un anillo cupuliforme de bordes hialinos y ápices puntiagudos. Inflorescencia espiciforme, terminal y

lateral, formada por cimas trifloras –en la base de cada artejo fértil- y decusadas. Flor central que se sitúa a mayor altura que las laterales; perianto carnososo, formado por la fusión de 4 tépalos. Semilla parda o pardo-grisácea, cubierta de protuberancias o pelos cortos y cónicos, no ganchudos. $2n=54, 72$.



Figura 9: *Sarcocornia fruticosa*. Planta (derecha). Semillas (izquierda).

3.2.2.3. *Limonium girardianum* (Guss.) Fourr.

-FAMILIA: Plumbaginaceae

-ECOLOGÍA: Roquedo, Saladares litorales.

-COROLOGÍA: Mediterráneo Oeste.

-FORMA VITAL: Caméfito sufruticoso / Hemicriptófito escaposo.

-CATEGORIA IUCN: Rara.

-Tamaño planta (altura): 1-4 dm.

-FENOLOGÍA (meses en que hay mayor floración): VII-IX.

Planta perenne, pluricaule, glabra o en parte cortamente papilosa. Cepa 0,5-3 cm, corta. Hojas de la roseta 25-85 x 5-16 mm, no marchitas en la antesis; limbo de oblanceolado a estrechamente oblanceolado-espátulado, con 1-3 nervios, con ápice de agudo a romo, mucronado; pecíolo 1-3 mm de anchura, de longitud $\frac{3}{4}$ - $\frac{4}{4}$ de la del limbo. Escapo 10-40 cm, de recto a erecto-patente, de casi derecho a levemente arqueado, glabro o papiloso en el tercio inferior; ramificación frecuente

empezando en el tercio superior. Inflorescencia normalmente tipo C o D; sin o con 1-5 ramas estériles. Ramas de primer orden de hasta 5 cm, generalmente cortas, en disposición uni o bilateral laxa, casi derechas, de erecto-patentes a patentes (ángulo de ramificación 50°-65°), ramificadas en el tercio exterior. Espigas 8-16 mm, densas en los extremos de las ramas, derechas. Espiguillas 5-6 mm, muy densas, 10-14 por cm, en disposición bilateral, con 2-7 flores. Bráctea externa 1,8-2,3 x 2-2,6 mm, triangular-ovada, con ápice de subobtusado a romo; margen anchamente membranáceo; parte central algo carnosa, con ápice estrechamente oblongo, que casi llega hasta el margen. Bráctea media 1,8-2,3 x 1,2-1,8 mm, de oblongo-elíptica a oblongo-obovada, membranácea. Bráctea interna 3,8-2,3 mm, algo carnosa, de oblonga a oblongo-obovada, con ápice de 0,5-0,8 mm, anchamente triangular, que no llega hasta el margen, con pelos esparcidos. Flores 4,8-5,6 mm de diámetro. Cáliz 4,1-4,8 mm, que sobrepasa 1-1,5 mm a la bráctea interna; tubo de escasa a densamente peloso, con pelos largos; dientes 0,5 x 0,9 mm, anchamente semielípticos; costillas que acaban antes de la base de los dientes. Pétalos 7,3-7,8 x 2,3-2,7 mm, cuneiformes, violáceo-rojizos pálidos. $2n=26$.

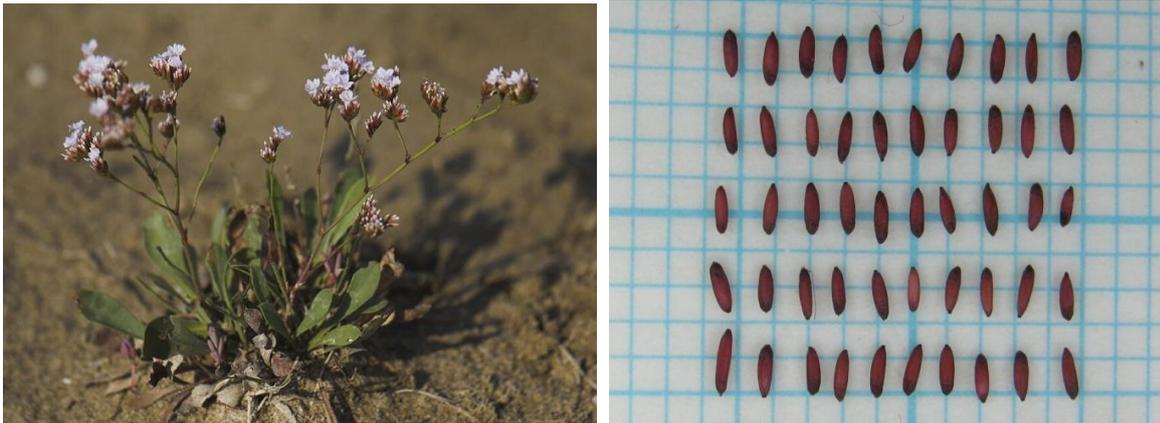


Figura 10: *Limonium girardianum*. Planta (izquierda) (www.gencat.cat). Semillas (derecha).

3.2.2.4. *Limonium virgatum* (Willd.) Fourr. In Ann. Soc.

-FAMILIA: Plumbaginaceae

-ECOLOGÍA: Roquedos, saladares litorales.

-COROLOGÍA: Mediterránea.

-FORMA VITAL: Caméfito sufruticoso.

-CATEGORIA IUCN: Abundancia media.

-Tamaño planta (altura):1-5 dm.

-FENOLOGÍA (meses en que hay mayor floración): IV-X.

Planta perenne, pluricaule, glabra, muy variable. Cepa 0,5-20 cm, con hoja en disposición helicoidal densa en el tercio superior. Hojas 30-85 x 3,5-8 mm, no o solo en parte marchitas en la antesis; limbo de estrechamente cuneiforme a estrechamente con un mucrón; peciolo 1,5-4 mm de anchura, de longitud $\frac{3}{4}$ - $\frac{4}{5}$ de la del limbo. Escapo 10-50 cm, de erecto a ascendente, de zigzagueante a irregularmente flexuoso; ramificación que empiza poco más arriba de la base. Inflorescencia tipo A, B o C; con muchas ramas estériles en los $\frac{2}{3}$ inferiores, fértiles en el tercio superior, de derechas a pluriarqueadas, erecto-patentes (ángulo de ramificación 40° - 60°), no o solo laxamente ramificadas. Espigas 20-80(120) mm, de derechas a arqueadas, erecto-patentes. Espiguillas 6,4-7,5 mm, lateralmente encorvadas en la base, 3.5 por cm, con 1-4(9) flores. Bráctea externa 1,9-2,8 x 1,9-2,5 mm, triangular-ovada, con ápice agudo; margen anchamente membranáceo; parte central algo carnosa, con ápice que casi llega hasta el margen. Bráctea media 2-2,6 x 1,5-2,2 mm, anchamente oblongo-obovada, membranácea. Bráctea interna 5,1-6,5 x 2,9-4 mm, de oblongo-elíptica a oblongo-obovada, con ápice de romo a subobtusos; margen estrechamente membranáceo; parte central 3,9-5 x 1,7-2,8 mm, carnosa, oblonga, con ápice de 0,9-1,3 mm, que casi llega hasta el margen. Flores 8,5-9,5 mm de diámetro. Cáliz 5,3-6,1 mm, que sobrepasa 1,3-2,5 mm a la bráctea interna; tubo en una mitad de laxa a densamente peloso, con pelos cortos; dientes c. 0,7 x 1,1 mm, de semielípticos a triangular-ovados; costillas que acaban generalmente sobre la base de los dientes. Pétalos 9,5-10 x 2,8-3,3 mm, cuneiformes, violáceo-rojizos. $2n = 27$.



Figura 11: *Limonium virgatum*. Planta (izquierda) (<http://flora.Huji.ac.il>). Semillas (derecha).

3.2.2.5. *Limonium narbonense* Mill., Gard. Dict

-FAMILIA: Plumbaginaceae

-ECOLOGÍA: Saladares litorales.

-COROLOGÍA: Mediterránea.

-FORMA VITAL: Caméfito sufruticoso.

-CATEGORIA IUCN: Rara.

-Tamaño planta (altura): 2-10 dm.

-FENOLOGÍA (meses en que hay mayor floración): VII-IX.

Planta perenne, pluricaule, glabra. Ceba 1-8 cm. Hojas de la roseta 10-35 x 2-8 cm, muy variables en forma y tamaño, no marchitas en la anthesis; limbo de estrechamente elíptico a oblongo-obovado, pinnatinervio, con muchos nervios laterales, con ápice de agudo a romo, con un largo apículo filiforme de 1-3 mm; pecíolo 2,5-5 mm de anchura, de longitud máxima no superior a la mitad de la del limbo. Escapo 25-70 cm, robusto, erecto, casi derecho; ramificación normalmente empezando en la mitad superior. Inflorescencia generalmente tipo G o F, sin o con pocas ramas estériles. Ramas de primer orden de hasta 35 cm, arqueado-patentes (ángulo de ramificación 45°-65°), de laxa a densamente ramificadas. Espigas 8-35 mm, dispuestas en la mitad superior de la inflorescencia, de derechas a

levemente curvadas, de recto-patentes a patentes. Espiguillas 5-6,5 mm, 4-7 por cm, generalmente triangular-ovada, aguda o levemente acuminada; margen anchamente membranáceo; parte central algo carnosa, con ápice fino que casi llega hasta el margen. Bráctea media 1,8-2,8 x 1,2-1,8 mm, de oblongo-ovada a estrechamente trapezoidal, membranácea. Bráctea interna 3,1-4,2 x 2,4-3,1 mm, de elíptica a obovada, con ápice de redondo a romo, a veces también emarginado o hendido; margen anchamente membranáceo; parte central algo carnosa, 2,3-3,3 x 1,2-2,2 mm, de estrechamente ovada a oblonga, sin o con apículo rudimentario. Flores 5,5-6,5 mm diámetro. Cáliz 4,8-5,9 mm, que sobrepasa 1,5-2,5 mm a la bráctea interna; tubo glabro o peloso en la base y en 2 costillas, con pelos de longitud variable; limbo muy doblando, de blanco a violáceo-rojizo pálido; dientes c. 1x 1,2 mm, de triangulares a triangular-ovados, frecuentemente con denticulos intercalares; costillas que acaban generalmente antes de la base de los dientes. Pétalos 7-10 x 1,8-2,2 mm, de espatulados a cuneidormes, violáceo-azulados. $2n=36$.



Figura 12: *Limonium narbonense*. Semillas (izquierda). Planta (derecha) (<http://luring.altervista.org>).

3.2.2.5. *Limonium santapolense* Erben in Mitt. Bot. Staatssamml.

-FAMILIA: Plumbaginaceae

-ECOLOGÍA: Saladares litorales.

-COROLOGÍA: Iberolevantina.

-FORMA VITAL: Caméfito sufruticoso.

-CATEGORIA UICN: Rara.

-Tamaño planta (altura):2-10 dm.

-FENOLOGÍA (meses en que hay mayor floración): VII-IX.

Parecido a *L. delicatulum*. Cepa 1-5 cm, más corta. Hojas de la roseta 80-190 x 25-60 mm; limbo normalmente elíptico, raramente de ovado a obovado, con ápice de romo a redondo, con fino apículo de c. 1 mm; pecíolo longitud $\frac{3}{4}$ -4/4 de la del limbo, más largo. Escapo 30-70 cm, de derecho a levemente zigzagueante; ramificación que empieza sobre el cuarto inferior. Inflorescencia normalmente tipo C; con pocas ramas estériles, corta. Ramas de primer orden en disposición bilateral, las 1-4 inferiores estériles, cortas, las superiores de hasta 30 cm, de erecto-patentes a patentes (ángulo de ramificación de las inferiores 50°-60°, de las superiores 60°-80°). Espigas 15-45(60) mm, menos densas, claramente más largas. Espiguillas 5,5-6 mm, mayores, frecuentemente en disposición bilateral, normalmente 3-4 por cm, que aumenta a veces en densidad hacia el ápice de la espiga, con 2-6 flores. Bráctea externa 1,9-2,2 x 2,1-2,6 mm, mayor, de triangular a triangular-ovada, con ápice agudo. Bráctea media 1,9-2,2 x 1,4-1,6 mm, mayor. Bráctea interna 4-4,5 x 3,8-4 mm, claramente mayor, anchamente elíptica, con ápice casi redondeado; margen anchamente membranáceo; parte central 2,9-3,3 x 1,9-2,2 mm, carnosa, de oblonga a oblongo-elíptica, con ápice de 0,8-1 mm, que no llega hasta el margen. Flores 4,5-5 mm de diámetro. Cáliz 4-4,3 mm, más largo, que sobrepasa 1-1,5 mm a la bráctea interna; dientes c. 0,7 x 1,2 mm, anchamente ovado-trianguulares; costillas que acaban poco más arriba de la base de los dientes. Pétalos 5,4-6 x 1,5-1,8 mm, algo más cortos, violáceos.



Figura 13: *Limonium santapolense*. Planta (izquierda). Semillas (derecha).

3.2.2.7. *Spergularia media* (L.) C. Presl.

-Nombre común: Cominillos.

-FAMILIA: Caryophyllaceae.

-ECOLOGÍA: Saladares húmedos.

-COROLOGÍA: Subcosmopolita.

-FORMA VITAL: Caméfito sufruticoso.

-CATEGORIA IUCN: Abundancia media.

-Tamaño planta (altura): 1-3 dm.

-FENOLOGÍA (meses en que hay mayor floración): IV-IX.

Hierba perenne, generalmente de cepa robusta y leñosa, totalmente glabra o glanduloso, pubescente en la inflorescencia. Tallos 5-50(65) cm. Hojas (3) 10-35(50) x 0,3-2,5 mm, carnosas, generalmente mucronadas; estípulas anchamente triangulares, no acuminadas ni plateadas, las de los tallos jóvenes soldadas hasta c. ½ de su longitud. Sépalos 4-6 mm. Pétalos blancos o de ápice rosado,

subiguales o algo más largos que los sépalos. Estambres (7-9) 10. Cápsula (5)6-9 mm, excediendo en mucho a los sépalos. Semillas (0,6)0,7-0,8 mm –excluida el ala-, castaño-oscuras, lisas o tuberculadas, ancha o estrechamente aladas, o más raramente con el ala reducida a fragmentos membranáceos minúsculos- solo visibles con lupa- o que falta por completo; margen del ala entero o solo ligeramente dentado. $2n=18, 36; n=9$.



Figura 14: *Spargularia media*. Planta (izquierda) (<http://herbarivirtual.uib.es>). Semillas (derecha).

3.2.2.8. *Juncus subulatus* Forssk.

Nombre común:

-FAMILIA: Juncaceae.

-ECOLOGÍA: Pastizales húmedos.

-COROLOGÍA: Mediterránea.

-FORMA VITAL: Geófito rizomatoso.

-CATEGORIA IUCN: Rara.

-Tamaño planta (altura):4-12 dm.

-FENOLOGÍA (meses en que hay mayor floración): V-VII.

Hierba perenne, de (20)34-117 cm, robusta, con rizoma horizontal o ascendente, \pm estolonífero, con entrenudos de 10-50 x 0,4-6,7 mm, cubierto por vainas escuamiformes pardas; brotes extravaginales, todos fértiles. Tallos 300-1040 x 1,7-5 mm, robustos, erectos, algo estriados cuando secos, con médula estrellada continua, con un nudo rojizo visible cerca de la base. Hojas situadas a lo largo de los tallos, las inferiores -3 ó 4- sin limbo, las superiores -2-4- con limbo; vaina auriculada c. 2 mm, redondeadas, solapadas entre sí; limbo 100-500 x 0,8-3,2 mm, a veces sobrepasando a la inflorescencia, cilíndrico, subulado o casi punzante, algo estriado cuando seco, fistuloso o casi – parénquima a modo de médula, estrellado y laxo-. Inflorescencia 4-30 cm, terminal, en antela 3-5 veces ramificada, formada por cimas irregulares, laxa, multiflora, con una sola bráctea foliácea de 2-3(7) cm, mucho más corta que la inflorescencia; ramas primarias 3-6, erectas, la mayor de 3-12,5 cm, Flores solitarias, con pedicelo de c. 0,5 mm, con 2 bractéolas involucrales; bractéolas 1,3-1,6 mm, ovaladas, acuminadas, escariosas. Tépalos algo desiguales, de un verde pálido, un amarillo pajizo o pardos; los extremos de 2,5-3,7 mm, lanceolados, acuminados, con un margen escarioso-hialino estrecho, los internos de 2,3-3,3 mm, oblongo-lanceolados, obtuso-mucronados, con un margen escarioso-hialino más ancho. Estambres 6; filamento 0,2-0,5 mm, antera 0,8-1,5 mm. Estilo 0,8-1 mm; estigma 0,8-1mm, exertos, \pm patentes y retorcidos. Cápsula 2,3-2,7 mm, algo más corta, igual o de longitud algo mayor que los tépalos externos, ovoide o elipsoidal, trígona, subobtusada, parda o de un pardo-rojizo, brillante, con un pico de 0,1-0,2 mm. Semillas 0,4-0,6 mm, ovoides, ligeramente reticuladas con apéndices menores de 0,1 mm. $2n=42^*$.



Figura 15: *Juncus subulatus*. Planta (izquierda) (www.wildflowers.co.il). Semillas (derecha).

3.2.2.9. *Aster tripolium subsp. pannonicus* (Jacq.) Soó

- FAMILIA: Compositae (Asteraceae): Flores liguladas dispuestas en un solo verticilo y lineares u oblongas. Vilano con pelos dispuestos en 2 o más verticilos.

- Capítulos con más de 1 cm de diámetro. Lígulas violáceas, de 10-15 mm.

- ECOLOGÍA: Saladares costeros.

- COROLOGÍA: Mediterránea.

- FORMAS VITALES: Hemicriptófito escaposo.

- CATEGORIA IUCN: Común, frecuente.

- Tamaño planta (altura):5-14 dm.

- FENOLOGÍA (meses en que hay mayor floración): VII-X.

Planta herbácea propia de las zonas húmedas, se levanta más o menos un metro del suelo, tiene hojas estrechas, lanceoladas. El carácter que mejor le identifica son sus capítulos que tienen las lígulas violáceas y las flores centrales amarillas, en los ambientes donde se encuentra esta especie no hay otra compuesta con este tipo de color de las flores.



Figura 16: *Aster tripolium*. Planta (izquierda) (www.bijenhelppdesk.nl). Semillas (derecha).

3.2.2.10. *Plantago crassifolia* Forssk., Fl. Aegypt.-Arab.

FAMILIA: Plantaginaceae: Flores hermafroditas, dispuestas en espigas o glomérulos largamente pedunculados. Fruto en cápsula.

-ECOLOGÍA: Saladares.

-COROLOGÍA: Mediterránea.

-FORMA VITAL: Hemicriptófito rosulado.

-CATEGORIA IUCN: Común, frecuente.

-Tamaño planta (altura): 6-20 dm.

-FENOLOGÍA (meses en que hay mayor floración): V-VIII.

Hierba perenne, de 6-30 cm, con cepa ramificada y raíces carnosillas. Hojas (10)40-140(180) x 1-4(6) mm, dispuestas en numerosas rosetas basales, Lineares, \pm agudas, semicilíndricas o \pm canaliculadas, enteras, a veces remotamente dentadas con 1-2 pares de pequeños dientes irregulares,

uninervias, carnosas, glabras. Espiga (12)25-85(130) x (3)4-6(7) mm, ± cilíndrica, compacta, a veces con las flores basales algo separadas; brácteas 2-3,2 x 1,7-2,2 mm, que ocultan generalmente solo $\frac{1}{2}$ - $\frac{2}{3}$ de los sépalos, ± ovadas, agudas, con nervio medio carnosilla que alcanza el ápice y con márgenes escariosos en la base, glabras; pedúnculo (4)8-19(22) cm, mucho más largo que la espiga, no sulcado, pubescente, con pelos de 0,3-0,8 mm, adpresos y antrorsos. Sépalos diferentes entre sí, soldados solo en la base; los anteriores 2,5-3,5 x 1,5-1,7 mm, de ovales a lanceolados, obtusos, con nervio medio que alcanza el ápice y márgenes escariosos algo asimétricos y anchos, con algún cilio en el margen superior y raramente con algún pelo corto en la base del nervio; los posteriores 2,5-3,5 mm, aquillados y con ala escariosa de 0,3-0,5 mm en la parte distal y decurrente hacia la base, con nervio medio estrecho que alcanza el ápice y amplios márgenes escariosos, provistos de algunos cilios en el ala y parte superior del margen. Corola con tubo de 1-3,8 mm, liso y finamente pubescente; lóbulos 1,2-1,7 x 0,7-1,2 mm, ± ovados, de agudos a apiculados, glabros. Anteras 1,5-2 x 0,7-0,9 mm, amarillas; filamentos parduscos. Pixidio 2,2-2,8 x 1,5-2 mm, con 2-4 semillas, glabro, excepto unos pocos pelos en la base del resto estilar. Semillas 1,5-2,3 x 0,7-1(1,2) mm, hemielipsoidales, con la cara interna plana. $2n = 20$.



Figura 17: *Plantago crassifolia*. Planta (izquierda). Semillas (derecha).

3.2.2.11. *Juncus maritimus* Lam.

Nombre común: junco marino, jonc marí.

-FAMILIA: Juncaceae.

-ECOLOGÍA: Pastizales húmedos saladares.

-COROLOGÍA: Subcosmopolita.

-FORMA VITAL: Geófito rizomatoso.

-CATEGORIA IUCN: Abundancia media.

-Tamaño planta (altura):4-15 dm.

-FENOLOGÍA (meses en que hay mayor floración): VII-IX.

Hierba perenne, de 30-150 cm, laxamente cespitosa, con brotes principalmente extravaginales y a veces con algún brote intravaginal; rizoma \pm estolonífero, horizontal, de 6-10 mm de diámetro, con entrenudos de longitud muy variable. Tallos 240-1270 x 2,3-5 mm, cilíndricos, lisos o algo estriados, con vaina mucronada, sin limbo, las restantes -2 ó 3- con limbo; vaina \pm abierta, no auriculada, la de las hojas inferiores parda, brillante; limbo 200-620x1,1-2,8 mm, unifacial, muy parecido al tallo, cilíndrico, punzante. Inflorescencia (2) 7-29 (34) cm, pseudolateral, en antela 3 ó 4 veces ramificada, multiflora, formada por glomérulos con 2-4 flores y 3 ó 4 bractéolas, a veces algunas flores solitarias; bractéolas c. 3,5 mm, lanceoladas, agudas. Flores subsésiles; pedicelo c. 0,2 mm. Tépalos desiguales, estramíneos, de un verde amarillento a un amarillo pajizo, con los márgenes anchamente escarioso-hialinos, los extremos 2,6-3,6 mm, oblongo-lanceolados, naviculares, carenados, agudos y cortamente mucronados; los internos 2,4-3(3,5) mm, oblongo-elípticos, con el margen escarioso más ancho en el ápice, obtusos, obtuso-mucronados o subagudos. Estambres generalmente 6; filamento 0,3-0,6 mm, antera 0,9-1,3 mm, 1,5-2 veces la longitud del filamento. Estilo 1-1,5 mm, estigmas 1-1,5 mm. Cápsula 2,2-3,5(3,8) mm, con frecuencia alcanzando o superando a los tépalos, ovoide, trígona, obtusa o subaguda, con pico de 0,1-0,2 mm, amarillenta, de un pardo claro o rojizo, \pm brillante. Semillas 0,7-1 mm, estriadas, pardas, con apéndice de 0,1-0,3 mm. $2n=40^*$, 48^* .

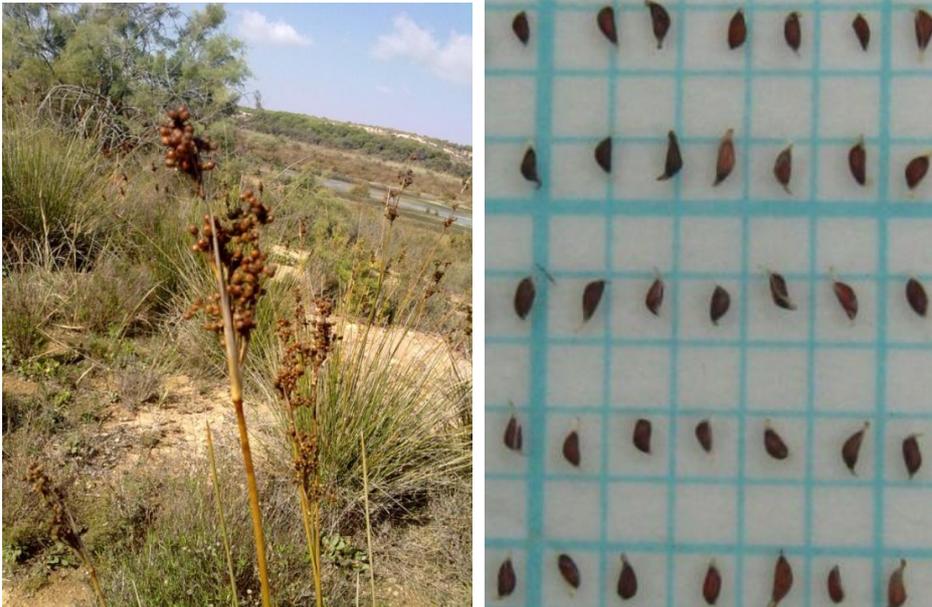


Figura 18: *Juncus maritimus*. Planta (izquierda). Semillas (derecha).

3.2.2.12. *Halogenton sativus* (Loefl. Ex L.) Moq.

Nombre común: barrilla fina, barrella d'Alacant.

-FAMILIA: Amaranthaceae (Chenopodiaceae).

-ECOLOGÍA: Matorrales secos baldíos.

-COROLOGÍA: Mediterránea-Iranoturiana.

-FORMA VITAL: Terófito escaposo.

-CATEGORIA IUCN: Rara.

-Tamaño planta (altura): 2-6 dm.

-FENOLOGÍA (meses en que hay mayor floración): VIII-IX.

Herbáceas, 10-60(80) cm, de postradas a ascendentes; \pm papilosas. Hojas 5-12(18) x 1-1,5 mm, de cilíndricas a obovoide-cilíndricas, de base decurrente y con grupos de pelos hialinos en las axilas, terminadas en una seta de hasta 1,5(2) mm, normalmente caduca en la madurez. Inflorescencia espiciforme. Bractéolas de las flores externas de hasta 2-3 mm; las internas ebracteoladas. Piezas del

perianto 2-3,5 x 0,5-1 mm, brevemente soldadas en la base; con un ala transversal de hasta 3 x 4 mm, de espatulada a orbicular-reniforme, situada casi en el ápice de las mismas, de color que va de amarillento a rojizo. Estambre (3)5; lóbulos del disco estaminal glandulosos. Ovario súpero; estigmas 2, cortos y filiformes. Semillas de hasta 1,5 x 0,8 mm, ovoides, comprimidas lateralmente, con testa membranácea.



Figura 19: *Halogeton sativus*. Planta (izquierda) (www.miradanatural.es). Semillas (derecha).

3.2.2.13. *Salsola oppositifolia* Desf.

Nombre común: salado negro, sosó...

-FAMILIA: Amaranthaceae (Chenopodiaceae).

-ECOLOGÍA: Matorrales secos costeros.

-COROLOGÍA: Mediterráneo sur.

-FORMA VITAL: Nanofanerófito.

-CATEGORIA IUCN: Rara.

-Tamaño planta (altura):3-6 dm.

-FENOLOGÍA (meses en que hay mayor floración): VII-IX.

Arbusto de hasta 2,5 m, erecto, glabro, aunque de ordinario con escasos pelos axilares. Ramas opuestas, \pm blanquecinas. Hojas de hasta 25 mm, opuestas, semicilíndricas o subtrígonas, carnosas, sésiles, sin lóbulo basal o con él poco conspicuo, decurrentes, de sección acanalada o planoconvexa, agudas o apiculadas; en ocasiones con fascículos de hojas axiliares. Brácteas inferiores de hasta 17 mm, subtrígonas, con margen escarioso en la base, similar a las hojas; las superiores más pequeñas y con margen escarioso. Bractéolas elípticas, más pequeñas que las piezas periánticas. Flores en espiga laxa, solitarias en la axila de cada Bráctea. Alas del perianto de hasta 9 x 15 mm. Anteras de 1,5-2-2 mm, Estaminodios inexistentes. Disco hipógino muy reducido o incluso inexistente. Estigmas de menor longitud que el estilo. Semillas horizontales.

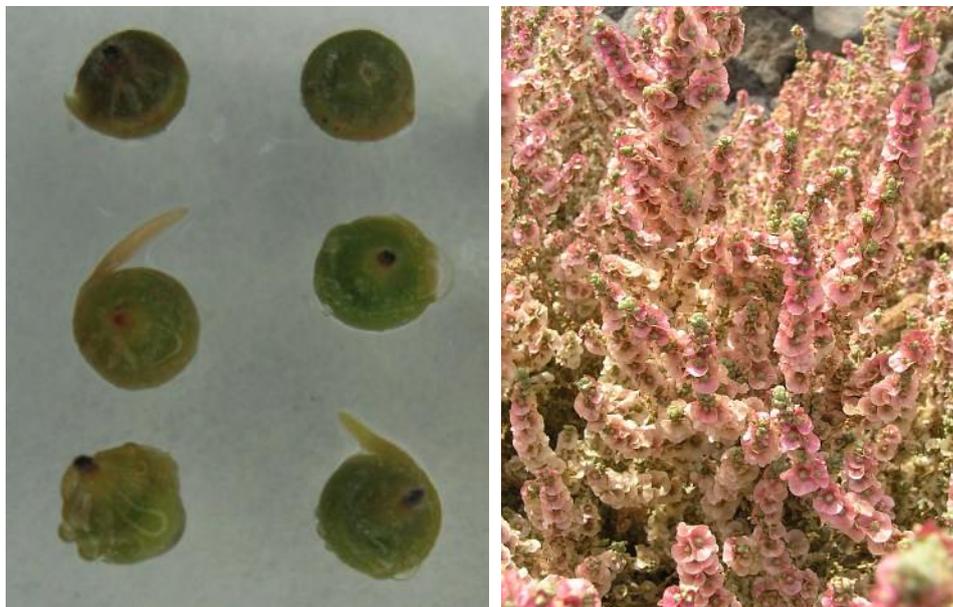


Figura 20: *Salsola oppositifolia*. Semillas (izquierda). Planta (derecha) (www.floradecanarias.com).

3.2.3. TRATAMIENTO DEL MATERIAL BIOLÓGICO

El tratamiento del material biológico utilizado en el presente trabajo, ha conestado de varias fases, desde la recogida de las muestras en el campo hasta las pruebas que han tenido lugar en el laboratorio del banco de germoplasma. Las etapas son:

3.2.3.1. INGRESO DEL MATERIAL EN EL BANCO DE GERMOPLASMA

Entre el material recolectado en las dos zonas de estudio, El Saler y el Clot de Galvany, habrán semillas verdes y secas, por esta razón las muestras deberán extenderse sobre bandejas de plástico o aluminio en un lugar donde la temperatura y la humedad relativa estén controladas, e ir revisándolo periódicamente hasta que todas las semillas alcancen un estado similar de maduración.



Figura 21: Laboratorio con los distintos utensilios necesarios para el manejo de las semillas.

Paralelamente, una vez estén las semillas recogidas en el laboratorio del banco de germoplasma, se deberá proceder a la introducción de la información en la base de datos, como por ejemplo: la fecha o fechas de recolección si la primera vez era modesta su cantidad, nombre de la especie, familia, lugar de recogida, entre otros. El procedimiento se expone a continuación:

- Nombre del taxón.
- Numero de entrada del lote.
- Fecha de ingreso en el banco.
- Calidad de la limpieza de las semillas o el tipo de tratamientos a los que han sido sometidas.

- Procedencia del lote: nombre de la localidad de muestreo y nombre o código del recolector o del centro del que proviene el material.

3.2.3.2. LIMPIEZA MANEJO Y EXTRACCIÓN DEL GERMOPLASMA

Una vez el material está seco, se debe proceder a su limpieza, extracción de todos los restos de la planta a excepción de las semillas mediante diferentes procesos bien manuales o mecánicos. Se puede recurrir a alguna pequeña máquina, como por ejemplo un soplador o máquina de flujo de aire (Figura 22); su funcionamiento consiste en introducir un flujo de aire para facilitar la separación de las partes más pesadas de las más ligeras mediante el regulado de los flujos de aire. En algunos casos cuando las semillas son muy pequeñas es preferible el procesamiento manual, haciendo uso de una batería de tamices (Figura 23) con distintos tamaños de malla. Incluso se puede llegar al extremo de separar manualmente las impurezas utilizando pinzas y diversos utensilios de laboratorio. En el presente trabajo se ha hecho uso de una combinación de los distintos métodos descritos para conseguir una limpieza óptima.



Figura 22: Soplador o máquina de flujo de aire.

Verificado el grado de pureza y el estado de limpieza del material, se calcula el peso total de cada lote y el peso medio de una semilla.

En algunas ocasiones durante el proceso de secado las semillas son introducidas en recipientes de vidrio o metal, con tapaderas herméticas que impidan las variaciones de humedad.

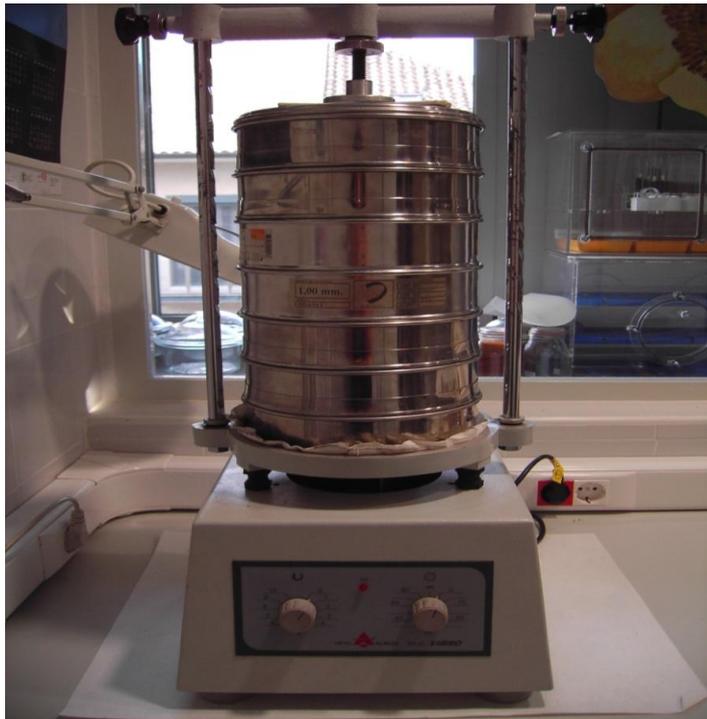


Figura 23: Batería de tamices con distintos tamaños de malla.

Después de la limpieza de las semillas, una pequeña cantidad ha sido utilizada para estimar el porcentaje de germinación y la validez del material recogido. La capacidad germinativa es el parámetro más útil para valorar un lote de semillas. Suelen utilizarse los protocolos de ISTA, según el cual se define la germinación como el proceso que lleva a las semillas a un estado en el cual su aspecto puede indicar si serán capaces de desarrollarse en una planta normal, siempre que las condiciones ambientales lo permitan (ISTA, 2004). Este procedimiento se lleva a cabo mediante ensayos de germinación que consisten en disponer sobre una placa Petri, con agar al 6% en agua, 25 semillas (dependiendo del tamaño de la semilla) y el control de la germinación en un periodo de aproximadamente 30 días a una temperatura óptima para cada especie. En los ensayos estándar se realizan cuatro réplicas.

3.2.3.3. SECADO DEL GERMOPLASMA

Las semillas que no han sido utilizadas en el presente estudio se les aplica un secado que se puede realizar de distintas maneras, mediante la exposición al aire en ambientes secos, ventilados y sombríos, cámaras de deshidratación con deshumidificadores y aire acondicionado, manteniendo una humedad relativa del 10-15% y temperaturas de 10-20°C, o en cámaras de metacrilato (Figura 24) con gel de sílice en su interior que va siendo sustituido periódicamente.

En la mayoría de los bancos de germoplasma se utiliza un procedimiento estándar, conocido como ultrasecado. Consiste en secar las semillas hasta obtener una humedad entre el 5 y 7%, colocarlas en envases herméticos y someter el material a bajas temperaturas. La forma más práctica de llevar esto a cabo es almacenando el gel de sílice con la semilla dentro del recipiente hermético, el indicador coloreado que acompaña al gel avisará de cualquier entrada accidental de humedad, en este caso adquiere un color naranja al estar deshidratado y verdoso cuando ha absorbido humedad.



Figura 24: Cámaras para ultrasecar semillas en presencia de gel de sílice.

3.2.3.4. CONSERVACIÓN Y ALMACENAMIENTO

Con el fin de garantizar la conservación a largo plazo de las semillas lo más importante es verificar su contenido en humedad, ya que es considerado como el parámetro esencial que puede influir en el éxito de la germinación. Este proceso se lleva a cabo para frenar el metabolismo y que duren más tiempo las semillas, pero también tiene lugar en la naturaleza. Respecto a este punto hay que tener en cuenta:

El envase debe tener una hermeticidad probada, en cuanto no permitir el paso de vapor de agua a su interior.

La ultra-desección hasta niveles entre un 1,0 - 3,0% de contenido de humedad en la semilla puede prolongar su vida hasta entre 4 y 32 veces (Harrington, 1972) en relación con la desecación hasta niveles de un 5,0 - 7,0%.

Las semillas deben ser colocadas en envases adecuados para permanecer cerrados herméticamente durante años. La hermeticidad de los envases va unida a la necesidad de una manipulación más o menos frecuente de los lotes de semillas. De forma general se utilizan los tubos de vidrio cerrados a la llama para colecciones a muy largo plazo, mientras que con las colecciones activas que requieren un acceso más frecuente es aconsejable la utilización de tarros de appertización (Figura 25). En este tipo de tarro se colocan en su interior las semillas con gel de sílice en el fondo. En el espacio libre pueden almacenarse varias muestras de semillas en cualquier otro envase o sobre, a largo plazo y con plenas garantías si previamente se ha equilibrado su humedad con la del gel.



Figura 25: Tarro de appertización con gel de sílice en el fondo (Bacchetta 2008).

Una vez la humedad está controlada, las semillas están preparadas para su conservación a largo plazo a bajas temperaturas por debajo de los -18°C (FAO/IPGRI, 1994). Además existe la criopreservación, que consiste en someter las semillas a temperaturas por debajo de -40°C . Las células vegetales capaces de soportar la transición hasta temperaturas criogénicas es poco probable que sufran algún daño, siempre que la temperatura se mantenga estable durante todo el periodo de almacenamiento.

3.2.4. ENSAYOS DE GERMINACIÓN

Los ensayos de germinación se llevan a cabo en placas petri con agar, mantenidas en condiciones diferentes en cámaras de germinación. Para todos los ensayos de germinación se han utilizado cuatro réplicas de 25 semillas por placa, a excepción de *Salsola oppositifolia* que al poseer semillas de mayor tamaño, fueron 20 semillas. En el caso de *Limonium virgatum* por la falta de material biológico, se trabajó solamente con tres tratamientos con sal. En las placas petri se dispuso una disolución de agua destilada con agar al 6%. La duración de los ensayos es de 30 días, con un fotoperiodo de 12/12 horas luz/oscuridad.

Durante el seguimiento del ensayo de germinación se identifican las siguientes categorías de semillas (ISTA, 2006):

Germinadas: observación de la emergencia de la radícula.

Embebidas: semillas que al final del ensayo, aun estando frescas, viables y embebidas no han germinado.

No embebidas: aquellas semillas que no han sido embebidas, normalmente tienen tegumentos muy duros que necesitan escarificación.

Podridas: aquellas semillas que son infectadas por algún tipo de hongo, que acaban podridas y mueren.

Vacías y/o rotas: las semillas vacías o rotas suelen observarse mejor al principio del ensayo de germinación cuando están hidratadas o al finalizarlo cuando se comprueba que las semillas que no han germinado están o no en buen estado.

Algunas semillas presentan dormición fisiológica, como en *Juncus subulatus* y *Juncus maritimus*. Previamente al procedimiento de la siembra deben estar 24 horas embebidas en una hormona de crecimiento, giberelina. Pasado este tiempo se realiza la siembra de la misma forma que se ha explicado anteriormente. En este caso se utilizaron el doble de placas petri, en la mitad de ellas las semillas habrán estado 24 horas en giberelina y las restantes no, para decidir si en el posterior tratamiento será más conveniente llevarlo a cabo con o sin giberelina. En este caso particular, la velocidad de germinación y el tiempo medio de germinación, no fue tan diferente y se optó el prescindir de giberelina.

3.2.4.1. CONDICIONES DE GERMINACIÓN Y TRATAMIENTO APLICADOS A LAS SEMILLAS

El primer procedimiento que se lleva a cabo, es el barrido de temperaturas, es decir, encontrar la temperatura óptima para la germinación en cada una de las especies. Se utilizan 20 placas por especie, ya que el barrido de temperaturas se realiza a cinco temperaturas distintas, 10, 15, 20, 25 y 30°C con fotoperiodo de 12/12 horas luz/oscuridad, y de cada una se hacen cuatro réplicas.

En la siguiente etapa, y conseguida la temperatura óptima, se realizan siembras a diferentes concentraciones de sal para cada especie. A continuación en las Tablas 5 y 6, se muestran las concentraciones en las que se han sembrado las semillas y las cantidades de agua destilada, cloruro sódico y agar al 6%, que se utilizadas para cada tipo de cultivo:

Tabla 5: Concentraciones de NaCl a las que se han cultivado las distintas especies.

ESPECIES	[NaCl] (mM)											
<i>Plantago crassifolia</i>	50	100	150	200	250	300	350					
<i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	50	100	150	200	250	300	400	500				
<i>Juncus subulatus</i>	50	100	150	200	250	300	350					
<i>Juncus maritimus</i>	50	100	150	200	250	300	350					
<i>Limonium girardianum</i>	50	100	150	200	250	300	400	500				
<i>Limonium virgatum</i>	50	100	150	200	250	300	400	500				
<i>Limonium narbonense</i>	50	100	150									
<i>Spergularia media</i>	50	100	150	200	250	300	350					
<i>Halogeton sativus</i>	50	100	150	200	250	300	350	400	500	600	700	800
<i>Limonium santapolense</i>	50	100	150	200	250	300	350					
<i>Salsola oppositifolia</i>	50	100	150	200	250	300	350	400	500	600	700	800
<i>Aster tripolium</i>	50	100	150	200	250	300	350					
<i>Sarcocornia fruticosa</i>	50	100	150	200	250	300	400	500				

Tabla 6: Cantidades de agua destilada, NaCl y agar necesarias para cada solución salina.

[NaCl] (mM)	H ₂ O destilada (mL)	[NaCl] (g)	Agar (g)
50	300	0,882	1,8
100	350	2,058	2,1
150	300	2,646	1,8
200	350	4,116	2,1
250	300	4,41	1,8
300	350	6,17	2,1
350	300	6,17	1,8
400	100	2,35	0,6
500	100	2,94	0,6
600	50	1,76	0,3
700	50	2,06	0,3
800	50	2,352	0,3

Después de obtener los medios con las distintas concentraciones de cloruro sódico, se procede de la misma forma que en la primera etapa: se realiza la siembra, en cada placa petri y sobre el medio de cultivo se colocan 25 semillas. Se lleva un recuento diario durante 30 días. Pasado este periodo las semillas que no hayan germinado deben pasarse a un medio sin sales, es decir, para la recuperación de la germinación, en el mismo medio de cultivo que el utilizado en el barrido de temperaturas. Esta etapa tiene una duración igual a las anteriores de 30 días.

El procedimiento experimental de este estudio se ha llevado a cabo con pruebas de germinación con trece especies halófilas diferentes, aunque en realidad se han realizado 14, ya que en *Arthrocnemum macrostachyum*, procedente del Saler, en las tres etapas del procedimiento se obtuvieron unos resultados muy bajos de germinación. Por esta razón se decidió repetir el experimento con la misma especie pero esta vez con semillas procedentes del Clot de Galvany. Tampoco se obtuvieron buenos resultados, por lo que se optó por tratar las semillas con giberelina durante 24 horas antes de la siembra. El resultado mejoró ligeramente. Pasados los tres meses correspondientes a las tres etapas de la parte experimental, se decidió poner las semillas durante un mes a temperaturas alternantes, la mitad de las placas a 20/10°C y el resto 25/15°C, esta vez los resultados fueron más satisfactorios.

3.2.4.2. PARÁMETROS ANALIZADOS

En primer lugar se analizó el porcentaje de germinación de todas las especie en cada uno de los ensayos. Además del número de semillas germinadas, de gran importancia según varios autores (Akbar *et al.*, 1972) se calculó la velocidad de la germinación, la cual disminuye a medida que las concentraciones de sales aumentan, o sea existe una relación directa entre ésta y la cantidad de agua absorbida por la semilla. Varios autores coinciden en que la germinación se ve afectada por altas concentraciones de sales en el sustrato, así como por la composición química de las mismas.

Al finalizar el ensayo de germinación, y con todos los datos necesarios obtenidos se procedió a calcular los siguientes parámetros:

Porcentajes de germinación: se calcula para cada réplica y vienen dados de la relación entre el número de semillas germinadas y el número total de semillas restando las semillas vacías, multiplicado por 100:

Ecuación 1: Porcentaje de germinación.

$$\%germinación = \frac{\text{semillas germinadas}}{\text{total semillas} - \text{semillas vacías}} \cdot 100$$

El porcentaje final del ensayo será calculando la media de todas las réplicas sometidas a las mismas condiciones de germinación.

Tiempo medio de germinación: permite conocer el tiempo medio de germinación de las semillas analizadas, se calcula determinando el número de semillas germinadas cada día, considerando el total de semillas germinadas:

Ecuación 2: Tiempo medio de germinación.

$$MGT = \frac{n_1 d_1}{N}$$

Dónde n_1 es el número de semillas germinadas en el día, d_1 : número de días desde el inicio del test de germinación, N : número total de semillas germinadas al final del ensayo.

Potencial osmótico base (ψ_b) (MPa): para su cálculo se ha basado con la ecuación de van't Hoff's (Ben-Gal *et al.*, 2009):

Ecuación 3: Potencial osmótico base (ψ_b).

$$\Pi = iMRT$$

Donde Π es el potencial base (MPa), i es la constante de van't Hoff, el valor de i para NaCl es 1,8 o 2 cuando es medido o teórico respectivamente (moles de la solución x moles disueltos en el soluto), M es la concentración del soluto en molaridad (mol/L), R es la constante de los gases ideales (0,082 atm·L/mol·K) y T la temperatura en grados Kelvin (K).

También puede calcularse a partir de la ecuación de la recta ($y=ax+b$) obtenida a partir de un conjunto de datos, utilizando la siguiente formula:

Ecuación 4: Potencial osmótico base (ψ_b).

$$\psi_b = \frac{b}{a}$$

Hidro tiempo (Θ) (MPa día): applications hydrotime. Este valor se calcula con la Ecuación 5, cuyos valores se obtienen de la ecuación de la recta.

Ecuación 5: Hidro tiempo (Θ).

$$\Theta = \frac{1}{a}$$

Temperatura base (T_b) ($^{\circ}\text{C}$): (Trudgill *et al* 2005)

Ecuación 6: Temperatura base (T_b).

$$T_b = \frac{b}{a}$$

Tiempo térmico (S) ($^{\circ}\text{C}/\text{days}$):

Ecuación 7: Tiempo térmico (S).

$$S = \frac{1}{a}$$

Los datos obtenidos, tanto en el barrido de temperaturas como en el de sales, han sido ajustados por mínimos cuadrados para encontrar la ecuación de la recta que más se ajuste. Se ha utilizado para el cálculo de la temperatura base y el tiempo térmico en condiciones de germinación a temperatura constante. Para la germinación a distintas concentraciones de sal se ha calculado el potencial osmótico y el hidrotiempo. La temperatura base y el potencial osmótico base, se obtienen para conocer la temperatura mínima por debajo de la cual no existen germinación y la máxima concentración salina por encima de la cual no existiría germinación.

Recuperación de la germinación (R): El porcentaje de la recuperación de la germinación se determina con la siguiente fórmula:

Ecuación 8: Recuperación de la germinación (R).

$$R = \frac{a-b}{c-b} \times 100$$

Donde a es el número total de semillas germinadas después de ser transferidas a agua destilada, b es el total de semillas germinadas en disolución salina y c el total de semillas. (Khan *et al.*, 2000; Zaman *et al.* 2010).

Reducción en el porcentaje de germinación en sal (RGP): (Boureima *et al.*, 2011). Se aplica para saber si la presencia de sal en el medio provoca una reducción de la germinación, de forma más exacta.

Ecuación 9: Reducción del porcentaje de germinación (RPG).

$$RGP = (1-(b)/d) \times 100$$

Donde b es el total de semillas germinadas en disolución salina y d el número de semillas germinadas en el control.

3.2.4.3. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Los datos de la germinación en los barridos de temperatura y de sales fueron analizados mediante el programa SPSS 15.0. Los efectos de la salinidad y de la temperatura sobre la germinación fueron sometidos al análisis de la varianza de dos variables (ANOVA). Un ANOVA de dos variables demostró si la influencia de la temperatura y de la salinidad en el porcentaje y el tiempo medio de germinación es significativa o no. Se utilizó el test post hoc de Tukey para determinar si las diferencias entre las medias fueron significativas entre los distintos tratamientos de salinidad y de temperatura

($P < 0,05$). Se recurrió a un análisis de regresión lineal de los datos de las germinaciones para poder obtener los valores del potencial base, hidrotiempo, tiempo base y el tiempo térmico utilizando el software Excel 2010.

4. RESULTADOS Y DISCUSION

4.1. RESPUESTA GERMINATIVA

4.1.1. BARRIDO DE TEMPERATURAS. ANALISIS DE LOS RESULTADOS

El barrido de temperaturas se realizó con el objetivo de elegir la temperatura óptima para luego poder realizar el barrido de sales a la temperatura óptima para cada especie.

De cada especie se muestran tres gráficas, en la primera se muestra el porcentaje de germinación respecto a la temperatura; en la segunda el tiempo medio, también respecto a la temperatura y por último la inversa del tiempo medio de germinación frente a la temperatura para calcular el valor de la temperatura base y el tiempo térmico. De esta forma se quiere observar en que forma afecta la temperatura en la germinación, y si la velocidad aumenta o disminuye.

Los valores de porcentaje de germinación inferiores al 5% no se han tenido en cuenta a la hora de los cálculos y representaciones gráficas.

4.1.1.1. *Arthrocnemum macrostachyum*

Como se puede observar en la Figura 26 el porcentaje de germinación aumenta de forma proporcional a la temperatura hasta llegar a los 20°C alrededor de un 40%, donde empieza a reducirse, hasta alcanzar un valor inferior al 30%. Teniendo en cuenta los valores alcanzados, no se han obtenido valores elevados de germinación, y prefiere unas temperaturas intermedias.

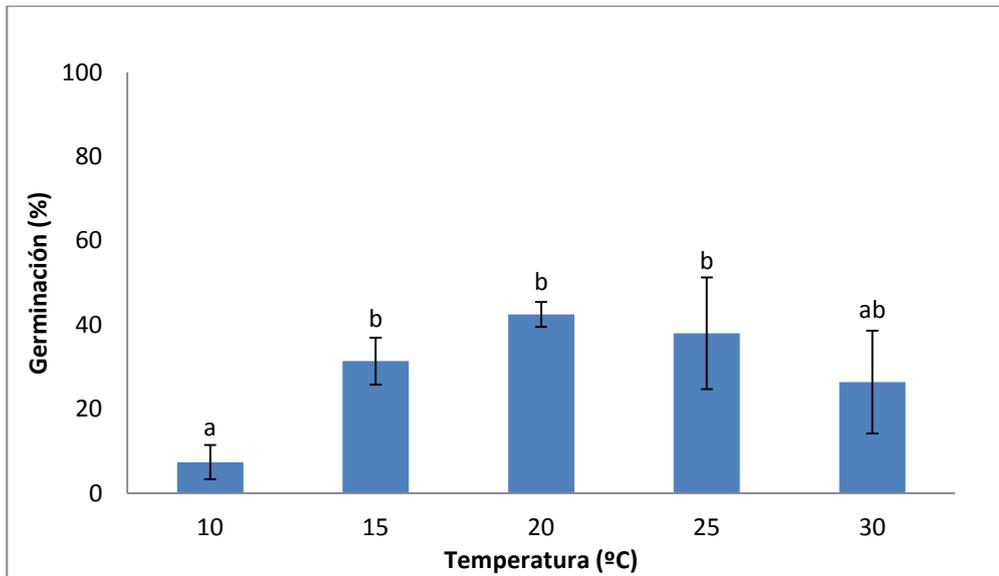


Figura 26: Porcentaje de germinación en *Arthrocnemum macrostachyum*.

En la Figura 27 se ve como la velocidad de germinación disminuye conforme aumenta la temperatura. En la mayoría de los ensayos de temperaturas la germinación comienza entre los tres y seis primeros días, a excepción de 10°C que empieza al final de la segunda semana, en ambos casos con un porcentaje bajo, obteniendo valores de germinación no superiores al 50%, con un promedio aproximado de 30%. El valor de 25°C es óptimo al presentar el mejor valor entre el porcentaje y la velocidad de germinación.

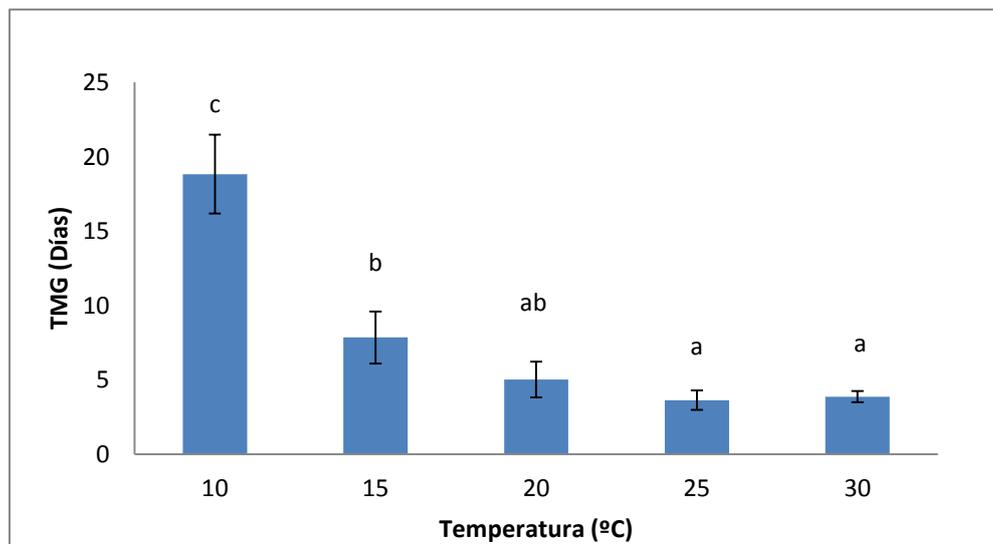


Figura 27: Tiempo medio de germinación en *Arthrocnemum macrostachyum*.

Tabla 7: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en *Arthrocnemum macrostachyum*.

Tª(°C)	Germinación (%)		TMG (días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
10	7,38	4,03	18,83	2,65
15	31,38	5,56	7,84	1,74
20	42,46	2,94	5,01	1,21
25	38,00	13,27	3,63	0,66
30	26,42	12,21	3,87	0,38

En la Figura 28 se representa la inversa del TMG. El valor obtenido para la temperatura base, T_b , es de 6,34°C. El valor de S, tiempo térmico, es 65,79°C/día. Se puede observar que el porcentaje de germinación va en aumento hasta alcanzar un máximo a 25°C, a partir del cual empieza a decrecer.

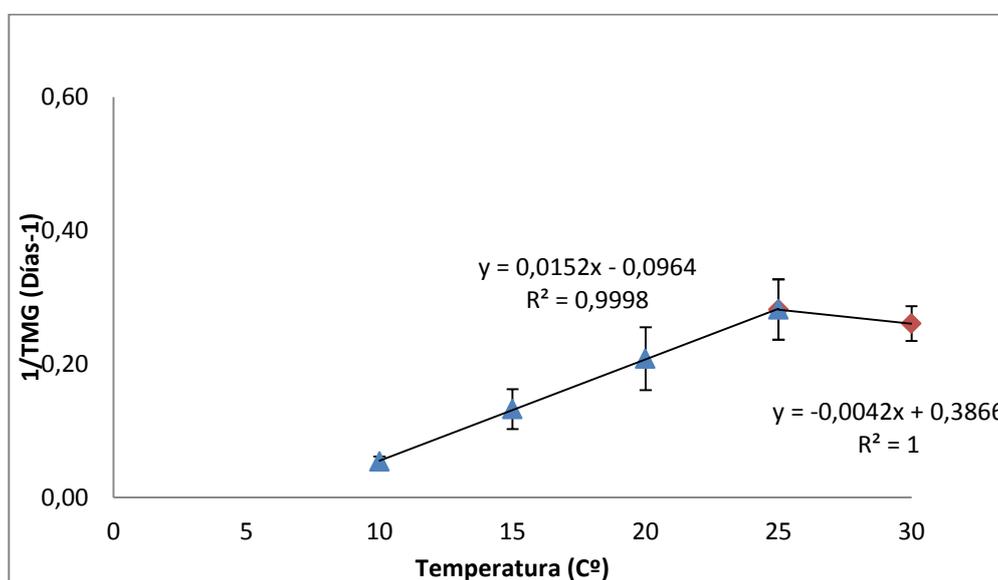


Figura 28: Inversa del tiempo medio de germinación (1/TMG) en *Arthrocnemum macrostachyum*.

Tabla 8: Medias y desviaciones típicas representadas en la gráfica anterior en *Arthrocnemum macrostachyum*.

Tª (°C)	1/TMG (días-1)	
	Promedio	σ
10	0,05	0,01
15	0,13	0,03
20	0,21	0,05
25	0,28	0,05
30	0,26	0,03

4.1.1.2. *Sarcocornia fruticosa*

En la Figura 29 se observa que desde el principio existe un elevado porcentaje de germinación hasta alcanzar el máximo a 15°C y con un valor próximo al 100%, a partir del cual se queda de forma estabilizada a dicha cifra. Al tener en cuenta los datos obtenidos en el estudio, los porcentaje de germinación han resultado elevados, superiores al 80%. *Sarcocornia fruticosa* prefiere temperaturas medias ni muy bajas ni altas.

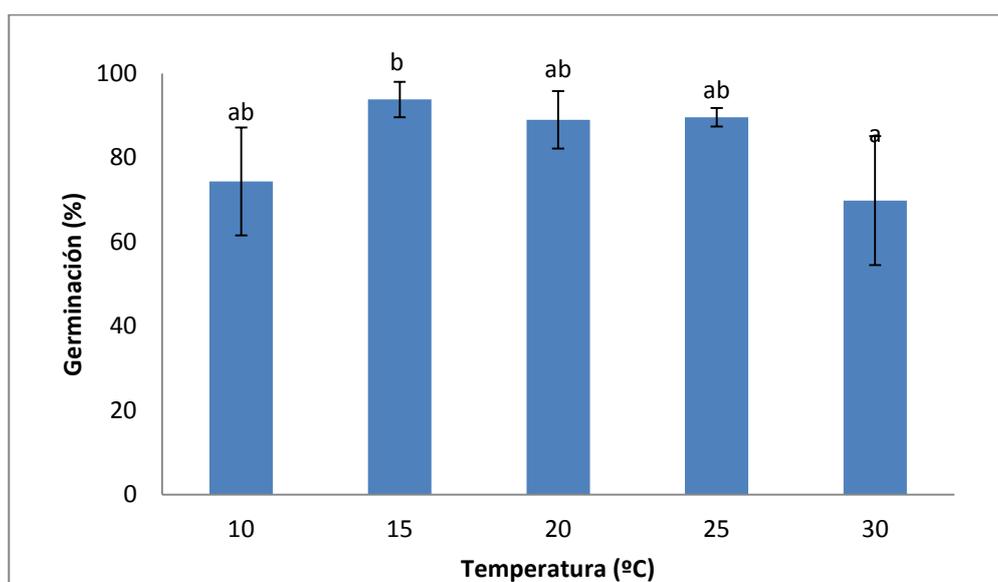


Figura 29: Porcentaje de germinación respecto a la temperatura en *Sarcocornia fruticosa*.

El proceso de germinación se inicia entre los dos y los cinco primeros días del ensayo, y va progresando a medida que transcurre el tiempo, alcanzando en todos los casos el 100% de germinación. La velocidad de germinación es inversamente proporcional al porcentaje de germinación. De forma general, a todas las temperaturas, tiene un tiempo medio de germinación similar a todas las temperaturas. Eligiendo el óptimo de 25°C por tener los mejores valores en el porcentaje y la velocidad de germinación (Figura 30).

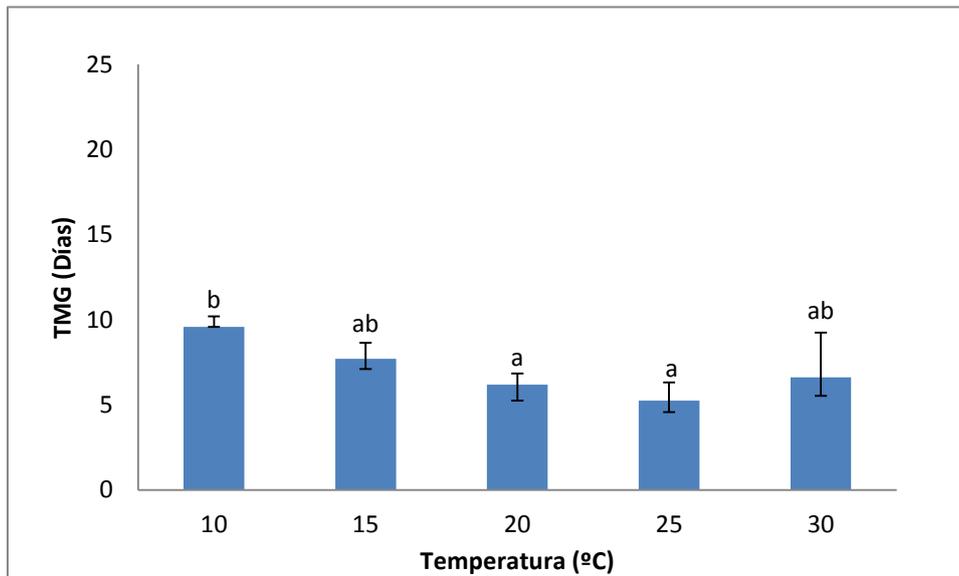


Figura 30: Tiempo medio de germinación en *Sarcocornia fruticosa*.

Tabla 9: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en *Sarcocornia fruticosa*.

T ^a (°C)	Germinación (%)		TMG (días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
10	74,38	12,82	9,60	0,61
15	93,83	4,22	7,72	0,92
20	89,00	6,83	6,19	0,67
25	89,60	2,19	5,25	1,08
30	69,83	15,29	6,62	2,63

En la Figura 31 se representa la inversa del TMG. El valor obtenido para la temperatura base, T_b , es de 6,58°C. El valor de S, tiempo térmico, es 161,29°C/día. Se observa como el porcentaje de germinación va subiendo hasta un máximo de 25°C y para luego decaer.

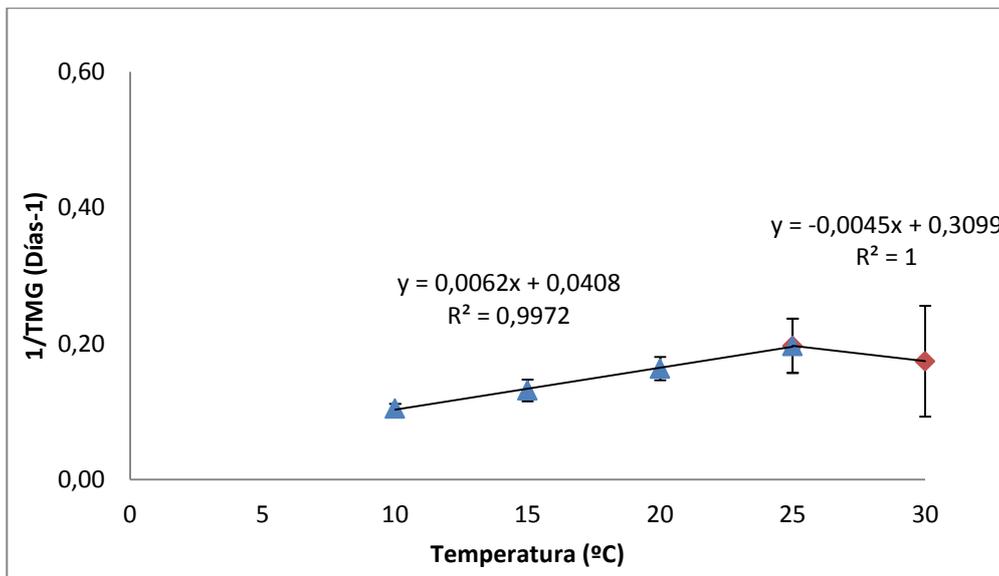


Figura 31: Inversa del tiempo medio de germinación (1/TMG) en *Sarcocornia fruticosa*.

Tabla 10: Medias y desviaciones típicas representadas en la gráfica anterior en *Sarcocornia fruticosa*.

Tª (°C)	1/TMG (días-1)	
	Promedio	σ
10	0,10	0,01
15	0,13	0,02
20	0,16	0,02
25	0,20	0,04
30	0,17	0,08

4.1.1.3. *Limonium girardianum*

En la representación de la evolución de la germinación se puede observar en la Figura 32 el mismo patrón para todos los tratamientos con un porcentaje de germinación de casi el 100% en la primera semana. Para la germinación de esta especie, la temperatura es un tanto indiferente, menos a temperaturas un poco bajas, donde desciende ligeramente la germinación, a 10°C, obtiene su máximo a la segunda semana.

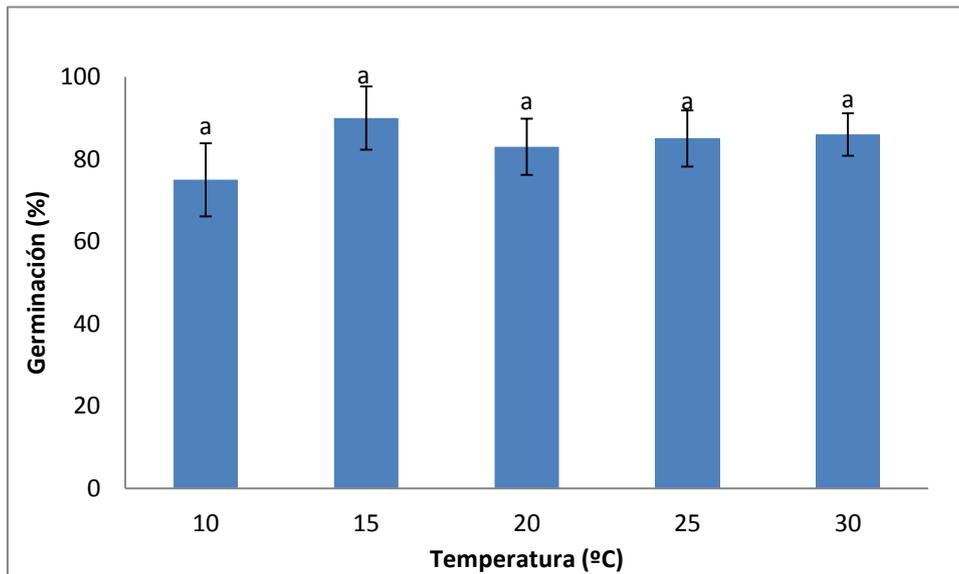


Figura 32: Porcentaje de germinación en *Limonium girardianum*.

En la Figura 33 se observa que en los ensayos a 15, 20, 25 y 30°C, el inicio de la germinación tiene lugar el primer día, necesitando otros dos o tres días para obtener el 100% de la germinación, con valores no superiores al 90%. A 10°C hay un periodo de latencia de tres días para el comienzo de la germinación, a los siete días se estabiliza con un 70% de germinación máxima.

En la elección del valor óptimo, se ha tenido en cuenta, la velocidad más rápida, 30°C.

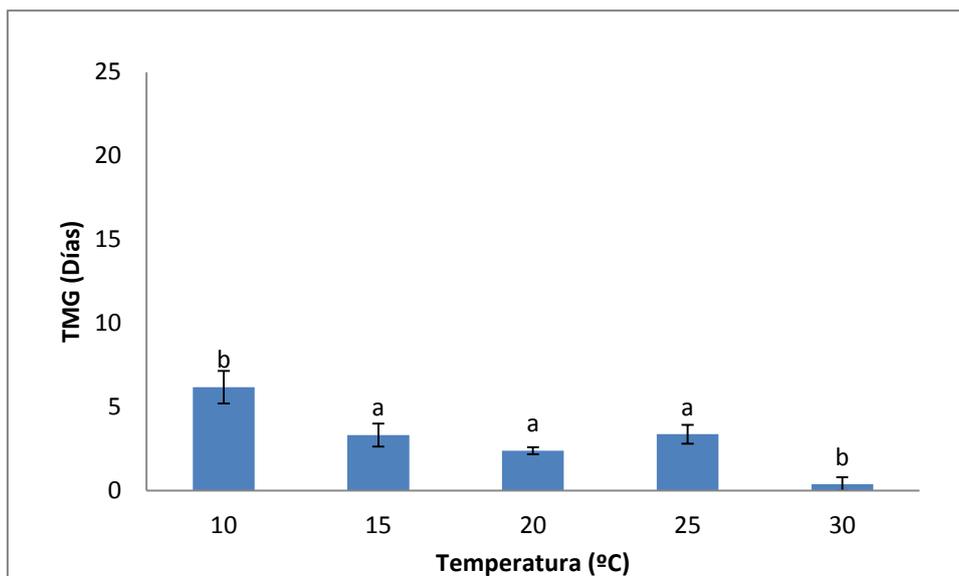


Figura 33: Tiempo medio de germinación en *Limonium girardianum*.

Tabla 11: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en *Limonium girardianum*.

T ^a (°C)	Germinación (%)		TMG (días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
10	75,00	8,87	6,18	0,97
15	90,00	7,66	3,32	0,69
20	83,00	6,83	2,39	0,21
25	85,00	6,83	3,37	0,56
30	86,00	5,16	0,39	0,41

En la Figura 34 se representa la inversa del TMG. El valor obtenido para la temperatura base, T_b, es de 3,36°C. El valor de S, tiempo térmico, es 39,06°C/día. Se observa como el porcentaje de germinación va aumentando hasta un máximo de 20°C y luego disminuye.

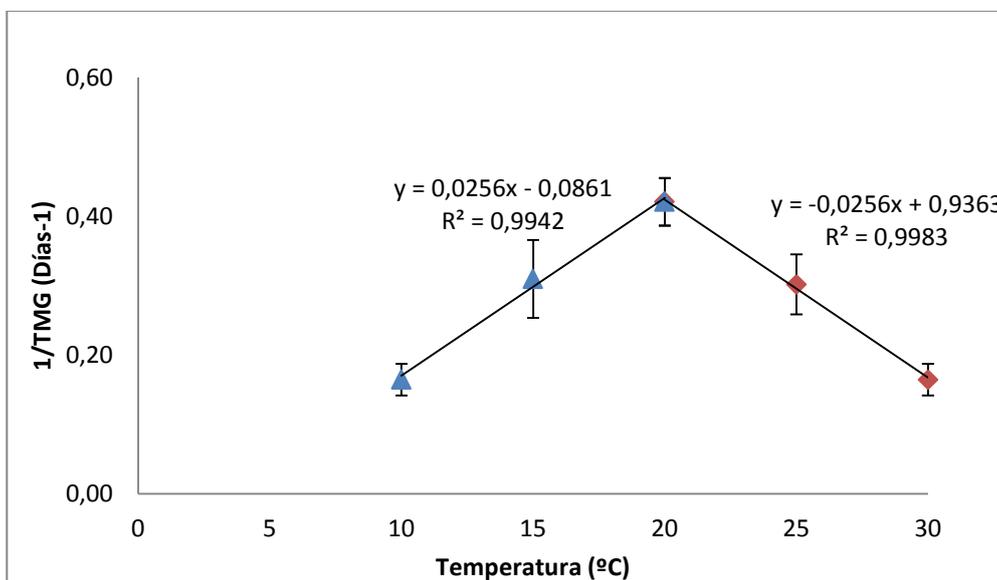


Figura 34: Inversa del tiempo medio de germinación (1/TMG) en *Limonium girardianum*.

Tabla 12: Medias y desviaciones típicas representadas en la gráfica anterior en *Limonium girardianum*.

T ^a (°C)	1/TMG (días-1)	
	Promedio	σ
10	0,16	0,02
15	0,31	0,06
20	0,42	0,03
25	0,30	0,04
30	0,16	0,02

4.1.1.4. *Limonium virgatum*

En la representación de la evolución de la germinación con la temperatura, se ve levemente un descenso con el aumento de la temperatura oscilando entre un 30% y 40%. En ningún caso se obtiene el 100% de germinación (Figura 35).

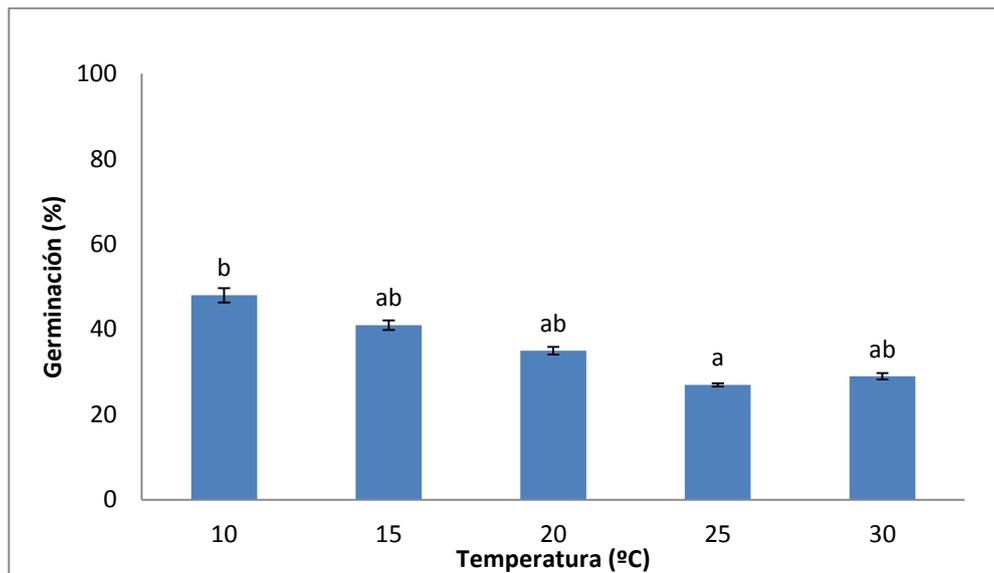


Figura 35: Porcentaje de germinación en *Limonium virgatum*.

En la Figura 36 se observa como la velocidad de germinación es inversamente proporcional a la temperatura. Se ha llegado a la conclusión de que el valor más aceptado es a 30°C por presentar uno de los valores más bajos, en cuanto, a la velocidad de germinación.

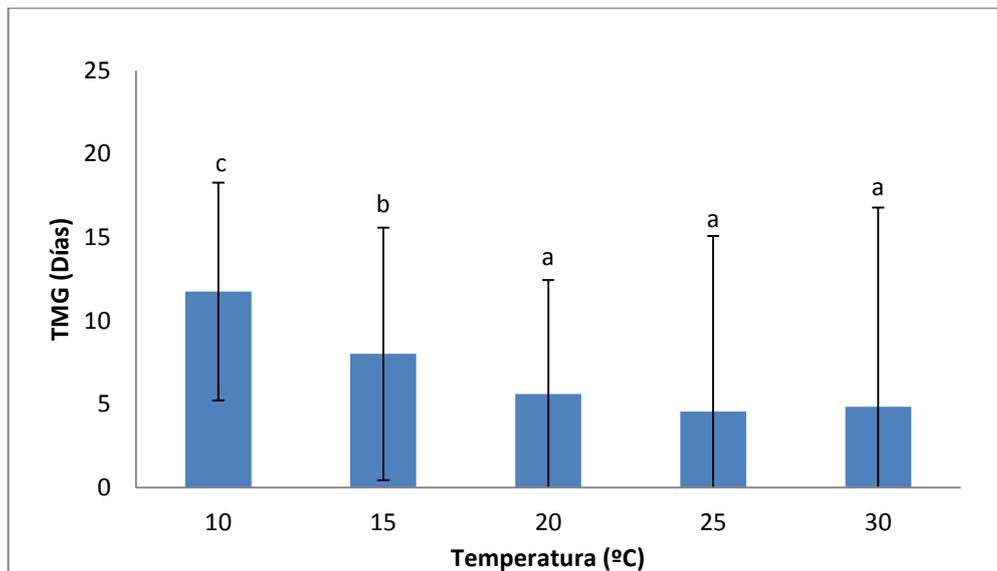


Figura 36: Tiempo medio de germinación en *Limonium virgatum*.

Tabla 13: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en *Limonium virgatum*.

T ^a (°C)	Germinación (%)		TMG (días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
10	48,00	6,53	11,75	1,71
15	41,00	7,57	8,01	1,13
20	35,00	6,83	5,60	0,88
25	27,00	10,52	4,56	0,37
30	29,00	11,94	4,84	0,77

En la Figura 37 se representa la inversa del TMG. El valor obtenido para la temperatura base, T_b , es de 0,67°C. El valor de S , tiempo térmico, es 109,89°C/día. El porcentaje de germinación va aumentando de una forma regular hasta un máximo de 25°C y luego decae lentamente.

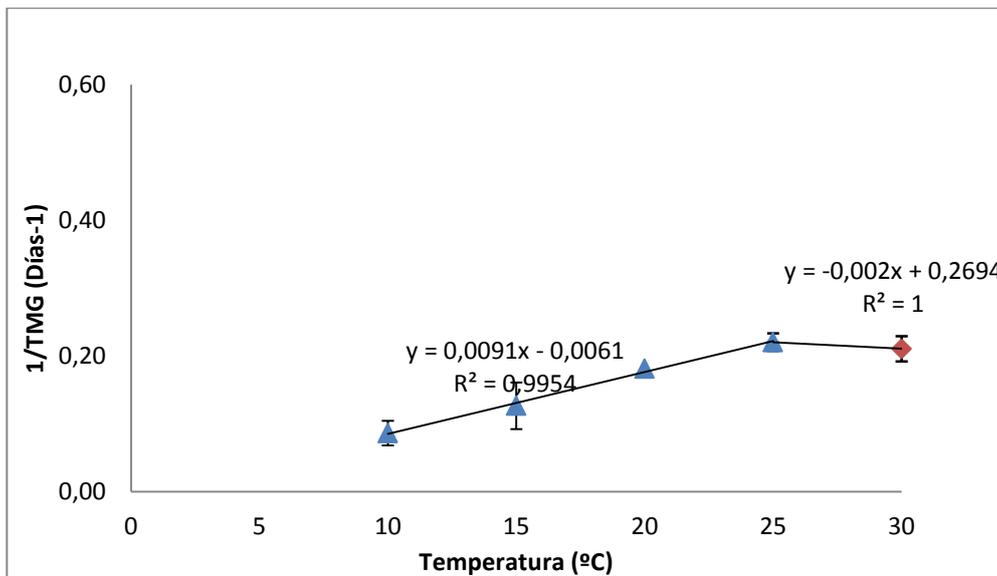


Figura 37: Inversa del tiempo medio de germinación (1/TMG) en *Limonium virgatum*.

Tabla 14: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en *Limonium virgatum*.

Tª (°C)	1/TMG (días-1)	
	Promedio	σ
10	0,09	0,01
15	0,13	0,02
20	0,18	0,03
25	0,22	0,02
30	0,21	0,03

4.1.1.5. *Limonium narbonense*

La germinación obtenida en las diferentes temperaturas se muestra en la Figura 38. Prácticamente desde el principio y en todos los casos, el porcentaje de germinación es elevado con valores rozando el 80%. El comienzo de la germinación es directamente proporcional a la temperatura, obteniendo la máxima a 30°C.

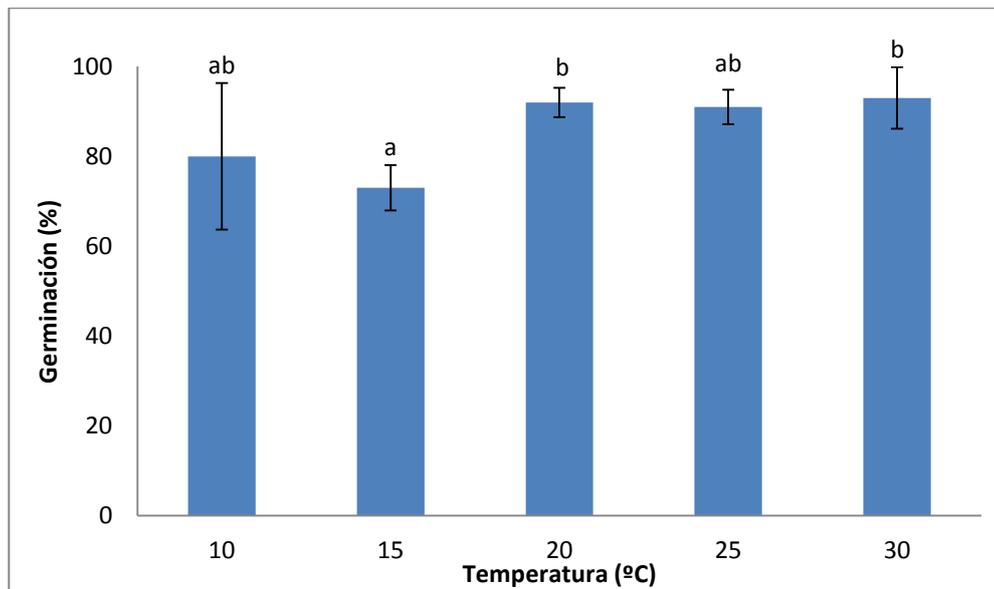


Figura 38: Porcentaje de germinación en *Limonium narbonense*.

En todos los casos el inicio de la germinación tiene lugar durante los dos primeros días, aunque en el caso de 10°C germina solamente una semilla en una de las cuatro réplicas y hasta casi diez días después no vuelve a germinar otra, razón por tener un valor tan elevado en la velocidad de germinación. La velocidad de germinación a partir de los 15°C mantiene unos valores constantes que poco a poco van disminuyendo (Figura 39).

Se ha tenido en cuenta los valores óptimos de germinación y de velocidad para la elección del valor recomendable. El máximo porcentaje y la mínima velocidad de germinación, alrededor de 30°C.

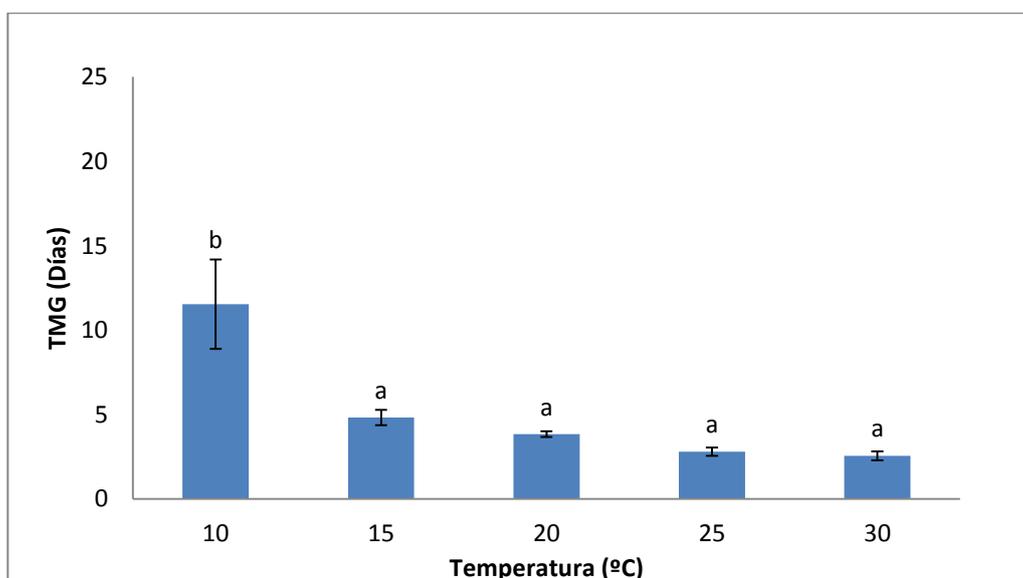


Figura 39: Tiempo medio de germinación en *Limonium narbonense*.

Tabla 15: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en *Limonium narbonense*.

T ^a (°C)	Germinación (%)		TMG (días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
10	80,00	16,33	11,54	2,65
15	73,00	5,03	4,83	0,45
20	92,00	3,27	3,84	0,18
25	91,00	3,83	2,80	0,25
30	93,00	6,83	2,55	0,27

En la Figura 40 se representa la inversa del TMG. El valor obtenido para la temperatura base, T_b , es de 2,28°C. El valor de S , tiempo térmico, es 7,10°C/día. Se puede observar que el porcentaje de germinación es proporcional a la temperatura, al seguir un patrón similar. A medida que aumenta la temperatura ésta aumenta.

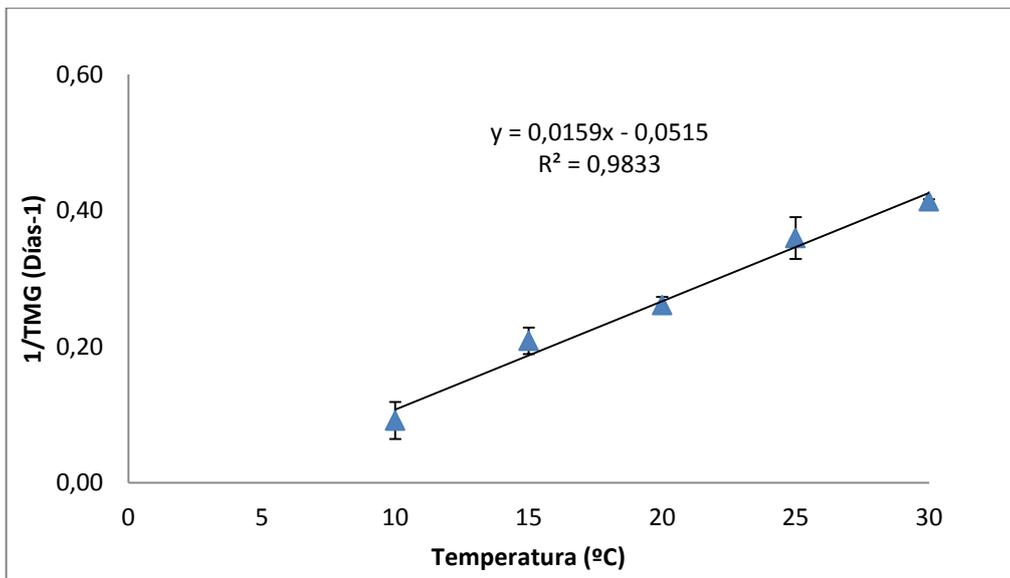


Figura 40: Inversa del tiempo medio de germinación (1/TMG) en *Limonium narbonense*.

Tabla 16: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en *Limonium narbonense*.

Tª (°C)	1/MGT (days-1)	
	Promedio	σ
10	0,09	0,03
15	0,21	0,02
20	0,26	0,01
25	0,36	0,03
30	0,41	0,00

4.1.1.6. *Limonium santapolense*

En la Figura 41 se muestra una oscilación en el porcentaje de germinación, entre un 60 y 70%, valores bastante elevados, obteniéndose un mínimo a 20°C y el máximo a 25°C, 57 y 75% respectivamente.

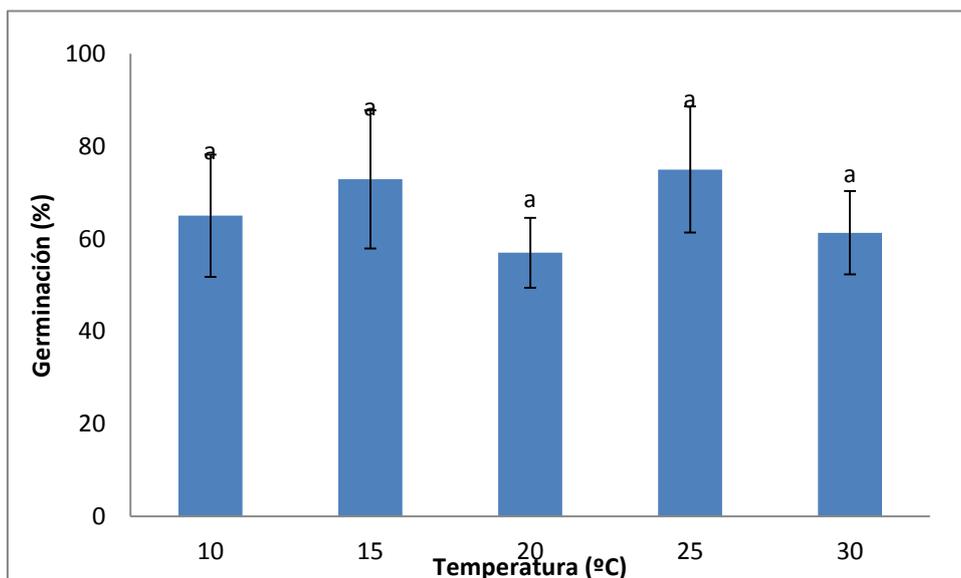


Figura 41: Porcentaje de germinación en *Limonium santapolense*.

En las distintas condiciones de temperatura, se ve un patrón similar de germinación, iniciándose el primer día y con un elevado número de semillas a excepción de la de 10°C, la cual hasta el día tres las semillas no empiezan a germinar. En cuanto a la velocidad de germinación, en un principio va muy lento, hasta decaer bruscamente y mantenerse de una forma bastante constante. El valor más apropiado para realizar los ensayos con sales, es a 25°C, por poseer el porcentaje más elevado y la velocidad más rápida de germinación (Figura 42).

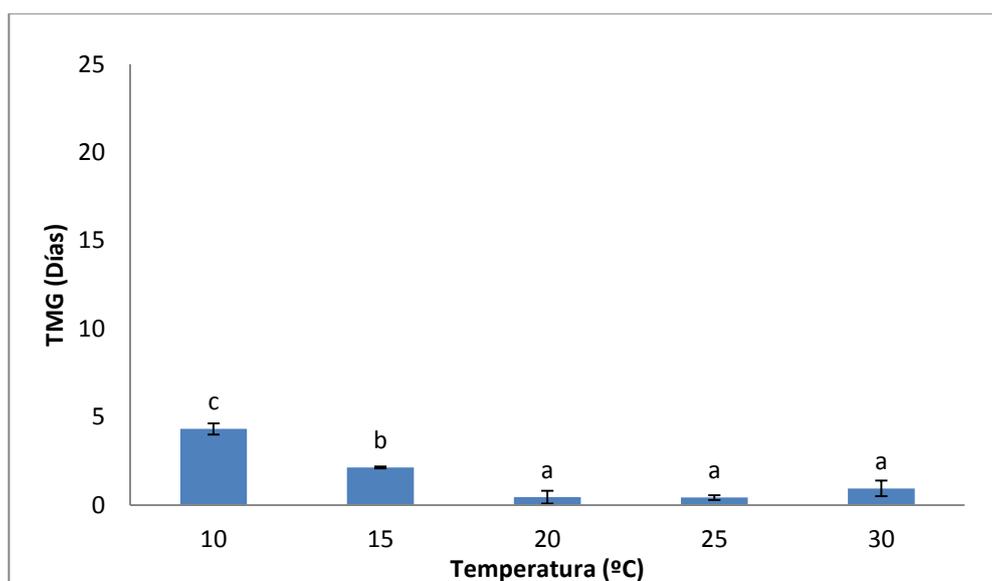


Figura 42: Tiempo medio de germinación en *Limonium santapolense*.

Tabla 17: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en *Limonium santapolense*.

Tª (°C)	Germinación (%)		TMG (días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
10	65,00	13,22	4,32	0,32
15	72,88	14,94	2,14	0,05
20	57,00	7,57	0,45	0,36
25	75,00	13,61	0,43	0,13
30	61,33	8,98	0,95	0,44

En la Figura 43 se representa la inversa del TMG. El valor obtenido para la temperatura base, T_b , es de 10,86°C. El valor de S, tiempo térmico, es 2,61°C/día. Puede observarse que el porcentaje de germinación aumenta de forma brusca hasta los 20°C para luego decaer progresivamente.

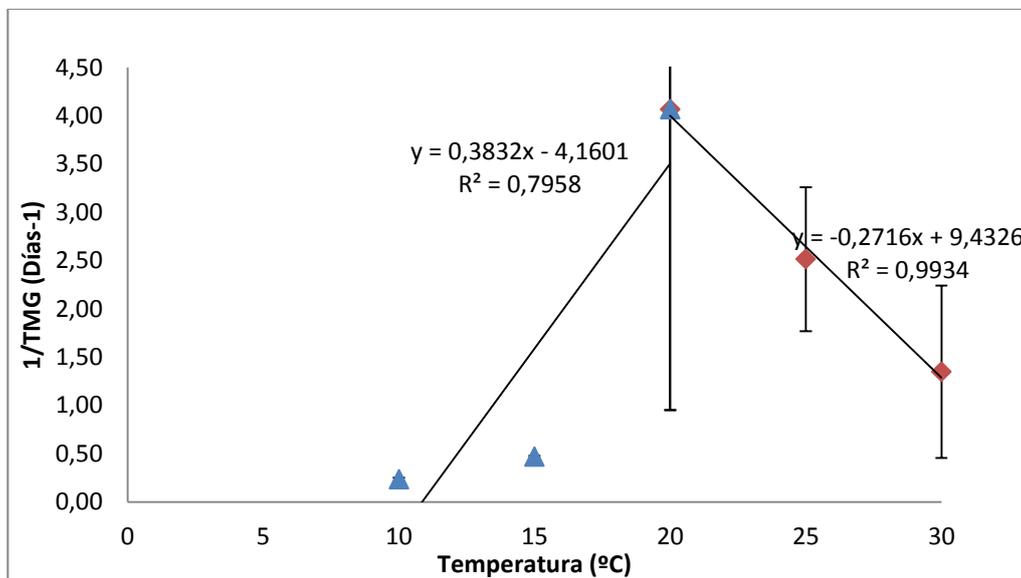


Figura 43: Inversa del tiempo medio de la germinación (1/TMG) en *Limonium santapolense*.

Tabla 18: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en *Limonium santapolense*.

Tª (°C)	1/TMG (días-1)	
	Promedio	σ
10	0,23	0,02
15	0,47	0,01
20	4,06	3,11
25	2,51	0,75
30	1,35	0,89

4.1.1.7. *Spergularia media*

La germinación obtenida en las diferentes temperaturas se muestra en la Figura 44. Esta especie empieza a germinar entre los primeros cuatro o siete días con un elevado porcentaje de germinación a temperaturas más bajas. Por lo contrario a partir de 20°C el descenso de la germinación es muy significativo, pasando de tener un porcentaje cercano al 100%, a uno inferior al 20%.

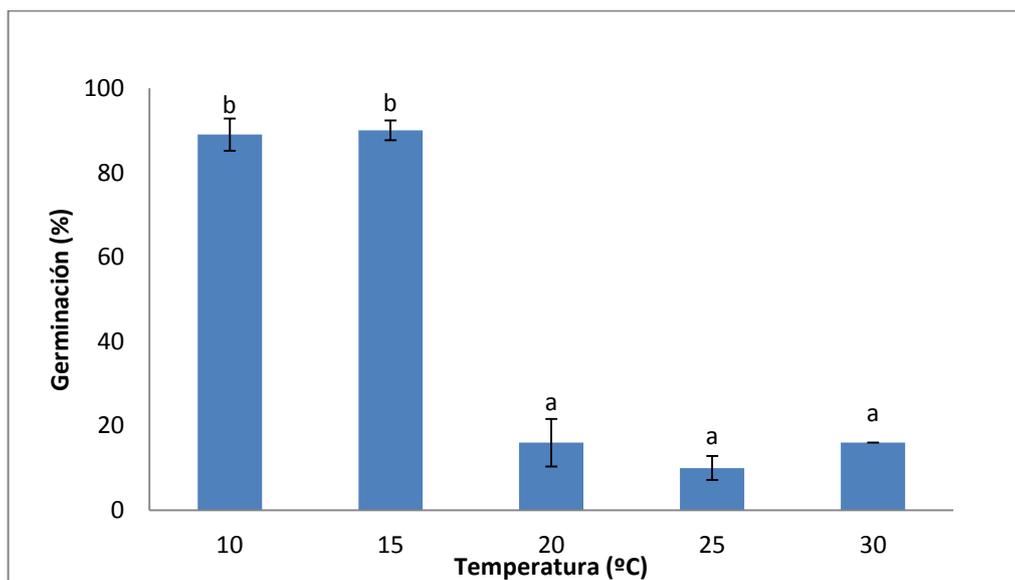


Figura 44: Porcentaje de germinación en *Spergularia media*.

Teniendo en cuenta las Figuras 44 y 45 la temperatura óptima es a 15°C al presentar el porcentaje más elevado y la menor velocidad de germinación.

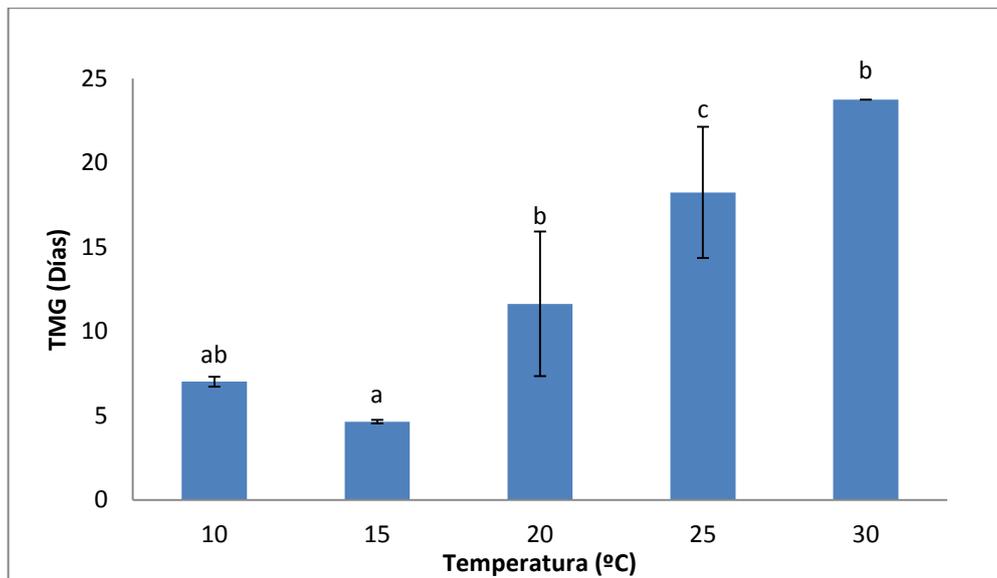


Figura 45: Tiempo medio de germinación en *Spergularia media*.

Tabla 19: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en *Spergularia media*.

T ^a (°C)	Germinación (%)		TMG (días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
10	89,00	3,83	7,02	0,29
15	90,00	2,31	4,64	0,10
20	16,00	5,66	11,63	4,29
25	10,00	2,83	18,25	3,89
30	16,00	0,00	23,75	0,00

En la Figura 46 se representa la inversa del TMG. El valor obtenido para la temperatura base, T_b , es de 0,19°C. El valor de S , tiempo térmico, es 68,49°C/día. Se muestra que el porcentaje de germinación aumenta de forma brusca hasta alcanzar el máximo a 15°C y decae de la misma forma a medida que aumenta la temperatura.

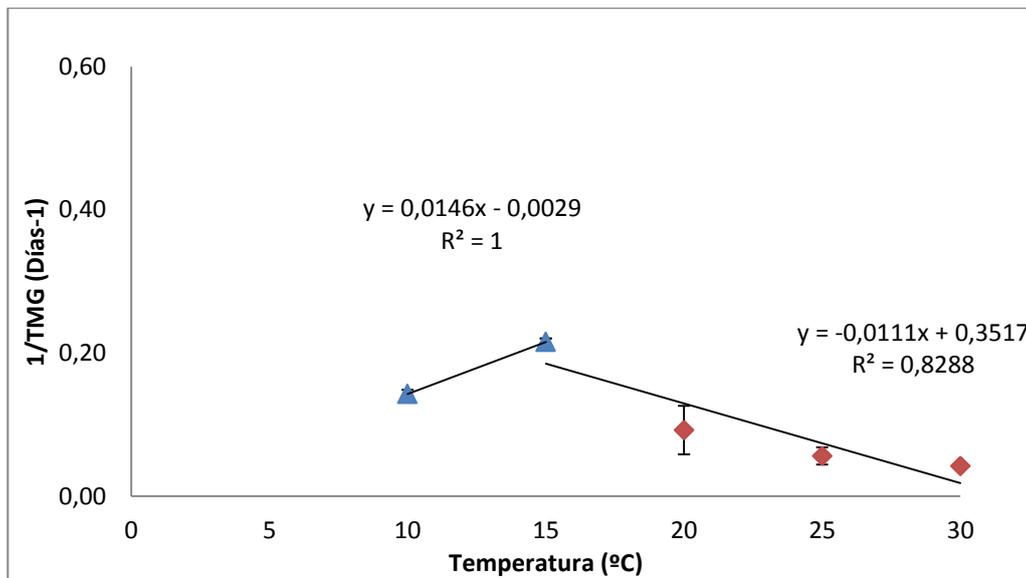


Figura 46: Inversa del tiempo medio de germinación (1/TMG) en *Spergularia media*.

Tabla 20: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en *Spergularia media*.

Tª (°C)	1/TMG (días-1)	
	Promedio	σ
10	0,14	0,006
15	0,22	0,005
20	0,09	0,034
25	0,06	0,012
30	0,04	0,000

4.1.1.8. *Juncus subulatus*

En la Figura 47 se muestra como el porcentaje de germinación asciende brusco hasta los 15°C, desde un 50% hasta cerca del 100%, donde casi se estabiliza, siendo obvia la preferencia por las temperaturas elevadas.

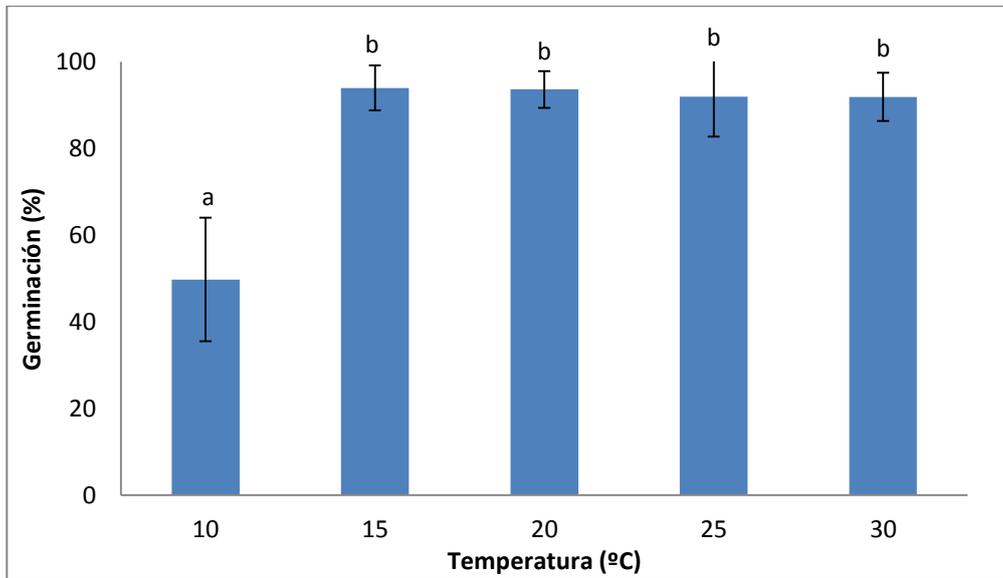


Figura 47: Porcentaje de germinación en *Juncus subulatus*.

En el tiempo medio de germinación se observa que a 10°C las semillas no empiezan a germinar hasta la segunda semana, estabilizándose en la misma. A 15, 20 y 25°C, el comienzo de la germinación tiene lugar entre dos y tres días llegando al máximo de germinación en tres días. En el ensayo a 30°C, la velocidad de germinación se incrementa debido a que el inicio de la germinación tiene lugar durante los primeros siete días. La elección de 25°C, como temperatura óptima, es por tener el valor de velocidad de germinación más rápido (Figura 48).

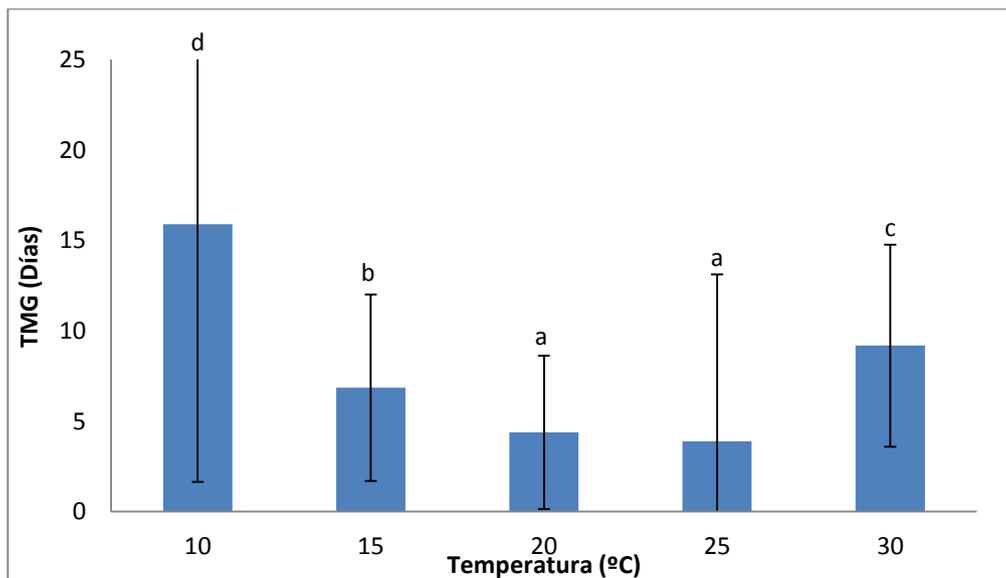


Figura 48: Tiempo medio de germinación en *Juncus subulatus*.

Tabla 21: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en *Juncus subulatus*.

Tª (°C)	Germinación (%)		TMG (días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
10	49,80	14,27	15,90	1,16
15	94,00	5,16	6,90	0,44
20	93,70	4,25	4,40	0,32
25	92,00	9,24	3,90	0,41
30	91,90	5,59	9,20	0,66

En la Figura 49 se representa la inversa del TMG. El valor obtenido para la temperatura base, T_b , es de 2,77°C. El valor de S, tiempo térmico, es 67,11°C/día. Se observa como el porcentaje de germinación va subiendo hasta un máximo de 25°C y luego decae.

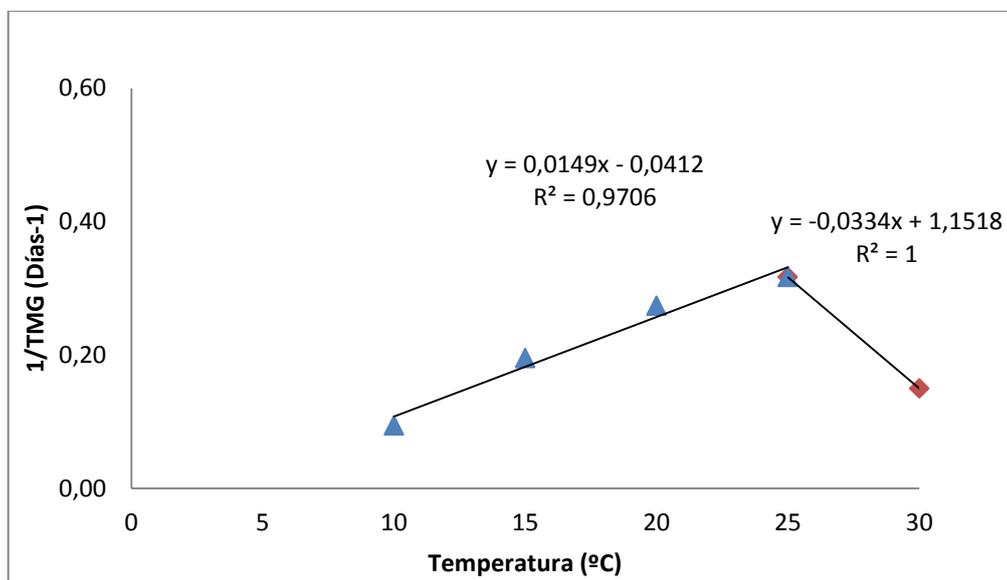


Figura 49: Inversa del tiempo medio de germinación (1/TMG) en *Juncus subulatus*.

Tabla 22: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en *Juncus subulatus*.

Tª (°C)	1/TMG (días-1)	
	Promedio	σ
10	0,09	0,00
15	0,20	0,01
20	0,27	0,02
25	0,32	0,02
30	0,15	0,02

4.1.1.9. *Aster tripolium*

Todas las condiciones de temperatura siguen un patrón similar, teniendo un porcentaje superior a menor temperatura, luego disminuye a 20°C y oscila hasta finalmente decaer (Figura 50).

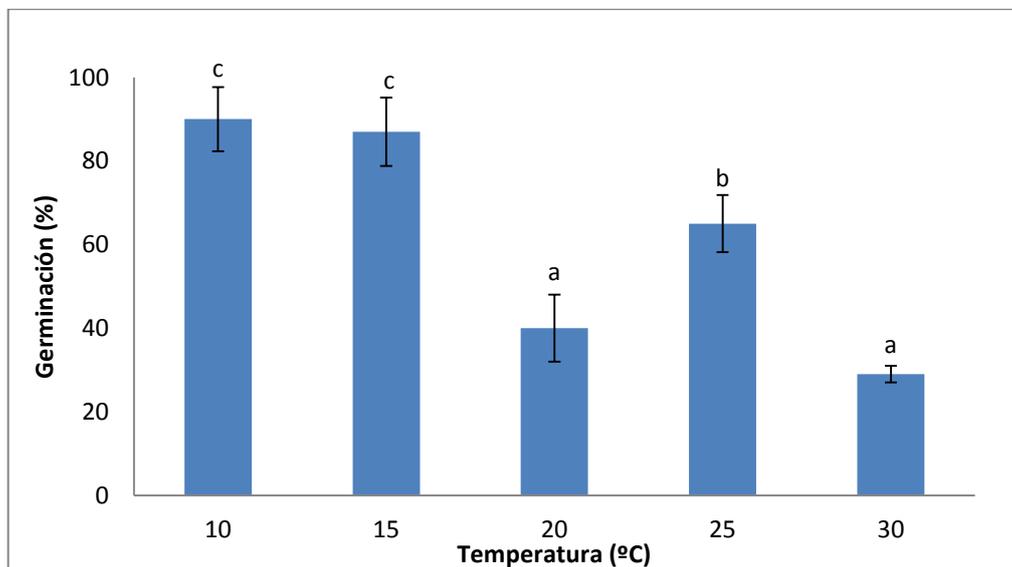


Figura 50: Porcentaje de germinación en *Aster tripolium*.

Como se observa en la Figura 51, la velocidad de germinación es elevada en prácticamente todas las temperaturas a excepción de 15°C y 20°C. Decantándose por la temperatura óptima de 15°C al presentar la velocidad menor.

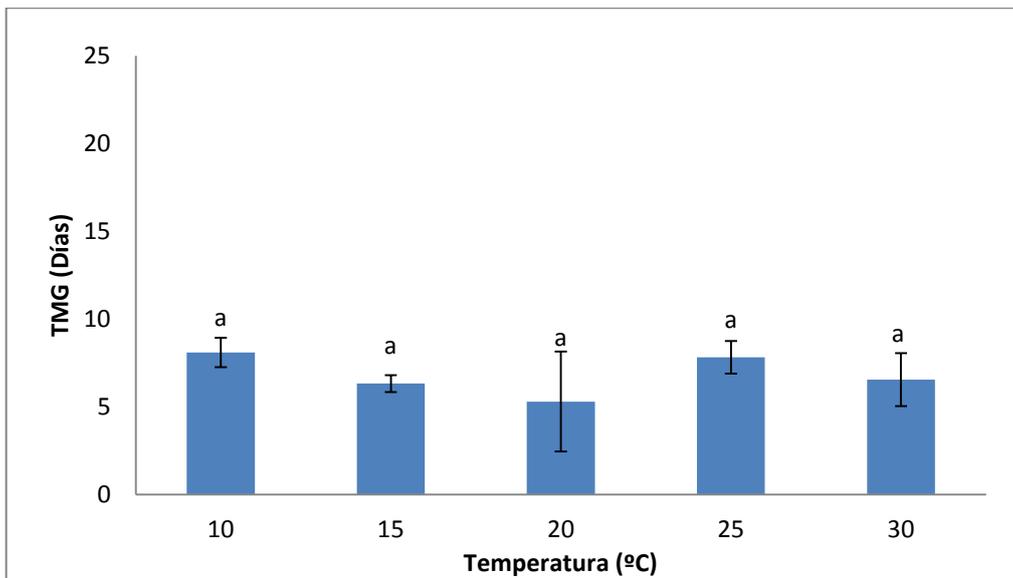


Figura 51: Tiempo medio de germinación enl *Aster tripolium*.

Tabla 23: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en *Aster tripolium*.

T ^a (°C)	Germinación (%)		TMG (días)	
	PROMEDIO	σ	PROMEDIO	σ
10	90,00	7,66	8,10	0,84
15	86,96	8,19	6,32	0,48
20	40,00	8,00	5,30	2,85
25	65,00	6,83	7,82	0,93
30	29,00	2,00	6,55	1,51

En la Figura 52 se representa la inversa del TMG. El valor obtenido para la temperatura base, T_b , es de 0,01°C. El valor de S, tiempo térmico, es 100°C/día. Puede observarse como el porcentaje de germinación es gradual sin producirse saltos bruscos hasta alcanzar el valor máximo, 20°C, a partir del cual si se produce un descenso un tanto significativo.

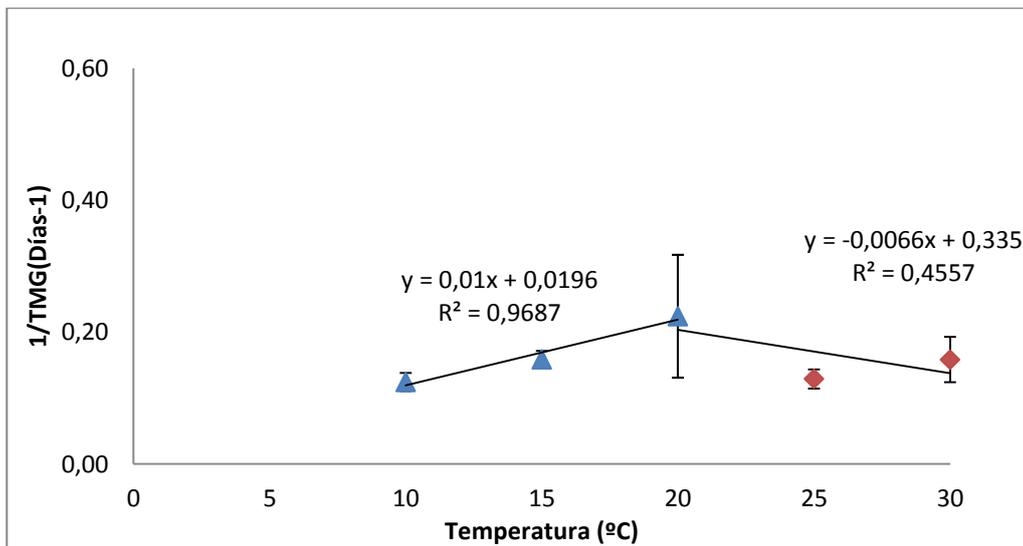


Figura 52: Inversa del tiempo medio de germinación (1/TMG) en *Aster tripolium*.

Tabla 24: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en *Aster tripolium*.

Tª (°C)	1/TMG (días-1)	
	Promedio	σ
10	0,12	0,01
15	0,16	0,01
20	0,22	0,09
25	0,13	0,01
30	0,16	0,03

4.1.1.10. *Plantago crassifolia*

Como se muestra en la Figura 53, las cuatro primeras temperaturas tienen una germinación regular con valores de 50% y 60%, a partir de la última decae a valores inferiores al 15%.

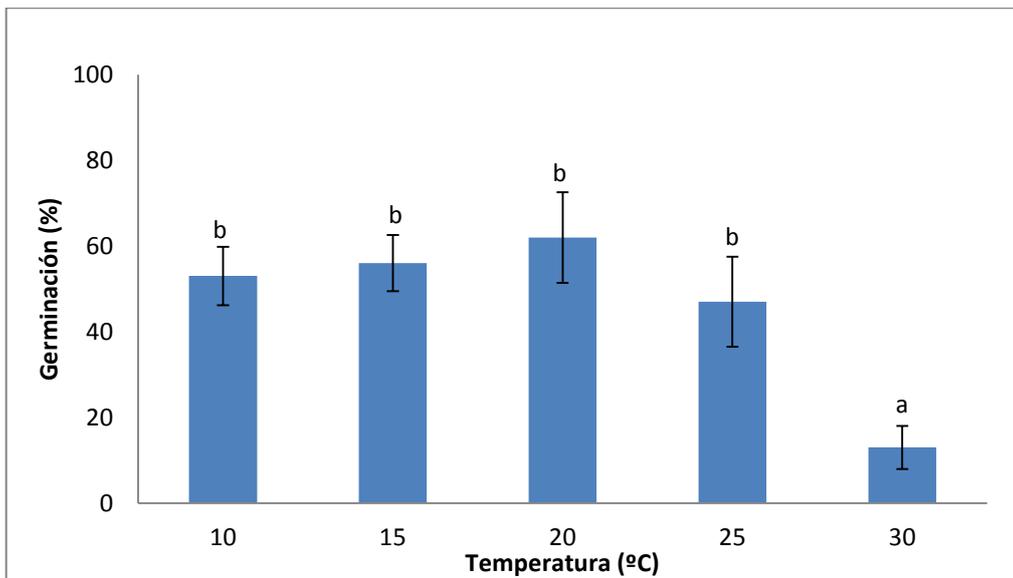


Figura 53: Porcentaje de germinación en *Plantago crassifolia*.

Como se ve en la Figura 54 donde hay menor velocidad de germinación, corresponde a un porcentaje de germinación elevado. Por esta misma razón la temperatura de 20°C es la óptima, ya que tiene el mayor porcentaje y la menor velocidad de germinación.

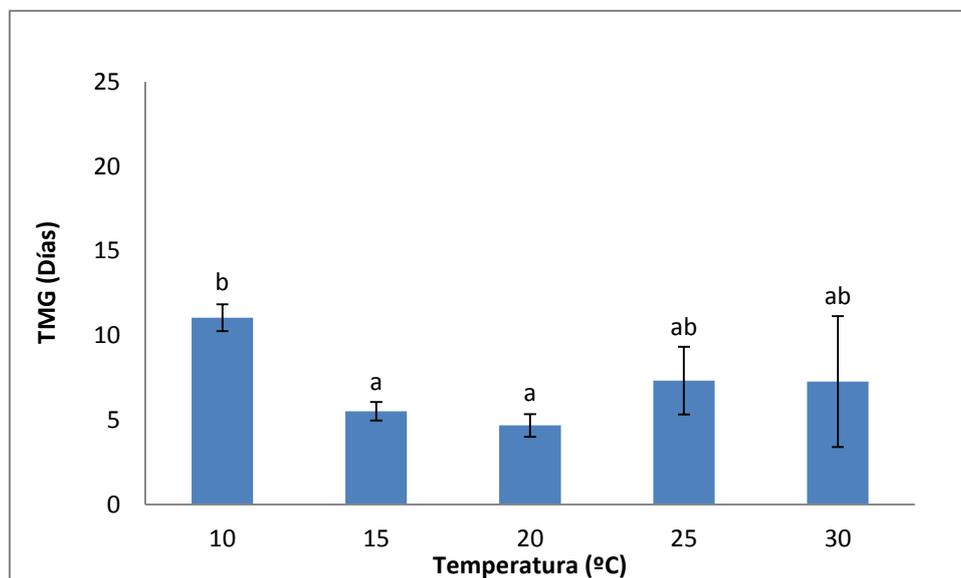


Figura 54: Tiempo medio de germinación en *Plantago crassifolia*.

Tabla 25: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en *Plantago crassifolia*.

Tª (°C)	Germinación (%)		TMG (días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
10	53,00	6,83	11,05	0,79
15	56,00	6,53	5,51	0,55
20	62,00	10,58	4,68	0,67
25	47,00	10,52	7,32	2,00
30	13,00	5,03	7,28	3,87

En la Figura 55 se representa la inversa del TMG. El valor obtenido para la temperatura base, T_b , es de 2,06°C. El valor de S, tiempo térmico, es 79,37°C/día. Se observa como el porcentaje de germinación va subiendo hasta un máximo de 20°C y luego disminuye.

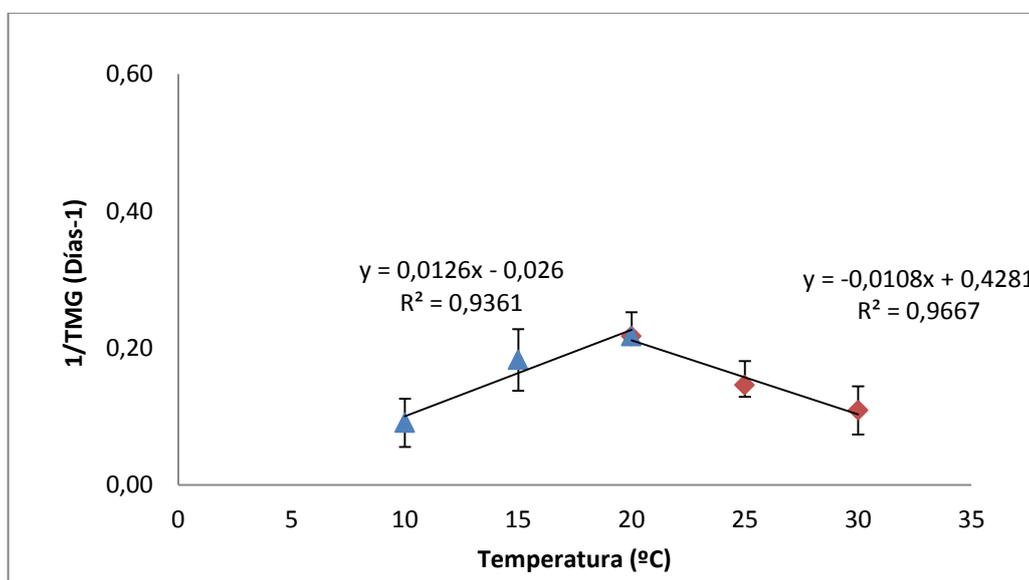


Figura 55: Inversa del tiempo medio de germinación (1/TMG) en *Plantago crassifolia*.

Tabla 26: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en *Plantago crassifolia*.

Tª (°C)	1/TMG (días-1)	
	Promedio	σ
10	0,09	0,01
15	0,18	0,02
20	0,22	0,04
25	0,15	0,05
30	0,11	0,01

4.1.1.11. *Juncus maritimus*

Como se puede observar, en la Figura 56, en casi todas las temperaturas empiezan con un porcentaje de germinación superior al 50%. La mayoría de las semillas germinan al tercer día de la siembra alcanzándose el máximo antes de los 30 días, a excepción del tratamiento de 15°C, en el cual las semillas no germinan hasta el día ocho. A 10°C se obtiene germinación el cuarto día en una réplica y hasta diez días después no germina ninguna otra (Figura 57).

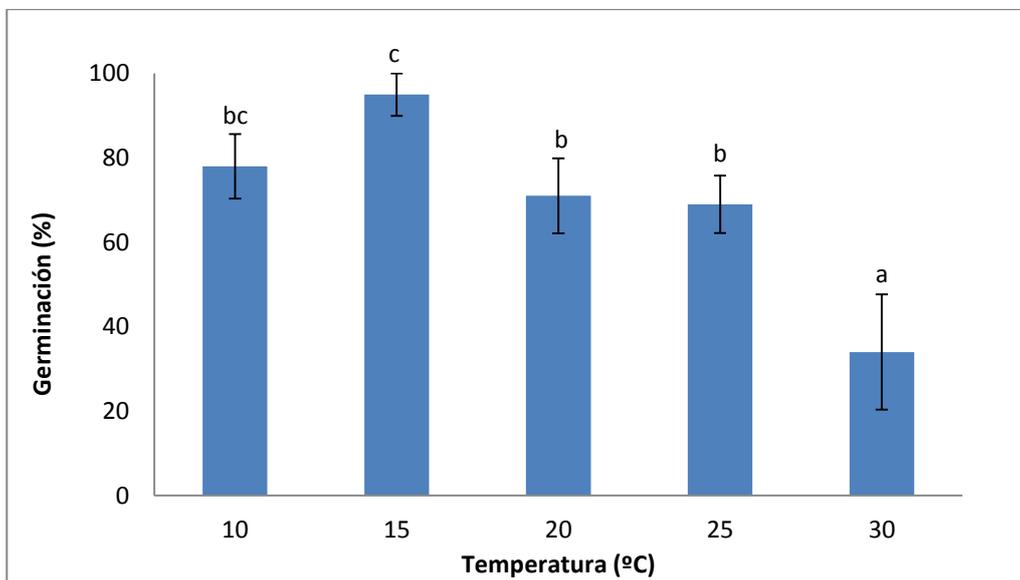


Figura 56: Porcentaje de germinación en *Juncus maritimus*.

En la Figura 57 se ven representados los resultados obtenidos de la velocidad de germinación a las distintas temperaturas, donde el mejor resultado es a 25°C y el peor a 10°C. La temperatura de 25°C ha sido considerada óptima por presentar el mejor tiempo medio de germinación, respecto a los demás tratamientos.

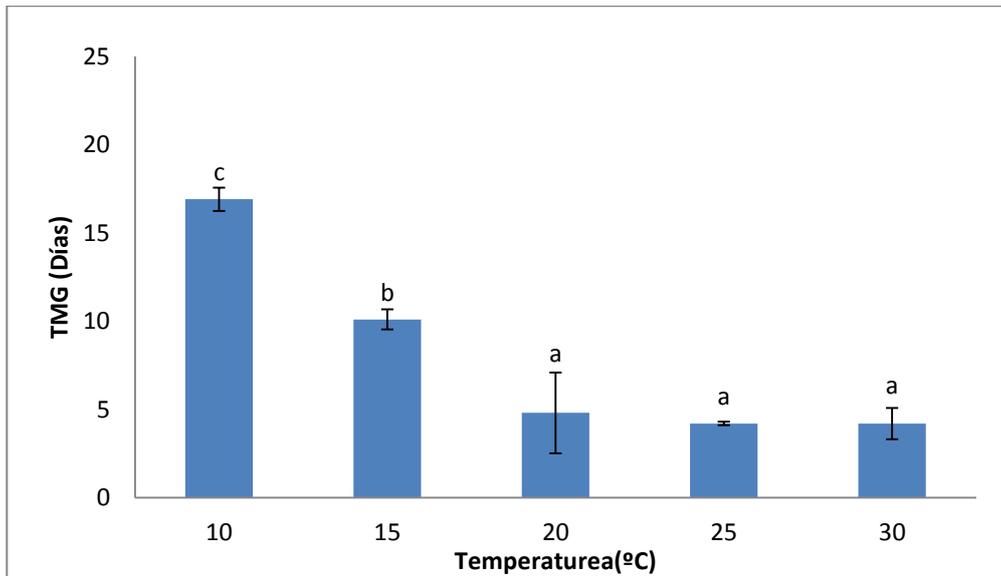


Figura 57: Tiempo medio de germinación en *Juncus maritimus*.

Tabla 27: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en *Juncus maritimus*.

T ^a (°C)	Germinación (%)		TMG (días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
10	78,00	7,66	16,91	0,66
15	95,00	5,03	10,11	0,57
20	71,00	8,87	4,81	2,29
25	69,00	6,83	4,21	0,10
30	34,00	13,66	4,21	0,88

En la Figura 58 se representa la inversa del TMG. El valor obtenido para la temperatura base, T_b , es de 2,22°C. El valor de S , tiempo térmico, es 10,31°C/día. Como se observa la germinación empieza con valores elevados, pero rápidamente decae.

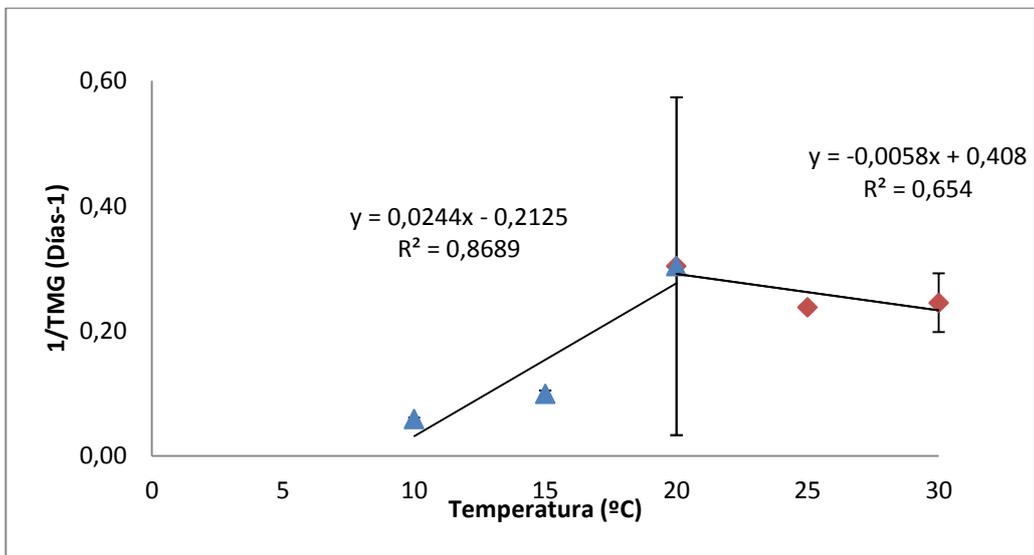


Figura 58: Inversa del tiempo medio de germinación (1/TMG) en *Juncus maritimus*.

Tabla 28: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en *Juncus maritimus*.

Tª (°C)	1/TMG (días-1)	
	Promedio	σ
10	0,30	0,07
15	0,35	0,01
20	0,23	0,02
25	0,13	0,01
30	0,07	0,00

4.1.1.12. *Halogeton sativus*

Cuando se representa la evolución en la temperatura del porcentaje de germinación, se aprecia un valor casi del 100% en los primeros cinco días a todas las temperaturas (Figura 59).

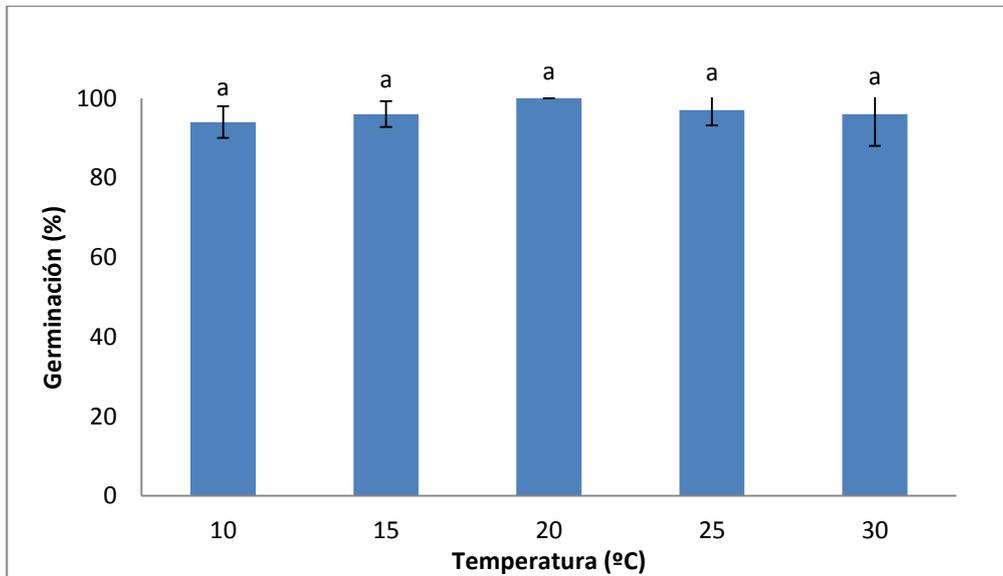


Figura 59: Porcentaje de germinación en *Halogeton sativus*.

En la Figura 60, puede observarse que la velocidad es inversamente proporcional a la temperatura, obteniendo la velocidad óptima a 30°C. Considerando este valor, es el óptimo para llevar a cabo el barrido de sales.

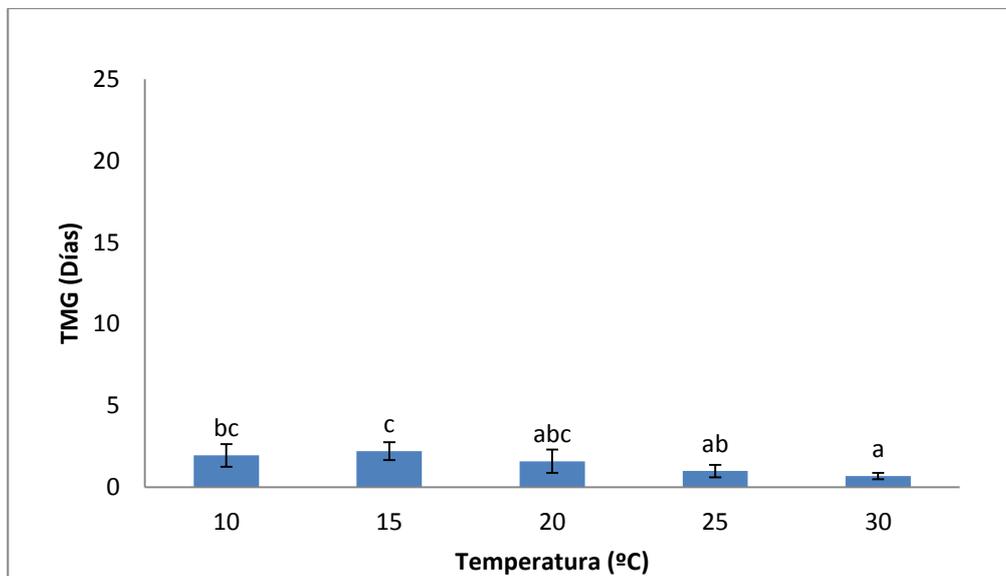


Figura 60: Tiempo medio de germinación en *Halogeton sativus*.

Tabla 29: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en *Halogeton sativus*.

Tª (°C)	Germinación (%)		TMG (días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
10	94,00	4,00	1,95	0,69
15	96,00	3,27	2,20	0,55
20	100,00	0,00	1,59	0,72
25	97,00	3,83	0,99	0,38
30	96,00	8,00	0,68	0,19

En la Figura 61 se representa la inversa del TMG. El valor obtenido para la temperatura base, T_b , es de 3,35°C. El valor de S, tiempo térmico, es 2,81°C/día. Se puede observar que el porcentaje de germinación mantiene un aumento al mismo tiempo que también lo hace la temperatura, excepto a 15°C que decae un poco.

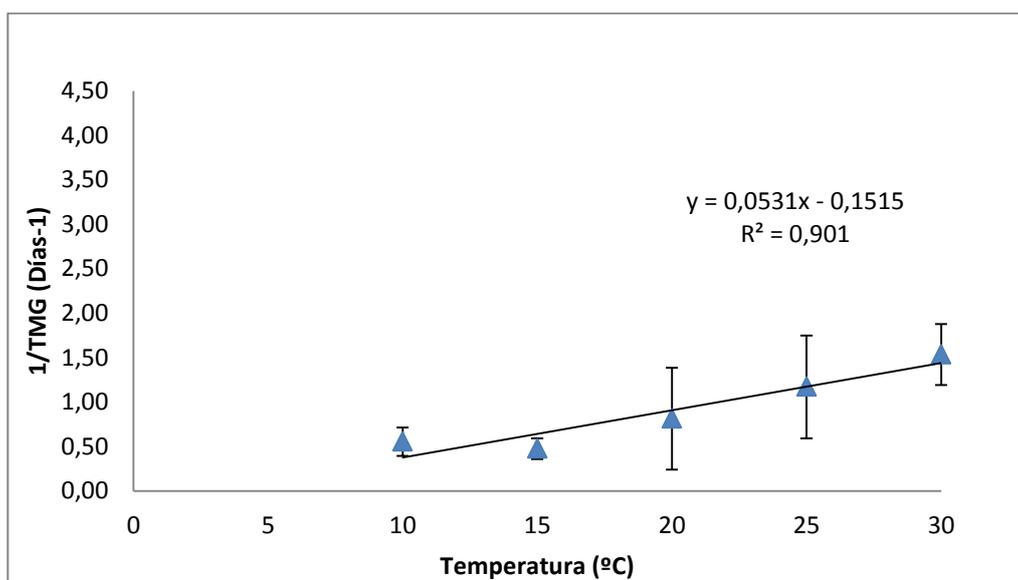


Figura 61: Inversa del tiempo medio de germinación (1/TMG) en *Halogeton sativus*.

Tabla 30: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en *Halogeton sativus*.

Tª (°C)	1/TMG (días⁻¹)	
	Promedio	σ
10	0,56	0,16
15	0,48	0,12
20	0,82	0,57
25	1,17	0,58
30	1,53	0,34

4.1.11.13. *Salsola oppositifolia*

En la Figura 62 se representan los resultados obtenidos de la germinación a las distintas temperaturas. El porcentaje de germinación tiene lugar desde el primer día a todas las temperaturas, y alcanza su máximo a lo largo de la primera semana sobre un 90%, a excepción de 25 y 30°C, con un 70 y 50% de germinación respectivamente.

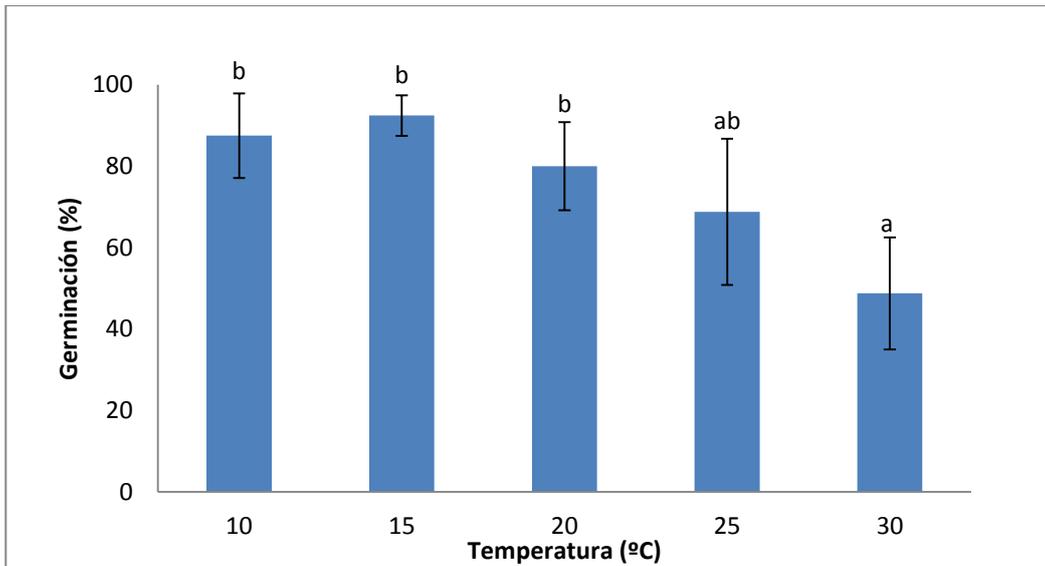


Figura 62: Porcentaje de germinación en *Salsola oppositifolia*.

Como se observa en la Figura 63 en la velocidad de germinación no se aprecian diferencias significativa, aunque tiende a verse favorecida por las elevadas temperaturas, con un tiempo medio de germinación inferior a un día. Por presentar el porcentaje más elevado y la menor velocidad de germinación se ha elegido 15°C como la temperatura más favorecedora para realizar el barrido de sales.

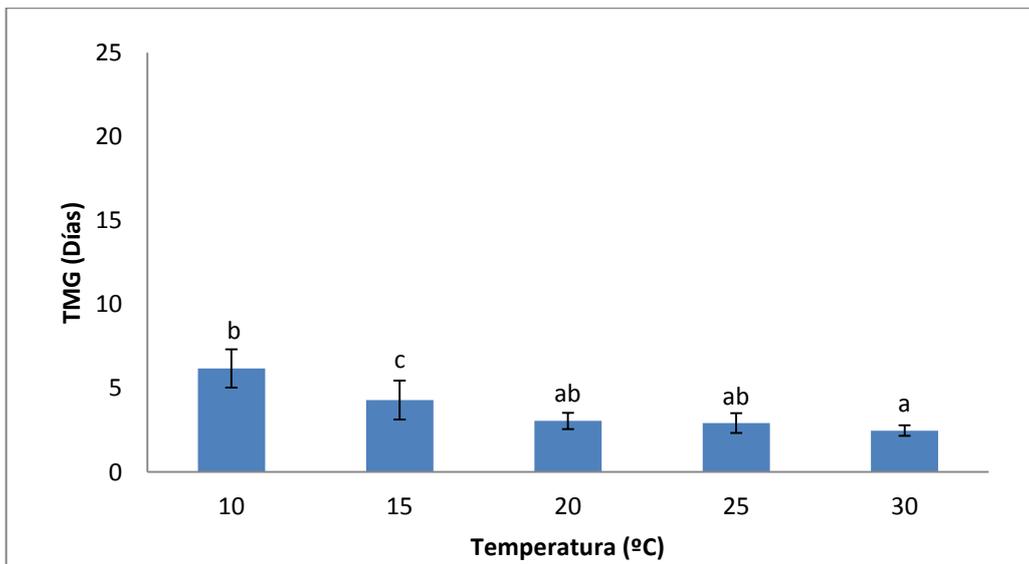


Figura 63: Tiempo medio de germinación en *Salsola oppositifolia*.

Tabla 31: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en *Salsola oppositifolia*.

T ^a (°C)	Germinación (%)		TMG (días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
10	87,50	10,41	6,18	1,15
15	92,43	4,96	4,30	1,16
20	80,00	10,80	3,05	0,49
25	68,75	17,97	2,92	0,60
30	48,75	13,77	2,47	0,31

En la Figura 64 se representa la inversa del TMG. El valor obtenido para la temperatura base, T_b , es de 5,16°C. El valor de S , tiempo térmico, es 83,33°C/día. Se observa que el porcentaje de germinación va en aumentando a medida que también lo hace la temperatura.

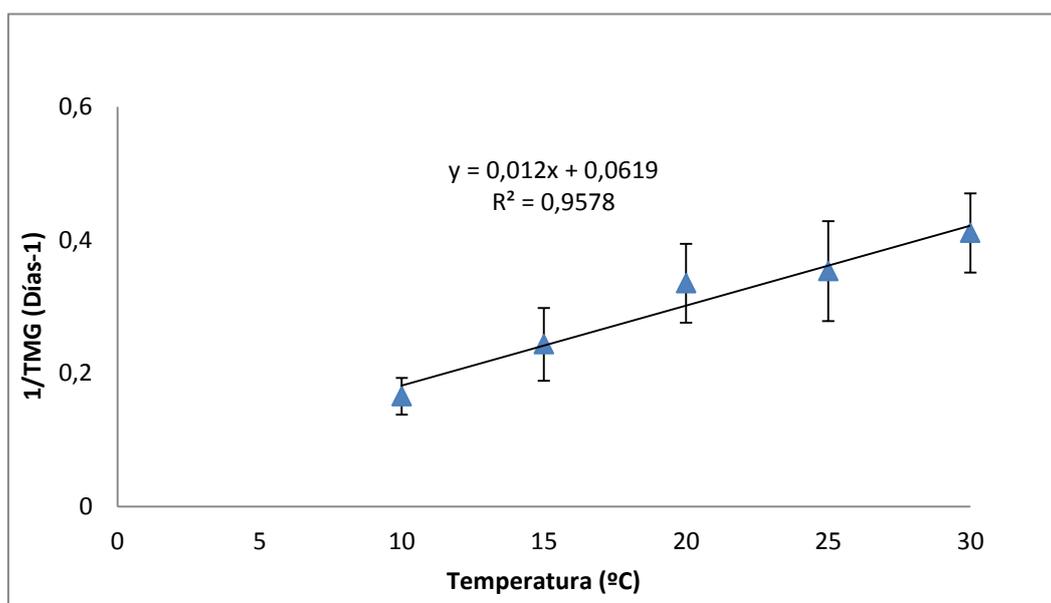


Figura 64 Inversa del tiempo medio de germinación (1/TMG) en *Salsola oppositifolia*.

Tabla 32: Medias y desviaciones típicas representadas en las gráficas anteriores en *Salsola oppositifolia*.

Tª (°C)	1/TMG (días-1)	
	Promedio	σ
10	0,17	0,03
15	0,24	0,05
20	0,34	0,06
25	0,35	0,07
30	0,41	0,06

4.1.2. BARRIDO DE CONCENTRACIONES DE SAL. ANALISIS DE LOS RESULTADOS

A continuación se presentan los resultados obtenidos en el barrido de sales para las distintas especies estudiadas, cada una de las cuales a una temperatura óptima, cuya elección ha tenido lugar en el barrido de temperaturas. En la Tabla 33 se muestra la temperatura óptima para cada especie. En la mayoría de tratamientos las concentraciones de sal han sido desde 50 mM hasta 350 o 500 mM, a excepción de dos especies, *Halogeton sativus* y *Salsola oppositifolia*, que se realizaron concentraciones de hasta 800 mM, al presentar porcentajes elevados y rápidos a todas las concentraciones.

Las gráficas expuestas en este apartado, tres por especie, representan el porcentaje de germinación y el tiempo medio de germinación expresado en días respecto a la concentración de sal; y

por último la inversa del tiempo medio de germinación, también en días, frente al potencial osmótico para obtener el potencial base y hidrotiempo de cada especie.

Tabla 33: Temperatura óptima para cada especie.

Especie	T ^o (°C)
<i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	25
<i>Sarcocornia fruticosa</i>	25
<i>Limonium girardianum</i>	30
<i>Limonium virgatum</i>	30
<i>Limonium narbonense</i>	30
<i>Limonium santapolense</i>	25
<i>Spergularia media</i>	15
<i>Juncus subulatus</i>	25
<i>Aster tripolium</i>	15
<i>Plantago crassifolia</i>	20
<i>Juncus maritimus</i>	25
<i>Halogeton sativus</i>	30
<i>Salsola oppositifolia</i>	15

4.1.2.1. *Arthrocnemum macrostachyum*

Como puede observarse en la Figura 65, es significativa la influencia que tiene la sal respecto a la germinación. A medida que aumenta la salinidad el porcentaje de germinación va disminuyendo, aunque de una forma progresiva. Desde el primer ensayo hasta 200 mM la germinación es similar con un valor cercano al 20%. A 250 y 300 mM el porcentaje de germinación desciende hasta el 8%. Los tratamientos con 400 y 500 mM NaCl afectan de manera muy drástica la germinación, en el primero con un porcentaje inferior al 5% y en el segundo inhibiéndola por completo.

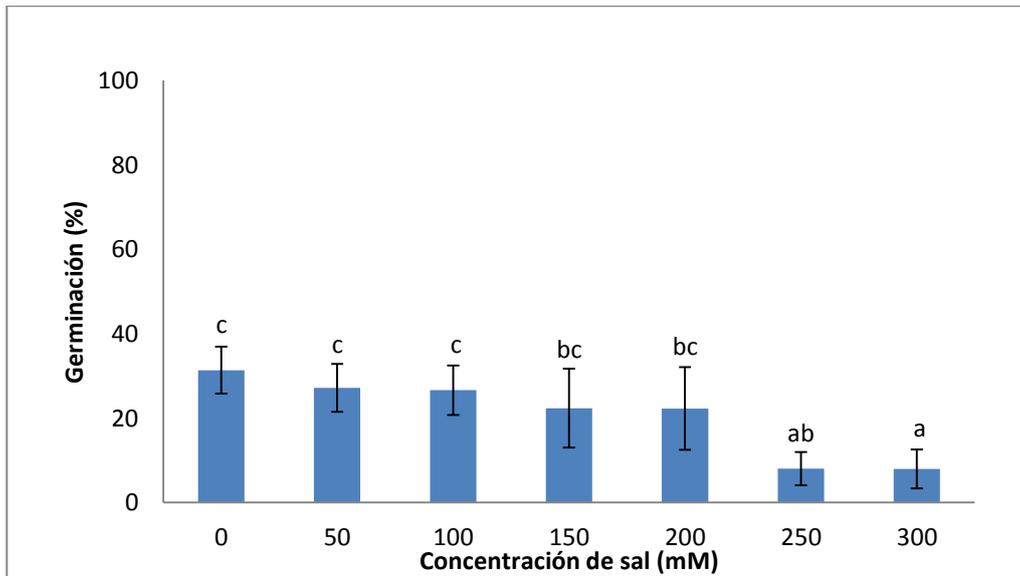


Figura 65: Porcentaje de germinación en *Arthrocnemum macrostachyum*.

En la Figura 66 los tratamientos a 50, 100, 150 y 200 mM la velocidad de la germinación sigue un mismo patrón, salvo a 250 mM que se produce un pico para luego volver a valores similares a los anteriores ensayos.

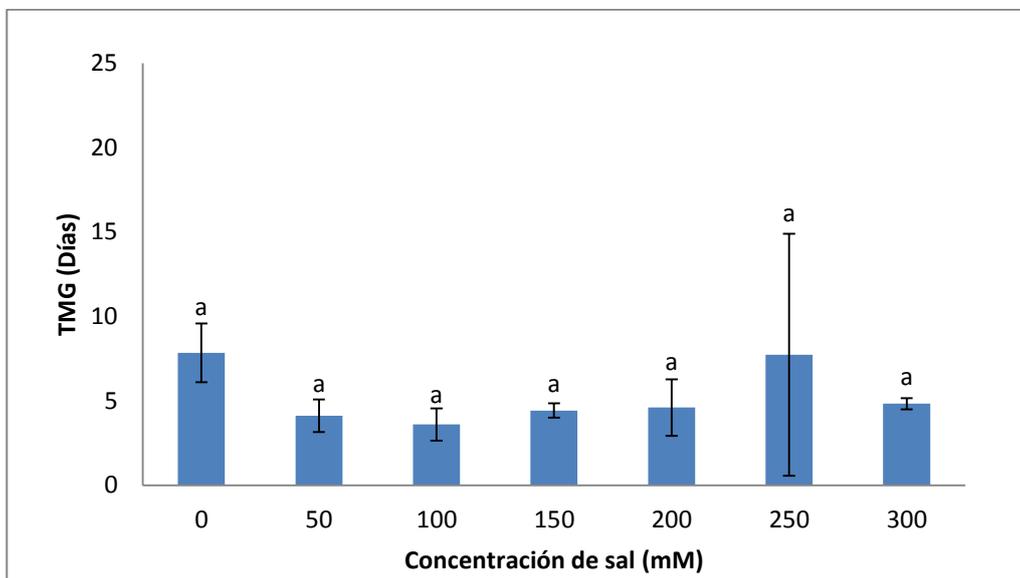


Figura 66: Tiempo de germinación medio en *Arthrocnemum macrostachyum*.

Tabla 34: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación (TMG) representadas en la gráfica anterior en *Arthrocnemum macrostachyum*.

Tratamiento	Germinación (%)		TMG (días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
25°C 0mM	31,38	5,56	7,84	1,74
25°C, 50mM	27,21	5,68	4,11	0,96
25°C, 100mM	26,63	5,84	3,60	0,96
25°C, 150mM	22,38	9,33	4,42	0,43
25°C, 200mM	22,29	9,78	4,60	1,67
25°C, 250mM	8,06	3,92	7,72	7,17
25°C, 300mM	8,00	4,62	4,83	0,33

En la Figura 67 se representa la inversa del tiempo medio de germinación, obtenido a partir del tiempo medio de germinación expresado en días, respecto a la concentración salina del medio de germinación expresada como potencial osmótico. Estos valores se ajustan mediante una regresión lineal a partir de la cual se obtiene el potencial osmótico base, $\psi_b = -4,79$ MPa y el valor del hidrotiempo, es $\Theta = 16,98$ MPa/día.

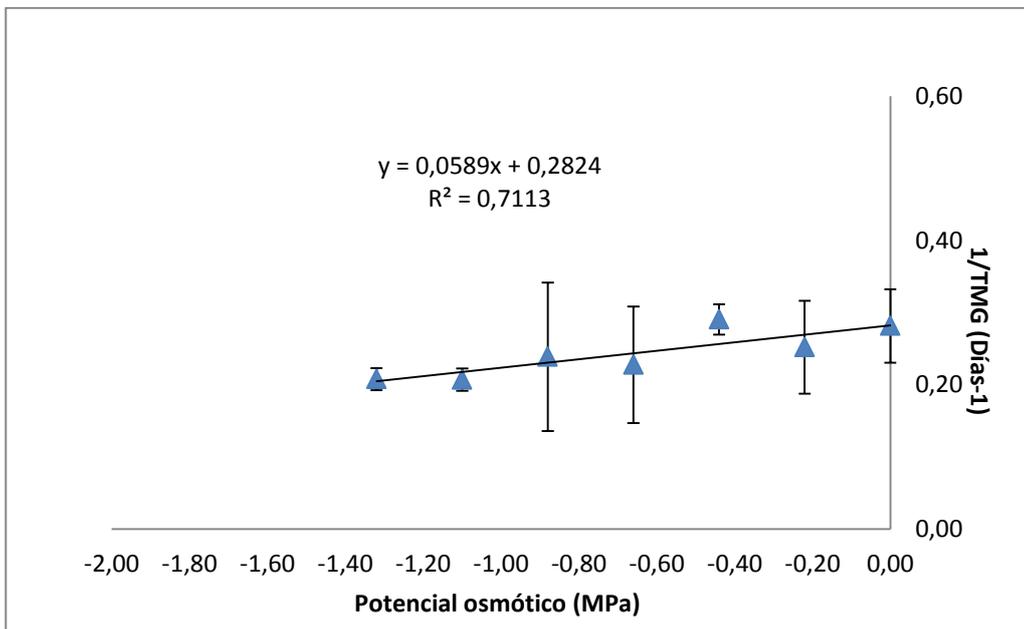


Figura 67: Inversa del tiempo medio de germinación en *Arthrocnemum macrostachyum*.

Tabla 35: Medias y desviaciones típicas (σ) de la inversa del tiempo medio de germinación, representadas en la gráfica anterior en *Arthrocnemum macrostachyum*.

Tratamiento	Potencial osmótico (MPa)	1/TMG (días ⁻¹)	
		σ	Promedio
25°C 0mM	0,00	0,28	0,05
25°C, 50mM	-0,22	0,25	0,06
25°C, 100mM	-0,44	0,29	0,02
25°C, 150mM	-0,66	0,23	0,08
25°C, 200mM	-0,88	0,24	0,10
25°C, 250mM	-1,09	0,21	0,02
25°C, 300mM	-1,32	0,21	0,02

4.1.2.2. *Sarcocornia fruticosa*

En el control se obtuvo un 90% de germinación y una velocidad cercana a seis días. Se observa la evolución de la germinación respecto al aumento de la concentración salina. Se ve un mismo patrón en todos los tratamientos: la germinación tiende a descender a medida que aumenta la sal (Figura 68).

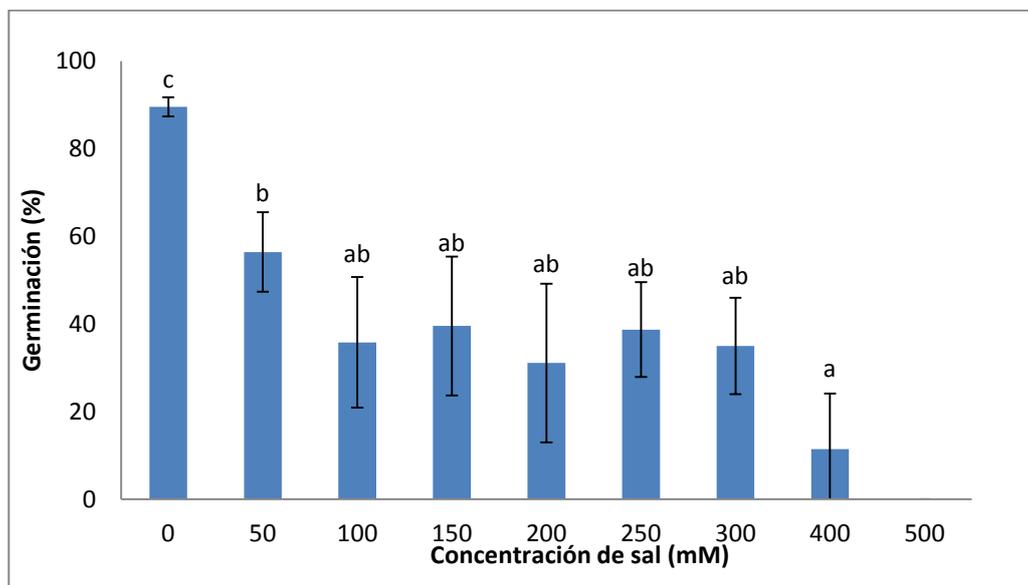


Figura 68: Porcentaje medio de germinación en *Sarcocornia fruticosa*.

En todos los ensayos la germinación comienza entre los dos y cuatro días primeros con el mejor valor para el control. No se obtuvieron resultados para 500 mM. Se observa que la velocidad aumenta de forma progresiva hasta 400 mM donde cae de forma brusca, al no producirse germinación (Figura 69).

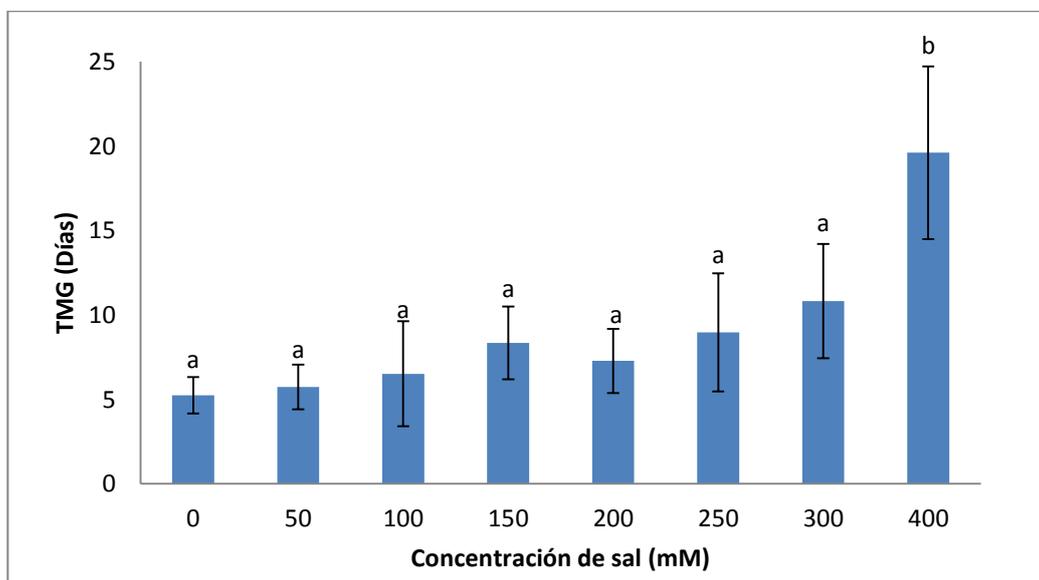


Figura 69: Tiempo de germinación medio en *Sarcocornia frutescens*.

Tabla 36: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación representadas en la gráfica anterior en *Sarcocornia frutescens*.

Tratamiento	Germinación (%)		TMG (días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
25°C 0mM	89,60	2,19	5,25	1,08
25°C, 50mM	56,46	9,06	5,74	1,32
25°C, 100mM	35,83	14,91	6,52	3,11
25°C, 150mM	39,58	15,86	8,34	2,16
25°C, 200mM	31,13	18,12	7,28	1,90
25°C, 250mM	38,75	10,81	8,98	3,50
25°C, 300mM	35,00	11,02	10,83	3,38
25°C, 400mM	11,48	12,65	19,61	5,11
25°C, 500mM	0,00	0,00	0,00	0,00

En la Figura 70 se representa la inversa del tiempo medio de germinación, obtenido a partir del tiempo medio de germinación expresado en días, respecto a la concentración salina del medio de germinación expresada como potencial osmótico. El valor obtenido para el potencial osmótico base, a

partir del ajuste de una recta de regresión, es de $\psi_b = -2,54$ MPa y el valor del hidrotiempo es $\Theta = 12,58$ MPa/día.

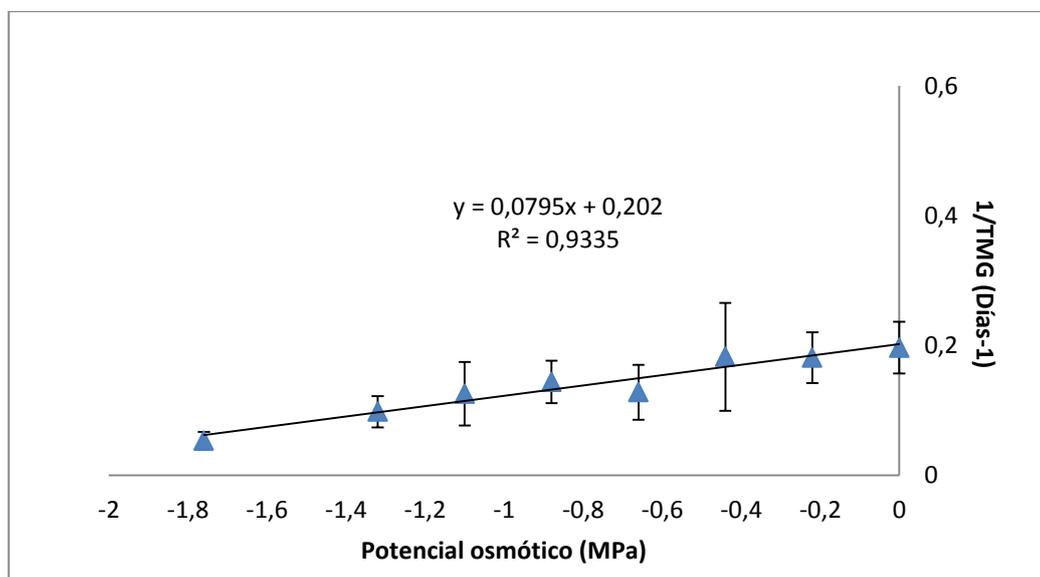


Figura 70: Inversa del tiempo medio de germinación en *Sarcocornia fruticosa*.

Tabla 37: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación representadas en la gráfica anterior en *Sarcocornia fruticosa*.

Tratamiento	Potencial osmótico (MPa)	1/TMG (días-1)	
		Promedio	σ
25°C 0mM	0,00	89,60	2,19
25°C, 50mM	-0,22	56,46	9,06
25°C, 100mM	-0,44	35,83	14,91
25°C, 150mM	-0,66	39,58	15,86
25°C, 200mM	-0,88	31,13	18,12
25°C, 250mM	-1,10	38,75	10,81
25°C, 300mM	-1,32	35,00	11,02
25°C, 400mM	-1,76	11,48	12,65

4.1.2.3. *Limonium girardianum*

En la Figura 71, se ve que de nuevo el mayor porcentaje de germinación, de 84% se registra en el control y el menor de 10% en el tratamiento de 150 mM NaCl. En los tratamientos de 50 y de 100 mM, es donde mayor germinación se aprecia. A 150, 200, 250, 300 350 y 400 mM los valores son inferiores al 5%. A la concentración de 500 mM no hay germinación.

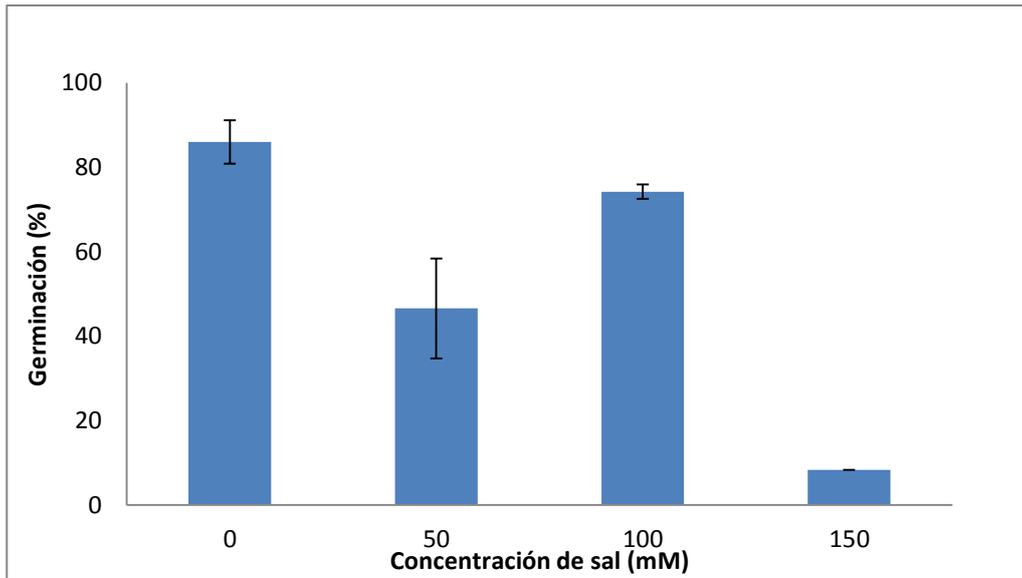


Figura 71: Porcentaje de germinación en *Limonium girardianum*.

En cuanto a la evolución de la velocidad, se produce un incremento a ir aumentando la concentración en sales del medio de cultivo (Figura 72).

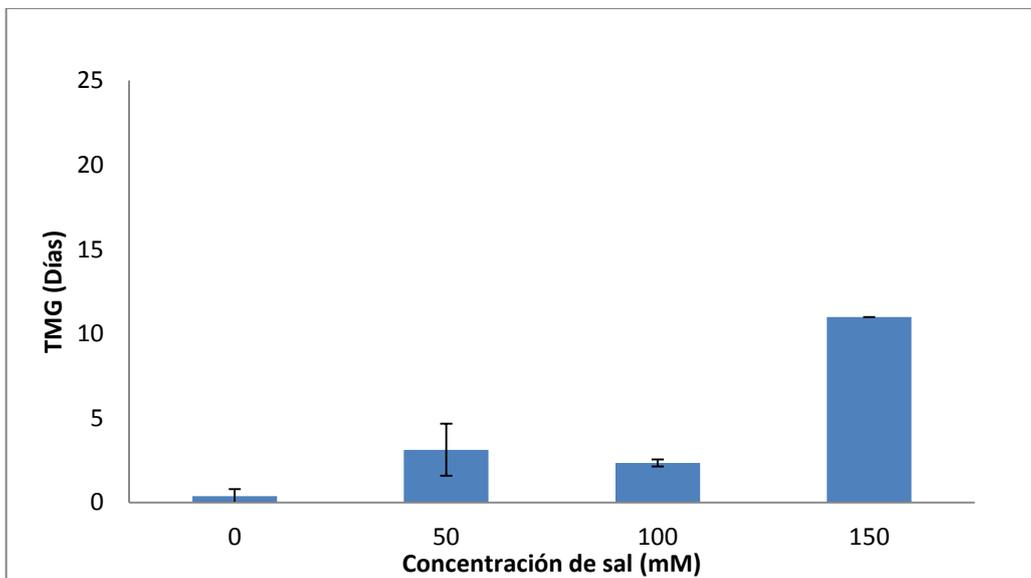


Figura 72: Tiempo de germinación medio en *Limonium girardianum*.

Tabla 38: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación, representadas en la gráfica anterior en *Limonium girardianum*.

Tratamiento	Germinación (%)		TMG (días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
30°C, 0mM	86,0	5,2	0,4	0,4
30°C, 50mM	46,6	11,8	3,1	1,5
30°C, 100mM	74,2	1,7	2,3	0,2
30°C, 150mM	8,3	0,0	11,0	0,0

En la Figura 73 se representa la inversa del tiempo medio de germinación, obtenido a partir del tiempo medio de germinación expresado en días, respecto a la concentración salina del medio de germinación expresada como potencial osmótico. El valor obtenido para el potencial osmótico base, a partir del ajuste de la segunda recta de regresión, es de $\psi_b = -0,73$ MPa y el valor del hidrotiempo es $\Theta = 0,66$ MPa/día.

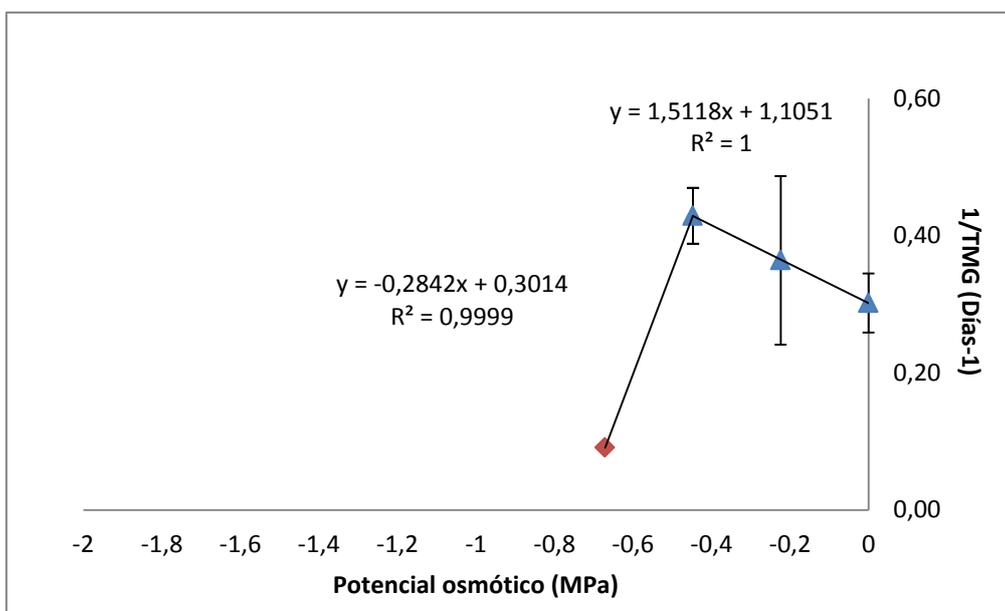


Figura 73: Inversa del tiempo medio de germinación en *Limonium girardianum*.

Tabla 39: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación, representadas en la gráfica anterior en *Limonium girardianum*.

Tratamiento	Potencial osmótico (MPa)	1/TMG (días-1)	
		Promedio	σ
30°C, 0mM	0,00	0,30	0,04
30°C, 50mM	-0,22	0,36	0,12
30°C, 100mM	-0,45	0,43	0,04
30°C, 150mM	-0,67	0,09	0,00

Los datos obtenidos en el barrido de sal para *Limonium girardianum* se ajustan a dos rectas de regresión. Según estos valores en la naturaleza no tendría lugar la germinación, ya que en la primera recta el valor del hidrotiempo y en la segunda el potencial osmótico base no corresponderían a la realidad.

En *Limonium girardianum* no se han podido realizar las pruebas estadísticas de post hoc de Tukey para el porcentaje de germinación y tiempo medio de germinación por no tener más de tres grupos.

4.1.2.4. *Limonium virgatum*

En el ensayo de *Limonium virgatum*, se ha realizado el estudio solamente a tres concentraciones de sal, por falta de material.

En el tratamiento de tolerancia a la sal aplicado a esta especie, el valor máximo de germinación se ha dado a 100 mM, con un valor superior al control. La germinación en un principio ha evolucionado de forma proporcional al aumento de la sal hasta su máximo, donde se ha producido una caída brusca (Figura 74).

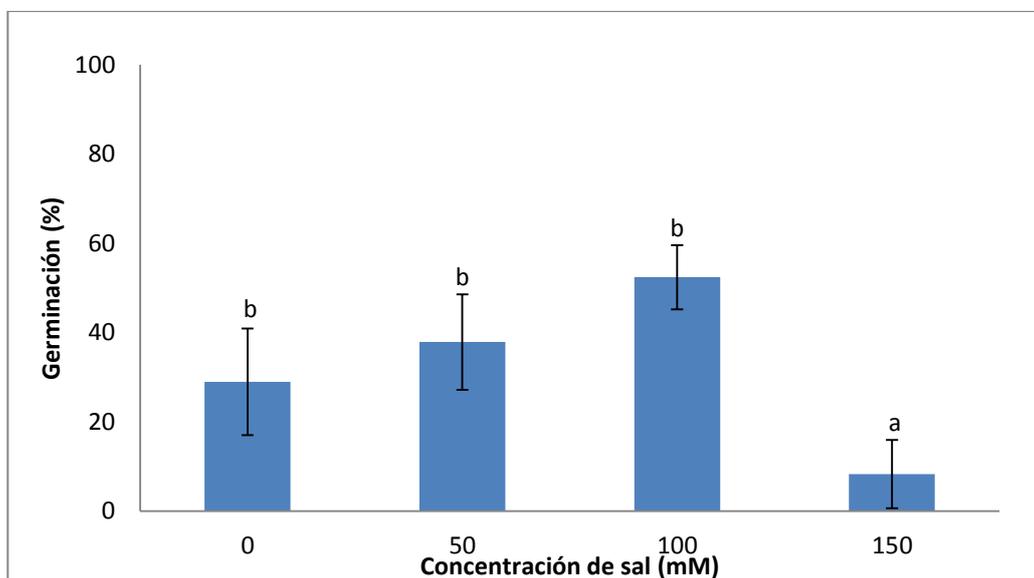


Figura 74: Porcentaje de germinación en *Limonium virgatum*.

En la mayoría de los casos se obtuvieron resultados a partir del cuarto día con una germinación que prácticamente no supera el 50%, los valores se estabilizaron a los diez o once días de comenzar el

estudio de germinación. En la velocidad se observa un aumento casi a los cinco días a 0 mM, a partir del cual desciende a unos siete o diez días (Figura 75).

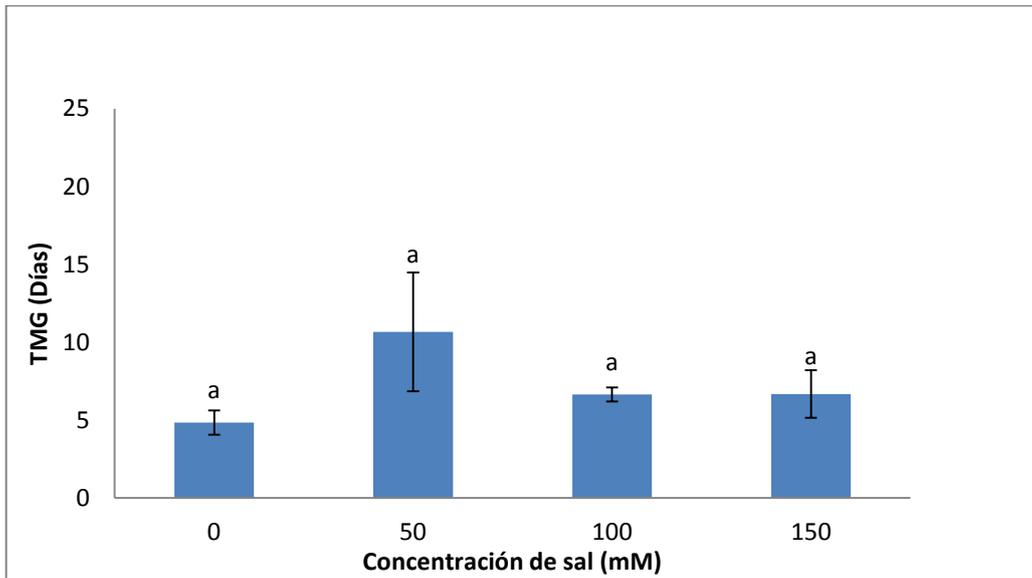


Figura 75: Tiempo de germinación medio en *Limonium virgatum*.

Tabla 40: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación, representadas en la gráfica anterior en *Limonium virgatum*.

Tratamiento	Germinación (%)		TMG (días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
30°C, 0mM	29,00	11,94	4,84	0,77
30°C, 50mM	37,90	10,68	10,67	3,81
30°C, 100mM	52,42	7,17	6,64	0,45
30°C, 150mM	8,33	7,64	6,67	1,53

En la Figura 76 se representa la inversa del tiempo medio de germinación, obtenido a partir del tiempo medio de germinación expresado en días, respecto a la concentración salina del medio de germinación expresada como potencial osmótico. Estos valores se ajustan mediante una regresión lineal a partir de la cual se obtiene el potencial osmótico base, $\psi_b = -0,25$ MPa y el valor del hidrotiempo, es $\Theta = 1,17$ MPa/día. En este caso se ha utilizado la ecuación de la segunda recta de regresión.

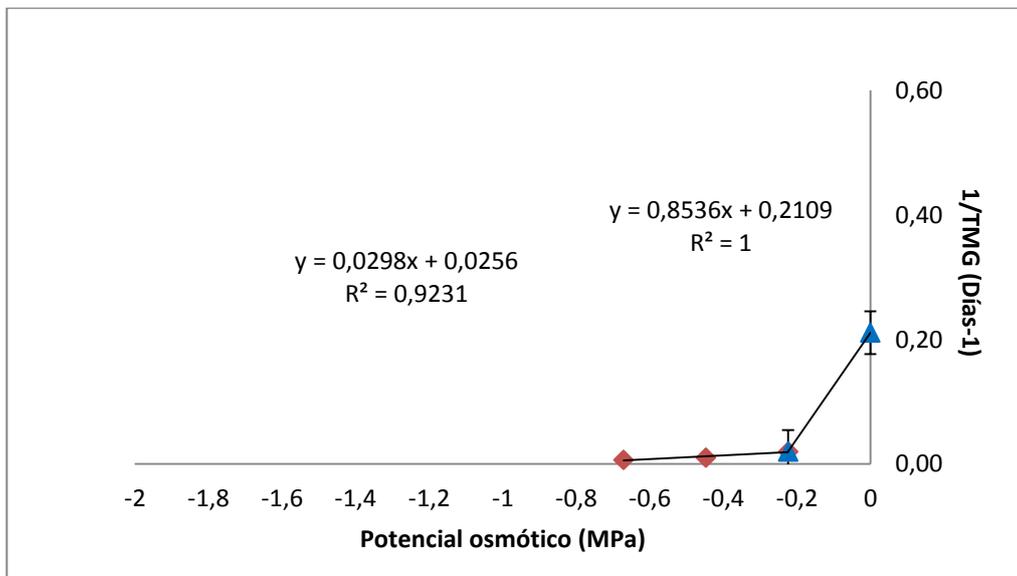


Figura 76: Inversa del tiempo medio de germinación en *Limonium virgatum*.

Tabla 41: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación, representadas en la gráfica anterior en *Limonium virgatum*.

Tratamiento	Potencial osmótico (MPa)	1/TMG (días-1)	
		Promedio	σ
30°C, 0mM	0,00	0,21	0,03
30°C, 50mM	-0,22	0,02	0,00
30°C, 100mM	-0,45	0,01	0,00
30°C, 150mM	-0,67	0,01	0,00

Los datos obtenidos en el barrido de sal para *Limonium virgatum* se ajustan a dos rectas de regresión. Según estos valores en la naturaleza no tendrían lugar la germinación, ya que en la primera recta el valor del hidrotiempo y en la segunda el potencial osmótico base no corresponderían a la realidad.

4.1.2.5. *Limonium narbonense*

En la Figura 77 se puede ver que la evolución de la germinación es inversamente proporcional, con el aumento de la sal, sobretodo a partir de 200 mM, cuando cae de forma brusca el porcentaje de germinación.

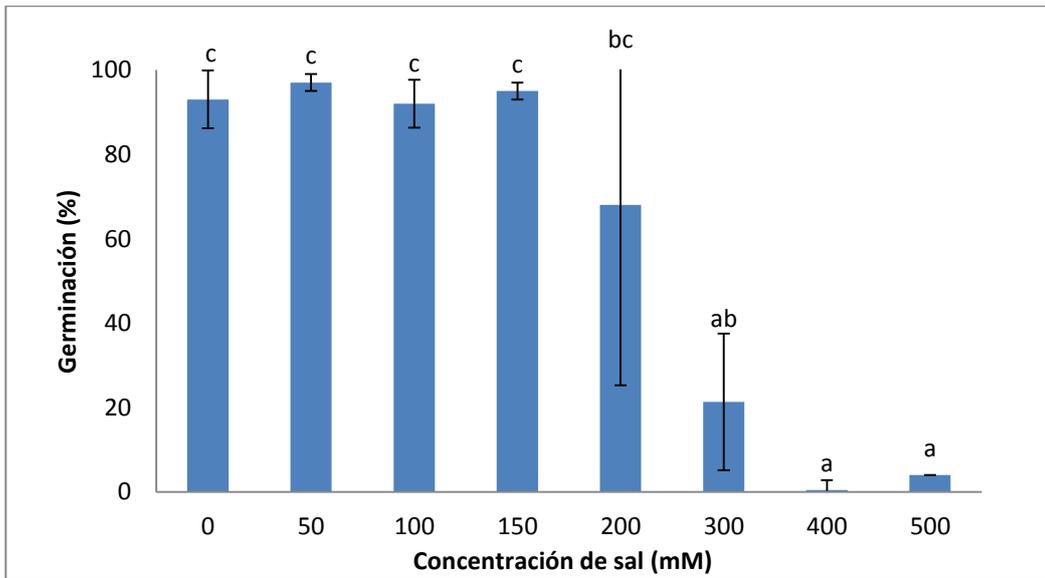


Figura 77: Porcentaje de germinación en *Limonium narbonense*.

El caso que se muestra en la Figura 78 se observa que la velocidad de germinación aumenta conforme la concentración salina. En las concentraciones de 50, 100, 150, 200 mM se produce el inicio de la germinación durante los dos primeros días del ensayo, y de forma progresiva acaba germinando prácticamente el total de las semillas. En los tratamientos de 400 y 500 mM se nota un retraso en la germinación de una semana con valores muy bajos.

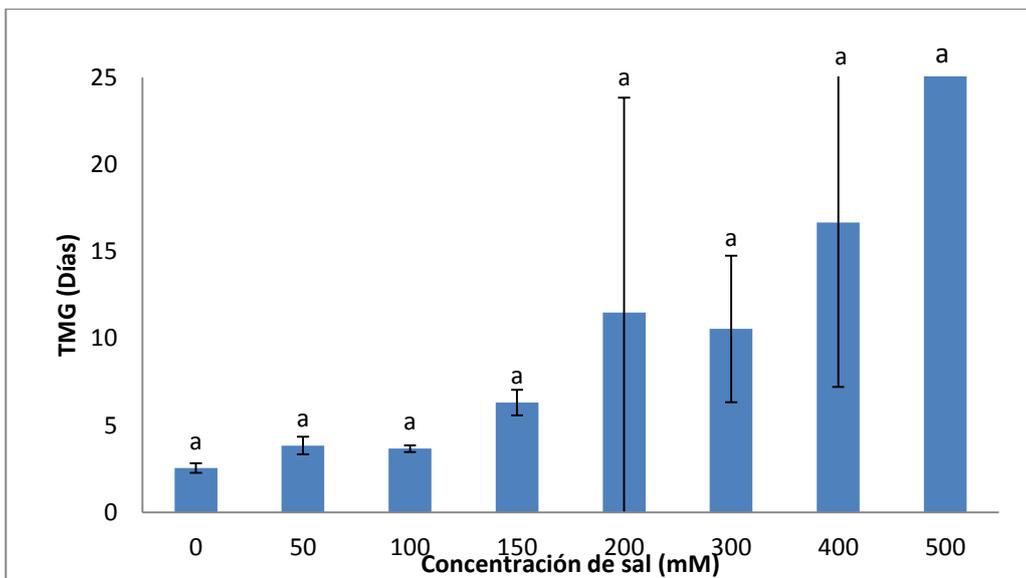


Figura 78 Tiempo de germinación en *Limonium narbonense*.

Tabla 42: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación, representadas en la gráfica anterior en *Limonium narbonense*.

Tratamiento	Germinación (%)		TMG (días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
30°C, 0mM	93,00	6,83	2,55	0,27
30°C, 50mM	97,00	2,00	3,84	0,51
30°C, 100mM	92,00	5,66	3,67	0,20
30°C, 150mM	95,00	2,00	6,32	0,74
30°C, 200mM	68,00	42,71	11,49	12,35
30°C, 300mM	21,33	16,17	10,54	4,22
30°C, 400mM	0,49	2,31	16,67	9,45
30°C, 500mM	4,00	0,00	30,00	0,00

En la Figura 79 se representa la inversa del tiempo medio de germinación, obtenido a partir del tiempo medio de germinación expresado en días, respecto a la concentración salina del medio de germinación expresada como potencial osmótico. El valor obtenido para el potencial osmótico base, a partir de la recta de regresión resultante, es de $\psi_b = -2,26$ MPa y el valor del hidrotiempo, expresado como Θ , potencial osmótico-día, es 7,12 MPa/día.

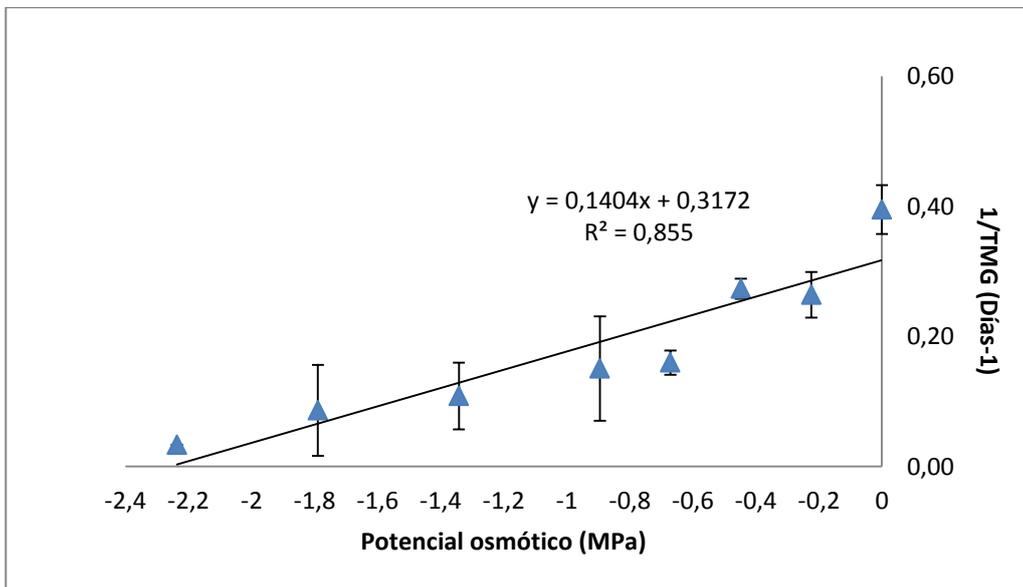


Figura 79: Inversa del tiempo medio de germinación en *Limonium narbonense*.

Tabla 43: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación, representadas en la gráfica anterior en *Limonium narbonense*.

Tratamiento	Potencial osmótico (Mpa)	1/TMG (días-1)	
		Promedio	σ
30°C, 0mM	0,00	0,39	0,04
30°C, 50mM	-0,22	0,26	0,04
30°C, 100mM	-0,45	0,27	0,02
30°C, 150mM	-0,67	0,16	0,02
30°C, 200mM	-0,89	0,15	0,08
30°C, 300mM	-1,34	0,11	0,05
30°C, 400mM	-1,79	0,09	0,07

4.1.2.6. *Limonium santapolense*

Las Figuras 80 y 81 representan la evolución de la germinación y el tiempo de germinación respecto al incremento de sales en el medio de cultivo. Se observa que en el primer caso, el patrón que sigue la germinación es inversamente proporcional a la concentración salina. En el otro caso, ocurre lo contrario, al incrementarse la salinidad también lo hace la velocidad.

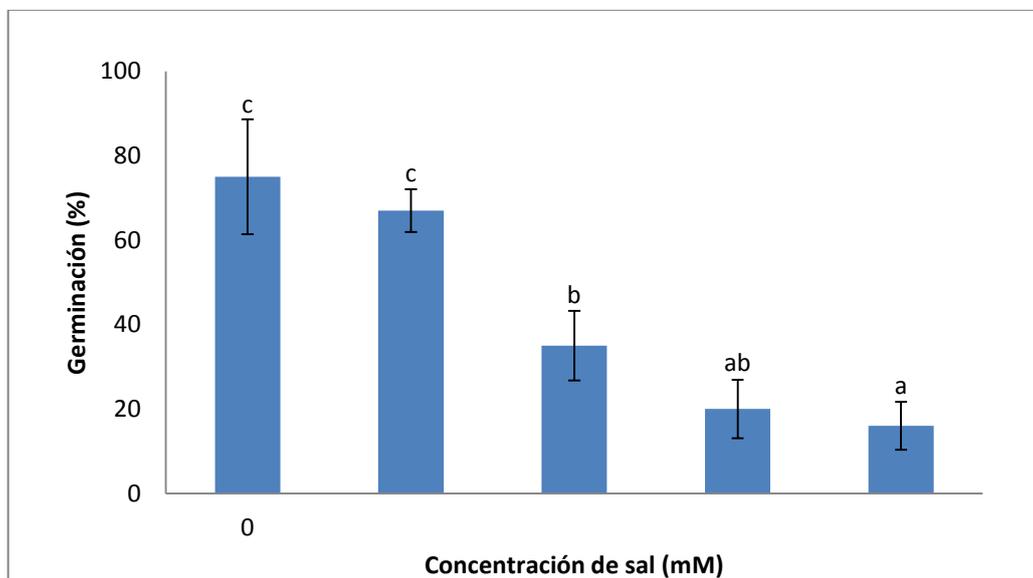


Figura 80: Porcentaje de germinación en *Limonium santapolense*.

De forma general la germinación no ha resultado muy elevada, ya que los mayores porcentajes se observan en el control y a 50 mM. A partir de este tratamiento el porcentaje de germinación disminuye hasta valores de 20% y 16%. A demás con elevadas velocidades (Figura 80).

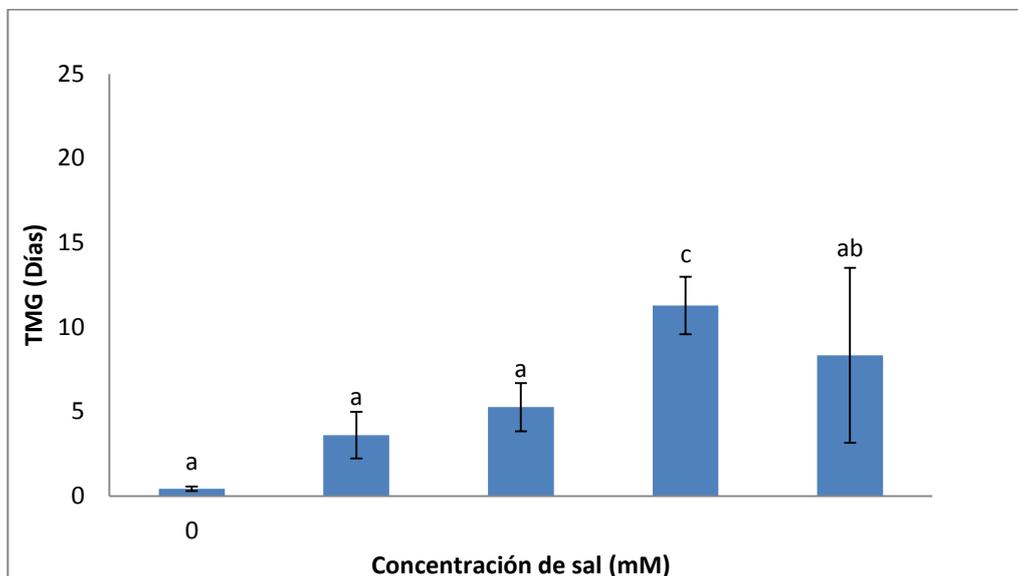


Figura 81: Tiempo medio de germinación en *Limonium santapolense*.

En el 50% de los tratamientos existe germinación. El comienzo tiene lugar entre los dos primeros días, y la germinación se estabiliza a los cuatro con resultados inferiores al 50%. A 350 mM no existe germinación (Figura 81).

Tabla 44: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación, representadas en la gráfica anterior en *Limonium santapolense*.

Tratamiento	Germinación (%)		TMG (días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
25°C 0mM	75,00	13,61	0,43	0,13
25°C, 50mM	67,00	5,03	3,60	1,38
25°C, 100mM	35,00	8,25	5,26	1,42
25°C, 150mM	20,00	6,93	11,28	1,70
25°C, 200mM	16,00	5,66	8,33	5,19

En la Figura 82 se representa la inversa del tiempo medio de germinación, obtenido a partir del tiempo medio de germinación expresado en días, respecto a la concentración salina del medio de germinación expresada como potencial osmótico. El valor obtenido para el potencial osmótico base, a

partir del ajuste de la segunda recta de regresión, es de $\psi_b = -0,29$ MPa y el valor del hidrotiempo, expresado como, potencial osmótico-día, es $\Theta = 0,21$ MPa/día.

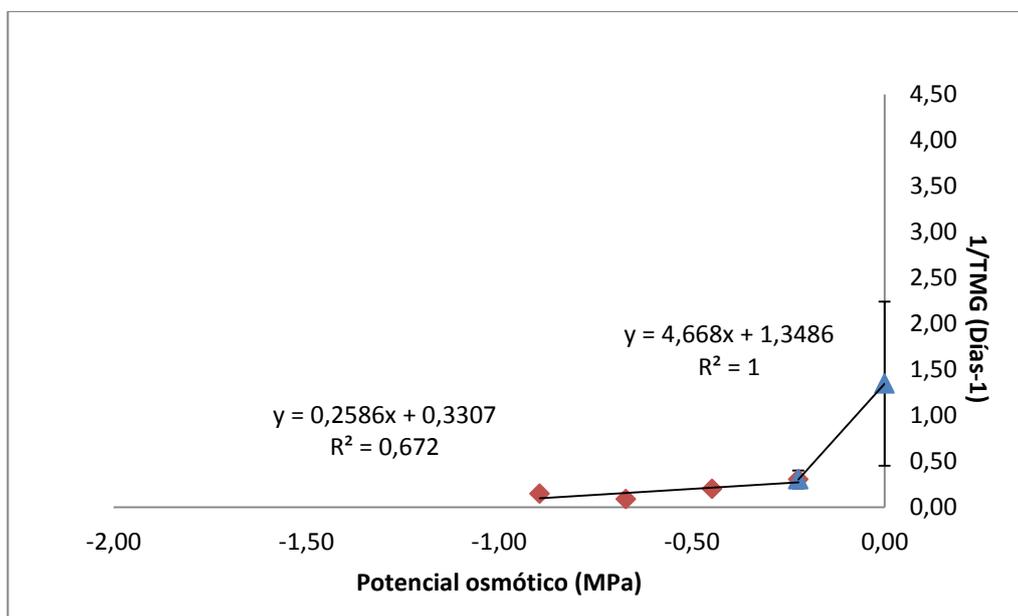


Figura 82: Inversa del tiempo medio de germinación en *Limonium santapolense*.

Los datos obtenidos en el barrido de sal para *Limonium santapolense* se ajustan a dos rectas de regresión. Según estos valores en la naturaleza no tendrían lugar la germinación, ya que en la primera recta el valor del hidrotiempo y en la segunda el potencial osmótico base no corresponderían a la realidad.

Tabla 45: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación, representadas en la gráfica anterior en *Limonium santapolense*.

Tratamiento	Potencial osmótico (MPa)	1/TMG (días-1)	
		Promedio	σ
25°C 0mM	0,00	1,35	0,89
25°C, 50mM	-0,22	0,305	0,10
25°C, 100mM	-0,45	0,201	0,05
25°C, 150mM	-0,67	0,09	0,01
25°C, 200mM	-0,89	0,15	0,09

4.1.2.7. *Spergularia media*

En la Figura 83 se muestra en un principio un elevado porcentaje de germinación al rondar valores cercanos a 90%, se estabiliza hasta que en 250 mM, decae bruscamente con valores por debajo del 10%.

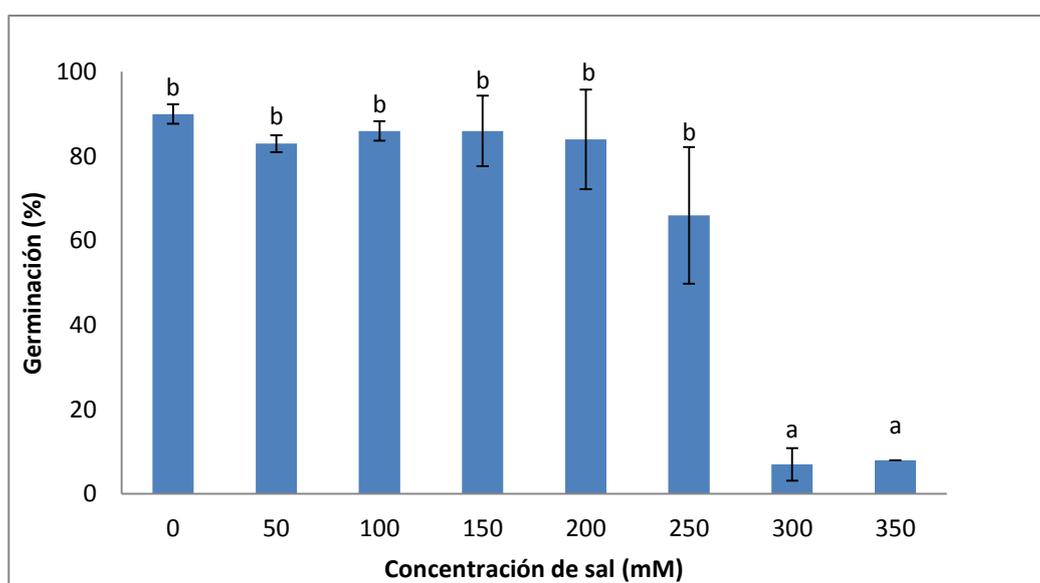


Figura 83: Porcentaje de germinación en *Spergularia media*.

Hubo un retardo de cinco y siete días en el inicio de la germinación con todos los tratamientos, menos a 300 y 350 mM, que tiene lugar el día 17. El retraso en el comienzo de la germinación se ve reflejado con una elevada velocidad de germinación (Figura 84).

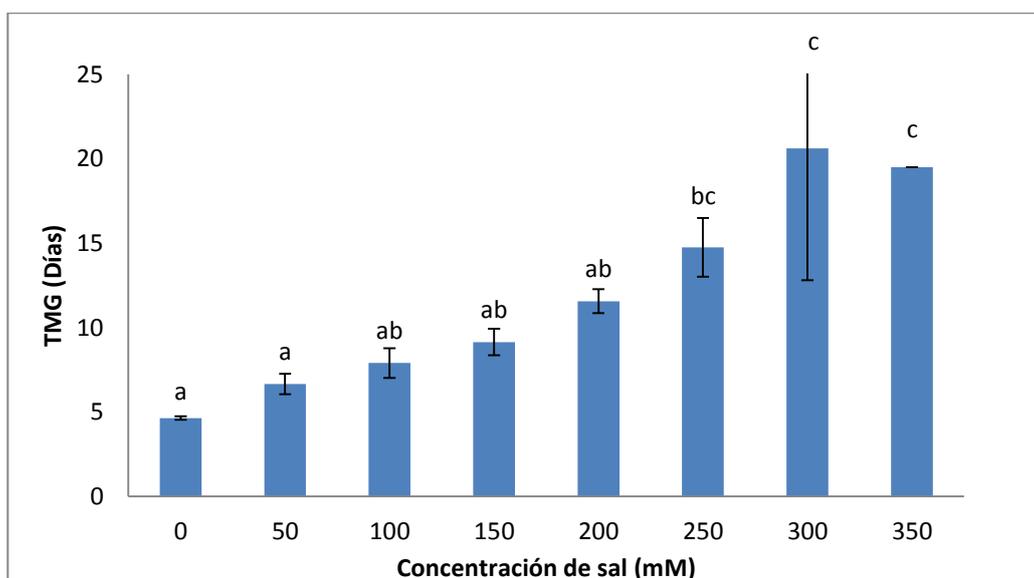


Figura 84: Tiempo de germinación medio en *Spergularia media*.

Tabla 46: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación, representadas en la gráfica anterior en *Spergularia media*.

Tratamiento	Germinación (%)		TMG (días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
15°C 0mM	90,00	2,31	4,64	0,10
15°C, 50mM	83,00	2,00	6,67	0,60
15°C, 100mM	86,00	2,31	7,90	0,87
15°C, 150mM	86,00	8,33	9,14	0,79
15°C, 200mM	84,00	11,78	11,57	0,70
15°C, 250mM	66,00	16,17	14,75	1,74
15°C, 300mM	7,00	3,83	20,63	7,82
15°C, 350mM	8,00	0,00	19,50	0,00

En la Figura 85 se representa la inversa del tiempo medio de germinación, obtenido a partir del tiempo medio de germinación expresado en días, respecto a la concentración salina del medio de germinación expresada como potencial osmótico. El valor obtenido para el potencial osmótico base, a partir del ajuste de una recta de regresión, es de $\psi_b = -1,98$ MPa y el valor del hidrotiempo es $\Theta = 12,2$ MPa/día.

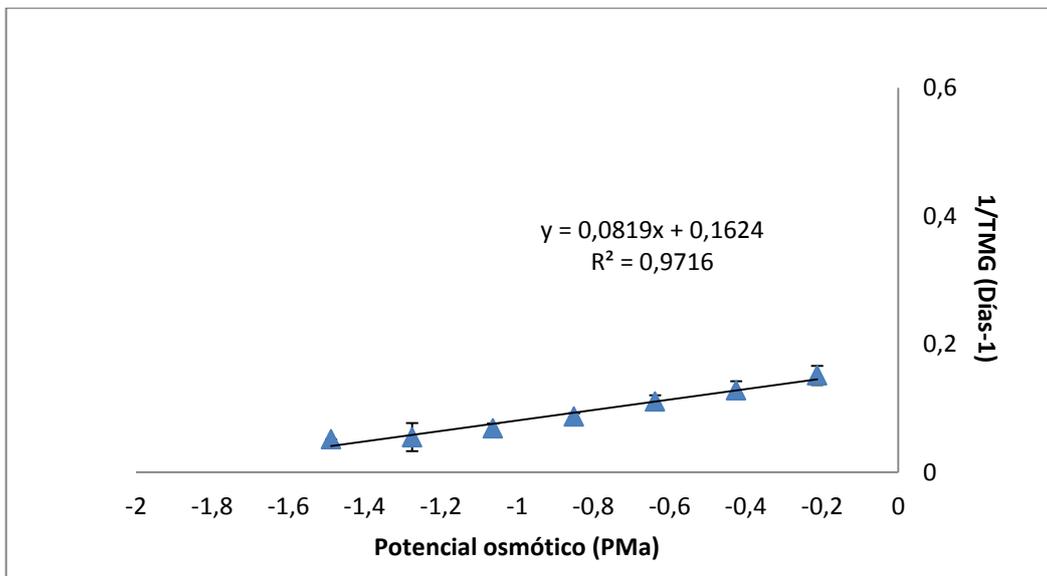


Figura 85: Inversa del tiempo medio de germinación en *Spergularia media*.

Tabla 47: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación, representadas en la gráfica anterior en *Spergularia media*.

Tratamiento	Potencial osmótico (MPa)	Germinación (%)	
		Promedio	σ
15°C 0mM	-0,22	0,005	2,31
15°C, 50mM	-0,21	0,15	0,02
15°C, 100mM	-0,43	0,13	0,01
15°C, 150mM	-0,64	0,11	0,01
15°C, 200mM	-0,85	0,09	0,01
15°C, 250mM	-1,06	0,07	0,01
15°C, 300mM	-1,28	0,05	0,02
15°C, 350mM	-1,49	0,05	0,00

4.1.2.8. *Juncus subulatus*

La germinación obtenida en las diferentes concentraciones de sal se muestra en la Figura 86. El porcentaje de germinación en general es bastante elevado, con valores superiores al 50%, a excepción de los tratamientos de 200 y 300 mM, siendo inferiores al 20%. En el ensayo de 350 mM no se produjo germinación.

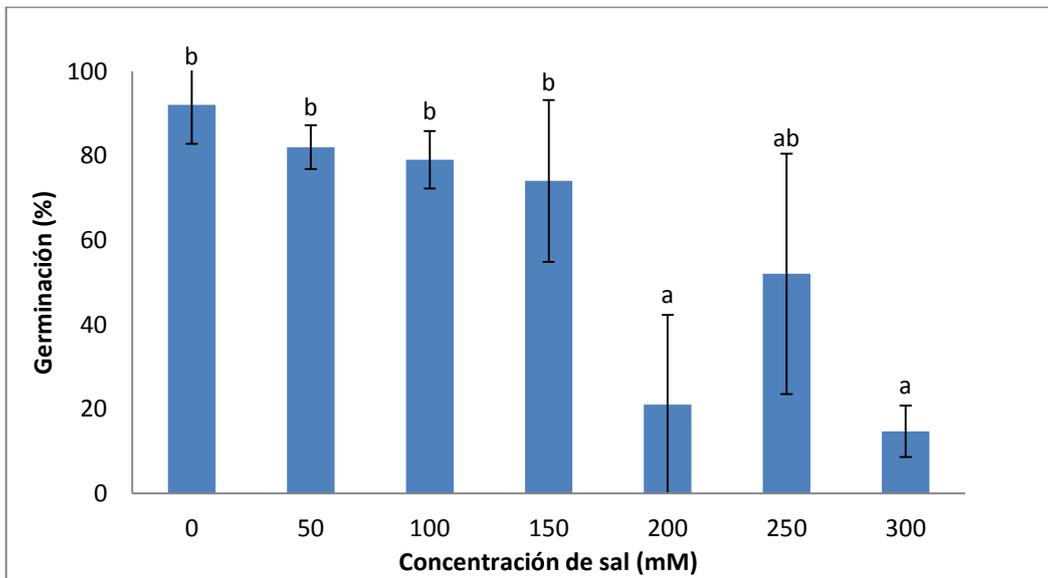


Figura 86: Porcentaje de germinación en *Juncus subulatus*.

Como se demuestra en la gráfica la velocidad de germinación aumenta a la vez que la concentración en sales, aunque de una forma progresiva (Figura 87).

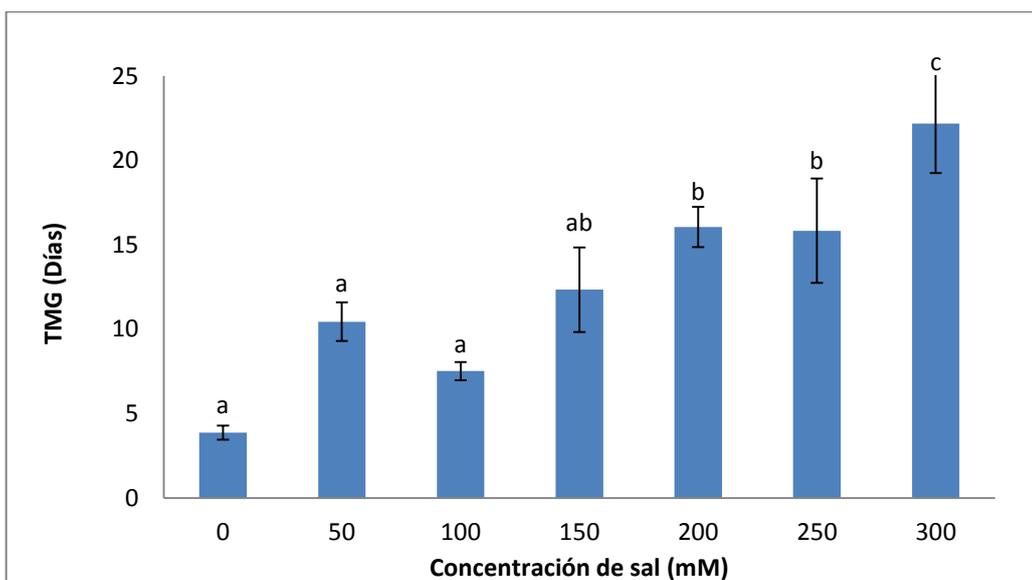


Figura 87: Tiempo medio germinación en *Juncus subulatus*.

Tabla 48: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación, representadas en la gráfica anterior en *Juncus subulatus*.

Tratamiento	Germinación (%)		TMG (días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
25°C, 0mM	92,00	9,24	3,88	0,41
25°C, 50mM	82,00	5,16	10,45	1,15
25°C, 100mM	79,00	6,83	7,52	0,54
25°C, 150mM	74,00	19,18	12,35	2,51
25°C, 200mM	21,00	21,26	16,05	1,19
25°C, 250mM	52,00	28,47	15,84	3,09
25°C, 300mM	14,67	6,11	22,18	2,92

En la Figura 88 se representa la inversa del tiempo medio de germinación, obtenido a partir del tiempo medio de germinación expresado en días, respecto a la concentración salina del medio de germinación expresada como potencial osmótico. Estos valores se ajustan mediante una regresión lineal a partir de la cual se obtiene el potencial osmótico base, $\psi_b = -0,85$ MPa y el valor del hidrotiempo, es $\Theta = 3,33$ MPa/día. En este caso se han obtenido de la segunda ecuación de la recta.

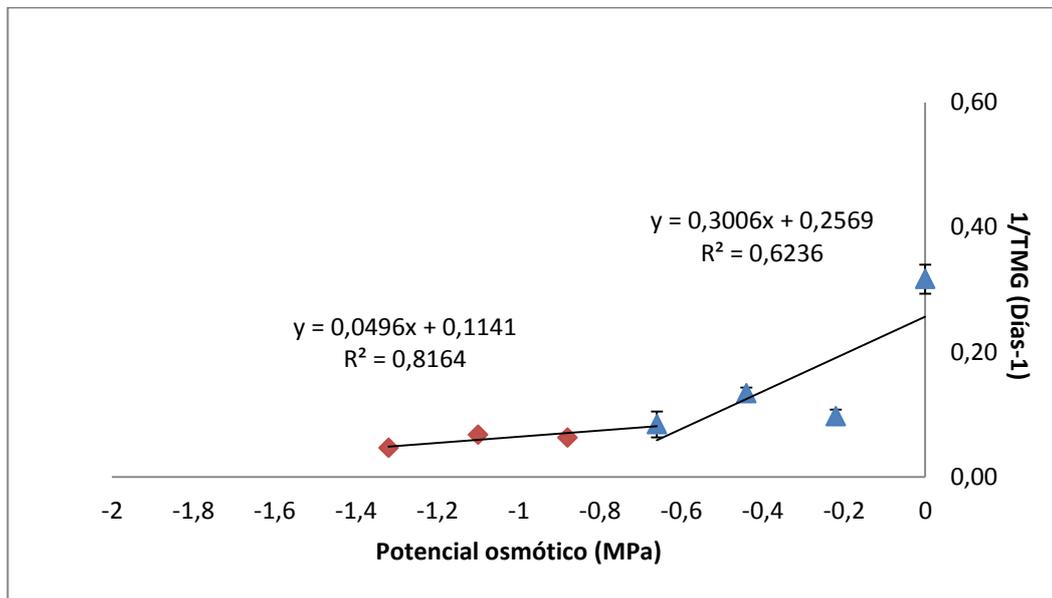


Figura 88: Inversa del tiempo medio de germinación en *Juncus subulatus*.

Tabla 49: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación, representadas en la gráfica anterior en *Juncus subulatus*.

Tratamiento	Potencial osmótico (MPa)	Germinación (%)	
		Promedio	σ
25°C, 0mM	0	0,32	0,02
25°C, 50mM	-0,22	0,10	0,01
25°C, 100mM	-0,44	0,13	0,01
25°C, 150mM	-0,66	0,08	0,02
25°C, 200mM	-0,88	0,06	0,00
25°C, 250mM	-1,10	0,06	0,01
25°C, 300mM	-1,32	0,05	0,01

Los datos obtenidos en el barrido de sal para *Juncus subulatus* se ajustan a dos rectas de regresión. Según estos valores en la naturaleza no tendrían lugar la germinación, ya que en la primera recta el valor del hidrotiempo y en la segunda el potencial osmótico base no corresponderían a la realidad.

4.1.2.9. *Aster tripolium*

Como se observa en la Figura 89, a lo largo de todo el proceso se obtiene un elevado porcentaje de germinación alrededor de un 80%, variando ligeramente con la presencia de sal.

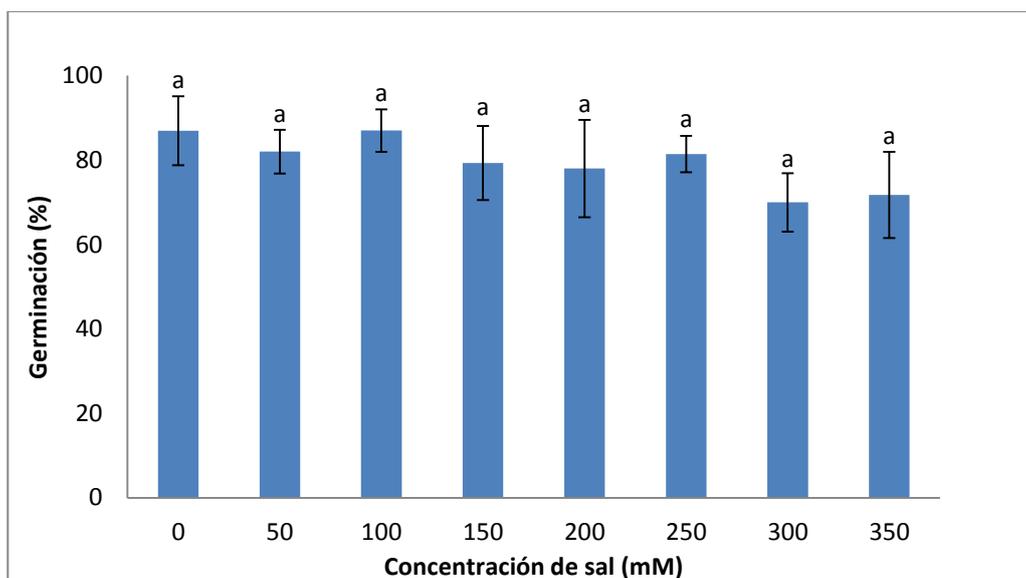


Figura 89: Porcentaje de germinación en *Aster tripolium*.

En cuanto al comienzo de la germinación, el periodo de latencia va aumentando con el incremento de la concentración de sal, desde el día dos hasta el diez, a la mitad o un poco antes del ensayo empieza a estabilizarse con elevados resultados con valores de 80%. Puede observarse en la Figura 90.

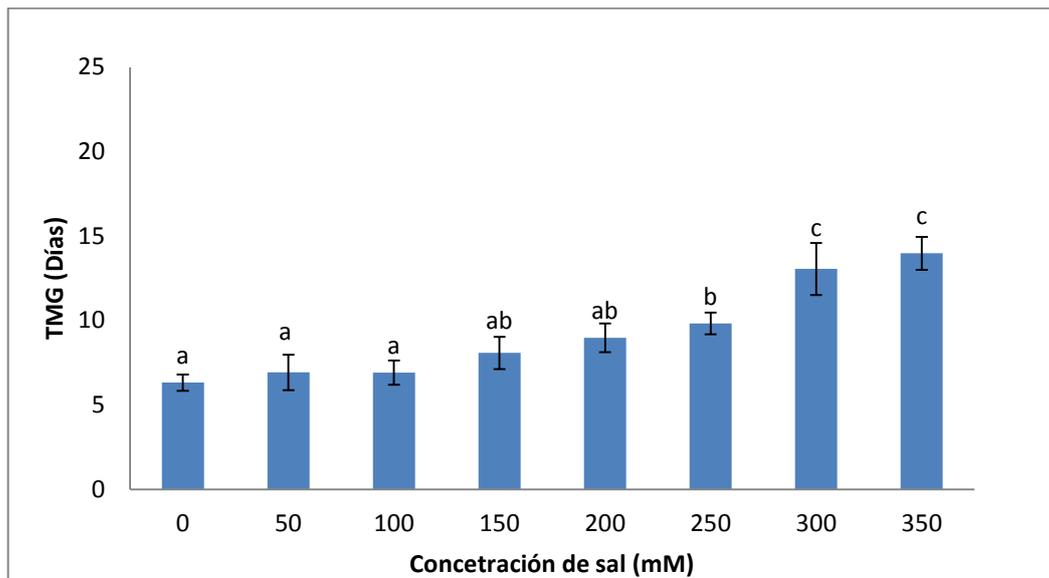


Figura 90: Tiempo medio de germinación medio en *Aster tripolium*.

Tabla 50: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación, representadas en la gráfica anterior en *Aster tripolium*.

Tratamiento	Germinación (%)		TMG (días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
15°C, 0mM	86,96	8,19	6,32	0,48
15°C, 50mM	82,00	5,16	6,93	1,05
15°C, 100mM	87,00	5,03	6,92	0,71
15°C, 150mM	79,32	8,75	8,08	0,95
15°C, 200mM	78,00	11,55	8,98	0,85
15°C, 250mM	81,42	4,29	9,83	0,65
15°C, 300mM	70,00	6,93	13,06	1,54
15°C, 350mM	71,75	10,21	13,98	0,98

En la Figura 91 se representa la inversa del tiempo medio de germinación, obtenido a partir del tiempo medio de germinación expresado en días, respecto a la concentración salina del medio de germinación expresada como potencial osmótico. El valor obtenido para el potencial osmótico base, a

partir de la recta de regresión resultante, es de $\psi_b = -2,65$ MPa y el valor del hidrotiempo, expresado como Θ , potencial osmótico-día, es 16,18 MPa/día.

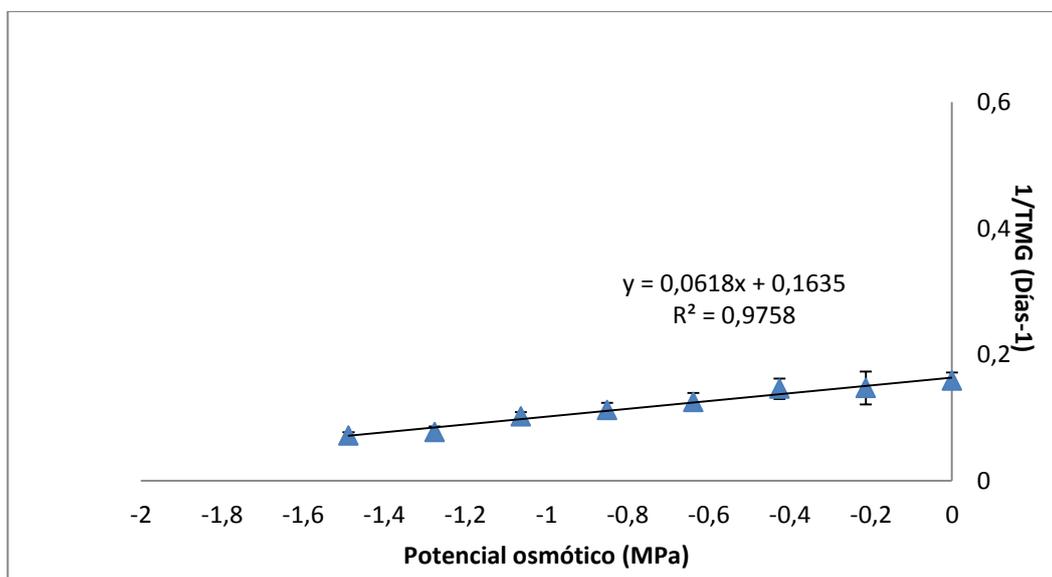


Figura 91: Inversa del tiempo medio de germinación en *Aster tripolium*.

Tabla 51: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación, representadas en la gráfica anterior en *Aster tripolium*.

Tratamiento	Tiempo osmótico (MPa)	1/TMG (días-1)	
		Promedio	σ
15°C, 0mM	0	0,16	0,01
15°C, 50mM	-0,21	0,15	0,03
15°C, 100mM	-0,43	0,15	0,02
15°C, 150mM	-0,64	0,12	0,01
15°C, 200mM	-0,85	0,11	0,01
15°C, 250mM	-1,06	0,10	0,01
15°C, 300mM	-1,28	0,08	0,01
15°C, 350mM	-1,49	0,07	0,01

4.1.2.10. *Plantago crassifolia*

En las Figuras 92 y 93 se representa la evolución de la germinación y su velocidad respecto a la concentración salina. Como puede observarse son inversamente proporcionales, a medida que la germinación disminuye, aumenta la velocidad. Los porcentajes de germinación en general son bastante bajos obteniendo un 50% como valor máximo a 100 mM y a 50 mM un 12% (Figura 92).

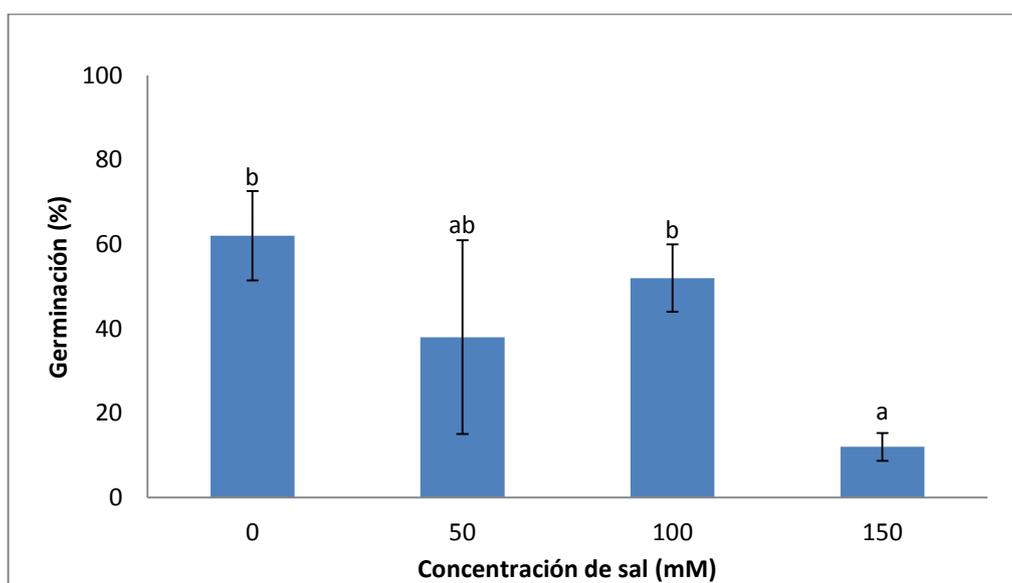


Figura 92: Porcentaje de germinación en *Plantago crassifolia*.

En los tratamientos donde hay germinación tienen un periodo de latencia de unos cuatro o cinco días para el comienzo de la germinación. A las concentraciones salinas de 250, 300 y 350 mM no hay germinación (Figura 93).

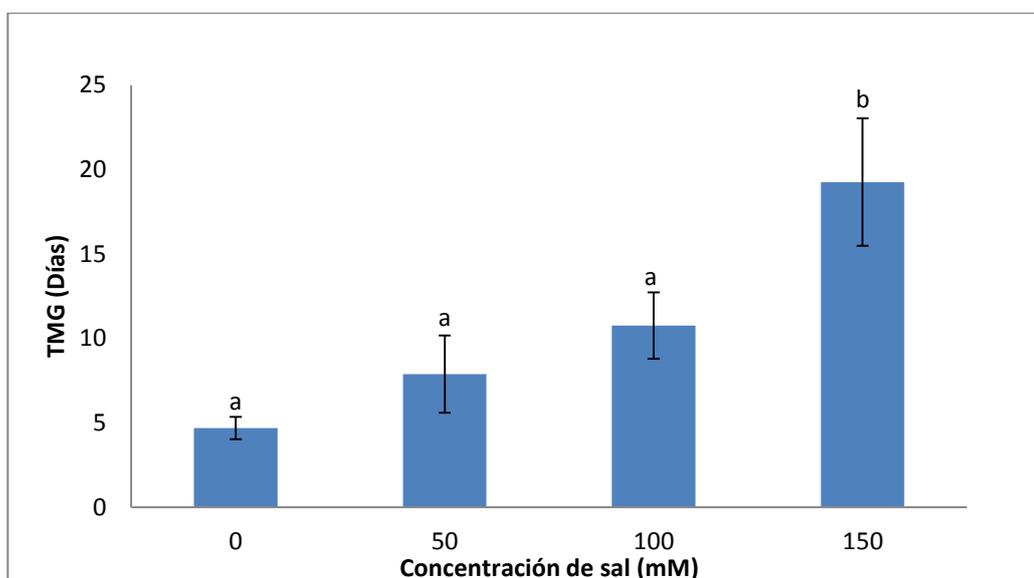


Figura 93: Tiempo medio de germinación en *Plantago crassifolia*.

Tabla 52: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación, representadas en la gráfica anterior en *Plantago crassifolia*.

Tratamiento	Germinación (%)		TMG (días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
20°C, 0mM	62	10,58	4,68	0,67
20°C, 50mM	38,00	22,98	7,88	2,29
20°C, 100mM	52,00	8,00	10,75	1,97
20°C, 150mM	12,00	3,27	19,25	3,77

En la Figura 94 se representa la inversa del tiempo medio de germinación, obtenido a partir del tiempo medio de germinación expresado en días, respecto a la concentración salina del medio de germinación expresada como potencial osmótico. Estos valores se ajustan mediante una regresión lineal a partir de la cual se obtiene el potencial osmótico base, $\psi_b = -0,84$ MPa y el valor del hidrotiempo, es $\Theta = 4,08$ MPa/día.

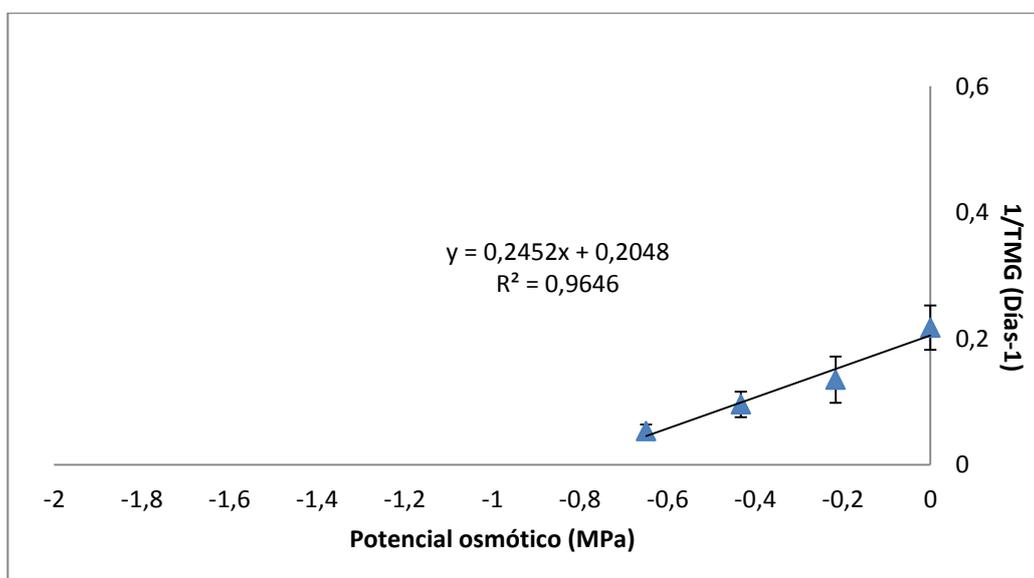


Figura 94: Inversa del tiempo medio de germinación en *Plantago crassifolia*.

Tabla 53: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación, representadas en la gráfica anterior en *Plantago crassifolia*.

Tratamiento	Potencial osmótico (MPa)	1/TMG (días-1)	
		Promedio	σ
20°C, 0mM	0,00	0,22	0,04
20°C, 50mM	-0,22	0,13	0,04
20°C, 100mM	-0,43	0,10	0,02
20°C, 150mM	-0,65	0,05	0,01

4.1.2.11. *Juncus maritimus*

En la Figura 95 que muestra el mismo patrón en todos los tratamientos, con una disminución del porcentaje de germinación conforme aumenta la concentración salina. Se obtienen unos valores bastante bajos de germinación, ya que en ningún caso sobrepasa el 40% de germinación, a excepción del control con un 85%.

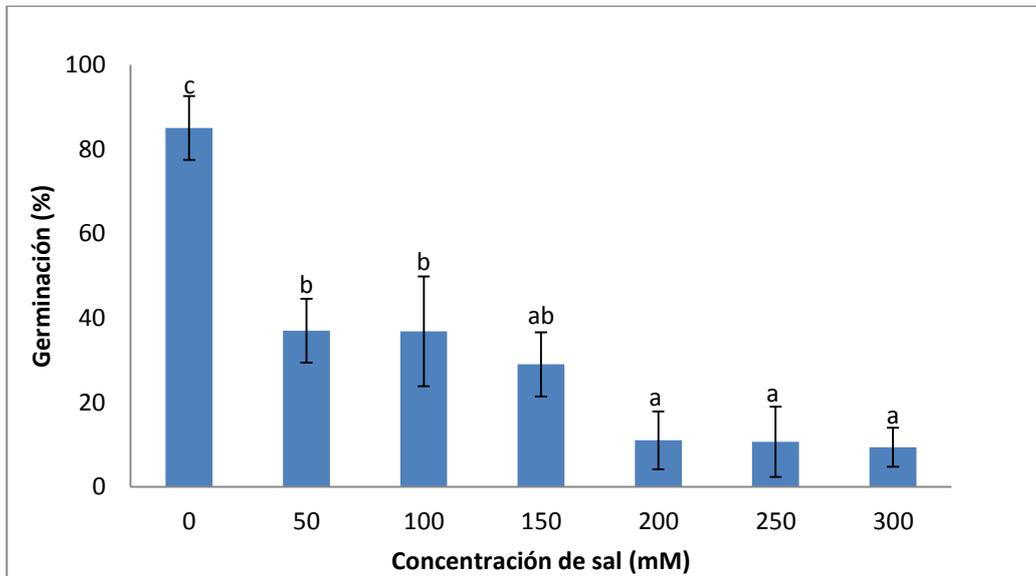


Figura 95: Porcentaje de germinación en *Juncus maritimus*.

La velocidad de germinación de forma general es elevada, como consecuencia de la escasa germinación y del retardo en el inicio de la germinación. El inicio de la germinación sucede durante los cuatro o cinco primeros días en los ensayos de 50, 100, 150, 200 y 250 mM; el resto a partir de los siete días. Estabilizándose de forma rápida y con un número de semillas germinadas muy bajo (Figura 96). A 350 mM no tuvo lugar la germinación.

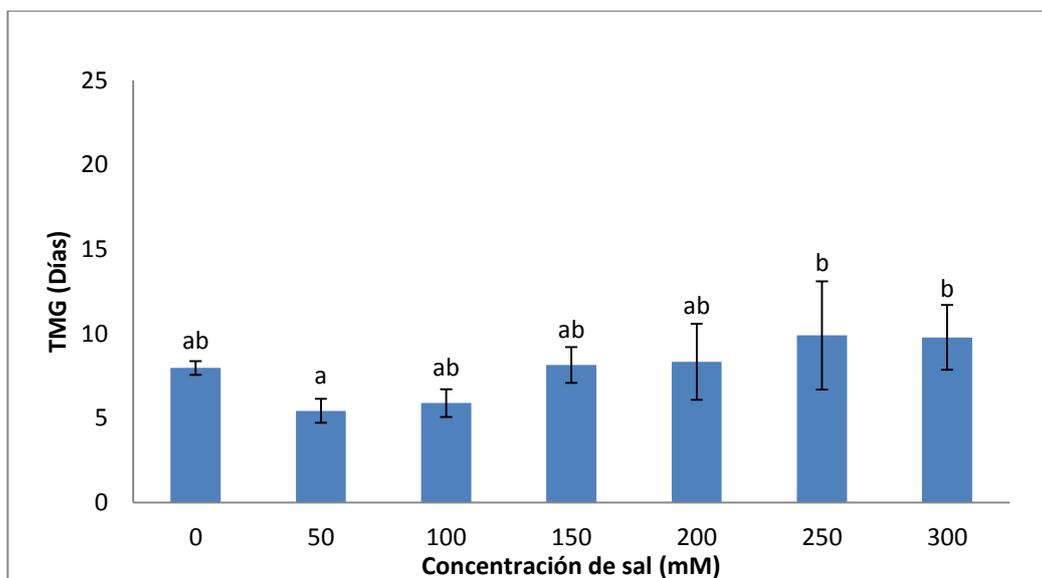


Figura 96: Tiempo medio de germinación en *Juncus maritimus*.

Tabla 54: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación, representadas en la gráfica anterior en *Juncus maritimus*.

Tratamiento	Germinación (%)		TMG (días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
25°C, 0mM	85,00	7,57	7,97	0,41
25°C, 50mM	37,00	7,57	5,43	0,71
25°C, 100mM	36,82	12,98	5,89	0,82
25°C, 150mM	29,00	7,57	8,14	1,06
25°C, 200mM	11,00	6,83	8,34	2,25
25°C, 250mM	10,67	8,33	9,90	3,21
25°C, 300mM	9,33	4,62	9,78	1,92

En la Figura 97 se representa la inversa del tiempo medio de germinación, obtenido a partir del tiempo medio de germinación expresado en días, respecto a la concentración salina del medio de germinación expresada como potencial osmótico. El valor obtenido para el potencial osmótico base, a partir de la recta de regresión resultante, es de $\psi_b = -2,22$ MPa y el valor del hidrotiempo, expresado como Θ , potencial osmótico-día, es 10,31 MPa/día.

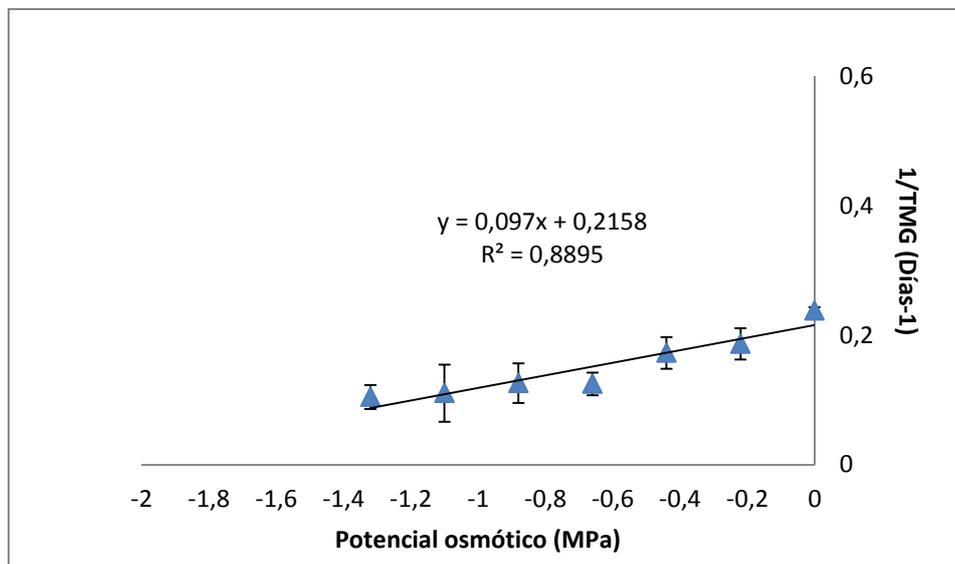


Figura 97: Inversa del tiempo medio de germinación en *Juncus maritimus*.

Tabla 55: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación, representadas en la gráfica anterior en *Juncus maritimus*.

Tratamiento	Potencial osmótico (MPa)	1/TMG (días ⁻¹)	
		Promedio	σ
25°C, 0mM	0	85,00	7,57
25°C, 50mM	-0,22	37,00	7,57
25°C, 100mM	-0,44	36,82	12,98
25°C, 150mM	-0,66	29,00	7,57
25°C, 200mM	-0,88	11,00	6,83
25°C, 250mM	-1,10	10,67	8,33
25°C, 300mM	-1,32	9,33	4,62

4.1.2.12. *Halogeton sativus*

En la Figura 98 se puede observar la evolución de la germinación respecto al incremento de sal. El patrón de germinación es igual, teniendo unos porcentajes de germinación entre el 90% y el 100% en todos los ensayos y siendo alcanzada durante los tres primeros días del tratamiento.

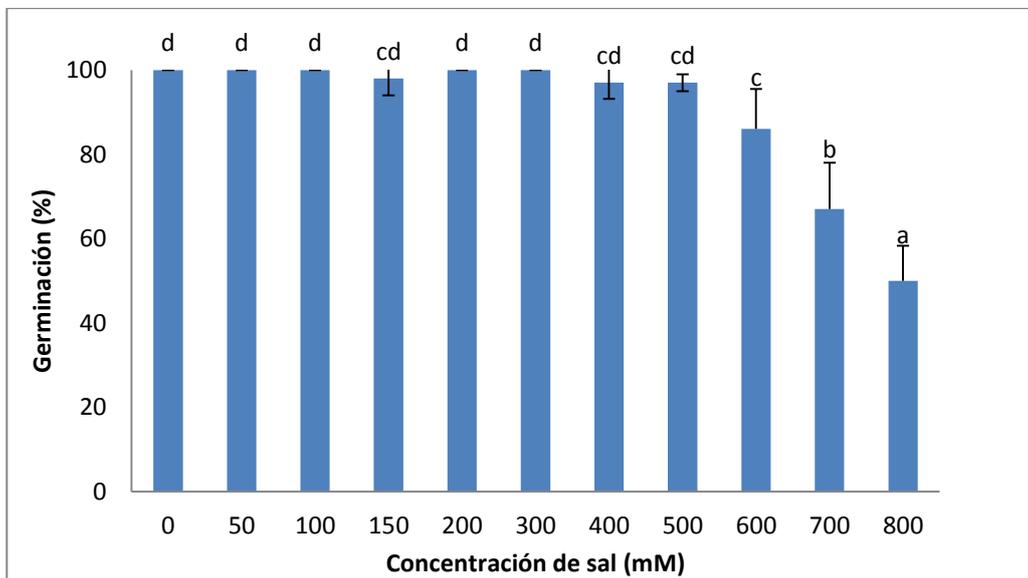


Figura 98: Porcentaje de germinación en *Halogeton sativus*.

La evolución de la velocidad de germinación es directamente proporcional a la concentración de sales en el medio de cultivo (Figura 99).

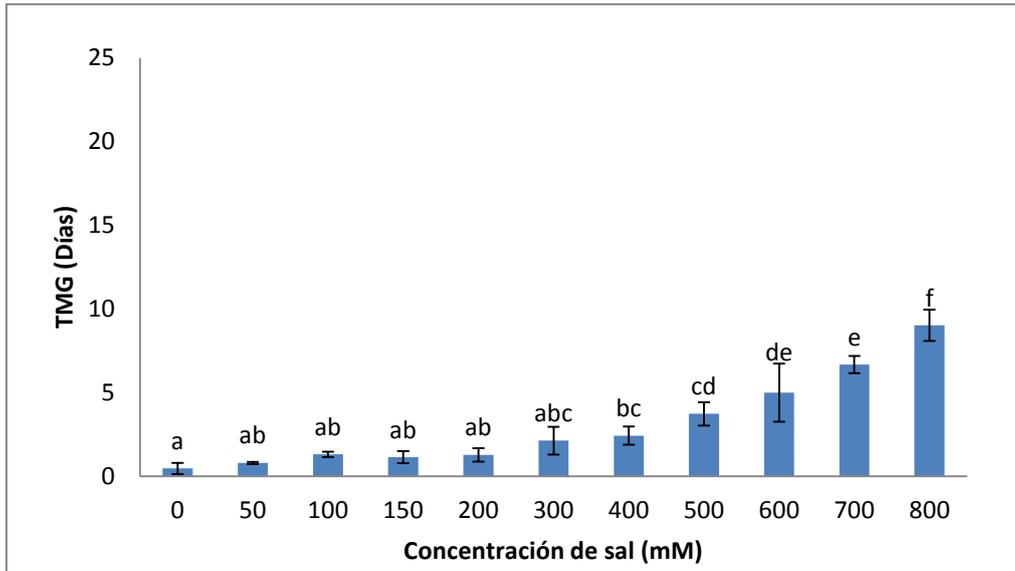


Figura 99: Tiempo medio de germinación en *Halogeton sativus*.

Tabla 56: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación, representadas en la gráfica anterior en *Halogeton sativus*.

Tratamiento	Germinación (%)		TMG (días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
30°C, 0mM	100,00	0,00	0,47	0,34
30°C, 50mM	100,00	0,00	0,80	0,07
30°C, 100mM	100,00	0,00	1,31	0,15
30°C, 150mM	98,00	4,00	1,15	0,37
30°C, 200mM	100,00	0,00	1,28	0,40
30°C, 300mM	100,00	0,00	2,13	0,83
30°C, 400mM	97,00	3,83	2,43	0,54
30°C, 500mM	97,00	2,00	3,73	0,69
30°C, 600mM	86,00	9,52	5,00	1,74
30°C, 700mM	67,00	11,02	6,68	0,52
30°C, 800mM	50,00	8,33	9,02	0,94

En la Figura 100 se representa la inversa del tiempo medio de germinación, obtenido a partir del tiempo medio de germinación expresado en días, respecto a la concentración salina del medio de germinación expresada como potencial osmótico. El valor obtenido para el potencial osmótico base, a partir del ajuste de una recta de regresión, es de $\psi_b = -3,35$ MPa y el valor del hidrotiempo, expresado como, potencial osmótico-día, es $\Theta = 2,81$ MPa/día.

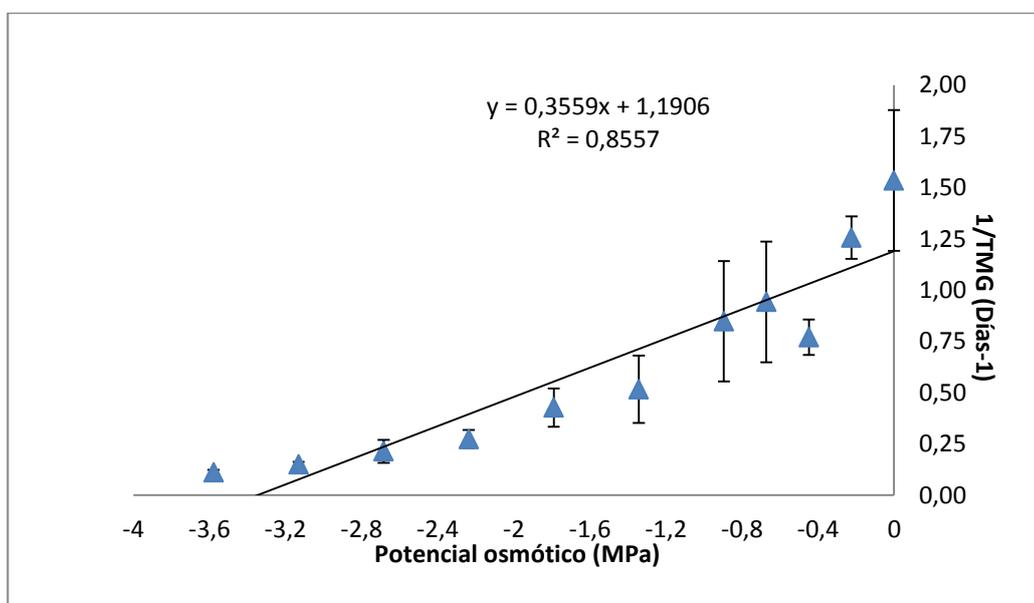


Figura 100: Inversa del tiempo medio de germinación en *Halogeton sativus*.

Tabla 57: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación, representadas en la gráfica anterior en *Halogeton sativus*.

Tratamiento	Potencial osmótico (MPa)	1/TMG (días-1)	
		Promedio	σ
30°C, 0mM	0	0,47	0,34
30°C, 50mM	-0,22	0,80	0,07
30°C, 100mM	-0,45	1,31	0,15
30°C, 150mM	-0,67	1,15	0,37
30°C, 200mM	-0,89	1,28	0,40
30°C, 300mM	-1,34	2,13	0,83
30°C, 400mM	-1,79	2,43	0,54
30°C, 500mM	-2,24	3,73	0,69
30°C, 600mM	-2,68	5,00	1,74
30°C, 700mM	-3,13	6,68	0,52
30°C, 800mM	-3,58	9,02	0,94

4.1.2.13. *Salsola oppositifolia*

La temperatura elegida para hacer este estudio de tolerancia a sales fue a 15°C. A dicha temperatura, y en todas las pruebas se manifiesta un registro similar. En todos los casos el porcentaje de germinación oscila entre 50% y 60% casi desde el comienzo del tratamiento, y en el penúltimo punto decae ligeramente (Figura 101).

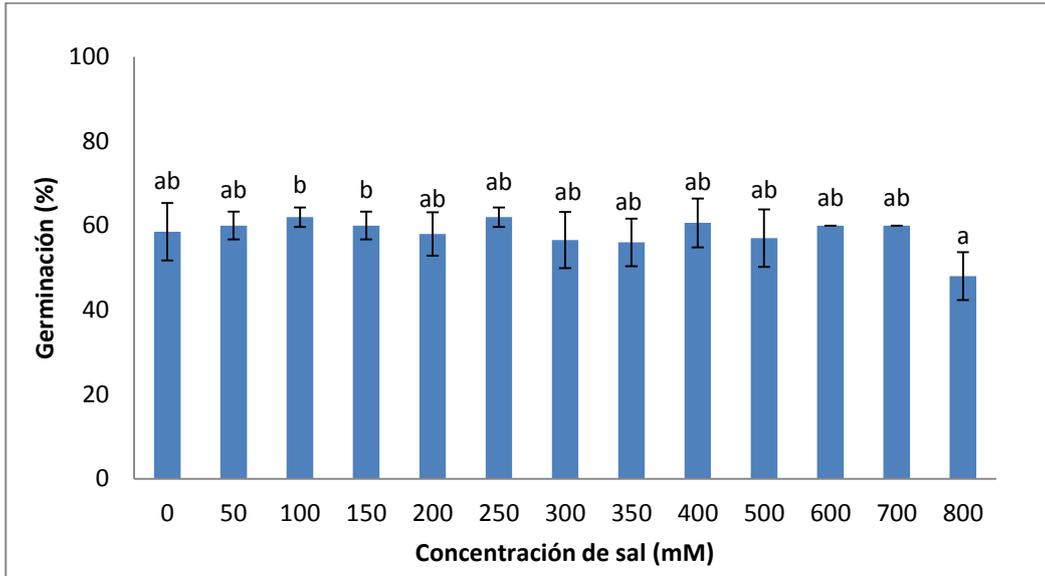


Figura 101: Porcentaje de germinación en *Salsola oppositifolia*.

El tiempo medio de germinación crece de forma oscilatoria, primero lentamente y a partir de 400 mM de forma más significativa. El porcentaje de germinación comienza entre el primer o segundo día, se incrementa a una velocidad bastante elevada, aunque decrece a medida que aumenta la salinidad, en la mayoría de casos a los 12 días se estabiliza. A 600 y 700 mM hay un periodo de latencia de tres o cuatro días; a 800 mM siete días, se estabilizan a los 20 y 16 días respectivamente (Figura 102).

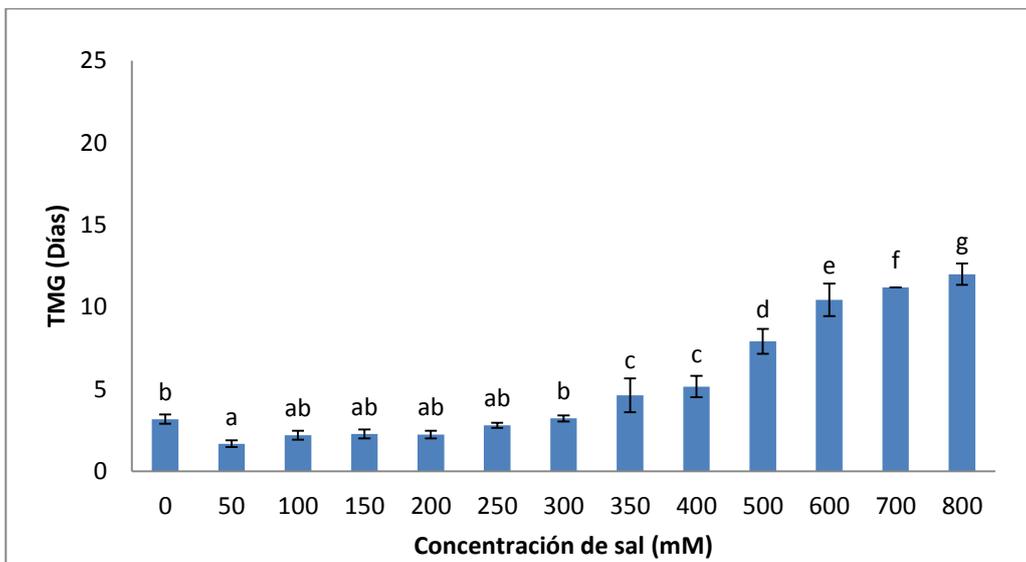


Figura 102: Tiempo medio de germinación en *Salsola oppositifolia*.

Tabla 58: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación, representadas en la gráfica anterior en *Salsola oppositifolia*.

Tratamiento	Germinación (%)		TMG(días)	
	Promedio	σ	Promedio	σ
15°C, 0mM	58,50	6,81	3,17	0,29
15°C, 50mM	60,00	3,27	1,67	0,20
15°C, 100mM	62,00	2,31	2,19	0,27
15°C, 150mM	60,00	3,27	2,26	0,27
15°C, 200mM	58,00	5,16	2,23	0,24
15°C, 250mM	62,00	2,31	2,79	0,15
15°C, 300mM	56,58	6,64	3,21	0,19
15°C, 350mM	56,00	5,66	4,62	1,04
15°C, 400mM	60,63	5,79	5,15	0,65
15°C, 500mM	57,00	6,83	7,90	0,76
15°C, 600mM	60,00	0,00	10,43	0,99
15°C, 700mM	60,00	0,00	11,20	0,00
15°C, 800mM	48,00	5,66	12,00	0,65

En la Figura 103 se representa la inversa del tiempo medio de germinación, obtenido a partir del tiempo medio de germinación expresado en días, respecto a la concentración salina del medio de germinación expresada como potencial osmótico. El valor obtenido para el potencial osmótico base, a partir de la recta de regresión resultante, es de $\psi_b = -3,32$ MPa y el valor del hidrotiempo, expresado como, potencial osmótico-día, es $\Theta = 6,12$ MPa/día.

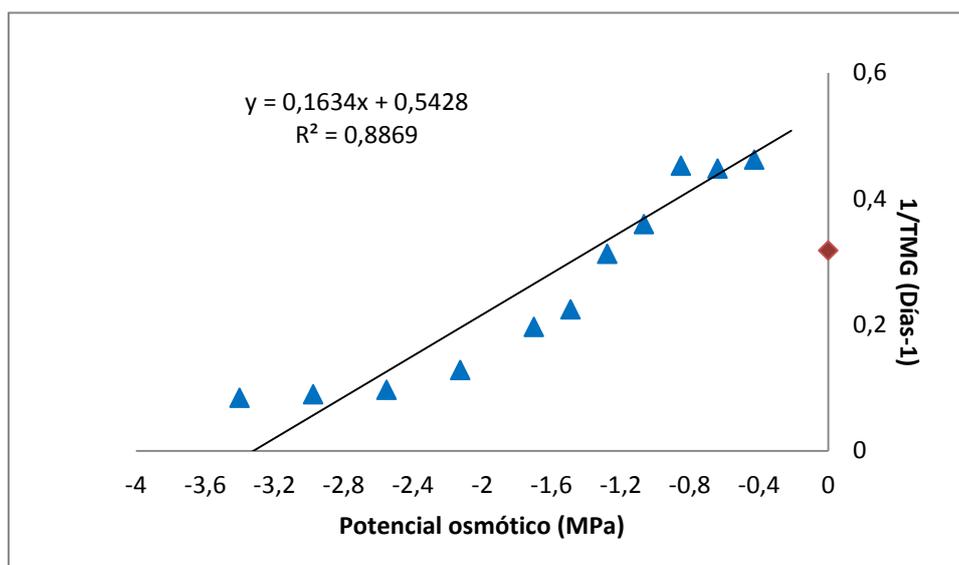


Figura 103: Inversa del tiempo medio de germinación en *Salsola oppositifolia*.

Tabla 59: Medias y desviaciones típicas (σ) del porcentaje y el tiempo medio de germinación, representadas en la gráfica anterior en *Salsola oppositifolia*.

Tratamiento	Potencial osmótico (MPa)	1/TMG (días ⁻¹)	
		Promedio	σ
15°C, 0mM	0,00	0,32	0,03
15°C, 50mM	-0,21	0,61	0,07
15°C, 100mM	-0,43	0,46	0,05
15°C, 150mM	-0,64	0,45	0,06
15°C, 200mM	-0,85	0,45	0,05
15°C, 250mM	-1,06	0,36	0,02
15°C, 300mM	-1,28	0,31	0,02
15°C, 350mM	-1,49	0,22	0,05
15°C, 400mM	-1,70	0,20	0,02
15°C, 500mM	-2,13	0,13	0,01
15°C, 600mM	-2,55	0,10	0,01
15°C, 700mM	-2,98	0,09	0,00
15°C, 800mM	-3,40	0,08	0,00

4.1.3. RECUPERACIÓN DE LA GERMINACIÓN. ANALISIS DE LOS RESULTADOS

En este apartado se presentan los resultados obtenidos en la recuperación, es decir, al finalizar los treinta días del ensayo de barrido de sales, las semillas que no hay germinado y se encuentran en buen estado se vuelven a poner en un medio sin sales, con agua y agar solamente. En las gráficas que se muestran a continuación se representa la germinación y el tiempo medio de germinación del barrido de sales de la recuperación frente a la concentración de sal. Así se puede obtener información sobre la capacidad de las semillas de las distintas especies de tolerar diferentes concentraciones de sal.

4.1.3.1. *Arthrocnemum macrostachyum*

En la Figura 104 se ve que el porcentaje de germinación en la recuperación va en aumento con la concentración de sal, obteniéndose un valor superior al 50% a la máxima concentración de sal, a 500 mM, bastante mayor que en el barrido de sales donde no a esta concentración, no se superó el 30%.

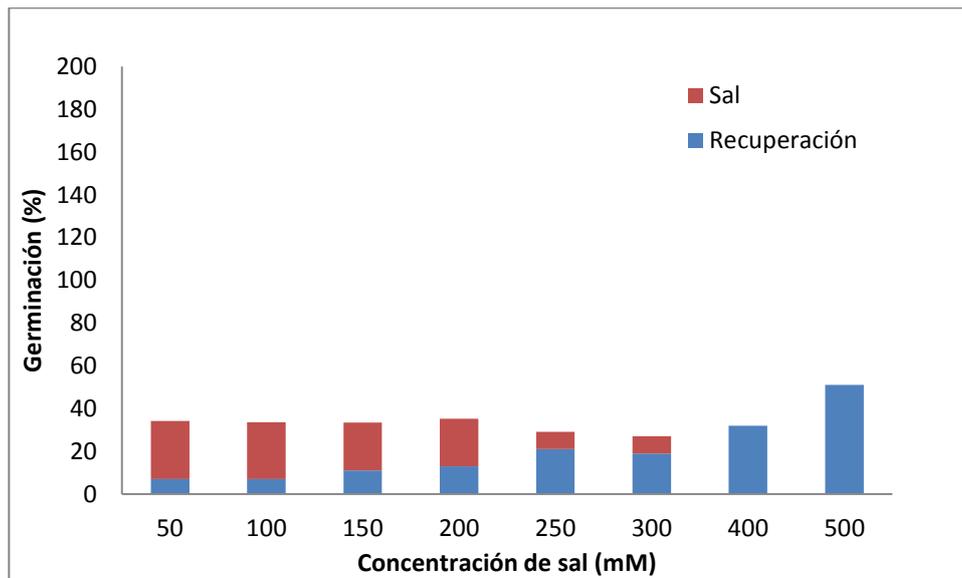


Figura 104: Porcentaje de germinación en *Arthrocnemum macrostachyum*.

En cuanto a la velocidad de germinación, en la recuperación las semillas tardan entre uno y cuatro días en germinar, la mitad que en la mayoría de los ensayos en sal (Figura 105).

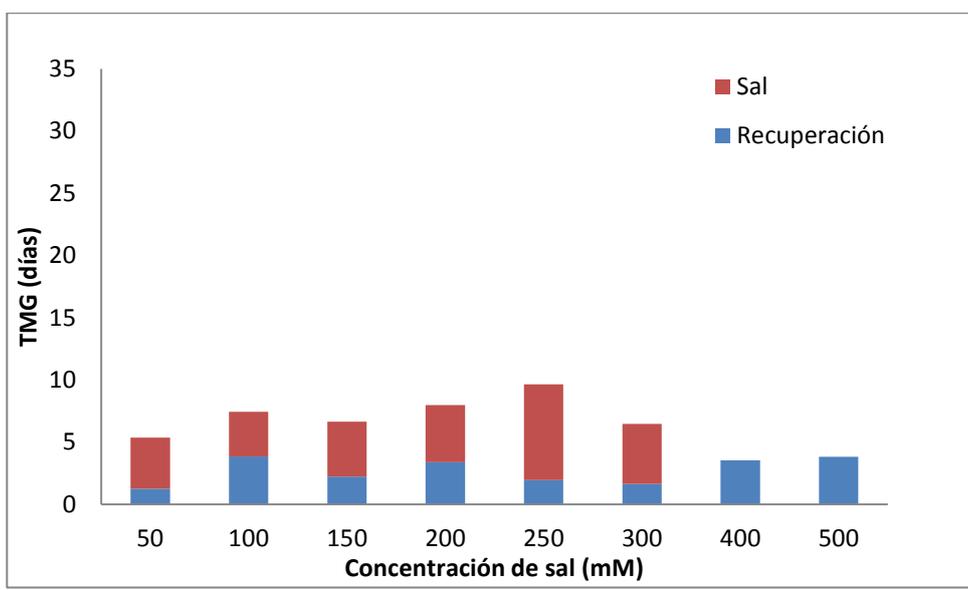


Figura 105 Tiempo medio de germinación media en *Arthrocnemum macrostachyum*.

Tabla 60: Medias representadas en la gráfica superior en *Arthrocnemum macrostachyum*.

Concentración de sal (mM)	Germinación (%)		TMG (días)	
	Recuperación	Sal	Recuperación	Sal
50	7,00	27,21	1,25	4,11
100	7,00	26,63	3,83	3,60
150	11,00	22,38	2,21	4,42
200	13,00	22,29	3,38	4,60
250	21,00	8,06	1,93	7,72
300	19,00	8,00	1,63	4,83
400	32,00	-	3,52	-
500	51,00	-	3,81	-

4.1.3.2. *Sarcocornia fruticosa*

En el caso de *Sarcocornia fruticosa*, la evolución de la germinación frente a la concentración ha sido similar en el barrido de sales como en la recuperación, aunque en sentido contrario. En el primer caso la germinación disminuía conforme aumentaba la salinidad, y en la recuperación ha ido aumentando en las semillas que han estado sometidas a concentraciones más elevadas de sal obteniendo casi un 80% (Figura 106).

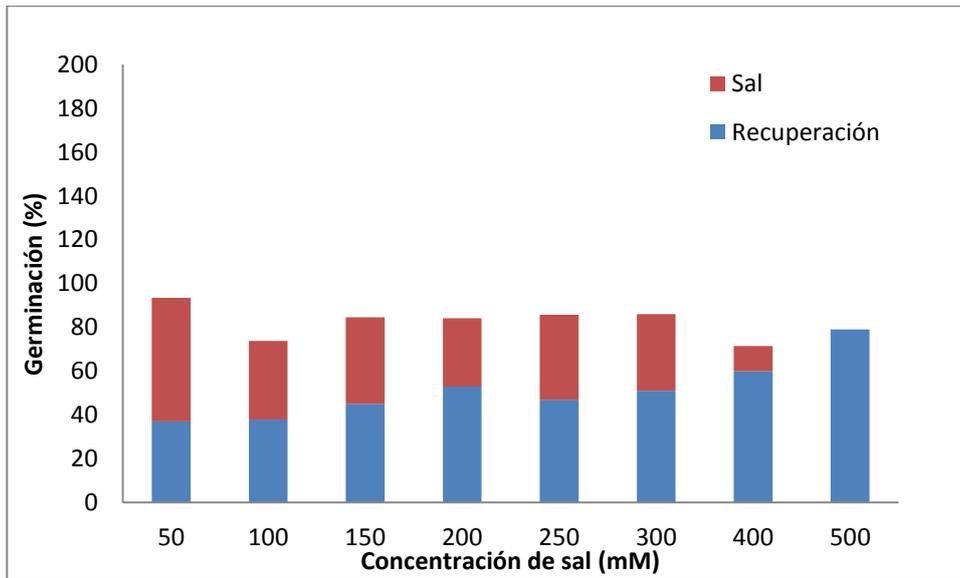


Figura 106: Porcentaje de germinación en *Sarcocornia fruticosa*.

En la Figura 107 se ve que en el barrido de sales el tiempo medio de germinación es muy superior que en la recuperación, obteniendo valores de 19 y 2 días respectivamente.

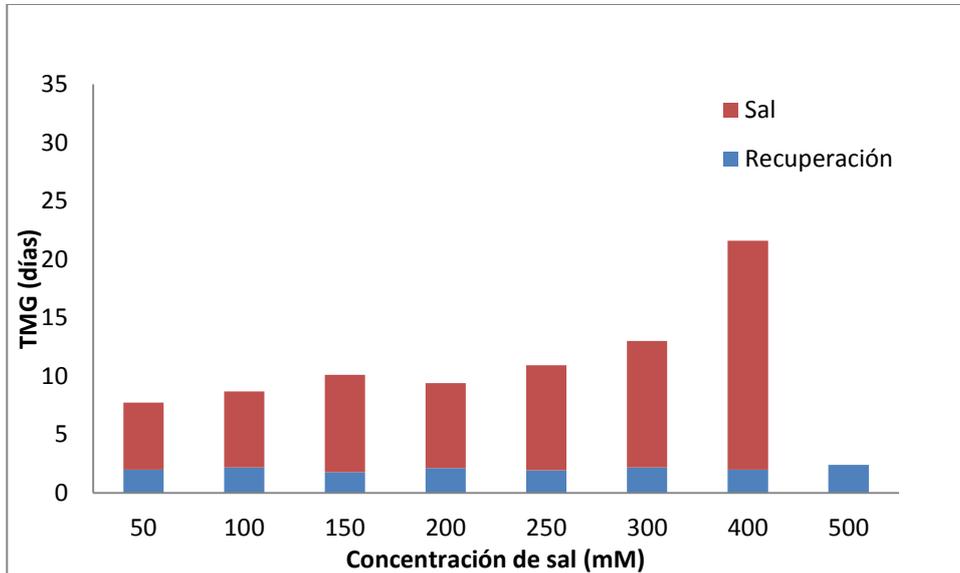


Figura 107: Tiempo medio de germinación en *Sarcocornia fruticosa*.

Tabla 61: Medias representadas en la gráfica superior en *Sarcocornia fruticosa*.

Concentración de sal (mM)	Germinación (%)		TMG (días)	
	Recuperación	Sal	Recuperación	Sal
50	37,00	56,46	2,01	5,74
100	38,00	35,83	2,18	6,52
150	45,00	39,58	1,79	8,34
200	53,00	31,13	2,14	7,28
250	47,00	38,75	1,95	8,98
300	51,00	35,00	2,18	10,83
400	60,00	11,48	2,00	19,61
500	79,00	0,00	2,41	0,00

4.1.3.4. *Limonium girardianum*

En la Figura 108 se puede observar que *Limonium girardianum* presenta un porcentaje de recuperación en la germinación elevado en todos los ensayos. En cuanto a la presencia de sal se obtienen valores significativos en las semillas que han estado sometidas a bajas concentraciones.

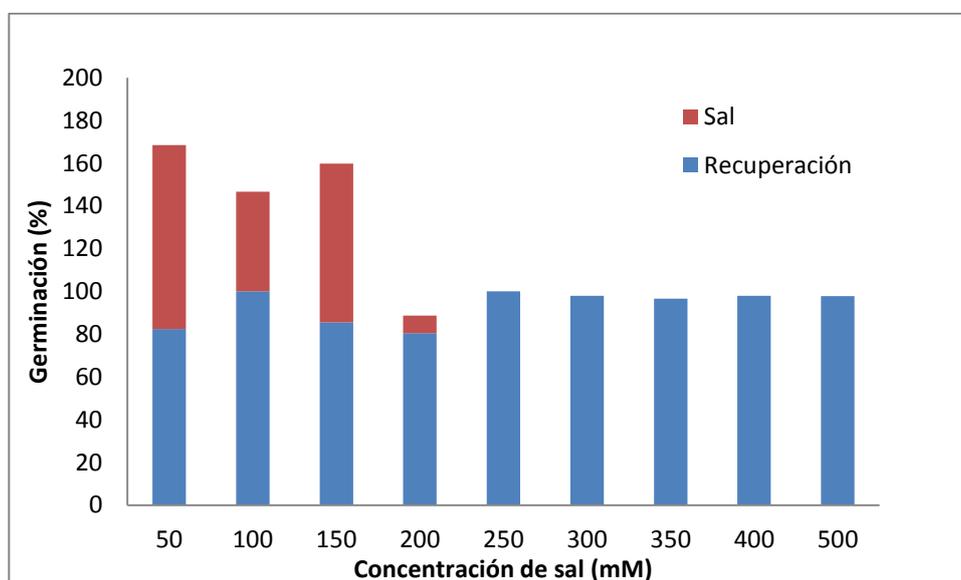


Figura 108: Porcentaje de germinación en *Limonium girardianum*.

Todos los tratamientos muestran una respuesta elevada a la velocidad de germinación, con valores superiores al 80% (Figura 109).

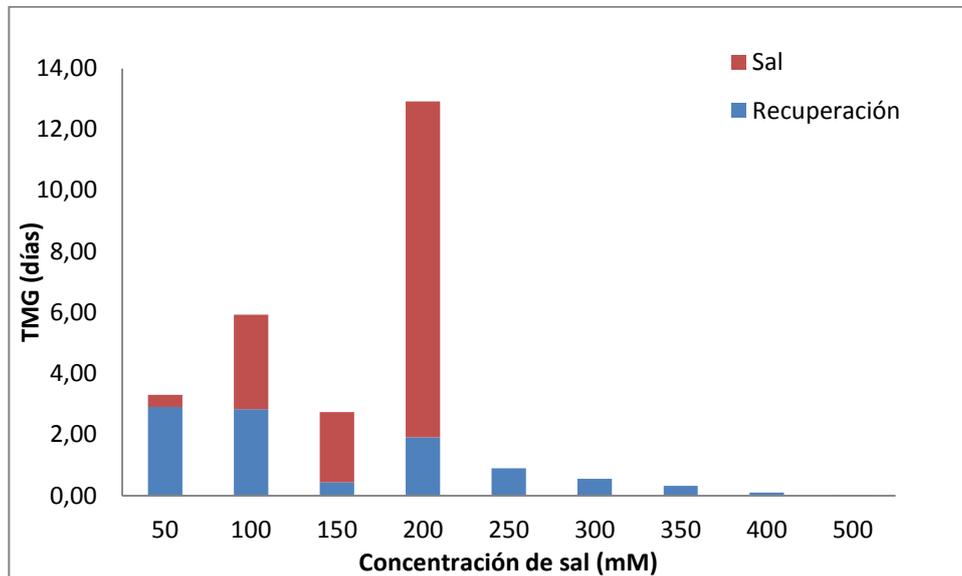


Figura 109: Tiempo medio de germinación en *Limonium girardianum*.

Tabla 62: Medias representadas en la gráfica superior en *Limonium girardianum*.

Concentración de sal (mM)	Germinación (%)		TMG (días)	
	Recuperación	Sal	Recuperación	Sal
50	82,47	86,00	2,91	0,40
100	100,00	46,60	2,83	3,10
150	85,58	74,20	0,44	2,30
200	80,44	8,30	1,92	11,00
250	100,00	-	0,90	-
300	97,91	-	0,56	-
350	96,53	-	0,32	-
400	97,96	-	0,11	-
500	97,83	-	0,02	-

4.1.3.5. *Limonium virgatum*

La evolución de la recuperación se muestra en la Figura 110, con resultados solamente para dos tratamientos, ya que en uno no hubo germinación. La recuperación en un caso ha resultado muy buena con un 90% y el otro con un porcentaje de germinación de 33%.

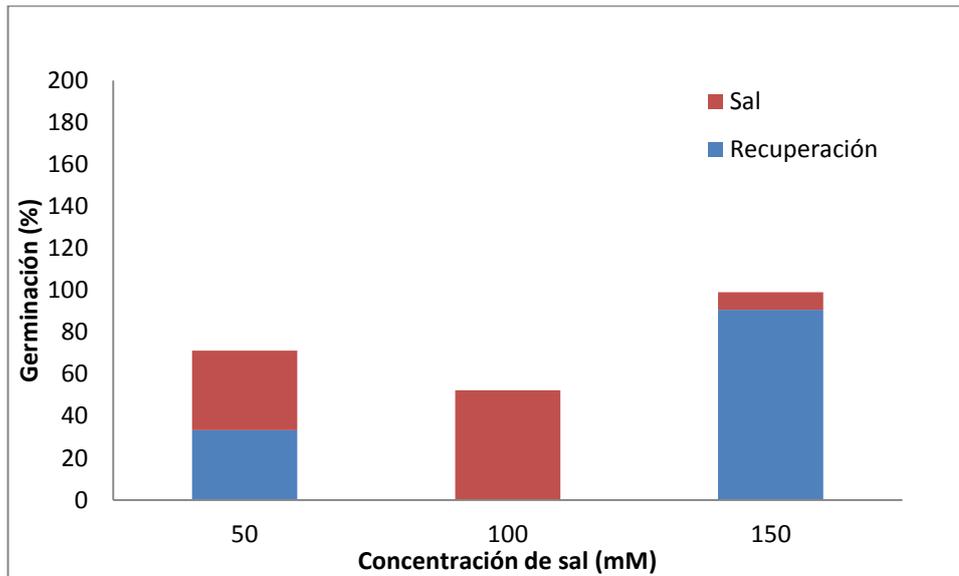


Figura 110: Porcentaje de germinación en *Limonium virgatum*.

Puede observarse que en el barrido de sales el tiempo medio de germinación ha sido el doble o más que en la recuperación (Figura 111).

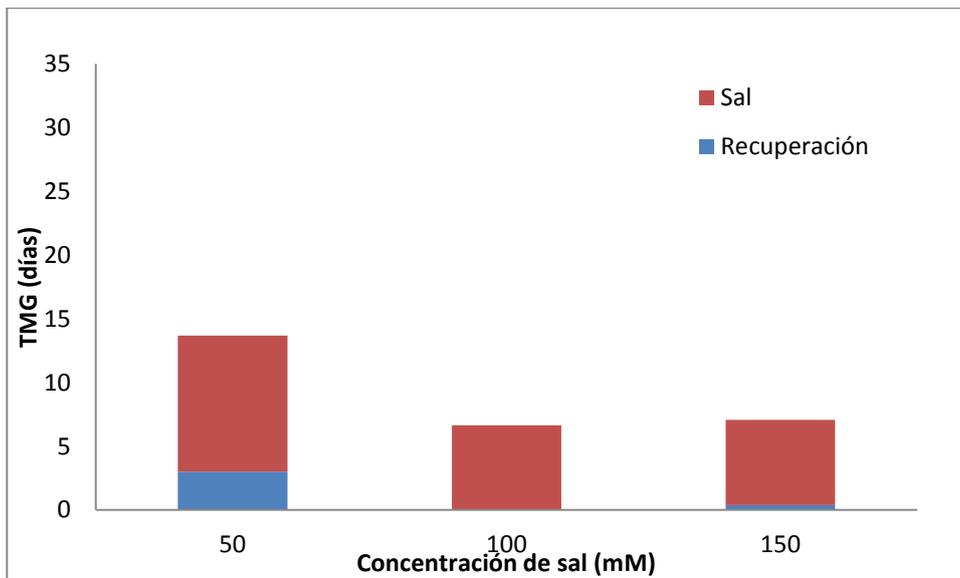


Figura 111: Tiempo medio de germinación en *Limonium virgatum*.

Tabla 63: Medias representadas en la gráfica superior en *Limonium virgatum*.

Concentración de sal (mM)	Germinación (%)		TMG (días)	
	Recuperación	Sal	Recuperación	Sal
50	33,33	37,90	3,00	10,67
100	0,00	52,42	0,00	6,64
150	90,79	8,33	0,38	6,67

4.1.3.5. *Limonium narbonense*

En ambos casos se han obtenido elevados porcentajes de germinación, aunque en la recuperación es ligeramente superior, ya que en todos los casos, menos en uno, han germinado el total de las semillas. En el barrido de sales ha habido más germinación a bajas concentraciones de sal, y en el caso de la recuperación ha sido superior en los tratamientos donde anteriormente había mayor cantidad de sal (Figura 112).

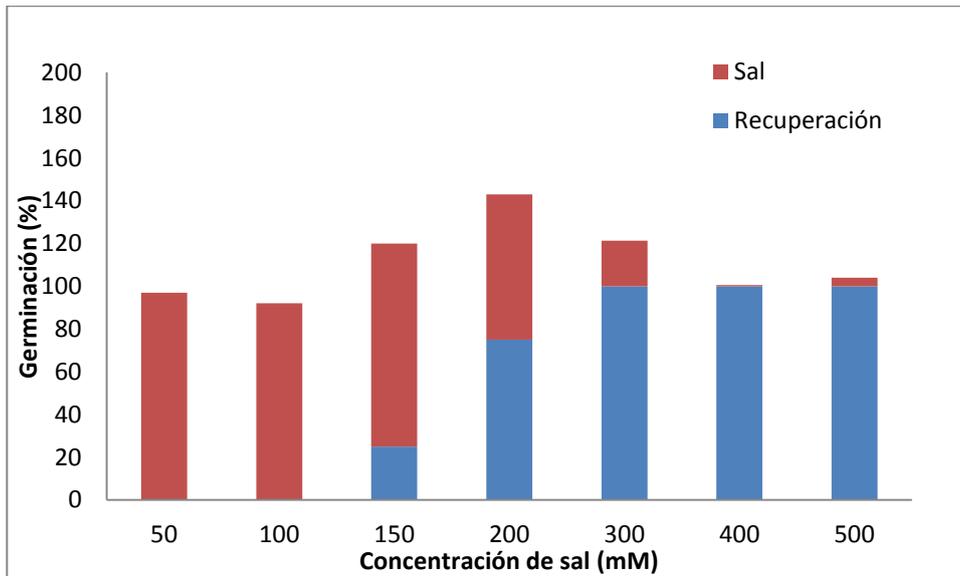


Figura 112: Porcentaje de germinación en *Limonium narbonense*.

En la Figura 113 las velocidades de germinación que más se observan son las correspondientes al barrido de sal, necesitando en algunos casos 30 días para obtener el 100% de la germinación. En la recuperación ha ocurrido lo opuesto teniendo lugar el máximo de germinación entre los tres primeros días del ensayo.

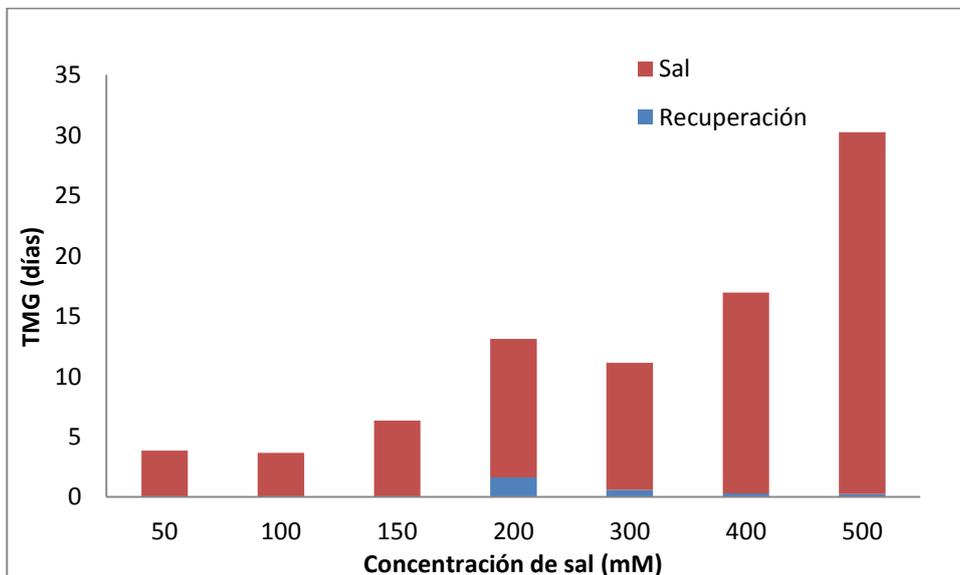


Figura 113: Tiempo medio de germinación en *Limonium narbonense*.

Tabla 64: Medias representadas en la gráfica superior en *Limonium narbonense*.

Concentración de sal (mM)	Germinación (%)		TMG (días)	
	Recuperación	Sal	Recuperación	Sal
50	-	97,00	-	3,84
100	-	92,00	-	3,67
150	25,00	95,00	0,00	6,32
200	75,00	68,00	1,63	11,49
300	100,00	21,33	0,59	10,54
400	100,00	0,49	0,29	16,67
500	100,00	4,00	0,24	30,00

4.1.3.6. *Limonium santapolense*

La evolución de la germinación en la recuperación es del 100% en todos los ensayos. En el barrido de sales la disminución del porcentaje de germinación es inversamente proporcional a las concentraciones salinas (Figura 114).

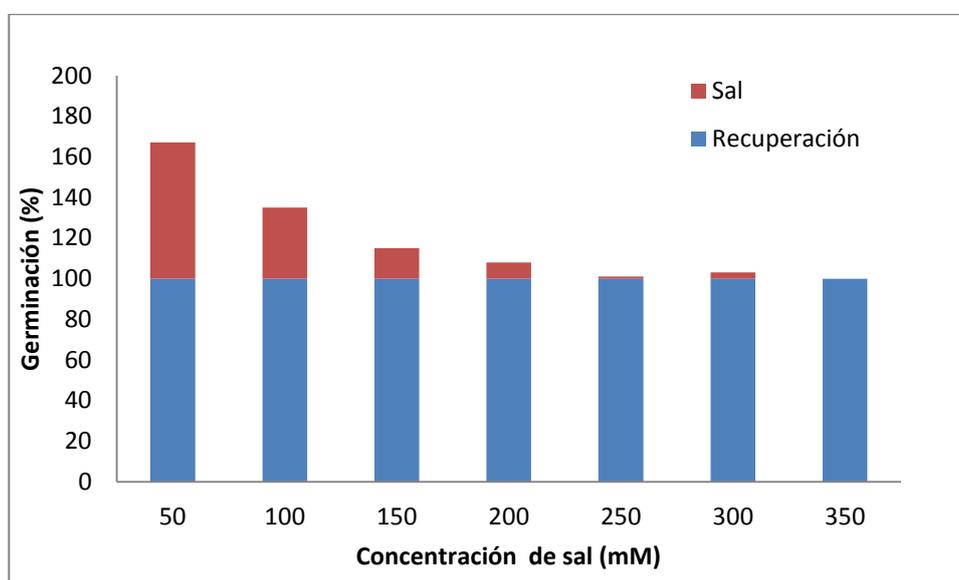


Figura 114: Porcentaje de germinación en *Limonium santapolense*.

En la Figura 115 aparecen únicamente valores del tiempo medio de germinación para el barrido de sales con valores de cuatro y ocho días para que comience la germinación. En la recuperación, la respuesta ha sido inmediata, obteniéndose el total de la germinación el primer día.

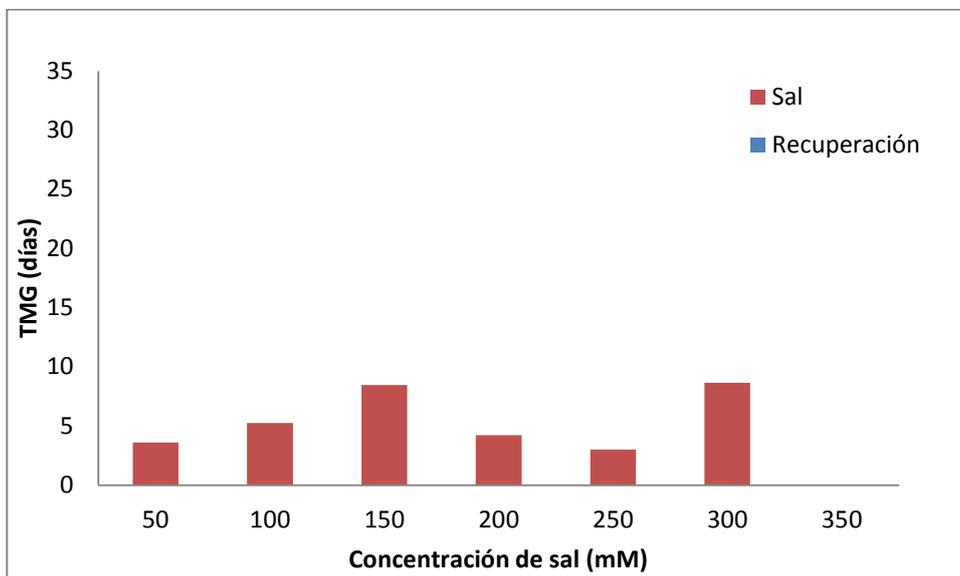


Figura 115: Tiempo medio de germinación en *Limonium santapolense*.

Tabla 65: Medias representadas en la gráfica superior en *Limonium santapolense*.

Concentración de sal (mM)	Germinación (%)		TMG (días)	
	Recuperación	Sal	Recuperación	Sal
50	100,00	67,00	0,00	3,60
100	100,00	35,00	0,00	5,26
150	100,00	15,00	0,00	8,46
200	100,00	8,00	0,05	4,17
250	100,00	1,00	0,00	3,00
300	100,00	3,00	0,03	8,63
350	100,00	0,00	0,00	0,00

4.1.3.7. *Spergularia media*

En ambos ensayos, el barrido de sales y la recuperación, se han obtenido valores de germinación bastante elevados superior al 50% y llegando en varios casos alrededor del 90%. La mayor germinación en la recuperación se ha conseguido a 300 y 350 mM, con 96% y el 100% respectivamente (Figura 116).

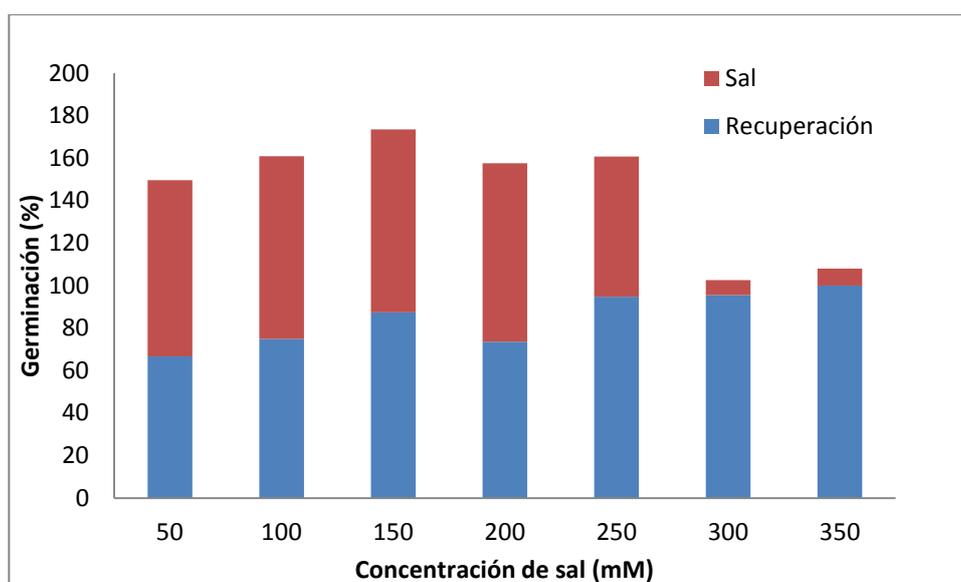


Figura 116: Porcentaje de germinación en *Spergularia media*.

En la recuperación en los tratamientos sometidos a las concentraciones más elevadas de sal, han germinado el primer día obteniendo casi el 100% de las semillas y la germinación se ha estabilizado a los dos o tres días de haber comenzado (Figura 117).

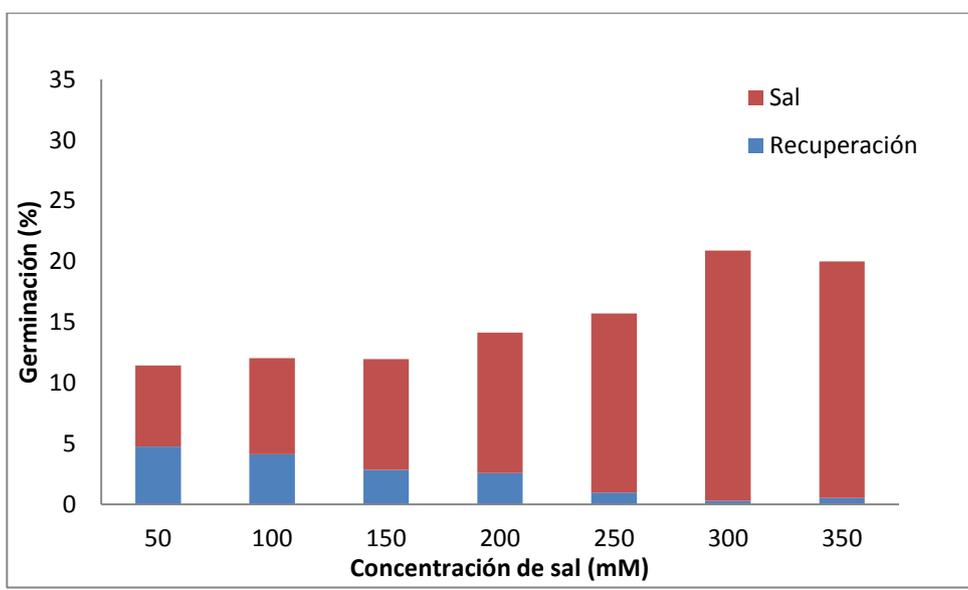


Figura 117: Tiempo medio de germinación en *Spergularia media*.

Tabla 66: Medias representadas en la gráfica superior en *Spergularia media*.

Concentración de sal (mM)	Germinación (%)		TMG (días)	
	Recuperación	Sal	Recuperación	Sal
50	66,67	83,00	4,75	6,67
100	75,00	86,00	4,13	7,90
150	87,50	86,00	2,83	9,14
200	73,61	84,00	2,56	11,57
250	94,79	66,00	0,96	14,75
300	95,59	7,00	0,28	20,63
350	100,00	8,00	0,51	19,50

4.1.3.8. *Juncus subulatus*

Como puede observarse en la Figura 118 hay mayor porcentaje de germinación a bajas concentraciones de sal y en los ensayos de recuperación han sido superiores en aquellas semillas que han estado sometidas anteriormente a concentraciones superiores.

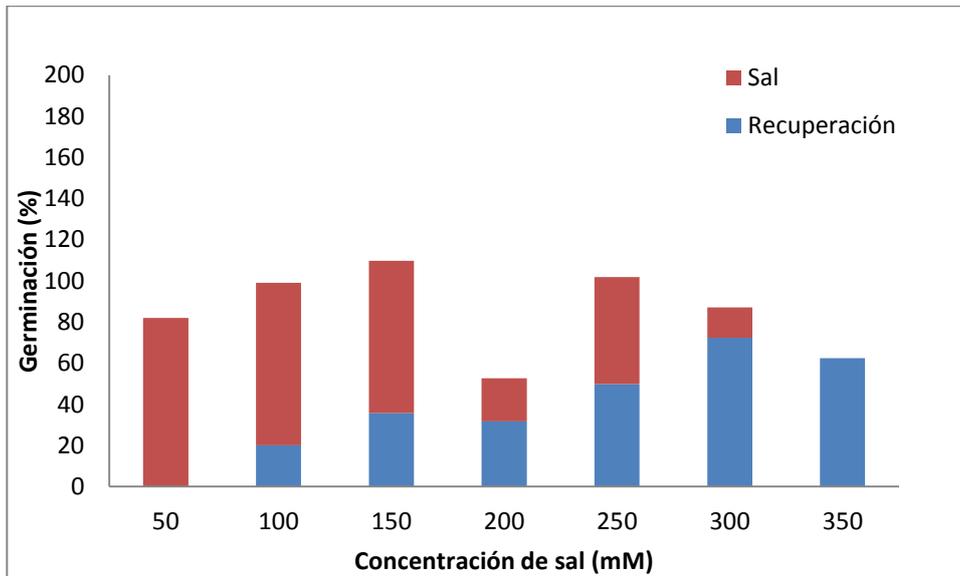


Figura 118: Porcentaje de germinación en *Juncus subulatus*.

En la Figura 119 se ve que en el barrido de sales el tiempo medio de germinación es más del doble que en la recuperación.

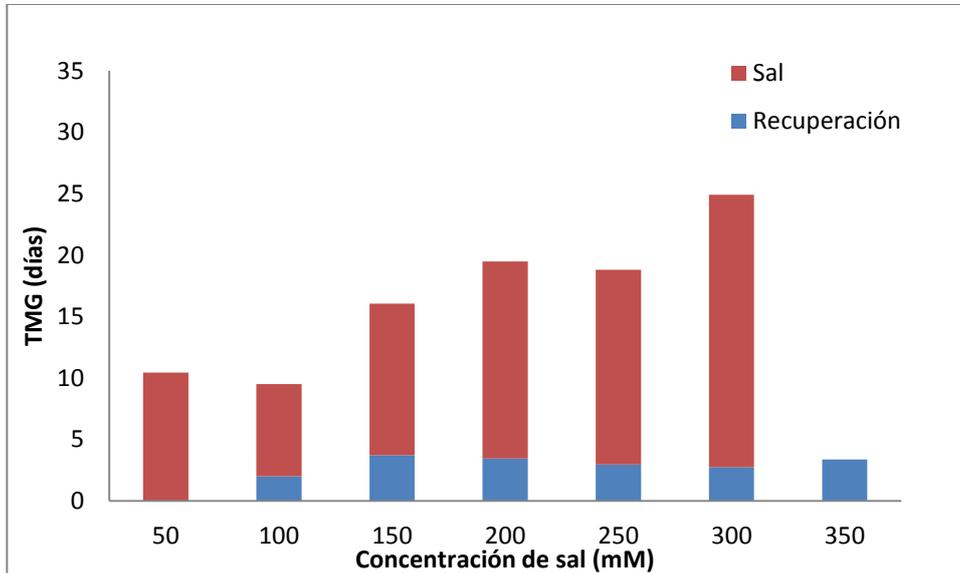


Figura 119: Tiempo medio de germinación en *Juncus subulatus*.

Tabla 67: Medias representadas en la gráfica superior en *Juncus subulatus*.

Concentración de sal (mM)	Germinación (%)		TMG (días)	
	Recuperación	Sal	Recuperación	Sal
50	0,00	82,00	0,00	10,45
100	20,00	79,00	2,00	7,52
150	35,76	74,00	3,72	12,35
200	31,62	21,00	3,45	16,05
250	49,87	52,00	2,98	15,84
300	72,41	14,67	2,75	22,18
350	62,49		3,37	

4.1.3.9. *Aster tripolium*

En este caso en el tratamiento con sal se han obtenido mayores porcentajes de germinación que en la recuperación. Hay ensayos en la recuperación donde no se ha producido la germinación, siendo de forma general baja, con valores no superiores al 50% (Figura 120).

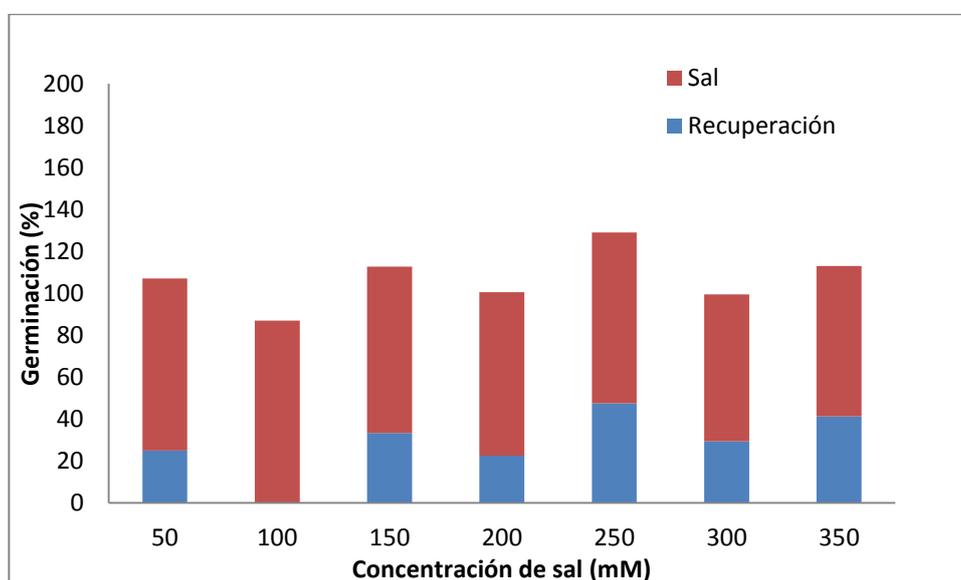


Figura 120: Porcentaje de germinación en *Aster tripolium*.

En la Figura 121 y la Tabla 68 se observa que la velocidad de germinación es elevada en el barrido de sales es baja en la recuperación, y viceversa, aunque en el primer caso se ve un ligero

aumento a medida que aumenta la concentración salina, y en el segundo aumenta en sentido contrario, en semillas sometidas a salinidades inferiores.

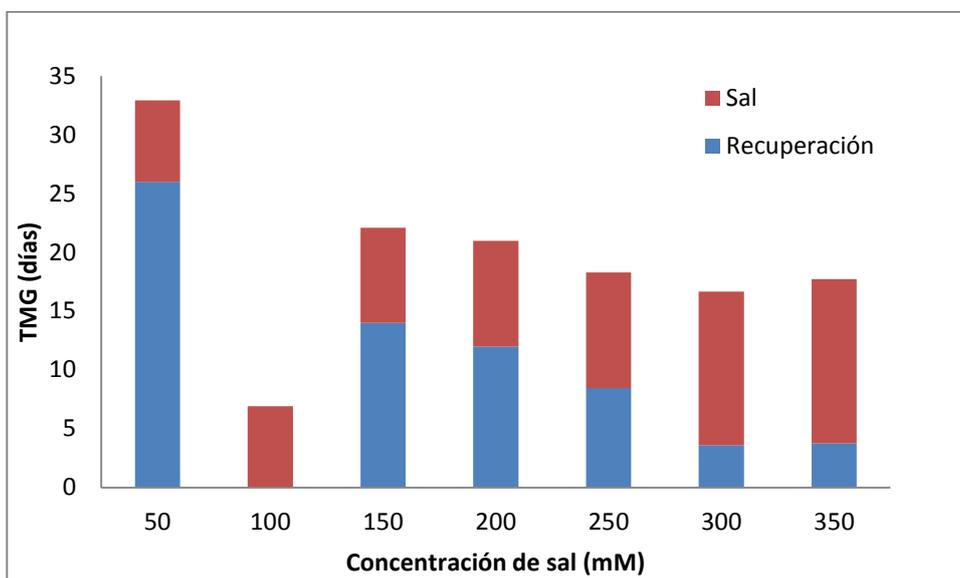


Figura 121: Tiempo medio de germinación en *Aster tripolium*.

Tabla 68: Medias representadas en la gráfica superior en *Aster tripolium*.

Concentración de sal (mM)	Germinación (%)		TMG (días)	
	Recuperación	Sal	Recuperación	Sal
50	25,00	82,00	26,00	6,93
100	0,00	87,00	0,00	6,92
150	33,33	79,32	14,00	8,08
200	22,50	78,00	12,00	8,98
250	47,50	81,42	8,46	9,83
300	29,37	70,00	3,61	13,06
350	41,27	71,75	3,75	13,98

4.1.3.10. *Plantago crassifolia*

En la Figura 122 se observa un incremento en la recuperación de la germinación, bastante notable, de tener como máximo un 50% en sales a valores superiores al 60%, incluso 96%. También se

ha producido mayor germinación en todos los ensayos de la recuperación, cosa que en el barrido de sales solamente se han obtenido resultados en las tres primeras pruebas.

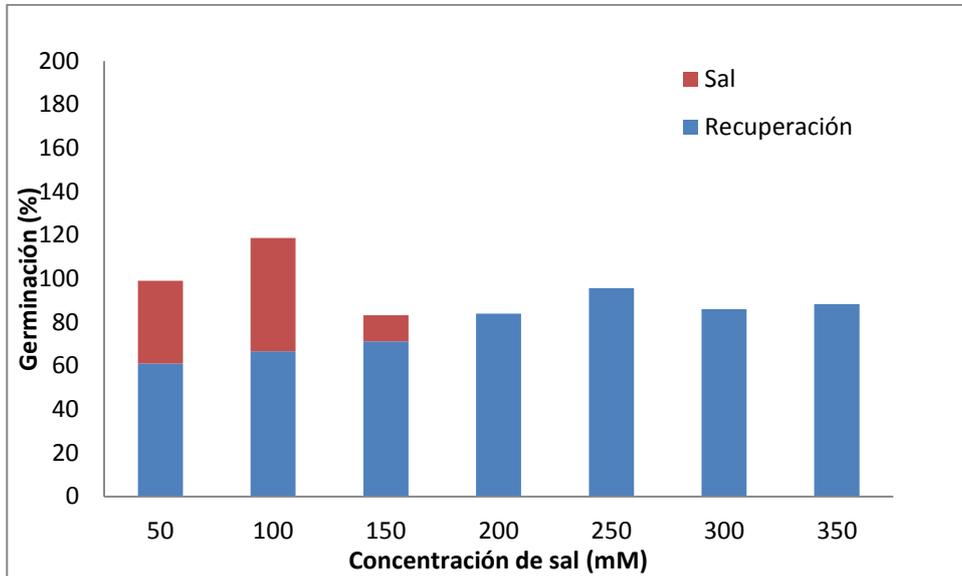


Figura 122: Porcentaje de germinación en *Plantago crassifolia*.

El tiempo medio de germinación en todos los casos ha resultado superior en los tratamientos con sal que en los de recuperación (Figura 123).

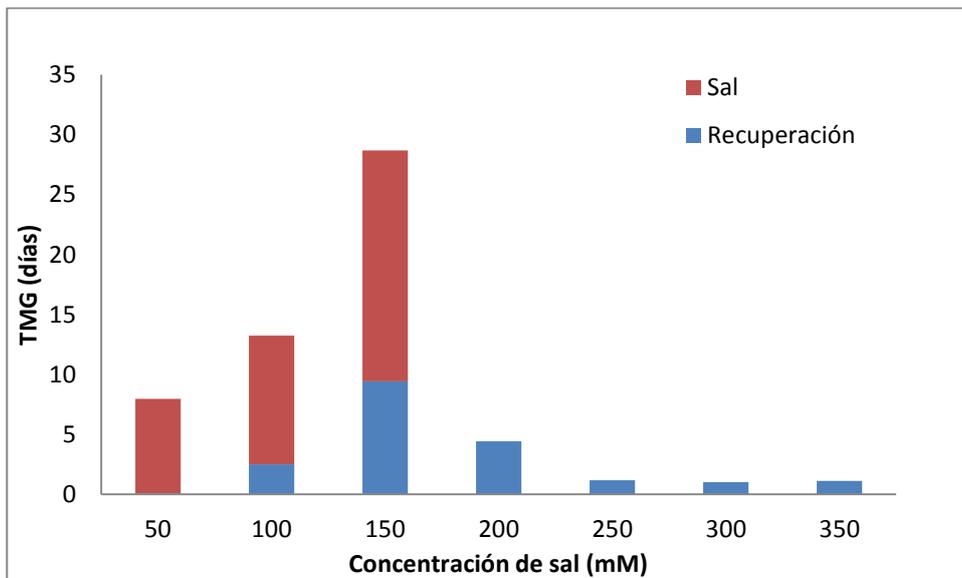


Figura 123: Tiempo medio de germinación en *Plantago crassifolia*.

Tabla 69: Medias representadas en la gráfica superior en *Plantago crassifolia*.

Concentración de sal (mM)	Germinación (%)		TMG (días)	
	Recuperación	Sal	Recuperación	Sal
50	61,11	38,00	0,07	7,88
100	66,67	52,00	2,50	10,75
150	71,22	12,00	9,43	19,25
200	84,02	-	4,41	-
250	95,67	-	1,16	-
300	86,05	-	1,02	-
350	88,30	-	1,11	-

4.1.3.11. *Juncus maritimus*

Según la Figura 124 en la recuperación no se ha producido germinación a niveles muy bajos, solamente a 200, 250 y 300 350 mM, en el último caso la germinación ha superado a la que tuvo lugar en el barrido de sales.

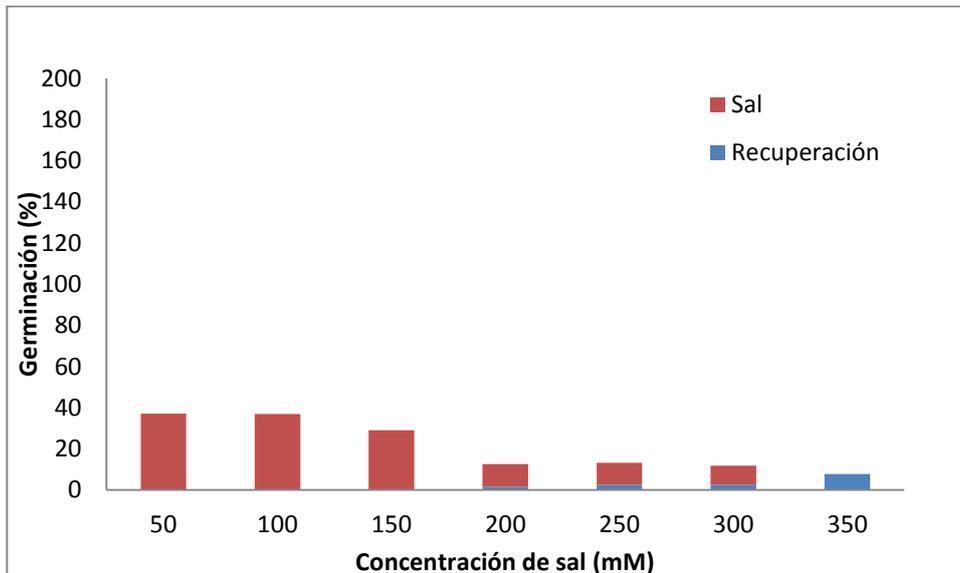


Figura 124: Porcentaje de germinación en *Juncus maritimus*.

Como se muestra en la Figura 125, la germinación en la recuperación, en los tratamientos donde se obtuvo algún resultado, el comienzo de la germinación tuvo un periodo de latencia inferior al obtenido en el barrido de sales.

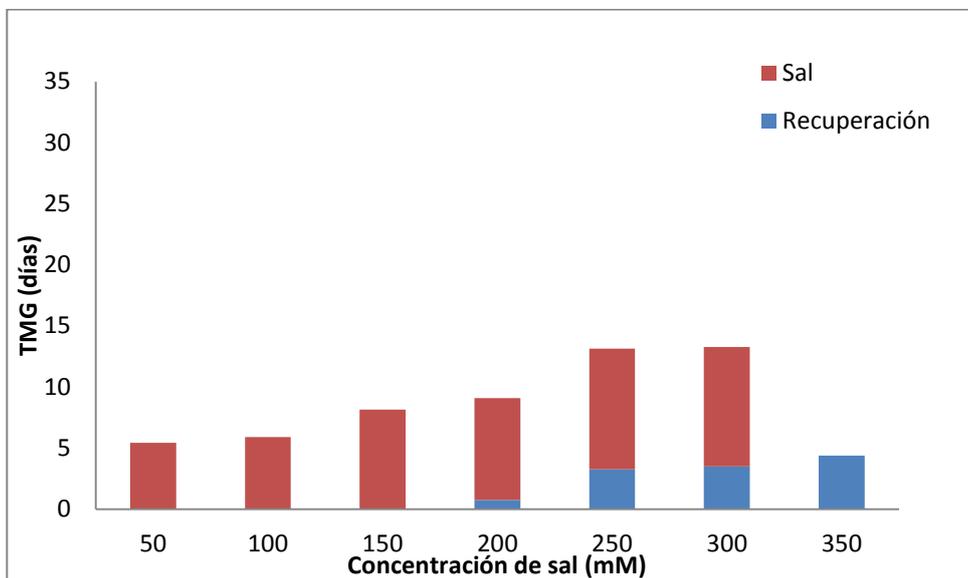


Figura 125: Tiempo medio de germinación en *Juncus maritimus*.

Tabla 70: Medias representadas en la gráfica superior en *Juncus maritimus*.

Concentración de sal (mM)	Germinación (%)		TMG (días)	
	Recuperación	Sal	Recuperación	Sal
50	0,00	37,00	0,00	5,43
100	0,00	36,82	0,00	5,89
150	0,00	29,00	0,00	8,14
200	1,47	11,00	0,75	8,34
250	2,39	10,67	3,25	9,90
300	2,36	9,33	3,50	9,78
350	7,67	-	4,38	-

4.1.3.12. *Halogeton sativus*

En la evolución de la germinación a distintas concentraciones de sal se ha obtenido el 100%, menos en dos ensayos (Figura 126).

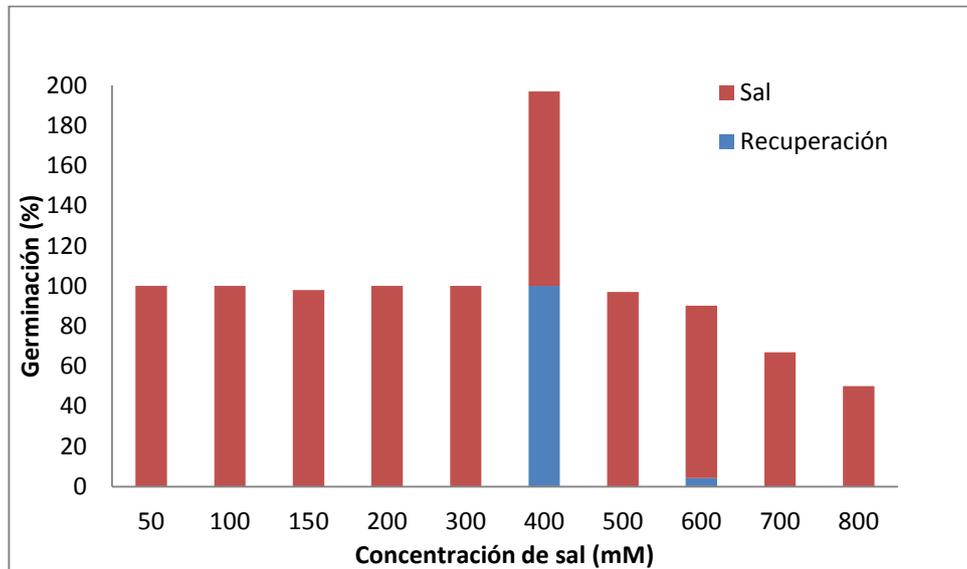


Figura 126: Porcentaje de germinación en *Halogeton sativus*.

Casi toda la germinación ha tenido lugar en el barrido de sales, menos los tratamientos a 400 y 600 mM de NaCl, que no la recuperación han germinado el primer día del ensayo, obteniendo de esta forma una velocidad nula (Figura 127).

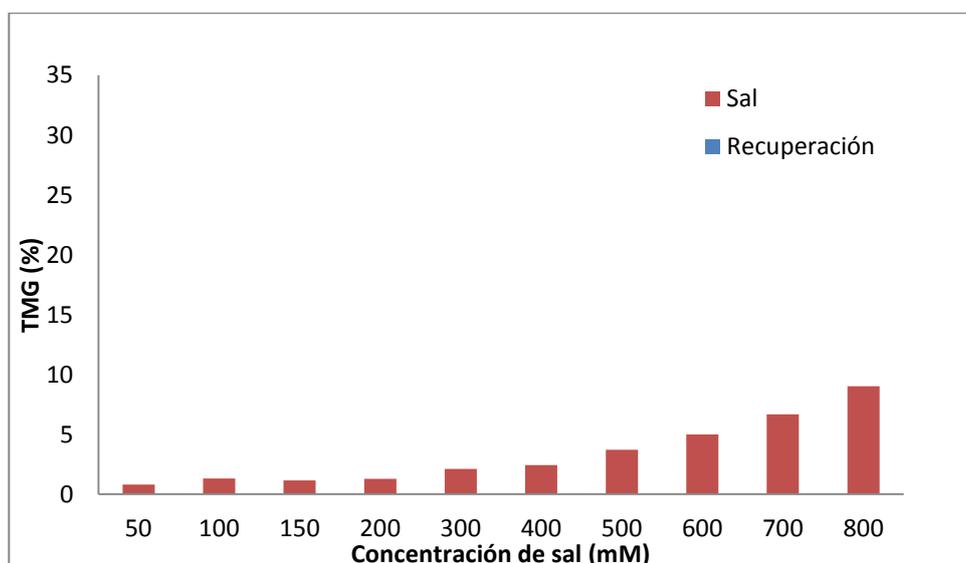


Figura 127: Tiempo medio de germinación en *Halogeton sativus*.

Tabla 71: Medias representadas en la gráfica superior en *Halogeton sativus*.

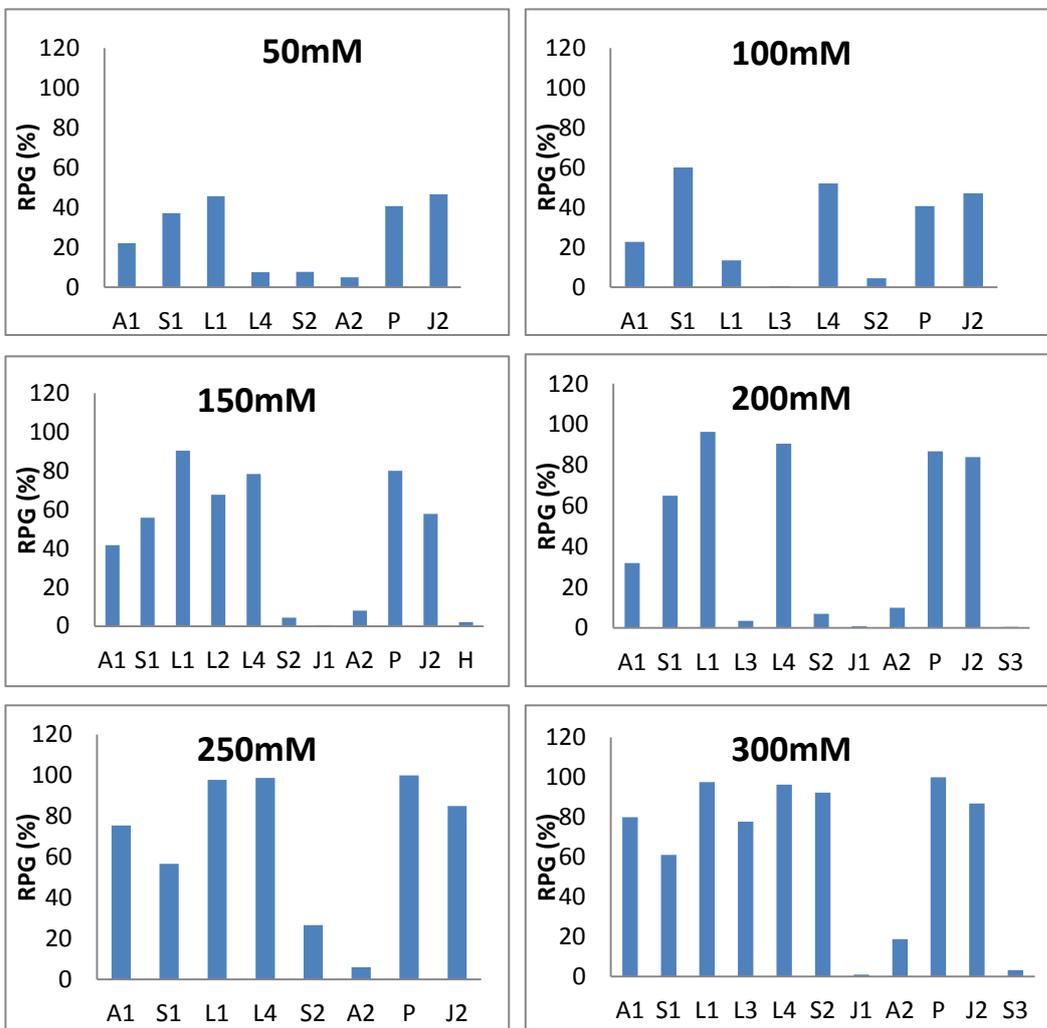
Concentración de sal (mM)	Germinación (%)		TMG (días)	
	Recuperación	Sal	Recuperación	Sal
50	-	100,00	-	0,80
100	-	100,00	-	1,31
150	-	98,00	-	1,15
200	-	100,00	-	1,28
300	-	100,00	-	2,13
400	100,00	97,00	0,00	2,43
500	-	97,00	-	3,73
600	4,17	86,00	0,00	5,00
700	-	67,00	-	6,68
800	-	50,00	-	9,02

4.1.3.13. *Salsola oppositifolia*

Salsola oppositifolia germinaron todas las semillas en el barrido de sales, y por este motivo no se ha podido realizar el ensayo de recuperación de la germinación.

4.1.4. REDUCCIÓN DEL PORCENTAJE DE GERMINACIÓN. ANÁLISIS DE LOS RESULTADOS

La Figura 128, muestra como disminuye el porcentaje de germinación a medida que aumenta la concentración de sal en el medio de cultivo. De forma general aparece mayor reducción del porcentaje de germinación a medida que aumenta la salinidad. *Limonium girardianum* es la primera de las especies estudiadas, que en el primer tratamiento ya muestra una disminución de la germinación del 50%, aunque muestra algo de germinación hasta 500mM. La primera especie que alcanza el 100% en la disminución de la germinación es *Plantago crassifolia* a 250mM, y la mayoría de las otras especies a partir de 300mM.



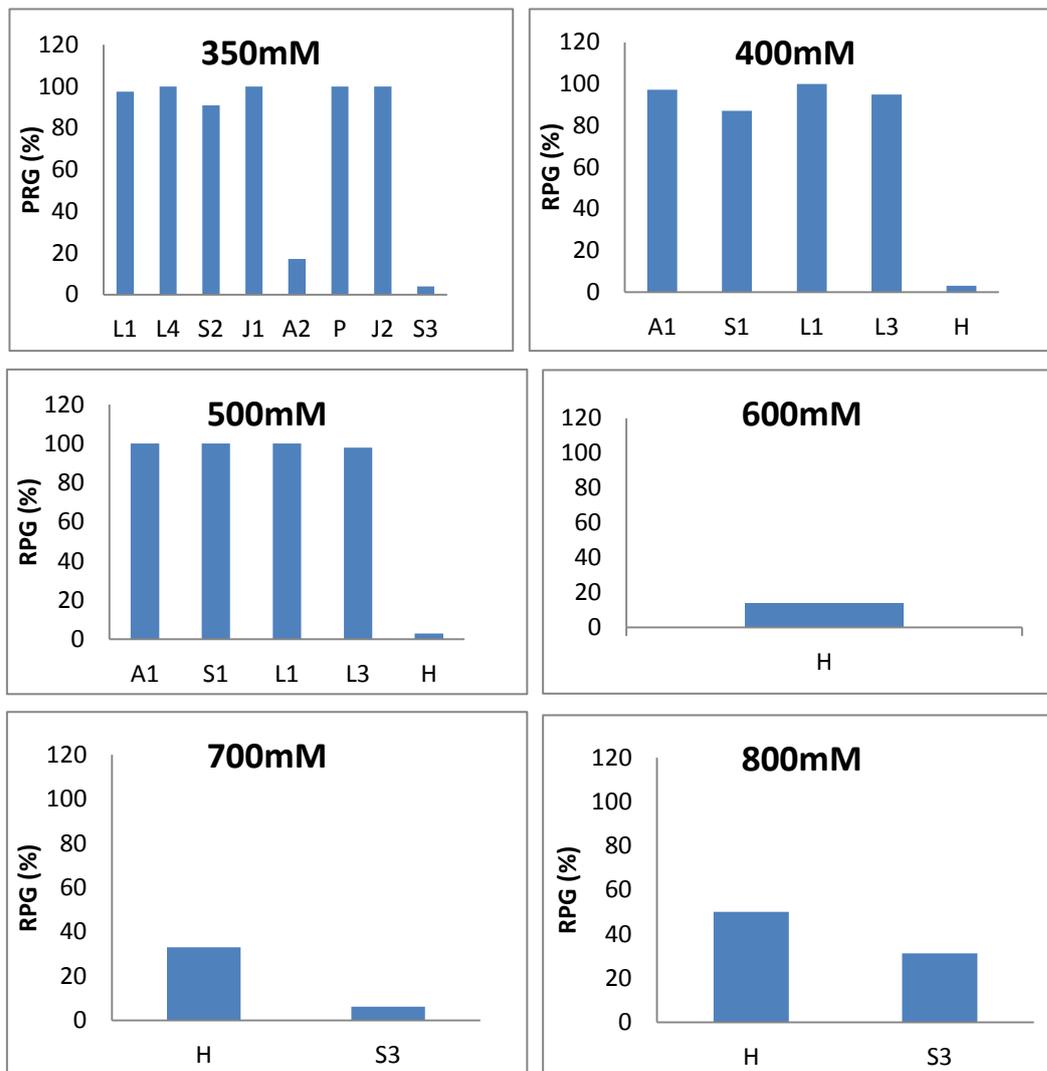


Figura 128: Efecto de la sal a diferentes concentraciones para las especies estudiadas. Donde A1 es *Arthrocnemum macrostachyum*; A2 es *Aster tripolium*; H es *Halogeton sativus*; J1 es *Juncus subulatus*; J2 es *Juncus maritimus*; L1 es *Limonium girardianum*; L2 es *Limonium virgatum*; L3 es *Limonium narbonense*; L4 es *Limonium santapolense*; P es *Plantago crassifolia*; S1 es *Salsola oppositifolia*; S2 es *Sarcocornia fruticosa*, y S3 es *Spergularia media*.

Las especies que muestran menor reducción en el porcentaje de germinación a lo largo de todos los tratamientos son: *Spergularia media*, *Juncus subulatus*, *Arthrocnemum macrostachyum*, *Halogeton sativus* y *Salsola oppositifolia*. Las dos últimas han obtenido elevadas germinaciones en todos los tratamientos se sal, razón de presentar una reducción tan baja, siendo cercana al 50 Y 30%, respectivamente, a 800mM. *Juncus subulatus* y *Spergularia media* rodean el 100% de la reducción sobre los 300 y 350mM; mientras que *Arthrocnemum macrostachyum* a los 500mM. *Aster tripolium* a 350mM también presentan una escasa reducción de germinación (Figura 128).

4.1.5. ANÁLISIS CONJUNTO

El análisis conjunto de los distintos valores obtenidos se muestra al representar el porcentaje de germinación frente a las temperaturas (Figura 129) y frente a diferentes concentraciones de sal (Figura 130).

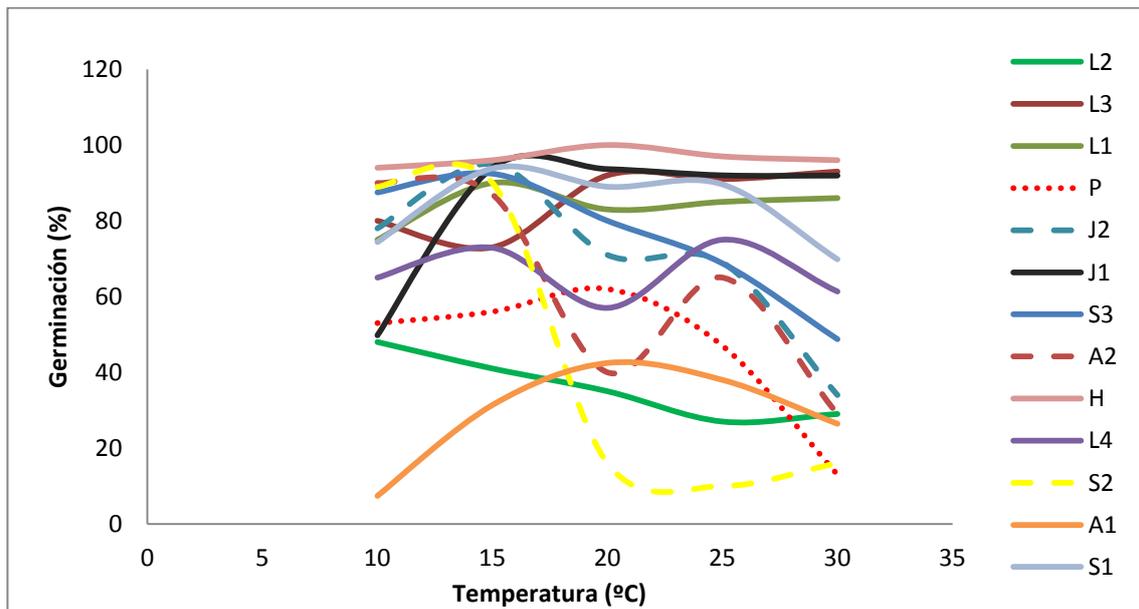


Figura 129: Porcentaje de germinación respecto a la temperatura de todas las especies estudiadas. Donde A1 es *Arthrocnemum macrostachyum*; A2 es *Aster tripolium*; H es *Halogeton sativus*; J1 es *Juncus subulatus*; J2 es *Juncus maritimus*; L1 es *Limonium girardianum*; L2 es *Limonium virgatum*; L3 es *Limonium narbonense*; L4 es *Limonium santapolense*; P es *Plantago crassifolia*; S1 es *Salsola oppositifolia*; S2 es *Sarcocornia fruticosa*, y S3 es *Spergularia media*.

Teniendo en cuenta los datos obtenidos se pueden observar cinco grupos más o menos definidos: 1) la mayoría de las especies estudiadas tienen su óptimo de germinación a elevadas y a bajas temperaturas como es el caso de *Aster tripolium*, *Limonium santapolense*, y *Sarcocornia fruticosa*; 2) aquellas que germinan a temperaturas más bajas, *Spergularia media*, *Juncus maritimus*, *Limonium virgatum* y *Salsola oppositifolia* que prefiere temperaturas ligeramente inferiores pero germina de forma parecida en todos los tratamientos; 3) *Halogeton sativus*, *Juncus subulatus*, y *Limonium girardianum* con porcentaje de germinación bastante similar a todas las temperaturas; 4) *Arthrocnemum macrostachyum* y *Plantago crassifolia* con óptimo para temperaturas intermedias; En

el último grupo solo se encuentra *Limonium narbonense*, que tiene su óptimo a elevadas temperaturas (Figura 129).

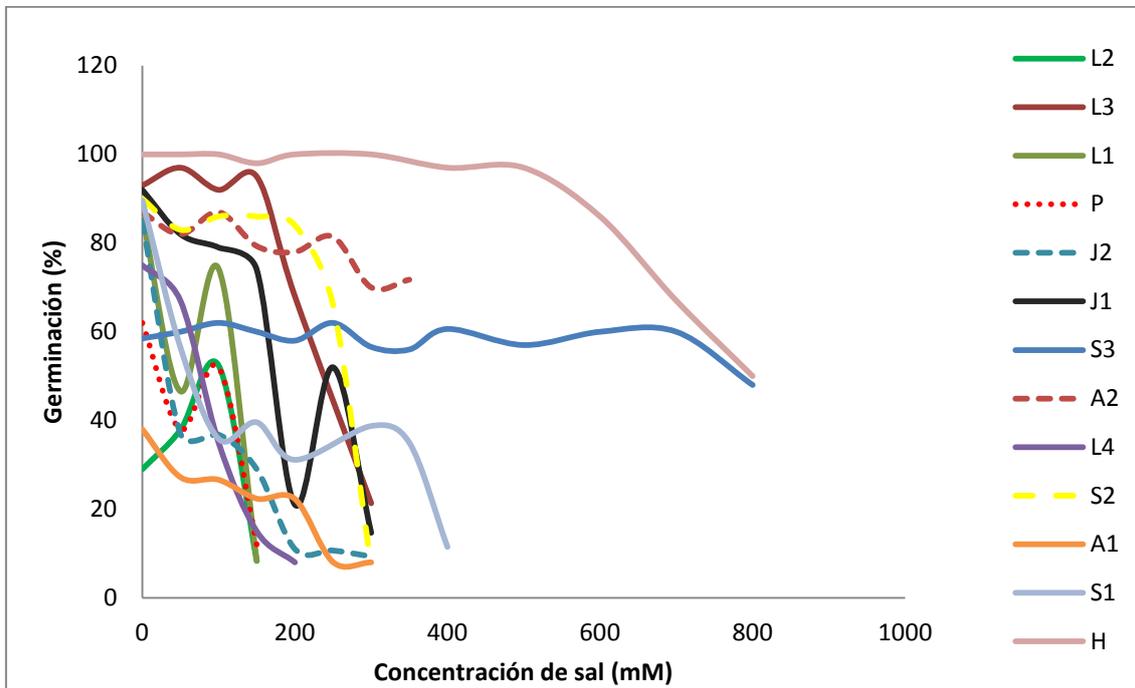


Figura 130: Porcentaje de germinación frente a la concentración salina de todas las especies estudiadas. Donde A1 es *Arthrocnemum macrostachyum*; A2 es *Aster tripolium*; H es *Halogeton sativus*; J1 es *Juncus subulatus*; J2 es *Juncus maritimus*; L1 es *Limonium girardianum*; L2 es *Limonium virgatum*; L3 es *Limonium narbonense*; L4 es *Limonium santapolense*; P es *Plantago crassifolia*; S1 es *Salsola oppositifolia*; S2 es *Sarcocornia fruticosa*, y S3 es *Spergularia media*.

Al comparar el conjunto de las especies respecto a la tolerancia a la concentración salina, se aprecian dos grupos principalmente. Por una parte, *Arthrocnemum macrostachyum*, *Sarcocornia fruticosa*, *Spergularia media*, *Aster tripolium*, *Plantago crassifolia*, cuatro *Limoniums* y dos *Juncus* presentan una disminución de la germinación a medida que aumenta la concentración, obteniendo el máximo a concentraciones salinas inferiores a 200mM. Por la otra parte las especies de *Halogeton sativus*, y *Salsola oppositifolia* germinan prácticamente igual en todos los ensayos, también se podría incluir *Sarcocornia fruticosa* al dar unos valores parecidos pero no de forma tan apreciable como en las otras dos especies (Figura 130).

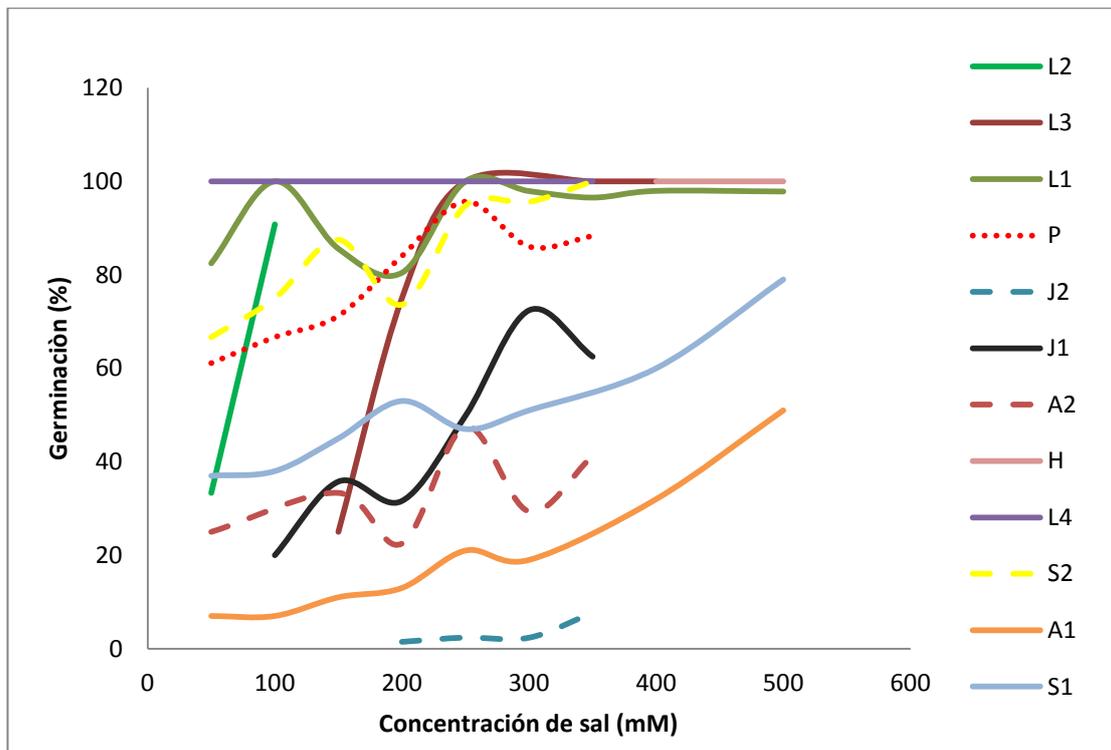


Figura 131: Recuperación de la germinación de todas las especies. Donde A1 es *Arthrocnemum macrostachyum*; A2 es *Aster tripolium*; H es *Halogeton sativus*; J1 es *Juncus subulatus*; J2 es *Juncus maritimus*; L1 es *Limonium girardianum*; L2 es *Limonium virgatum*; L3 es *Limonium narbonense*; L4 es *Limonium santapolense*; P es *Plantago crassifolia*; S1 es *Salsola oppositifolia*; S2 es *Sarcocornia fruticosa*, y S3 es *Spergularia media*.

Como se muestra en la Figura 131, todos los tratamientos siguen un mismo patrón, las semillas al haber estado sometidas con anterioridad a estrés hipersalino germinan mejor en la recuperación.

5. DISCUSIÓN

Las especies se distribuyen en los saladares siguiendo una zonación típica en bandas circulares concéntricas desde la parte central con mayor salinidad hacia la externa con menos. En numerosos trabajos se han estudiado algunos de los principales agentes causantes de dicha distribución, como la salinidad en el sustrato, el pH del suelo (Molina *et al.*, 2003) o la disponibilidad de nutrientes. También es necesario considerar la importancia de la función biológica, del valor adaptativo, para obtener un conocimiento efectivo del comportamiento y distribución de las especies. Algunos autores (Ilevinsh, 2006), concluyen que el conocimiento de la biología de las especies en un sentido amplio, para abordar medidas prácticas para su conservación, está lejos de ser completamente alcanzado.

En este proyecto se pretende avanzar en esta línea. Se ha considerado que una planta, primero necesita germinar, establecerse, crecer y finalmente florecer y fructificar para considerarse adaptada a un determinado hábitat. De acuerdo con esto, se aprecia que la adaptación de una planta a un hábitat no solo depende de los factores ambientales, sino también de la facilidad o competitividad entre las distintas especies que por sus características comparten un mismo hábitat.

La fase de germinación es la primera que debe ser superada por la planta para instalarse en una zona específica, por tanto, los primeros factores que deben tenerse en cuenta son los que afectan a esta fase. Se ha intentado determinar las características adaptativas en la fase de germinación en especies características de distintas partes de un saladar y su correlación con la distribución natural.

La temperatura es uno de los factores más estudiados para caracterizar la germinación en especies vegetales (Reijili *et al.*, 2009; Zammouri *et al.*, 2010; Redondo-Gómez *et al.*, 2011). Entre los resultados obtenidos las mejores respuestas de germinación son a una temperatura intermedia, 15°C. En cuanto a la distribución no se observa un patrón claro. Teniendo en cuenta las zonas establecidas en la Figura 7, desde el centro hacia la parte externa del saladar, desde el número 1 hasta el 6, las especies estudiadas presentan su óptimo de temperaturas de la siguiente manera; 1), 2), 6) y 4) no presenta predominio por ninguna temperatura; 3) prefieren temperaturas bajas; 5) germina mejor a elevadas temperaturas.

También se han calculado la temperatura base (T_b) y el tiempo térmico (S). Para estudiar el comportamiento germinativo de una especie y determinar la competitividad que tiene frente a otras

especies con las que convive en su hábitat natural, se utiliza el tiempo térmico, que permite comparar la capacidad de respuesta germinativa, y la velocidad frente a temperatura en una especie. También puede definirse como el mínimo de calor acumulado que la planta requiere para completar la fase de germinación. Varios estudios apoyan el uso del tiempo térmico para la germinación de las especies vegetales silvestres (Tridgill *et al.*, 2005).

El tiempo térmico observado en las diferentes especies proporciona un modelo de predicción para el proceso de germinación en cada una de estas. Las especies vegetales que presentan valores elevados (pendientes en las rectas de regresión pequeñas) suelen ser más lentas a la hora de germinar, es decir, menos competitivas. En el caso contrario, S pequeñas, las especies suelen ser más competitivas y suelen obtener porcentajes de germinación elevados y con rapidez en un rango amplio de temperaturas. Entre los valores obtenidos cabe destacar que *Halogeton sativus*, *Limonium santapolense*, *Limonium girardianum* y el *Juncus maritimus* presentan los valores mayores de S . La respuesta germinativa de estas especies es más rápida cuando aumenta la temperatura, por esta razón son consideradas las más competitivas. En posición opuesta, las que responden de forma más lenta a la temperatura son: *Sarcocornia fruticosa*, *Plantago crassifolia*, *Limonium virgatum* y *Aster tripolium*.

De acuerdo con otros autores (Youssef, 2009), seguramente la temperatura no es el único factor que limita el rango de distribución de las especies. Según Schupp (1995), las características ambientales óptimas para la germinación no coinciden necesariamente con las mejores condiciones para el desarrollo de las plántulas. El éxito de la germinación y establecimiento de nuevas generaciones, no solo depende de la temperatura, sino de un conjunto de factores medioambientales. Según los datos obtenidos en este estudio, el éxito de la germinación depende también de la concentración salina que presente el sustrato, motivo por el que se han realizado ensayos de germinación a diferentes concentraciones de sal.

El efecto del potencial osmótico es uno de los factores muy estudiados en especies que están en contacto con la influencia salina. La salinidad en el sustrato es una de las fuerzas selectivas más potentes en la fase de germinación y en el establecimiento de las plántulas (Maun, 2009).

La tolerancia a la presencia de sal se ha evaluado mediante el cálculo del porcentaje de germinación, el tiempo medio de germinación, el potencial osmótico (ψ_b) y el hidrotiempo (Θ), para obtener de esta forma una idea de la competitividad entre las distintas especies que viven en un determinado ambiente. En los tratamientos realizados se han observado diferentes respuestas: *Spergularia media*, *Juncus subulatus*, *Plantago crassifolia*, *Sarcocornia fruticosa* y *Limonium narbonense* muestran una especial sensibilidad a la presencia de sal en el medio, observándose que la velocidad de germinación aumenta conforme aumenta la concentración de sal; *Arthrocnemum*

macrostachyum, *Halogeton sativus* y *Salsola oppositifolia* presentan los potenciales base más bajos, por tanto mayor capacidad de germinación en concentraciones altas de sal; y el resto de especies han mostrado una respuesta bastante homogénea. Algunas especies no pudieron germinar en salinidades por encima de 300mM de NaCl (Khan & Gul, 1998) como ha ocurrido en la mayoría de las especies tratadas en este trabajo.

El hecho de que las semillas de algunas especies germinen a porcentajes elevados en todas las concentraciones de sal, no asegura que las plántulas se desarrollen y logren establecerse en estas condiciones. Esto sucede en el caso de *Salsola oppositifolia* y *Halogeton sativus*, que obtuvieron valores elevados de germinación en todas las concentraciones de sal, hasta 800mM, pero las plántulas a concentraciones tan elevadas acababan muriendo siendo incapaces de establecerse como plantas jóvenes, al no disponer de mecanismos para combatir la presencia de sales. Según Zaman *et al.*, 2010, *Salsola imbricata* presentó germinación nula a 800mM, cosa que no ha ocurrido en este estudio al obtener un 48% germinación a dicha concentración. La germinación tan elevada, es una característica que suelen presentar otras especies halófilas de desiertos. Utilizan esta estrategia adaptativa porque el contenido de sal en el suelo solamente se reduce durante un periodo de tiempo muy corto (Zaman *et al.*, 2010).

En muchos casos la tolerancia a la sal puede interpretarse como una tolerancia al estrés hídrico. Este planteamiento se observa en diversos estudios que evidencian que la tolerancia a la sal no influye directamente en la zonación (Van-der Valk, 1974; Rejili *et al.*, 2009). En *Halogeton sativus* y en *Salsola oppositifolia* se obtuvieron valores elevados de germinación, al tratarse de especies oportunistas que pueden germinar en condiciones naturales con la mínima cantidad de agua que tenga el sustrato. Esto también coincide en que suelen localizarse en las zonas límites del saladar coincidiendo con un mayor estrés hídrico de estos ecosistemas.

En cuanto a los tratamientos de recuperación la mayoría de especies estudiadas, que anteriormente han estado sometidas a elevadas concentraciones de sal, suelen presentar mayor porcentaje y menor velocidad de germinación al ser pasadas a un medio sin sal. Dichas especies han llegado a tener porcentajes superiores al 50%, incluso cercanos al 90%, como ha ocurrido en *Arthrocnemum macrostachyum*, *Sarcocornia fruticosa*, *Limonium girardianum*, *Juncus subulatus* y en *Plantago crassifolia*.

6. CONCLUSION

A partir de los resultados obtenidos se puede concluir que:

-La distribución de las especies dentro de un saladar, es el resultado de la combinación de muchos factores, siendo la germinación la primera barrera que una planta debe superar para poder instalarse en un ecosistema complejo. La fase de la germinación será más importante cuanto más restrictivas sean las condiciones medioambientales.

-En cuanto a la respuesta germinativa a diferentes condiciones de temperatura, de forma general se ha observado un aumento en la germinación a elevadas temperaturas, aunque siempre existe alguna excepción como en *Spergularia media*, *Aster tripolium* y *Juncus maritimus* que germinan mejor a bajas temperaturas. Al analizar las varianzas existen diferencias significativas en todas las especies menos en *Aster tripolium* y *Halogeton sativus*.

-En el barrido de sales, como regla general, el porcentaje de germinación ha sufrido un descenso conforme aumentaba la salinidad en la solución. Solamente dos especies *Halogeton sativus* y *Salsola oppositifolia* han alcanzado una sorprendente elevada germinación a todas las concentraciones incluso a 800mM. Las diferencias entre tratamientos son significativas en todas las especies, excepto en *Aster tripolium* y *Salsola oppositifolia*.

-En la recuperación de la germinación se observa un aumento en la germinación en aquellas semillas que han estado sometidas a un estrés hipersalino elevado.

-La reducción en el porcentaje de germinación sufre una disminución conforme aumenta la concentración de sal en el medio de cultivo.

7. ANEXOS

Diferentes parámetros obtenidos a lo largo del estudio correspondientes a cada especie. El Potencial base (ψ_b), el hidrotiempo (Θ), el tiempo base (T_b), el tiempo térmico (S) y la temperatura óptima a partir de las rectas de regresión obtenidas en los barridos de temperaturas y de sales. También aparecen las medidas medias de cada tipo de semilla, la longitud, anchura y longitud a partir de cincuenta semillas que se han sido pesadas y medidas.

	Tª óptima (°C)	Longitud (mm)	Anchura (mm)	Superficie (m ²)	Pesos (mg)	ψ_b (Mpa)	Θ (MPa·days)	Tª _b (°C)	S (°C days)
<i>Arthrocnemum macrostachyum</i>	25	124,19±333,87	0,69±0,06	88,36±240,83	0,18±0,04	-4,79	16,98	6,34	65,79
<i>Sarcocornia fruticosa</i>	25	1,21±0,090	0,86±0,13	1,02±0,19	0,22±0,06	-2,54	12,58	6,58	161,29
<i>Limonium girardianum</i>	30	3,18±0,24	0,96±0,08	3,05±0,36	0,12±0,02	-0,73	0,66	3,36	39,06
<i>Limonium virgatum</i>	30	3,00±0,17	1,00±0,09	3,00±0,41	0,24±0,06	-1,78	8,52	0,67	109,89
<i>Limonium narbonense</i>	30	3,48±0,29	0,97±0,11	3,37±0,51	0,27±0,07	-2,26	7,12	3,24	62,89
<i>Limonium santapolense</i>	25	1,96±0,19	0,47±0,04	0,92±0,12	0,12±0,32	-0,81	0,86	5,04	21,28
<i>Spergularia media</i>	15	1,32±0,09	1,09±0,09	1,45±0,19	0,06±0,008	-1,98	12,21	0,20	68,49
<i>Juncus subulatus</i>	25	1,00±0,10	1,00±0,09	1,00±0,13	0,01±0,007	-1,41	0,45	2,77	67,11
<i>Aster tripolium</i>	15	2,48±0,46	0,84±0,13	2,13±0,66	0,39±0,13	-2,65	16,18	1,96	100,00
<i>Plantago crassifolia</i>	20	3,07±0,26	1,65±0,14	5,09±0,73	0,42±0,11	-0,84	4,08	6,78	138,89
<i>Juncus maritimus</i>	25	1,24±0,13	0,59±0,07	0,73±0,12	0,03±0,01	-2,22	10,31	8,71	40,98
<i>Halogeton sativus</i>	30	2,41±0,19	2,35±0,22	5,67±0,83	0,33±0,07	-3,35	2,81	2,85	18,83
<i>Salsola oppositifolia</i>	15	2,00±0,22	2,00±0,20	4,00±0,81	3,30±0,95	-3,32	6,12	5,16	83,33

Valores que se han obtenido a partir de los distintos resultados en el barrido de temperaturas. El porcentaje de germinación y el tiempo medio de germinación (MGT). Donde A1 es *Arthrocnemum macrostachyum*; A2 es *Aster tripolium*; H es *Halogeton sativus*; J1 es *Juncus subulatus*; J2 es *Juncus maritimus*; L1 es *Limonium girardianum*; L2 es *Limonium virgatum*; L3 es *Limonium narbonense*; L4 es *Limonium santapolense*; P es *Plantago crassifolia*; S1 es *Salsola oppositifolia*; S2 es *Sarcocornia fruticosa*, y S3 es *Spergularia media*.

Especies	Tª(°C)	Porcentaje germinación (%)	MGT (day)
A1	10°C	7,38±4,03	18,83±2,65
	15°C	31,38±5,56	7,84±1,74
	20°C	42,46±2,94	5,01±1,21
	25°C	38,00±13,27	3,63±0,66
	30°C	26,42±12,21	3,87±0,38
S1	10°C	74,38±12,82	9,60±0,61
	15°C	93,83±4,22	7,72±0,92
	20°C	89,00±6,83	6,19±0,67
	25°C	89,60±2,19	5,25±1,08
	30°C	69,83±15,29	6,62±2,63
L1	10°C	75,00±8,87	6,18±0,97
	15°C	90,00±7,66	3,32±0,69
	20°C	83,00±6,83	2,39±0,21
	25°C	85,00±6,83	3,37±0,56
	30°C	86,00±5,16	0,39±0,41
L2	10°C	48,00±6,53	11,75±1,71
	15°C	41,00±7,57	8,01±1,13
	20°C	35,00±6,83	5,60±0,88
	25°C	27,00±10,52	4,56±0,37
	30°C	29,00±11,94	4,84±0,77
L3	10°C	80,00±16,33	11,54±2,65
	15°C	73,00±5,03	4,83±0,45
	20°C	92,00±3,27	3,84±0,18
	25°C	91,00±3,83	2,80±0,25
	30°C	93,00±6,83	2,55±0,27
L4	10°C	65,00±13,22	4,32±0,32
	15°C	72,88±14,94	2,14±0,05
	20°C	57,00±7,57	0,45±0,36
	25°C	75,00±13,61	0,43±0,13
	30°C	61,33±8,89	0,95±0,44

S2	10°C	89,00±3,83	7,02±0,29
	15°C	90,00±2,31	4,64±0,10
	20°C	16,00±5,66	11,63±4,29
	25°C	10,00±2,83	18,25±3,89
	30°C	16,00±0,00	23,75±0,00
J1	10°C	49,80±14,27	15,90±1,16
	15°C	94,00±5,16	6,90±0,44
	20°C	93,70±4,25	4,40±0,32
	25°C	92,00±9,24	3,90±0,41
	30°C	91,90±5,59	9,20±0,66
A2	10°C	90,00±7,66	8,10±0,84
	15°C	86,96±8,19	6,32±0,48
	20°C	40,00±8,00	5,30±2,85
	25°C	65,00±6,83	7,82±0,93
	30°C	29,00±2,00	6,55±1,51
P	10°C	53,00±6,83	11,05±0,79
	15°C	56,00±6,53	5,51±0,55
	20°C	62,00±10,58	4,68±0,67
	25°C	47,00±10,52	7,32±2,00
	30°C	13,00±5,03	7,28±3,87
J2	10°C	78,00±7,66	16,91±0,66
	15°C	95,00±5,03	10,11±0,57
	20°C	71,00±8,87	4,81±2,29
	25°C	69,00±6,83	4,21±0,10
	30°C	34,00±13,66	4,21±0,88
H	10°C	94,00±4,00	1,95±0,69
	15°C	96,00±3,27	2,20±0,55
	20°C	100,00±0,00	1,59±0,72
	25°C	97,00±3,83	0,99±0,38
	30°C	96,00±8,00	0,68±0,19
S3	10°C	87,50±10,41	6,18±1,15
	15°C	92,43±4,96	4,30±1,16
	20°C	80,00±10,80	3,05±0,49
	25°C	68,75±17,97	2,92±0,60
	30°C	48,75±13,77	2,47±0,31

Valores que se han obtenido a partir de los distintos resultados en el barrido de sales. El porcentaje de germinación, el tiempo medio de germinación (MGT), el tiempo medio de germinación en la recuperación (MGT_R), la recuperación y la reducción del porcentaje de germinación en condiciones de sal. Donde A1 es *Arthrocnemum macrostachyum*; A2 es *Aster tripolium*; H es *Halogeton sativus*; J1 es *Juncus subulatus*; J2 es *Juncus maritimus*; L1 es *Limonium girardianum*; L2 es *Limonium virgatum*; L3 es *Limonium narbonense*; L4 es *Limonium santapolense*; P es *Plantago crassifolia*; S1 es *Salsola oppositifolia*; S2 es *Sarcocornia fruticosa*, y S3 es *Spergularia media*.

Especies	Concentración sal (mM)	Porcentaje germinación (%)	MGT (days)	MGTR (days)	Recovery (d)	RPG (mM)
A1	0mM	38,00±13,27	3,63±0,66	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00
	50mM	27,21±5,68	4,11±0,96	1,25±1,50	10,10±8,50	22,11±29,26
	100mM	26,63±5,84	3,60±0,96	3,83±4,17	9,60±8,50	22,77±29,20
	150mM	22,38±9,33	4,42±0,43	2,21±0,46	14,30±3,60	41,74±5,08
	200mM	22,29±9,78	4,60±1,67	3,38±2,41	17,20±7,30	31,77±37,63
	250mM	8,06±3,92	7,72±7,17	1,93±0,31	22,60±9,42	75,52±8,35
	300mM	8,00±4,62	4,83±0,33	1,63±1,38	21,00±12,70	80,00±7,47
	400mM	1,09±2,17	5,50±11,00	3,52±0,42	34,69±14,87	97,28±5,44
	500mM	0,00±0,00	0,00±0,00	3,81±1,24	52,85±9,06	100,00±0,00
S1	0mM	89,60±2,19	5,25±1,08	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00
	50mM	56,46±9,06	5,74±1,32	5,74±1,32	86,20±3,90	37,10±8,97
	100mM	35,83±14,91	6,52±3,11	6,52±3,11	62,40±20,50	60,13±16,32
	150mM	39,58±25,86	8,34±2,16	8,34±2,16	76,10±7,80	55,91±17,67
	200mM	31,13±18,12	7,28±1,90	7,28±1,90	78,30±8,20	64,91±21,08
	250mM	38,75±10,81	8,98±3,50	8,98±3,50	76,00±8,70	56,67±12,20
	300mM	35,00±11,02	10,83±3,38	10,83±3,38	82,00±14,00	61,04±11,78
	400mM	11,48±12,65	19,61±5,11	19,61±5,11	68,00±14,00	87,08±14,48
	500mM	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00	81,00±10,00	100,00±0,00
L1	0mM	86,00±5,16	0,39±0,41	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00
	50mM	46,55±11,84	3,13±1,54	2,91±0,56	53,10±11,80	345,59±14,53
	100mM	74,23±1,71	2,35±0,21	2,83±0,41	83,50±15,50	13,50±4,44
	150mM	8,33±0,00	11,00±0,00	0,44±0,39	79,30±14,10	90,53±0,00
	200mM	3,04±3,85	6,13±7,42	1,92±0,16	75,80±19,50	96,32±4,77
	250mM	4,00±0,00	10,00±0,00	0,90±0,39	95,00±5,00	97,78±2,57
	300mM	2,08±4,17	0,25±0,50	0,56±0,23	93,00±4,00	97,63±4,73
	350mM	2,00±2,31	9,00±10,42	0,32±0,19	88,90±9,97	97,56±2,82
	400mM	0,00±0,00	0,00±0,00	0,11±0,11	91,20±4,40	100,00±0,00
	500mM	0,00±0,00	0,00±0,00	0,02±0,04	73,00±49,00	100,00±0,00

L2	0mM	29±11,94	4,84±0,77	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00
	50mM	37,90±10,68	10,67±3,81	3,00±0,00	1,50±2,90	-44,68±58,39
	100mM	52,42±7,17	6,64±0,45	0,00±0,00	0,00±0,00	-110,20±105,44
	150mM	8,33±7,64	6,67±1,53	0,38±0,54	50,60±22,80	67,80±31,29
L3	0mM	93,00±6,83	2,55±0,27	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00
	50mM	97,00±2,00	3,84±0,51	0,00±0,00	100,00±0,00	4,75±8,28
	100mM	92,00±5,66	3,67±0,2	0,00±0,00	66,70±47,10	0,47±12,14
	150mM	95,00±2,00	6,32±0,74	0,00±0,00	89,10±10,60	2,62±8,74
	200mM	95,46±10,4	5,73±0,97	2,17±1,44	94,70±2,30	3,33±15,82
	300mM	21,33±16,20	10,54±4,22	0,56±0,17	89,10±10,6	77,76±16,83
	400mM	5,33±2,31	16,67±9,45	0,29±0,43	0,00±0,00	94,99±2,41
	500mM	2,00±2,31	15,0±17,32	0,24±0,17	0,00±0,00	98,00±2,83
L4	0mM	75,00±13,61	0,43±0,13	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00
	50mM	67,00±5,03	3,60±1,38	0,00±0,00	12,50±0,00	7,55±24,31
	100mM	35,00±8,25	5,26±1,42	0,00±0,00	30,30±17,60	52,06±14,54
	150mM	15,00±11,49	8,46±5,81	0,00±0,00	56,90±14,30	78,38±18,73
	200mM	8,00±9,79	4,17±5,67	0,05±0,10	54,80±5,40	90,57±11,34
	250mM	1,00±2,00	3,00±6,00	0,00±0,00	63,00±13,00	98,75±2,50
	300mM	3,00±3,83	8,63±10,06	0,03±0,07	66,00±8,00	96,36±4,75
	350mM	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00	100,00±0,00
S2	0mM	90,00±2,31	4,64±0,10	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00
	50mM	83,00±2,00	6,67±0,60	4,75±4,73	49,20±35,00	7,71±4,06
	100mM	86,00±2,31	7,90±0,87	4,13±2,59	75,00±28,90	4,40±3,55
	150mM	86,00±8,33	9,14±0,79	2,83±1,48	88,9±278,9	4,30±10,81
	200mM	84,00±11,78	11,57±0,70	2,56±0,64	-	6,77±11,94
	250mM	66,00±16,17	14,75±1,74	0,96±1,01	96,90±6,25	26,53±18,88
	300mM	7,00±3,83	20,63±7,82	0,28±0,17	95,00±6,00	92,24±4,15
	350mM	8,00±0,00	19,50±0,00	0,51±0,22	22,50±16,60	90,91±0,00
J1	0mM	92,00±9,24	3,9±0,41	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00
	50mM	82,00±5,16	10,45±1,15	0,00±0,00	0,00±0,00	-1,08±2,46
	100mM	79,00±6,83	7,52±0,54	2,00±0,00	3,60±7,10	0,14±0,10
	150mM	74±19,18	12,35±2,5	3,72±1,55	26,80±20,60	0,20±0,13
	200mM	21,00±21,26	16,05±1,19	3,45±0,08	23,90±27,10	0,78±0,21
	250mM	52,00±28,47	15,84±3,09	2,98±1,31	35,00±28,00	0,43±0,34
	300mM	14,67±6,11	22,18±2,92	2,75±1,13	69,00±9,00	0,84±0,06
	350mM	0,00±0,00	0,00±0,00	3,37±0,61	61,00±19,00	0,00±0,00
A2	0mM	86,96±8,19	6,32±0,48	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00
	50mM	82,00±5,16	6,93±1,05	26,00±0,00	6,30±12,50	4,93±12,35
	100mM	87,00±5,03	6,92±0,71	0,00±0,00	0,00±0,00	-0,41±6,69
	150mM	79,32±8,75	8,08±0,95	14,00±0,00	6,30±12,50	7,94±15,82
	200mM	78,00±11,55	8,98±0,85	12,00±8,49	9,20±10,70	9,86±13,89
	250mM	81,42±4,29	9,83±0,65	8,46±8,77	40,00±15,00	5,96±7,31
	300mM	70,00±6,93	13,06±1,54	3,61±3,26	18,00±14,00	18,62±14,24
	350mM	71,75±10,21	13,98±0,98	3,75±1,09	22,50±16,60	17,10±12,35

P	0mM	62,00±10,58	4,68±0,67	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00
	50mM	38,00±22,98	7,88±2,29	0,07±0,12	6,00±4,30	40,75±31,80
	100mM	52,00±8,00	10,75±1,97	2,50±0,71	7,50±10,50	13,81±22,23
	150mM	12,00±3,27	19,25±3,77	9,43±6,28	33,90±15,40	80,02±7,23
	200mM	8,00±4,62	19,25±3,77	4,41±3,70	52,20±12,60	86,72±8,00
	250mM	0,00±0,00	0,00±0,00	1,16±0,74	62,00±4,00	100,00±0,00
	300mM	0,00±0,00	0,00±0,00	1,02±0,57	68,00±9,00	100,00±0,00
	350mM	0,00±0,00	0,00±0,00	1,11±0,27	61,00±11,00	100,00±0,00
J2	0mM	69,00±6,83	4,21±0,10	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00
	50mM	37,00±7,57	5,43±0,71	0,00±0,00	0,00±0,00	46,53±7,65
	100mM	36,82±12,98	5,89±0,82	0,00±0,00	0,00±0,00	47,11±15,91
	150mM	29,00±7,57	8,14±1,06	0,00±0,00	0,00±0,00	57,92±9,95
	200mM	11,00±6,83	8,34±2,25	0,75±1,50	1,30±2,50	83,98±9,94
	250mM	10,67±8,33	9,90±3,21	3,25±4,72	2,00±3,00	85,06±11,59
	300mM	9,33±4,62	9,78±1,92	3,50±5,20	2,00±3,00	86,81±6,88
	350mM	0,00±0,00	0,00±0,00	4,38±2,06	7,00±2,00	100,00±0,00
H	0mM	100,00±0,00	0,47±0,34	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00
	50mM	100,00±0,00	0,80±0,06	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00
	100mM	100,00±0,00	1,31±0,15	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00
	150mM	98,00±4,00	1,15±0,37	0,00±0,00	0,00±0,00	2,00±4,00
	200mM	100,00±0,00	1,28±0,40	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00
	300mM	100,00±1,00	2,13±0,83	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00
	400mM	97,00±3,83	2,43±0,54	0,00±0,00	8,30±16,70	3,00±3,83
	500mM	97,00±2,00	3,73±0,69	0,00±0,00	0,00±0,00	3,00±2,00
	600mM	86,00±9,52	5,00±1,74	0,00±0,00	5,00±10,00	14,00±9,52
	700mM	67,00±11,02	6,68±0,52	0,00±0,00	0,00±0,00	33,00±11,02
	800mM	50,00±8,33	9,02±0,94	0,00±0,00	0,00±0,00	50,00±8,33
S3	0mM	58,5±6,81	3,17±0,29	0,00±0,00	0,00±0,00	0,00±0,00
	50mM	60,00±3,27	1,67±0,20	0,00±0,00	0,00±0,00	-4,10±17,92
	100mM	62,00±2,31	2,19±0,27	0,00±0,00	0,00±0,00	-7,01±12,20
	150mM	60,00±3,27	2,26±0,27	0,00±0,00	0,00±0,00	-3,66±13,59
	200mM	58,00±5,16	2,23±0,24	0,00±0,00	0,00±0,00	0,34±8,62
	250mM	62,00±2,31	2,79±0,15	0,00±0,00	0,00±0,00	-7,45±16,78
	300mM	56,58±6,64	3,21±0,19	0,00±0,00	0,00±0,00	3,08±7,11
	350mM	56,00±5,66	4,62±1,04	0,00±0,00	0,00±0,00	3,91±7,35
	400mM	60,63±5,79	5,15±0,65	0,00±0,00	0,00±0,00	-5,21±19,68
	500mM	57,00±6,83	7,90±0,76	0,00±0,00	0,00±0,00	2,56±3,10
	600mM	60,00±0,00	10,43±0,99	0,00±0,00	0,00±0,00	-6,88±18,56
	700mM	60,00±0,00	10,43±0,99	0,00±0,00	0,00±0,00	6,25±0,00
	800mM	48,00±5,66	12,00±0,65	0,00±0,00	0,00±0,00	31,3±24,93

8. BIBLIOGRAFIA

- AKBAR, M., T. YABUNO & S. NAKAO (1972). Breeding for saline resistant varieties of rice. I. Variability for salt tolerance among some rice varieties. *Japanese Journal of Breeding* 22: 277-284
- ALCARAZ, F. (2012). *Manual de teoría y práctica de Geobotánica*. ICE Universidad de Murcia.
- ASHRAF, M. (1994). Breeding for salinity tolerance in plants. *Critical Reviews in Plant Science* 13: 17-42.
- ARTÍCULO 23 del DECRETO 70/2009, de 22 de mayo, del Consell, por el que se crea y regula el Catálogo Valenciano de Especies de Flora Amenazadas y se regulan medidas adicionales de conservación. [2009/5938]
- AZCON-BIETO, J. & M. TALON. 1993. *Fisiología y bioquímica vegetal*. Editorial McGraw-Hill Interamericana, Nueva York. pp. 285-326.
- BACCHETTA G., BUENO SANCHEZ A., FENU G., JIMENEZ-ALFARO B., MATTANA E., PIOTTO B. & VIREVAIRE M. (eds). (2008). *Conservación ex situ de plantas silvestres*. Principado de Asturias / La Caixa. 378 pp.
- BASKIN, C.C. & J.M. BASKIN (1995). Dormancy types of dormancy-breaking and germination requirements in seeds of halophytes. In: M.A. Khan & I.A. Ungar (Eds.), *Biology of Salt Tolerant Plants*. Department of Botany, University of Karachi. pp. 23-30. Karachi, Pakistan: Department of Botany, University of Karachi.
- BELDA, E.J. (2010-2011) *Gestión y conservación de recursos naturales y biológicos*. Apuntes asignatura. ESPG, Gandía.
- BEN-GAL, A., H. NEORI-BOROCHOV, U. YERMIYAHU & U. SHANI (2009). Is osmotic potential a more appropriate property than electrical conductivity for evaluating whole-plant response to salinity? *Environmental and Experimental Botany* 65: 232-237.
- BERNSTEIN, L., L.E. FRANCOIS & R.A. CLARK (1974). Interactive effect of salinity and fertility on yields of grains and vegetables. *Agronomic Journal* 66: 412-421.
- BOHNERT, H.J. y JENSEN, R.G. (1996). Strategies for engineering water-stress tolerance in plants. *Trends in Biotechnology*. 14: 89-97.
- BOUREIMA, S., M. EYLETTERS, M. DIOUF, T.A. DIOP & P. VAN DAMME (2011). Sensitivity of seed germination and seedling radicle growth to drought stress in sesame (*Sesamum indicum* L.). *Research Journal of Environmental Sciences* 6: 557-564.
- BOX, M. (1987). *Humedales y áreas lacustres de la Provincia de Alicante*. Universidad de Alicante, Alicante.
- BOYER, J.S. (1982). Plant productivity and environment. *Science* 218: 443-448.

- BRECKLE, S.W. (1983). Temperate deserts and semi-deserts of Afghanistan and Iran. In: D.W. Goodall & N. West. (Eds.), *Ecosystems of the world*. pp 271-319. Amsterdam, Netherlands: Elsevier.
- CARTER, C.T. & I.A. UNGAR (2003). Germination response of dimorphic seeds of two halophyte species to environmentally controlled and natural conditions. *Canadian Journal of Botany* 81: 918-926.
- CHAPMAN, V.J. (1960). *Salt marshes and salt deserts of the world*. New York, New York: Interscience Publishers.
- CHIN H.F. (1994). Seedbanks: conserving the past for the future. *Seed Science and Technology* 22: 385-400.
- CLARKE, L.D. & N.J. HANNON (1971). The mangrove swamp and salt marsh communities of the Sydney District. IV. The significance of species interaction. *Journal of Ecology* 59: 535-553.
- CLARKE, L.D. & N.E. WEST (1969). Germination of *Kochia americana* in relation to salinity. *Agronomy Journal* 20: 286-287.
- COSTA, M. (1986). *La vegetación en el País Valenciano*, Secretariat de Publicacions. Universitat de València.
- COSTA, M. & H. BOIRA (1981). Los ecosistemas costeros levantinos. Los saladares. *Anales del Jardín Botánico de Madrid* 38: 233-244.
- COSTA, M., PERÍS, J.B. y FIGUEROLA, R. (1983). *La vegetación de la Devesa de La Albufera de Valencia*. Monografies, 01. Ayuntamiento de Valencia.
- COSTA, M. & J. MANSANET (1980). Los ecosistemas dunares levantinos: La dehesa de La Albufera de Valencia. *Anales del Jardín Botánico de Madrid* 37 (2): 277-299.
- CRESPO, M.B. (2000). *El género Limonium Mill. (Plumbaginaceae) en la Comunidad Valenciana: taxonomía y conservación*. Conselleria de Medio Ambiente, Generalitat Valenciana. Valencia.
- EL-KEBLAWY, A. & A. AL-RAWAI (2005). Effects of salinity, temperature and light on germination of invasive *Prosopis juliflora* (SW.) D.C. *Journal of Arid Environment* 61: 555-565.
- ELLIS R.H., T.D. HONG, E.H. ROBERTS & K.L. TAO (1990). Low moisture limits to relations between seed longevity and moisture. *Annals of Botany* 65:493-504.
- F.A.O. (2000). *Manual de prácticas integradas de manejo y conservación de suelos*. Instituto Internacional de Agricultura Tropical (IITA) Ibadan, Nigeria.
- FAO/IPGRI. (1994). *Genebank standards*. Food and Agriculture Organization of the United Nations/International Plant Genetic Resources Institute, Rome.
- FAO/UNESCO. (1993). *Soil map of the world. Revised Legend*. FAO. 119 pp. Roma, 1988. -Azcon-Bieto & Talon.
- FERNANDEZ G, M JOHNSTON & A OLIVARES (1985). Rol del pericarpio de *A. repanda* en la germinación. III. Estudio histológico y químico de pericarpio. *Phyton* 45: 165-169.

- FERRANDO, S. & J.A. ROCAMORA. (2002) El Clot de Galvany (Elche): Un ejemplo de humedal amenazado por la expansión turístico-residencial". En *La presión del hombre sobre las zonas húmedas litorales de la provincia de Alicante*: Departamento de Geografía Humana. Universidad de Alicante. P. 299-305.
- FERRANDO, S. (2010). *Memoria de gestión 2010 del parc natural de l'Albufera* Conselleria de Medi Ambient, Aigua, Urbanisme i Habitatge, Generalitat Valenciana. Valencia.
- FLORES, A. (1993). *Salinidad un nuevo concepto*. Seminario Cuba – México, 12 pp.
- FLOWERS, T.J., M.A. HAJIBAGHERI & N.W.J. CLIPSON (1986). Halophytes. *The Quarterly Review of Biology* 61: 313-335.
- FLOWERS, T.J., P.F. TROKE & A.R. YEO (1977). The mechanism of salt tolerance in halophytes. *Annual Review of Plant Physiology* 28: 89-121.
- FORMENT, J., NARANJO, M.A., ROLDÁN, M., SERRANO, R. y VICENTE, O. (2002). Expression of Arabidopsis SR like splicing proteins confers salt tolerance to yeast and transgenic plants. *The Plant Journal*. 30, 511-519.
- GARCÍA ORTOLÀ, A. (2002). *Ecofisiología vegetal*. Introducció a la fisiologia de l'estrés. Valencia.
- GÓMEZ, M.A. & O. MAYORAL (2003). Algunas consideraciones sobre la aparición y extinción de plantas en ecosistemas dunares. *Flora Montiberica* 23:89-91.
- GUL, B. & D.J. WEBER (1999). Effect of salinity, light, and thermoperiod on the seed germination of *Allenrolfea occidentalis*. *Canadian Journal of Botany* 77: 1-7.
- GULZAR, S. & M.A. KHAN (2001). Seed germination of a halophytic grass *Aeluropus lagopoides*. *Annals of Botany* 87: 319-324.
- GULZAR, S., M.A. KHAN & I.A. UNGAR (2001). Effect of temperature and salinity on the germination of *Urochondra setulosa*. *Seed Science & Technology* 29: 21-29.
- HARE, P.D., CRESS, W.A. y VAN STANDEN, J. (1998). Dissecting the roles of osmolyte accumulation during stress. *Plant, Cell and Environment*. 21, 535-553.
- HARRINGTON J.F. (1972). Seed storage and longevity. In: Kozlowski T.T. (ed). *Seed Biology*. Volume 3. *Insects, and seed collection, storage, testing and certification*. New York, Academic Press. pp. 145-245.
- HUISKES, A. H. L., A. W. STIENSTRA, B. P. KOUTSTAAL, M. M. MARKUSSE, AND J. VAN SOELEN. (1985). Germination ecology of *Salicornia dolichostachya* and *Salicornia brachystachya*. *Acta Botanica Neerlandica* 34: 369–380.
- IEVINSH, G. (2006). Biological basis of biological diversity: physiological adaptations of plants to heterogeneous habitats along a sea coast. *Acta Universitatis Latviensis* 710: 53-79.
- IRIONDO J. M. (2001). Conservación de germoplasma de especies raras y amenazadas (Revisión), Dpto. Biología Vegetal, E.U.I.T. Agrícola, Universidad Politécnica de Madrid.

- IRIONDO J.M. & C. PÉREZ (1999). Propagation from Seeds and Seed Preservation. En: A Colour Atlas of *Plant Propagation and Conservation*. Bowes, B.G. (ed.), Manson Publishing, London, pp. 46-57.
- ISTA (2004). *International rules for seed testing*. Edition 2004. The International Seed Testing Association (ISTA), Bassersdorf, CH-Switzerland.
- ISTA (2006). *International rules for seed testing*. Edition 2006. The International Seed Testing Association (ISTA), Bassersdorf, CH-Switzerland.
- JOSHI, A.J. & E.R.R. IYENGAR (1982). Effect of salinity on the germination of *Salicornia brachiata* Roxb. *Indian Journal of Plant Physiology* 25: 65-70.
- JUSTICE O.L. & L.N. BASS (1978). *Principles and practices of seed storage*. USDA Handb. 506. U.S. Government Printing Office, Washington, DC, 289 pp.
- KHAN, M.A. & B. GUL (1998). High salt tolerance in germinating dimorphic seeds of *Arthrocnemum indicum*. *International Journal of Plant Science* 159: 826-832.
- KHAN, M. A., B. GUL & D. WEBER (2000). Germination responses of *Salicornia rubra* to temperature and salinity. *Journal of Arid Environments* 45:207-214.
- KHAN, M.A. & B. GUL (2002). *Arthrocnemum macrostachyum*: a potential case for agriculture using above seawater salinity. In R. Ahmed and K.A. Malik. *Prospects of Saline Agriculture*. Kluwer Academic Press, Netherlands. 353 - 364 pp.
- KHAN, M.A. & S. GULZAR. (2003). Light, salinity and temperature effects on the seed germination of perennial grasses. *American Journal of Botany* 90: 131-134.
- KHAN, M. A. & Y. RIZVI (1994). The effect of salinity, temperature and growth regulators on the germination and early seedling growth of *Atriplex griffithii* Moq. var. *stocksii* Boiss. *Canadian Journal of Botany* 72: 475-479.
- KHAN, M.A. & I.A. UNGAR (1996). Influence of salinity and temperature on the germination of *Haloxylon recurvum*. *Annals of Botany* 78: 547-551.
- KHAN, M.A. & I.A. UNGAR (1997). Alleviation of seed dormancy in the desert forb *Zygophyllum simplex* L. from Pakistan. *Annals of Botany* 80: 395-400.
- KHAN, M.A. & I.A. UNGAR (1998). Germination of salt tolerant shrub *Suaeda fruticosa* from Pakistan: Salinity and temperature responses. *Seed Science & Technology* 26: 657-667.
- KHAN, M.A. & I.A. UNGAR (1999). Seed germination and recovery of *Triglochin maritima* from salt stress under different thermoperiods. *Great Basin Naturalist* 59: 144-150.
- KHAN, M.A. & I.A. UNGAR (2000). Alleviation of salinity-enforced dormancy in *Atriplex griffithii* Moq. var. *stocksii* Boiss. *Seed Science & Technology* 25: 83-91.
- KHAN, M.A. & I.A. UNGAR (2001). Role of dormancy regulating chemicals in release of innate and salinity-induced dormancy in *Sporobolus arabicus* Boiss. *Seed Science & Technology* 29: 209-306.

- KHAN, M.A., I.A. UNGAR. & B. GUL (1998). Action of compatible osmotica and growth regulators in alleviating the effect of salinity on the germination of dimorphic seeds of *Arthrocnemum indicum* L. *International Journal of Plant Sciences* 159: 313-317
- KHAN, M.A. & D.J. WEBER (1986). Factors influencing seed germination in *Salicornia pacifica* var. *utahensis*. *American Journal of Botany* 73:1163-1167.
- KHAN, M.A., I.A. UNGAR & B. Gul (2003). Alleviation of salinity-enforced seed dormancy in *Atriplex prostrata*. *Pakistan Journal of Botany* 36: 907-912.
- KHAN, M. A. & M.J. WEBER. (2008). Ecophysiology of high Salinity Tolerant Plants. *Springer Science Business Media*. ISBN 97814020 4017 47.
- KOO B., P. PARDEY & B. WRIGHT (2004). *Saving seeds*. IPGRI and IFPRI. CABI Publishing, Wallingford, UK. pp. 209-217.
- KOVDA, A. V. (1964): *The origine of saline and their regime* (Vol 1). USSR Academy of Sciences Publishing House.
- LADIGES, P.Y., FOORD, P.C. & WILLIS, R.J. 1981. Salinity and waterlogging tolerance of some populations of *Melaleuca ericifolia* Smith. *Austr. J. Ecol.* 6:203-215.
- LAGUNA, E. (2003). *Habitats Prioritarios de la Comunidad Valenciana: Valores Faunísticos y Botánicos*. Conselleria de Medi Ambient, Aigua, Urbanisme i Habitatge, Generalitat Valenciana. Valencia. Ediciones UPV
- LALIBERTÉ, B. (1997). Botanic garden seed banks / genebanks worldwide, their facilities, collections and network. *Botanic Gardens Conservation News* 2: 18-23.
- LIETH, H., M. MOSCHENKO, M. LOHMANN, H.W. KOYRO & A. HAMDY (1999). Halophyte uses in different climates I: Ecological and Ecophysiological Studies. In: H. Lieth. (Ed.), *Progress in Biometeorology* Leiden. Netherlands: Backhause Publishers.
- LÓPEZ VALIENTE, C. (2011). *Respuesta germinativa y tolerancia al estrés salino en comunidades dunares*. Directores, Elena Estrelles Perpiñá, Pilar Soriano Guarinos. Valencia: Universitat de València, Jardí Botànic-ICBiBE.
- MAHMOUD, A., EL-SHEIKH, A.M. AND ABDUL BASET, S. (1983). Germination of Two Halophytes : *Halopeplis perfoliata* and *Limonium axillare* From Saudi Arabia *J. Arid Environ.* 6, 87-98.
- MAUN, M. (2009). *The biology of coastal sand dunes*. 2009.
- MAXTED N., B.V. FORD-LLOYD, J.G.HAWKES (1997). Complementary Conservation Strategies. En: *Plant Genetic Conservation. The In Situ Approach*. Maxted, N., Ford-Lloyd, B.V., Hawkes, J.G., ed. Chapman & Hall, London, pp. 15-39.
- MCNEELY J.A., K.R. MILLER, W.V. REID, R.A. MITTERMEIER & T.B. WERNER (1990). *Conserving the World Biological Diversity*. IUCN, WRI, CI, WWF-US, the World Bank, Gland, Suiza, 193 pp.
- MOLINA, J., M. CASERMEIRO & P. MORENO (2003). Vegetation composition and soil salinity in a spanish mediterranean coastal ecosystem. *Phytocoenologia* 33: 475-494.

- MOORING, M.T.; COOPER A.W.; SENECA, E.D (1971). Seed germination response and evidence for height of ecophenes in *Spartina alterniflora* from North Carolina. *Amer. J. Bot* 58: 48-56
- OBREGON, A.S. (1996). Salinidad: Conceptos. En *Salinidad un nuevo concepto*, p 21-29. Edit. Colima, México, 137 pp.
- OTERO, L., A. FRANCISCO, V. GÁLVEZ, R. MORALES, I. SÁNCHEZ, M. LABAUT, M. VENTO, M. CINTRA & L. RIVERO (2007). *Caracterización y evaluación de la salinidad*. Instituto de Suelos. Ministerio de la Agricultura, Cuba.
- OWENS, S. (2001). Salt of the Earth. Genetic engineering may help to reclaim agricultural land lost due to salinisation. *EMBO Reports* 2: 877-879.
- PASTERNAK D. (1987). Salt tolerant and crop production. A comprehensive approach. *Annual Review of Phytopathology*. 25: 271-291 pp.
- PATRIDGE, T.R. & J.B. WILSON (1987). Germination in relation to salinity in some plants of salt marshes in Otago, New Zealand. *New Zealand Journal of Botany* 25: 255-261.
- PRADO, F.E., C. BOERO, M. GALLARDO & J.A. GONZALES (2000). Effect of NaCl on germination, growth, and soluble sugar content in *Chenopodium quinoa* Willd. seeds. *Botanical Bulletin of Academia Sinica* 41: 27-34.
- REDONDO-GÓMEZ, S., R. ANDRADES-MORENO, R. PARRA, R. & E. MATEOS-NARANJO & A. SÁNCHEZ-LAFUENTE (2011). Factors influencing seed germination of *Cyperus capitatus*, inhabiting the moving sand dunes in southern Europe. *Journal of Arid Environments* 75: 309-312.
- REJILI, M., A. VADEL, A. GUETET, M. MAHDHI, B. LACHIHEB & M. MARS (2009). Influence of temperature and salinity on the germination of *Lotus creticus* (L.) from the arid land of Tunisia. *African Journal of Ecology* :1-9.
- RIVERS, W.G. & D.J. WEBER (1971). The influence of salinity and temperature on seed germination in *Salicornia bigelovii*. *Physiologia Plantarum* 24: 73-75.
- SANSANO, V. (1991). *El Clot de Galvany d'E : regeneració ecològica i utilització pública de les zones humides : actes del I Seminari de Gestió Ambiental de la I.C.H.N. : Elx*. Elx: Ajuntament d'Elx, 1992. pp.72. ISBN: 84-606-0812-3
- SCHUPP, E. (2001). Seed-seedling conflicts, habitat choice, and patterns of plant recruitment. *American Journal of Agricultural, Biological and Environmental Statistics* 6(3): 356-366.
- SERRANO, R. (1996). Salt tolerance in plants and microorganisms: toxicity targets and defense responses. *International review of Cytology* 165: 1-52.
- SERRANO, R. & R. GAXIOLA. (1994). Microbial models and salt stress tolerance in plants. *Critical Reviews in Plant Science* 13: 121-138.
- SHANNON, M.C. (1997). Adaptation of plants to salinity. *Advances in Agronomy* 60: 75-120.

- TOBE, K., X. LI & K. OMASA (2000). Effect of sodium chloride on seed germination of two Chinese desert shrub *Haloxylon ammodendron* and *H. persicum* (Chenopodiaceae). *Australian Journal of Botany* 48: 455-460.
- TRUDGILL, D., A. HONEK & N. VAN STRAALLEN (2005). Thermal time-concepts and utility. *Annals of Applied Biology* 146:1-14.
- UNGAR, I.A. & P. BINET (1975). Factors influencing seed dormancy in *Spergularia media* (L.) C. Presl. *Aquatic Botany* 1: 45-55.
- UNGAR, I.A. (1962). Influence of salinity on seed germination in succulent halophytes. *Ecology* 3: 329-335.
- UNGAR, I.A. (1982). Germination ecology of halophytes. In: D.N. Sen & K.S. Rajpurohit. (Eds.), *Contribution to the ecology of halophytes*. pp. 143-154. The Hague, Netherlands: Junk.
- UNGAR, I.A. (1991). *Ecophysiology of vascular halophytes*. CRC Press, Boca Raton, Florida.
- UNGAR, I.A. (1995). Seed germination and seed-bank ecology of halophytes. In: J. Kigel & G. Galili. (Eds.), *Seed Development and Germination*. New York, New York: Marcel and Dekker Inc.
- VAN-DER VALK, A. (1974). Environmental factors controlling the distribution of forbs on foredunes in Cape hatteras national seashore, 52: 1057.1073, 1974.
- VERTUCCI C.W.& E.E. ROOS (1990). Theoretical basis of protocols for seed storage. *Plant Physiology* 94: 1019-1023.
- WALTER K.S.& H.J. GILLETT (1998-1997). *IUCN Red List of Threatened Plants*. Compiled by the World Conservation Monitoring Center. IUCN - The World Conservation Union, Gland, 862 pp.
- YANCEY, P.H.; CLARK, M.E.; HAND, S.C.; BOWLUS, R.D.; SOMERO, G.N. (1982). Living with water stress: evolution of osmolyte systems. *Science*. 217, 1214-1222.
- YEO, A. (1998). Molecular biology of e in the context of whole-plant physiology. *Journal of Experimental Botany* 49: 915-929.
- YOUSSEF, A. M. (2009). Seed germination of some desert plantas form Egypt. *Journal of Applied Sciences Research* 5:144-150.
- ZAMMOURI JAMILA, Z., G. ARBI & M. MOHAMED (2010). Germination responses of *Spartidium saharae* (Coss. & Dur.) Pomel (Fabaceae) to temperature and salinity. *African Journal of Ecology* 48:37-44.
- ZAMAN S., S. PADMESH & H. TAWFIQ (2010). Seed germination and viaability of *Salsola imbricata* (Forssk). *International Journal of Biodiversity and Conservation* 2(12):388-394..
- ZHU, J.K. (2001). Plant salt tolerance. *Trends in Plant Sciences* 6: 66-71.
- ZYYALOV, A. (2004). Water flows in higher plants: physiology, evolution, and system analysis. *Russian Journal of Plant Physiology* 51(4): 547-555.

PÁGINAS WEB CONSULTADAS

<http://herbarivirtual.uib.es/cat-med/index.html> (consulta Abril 2012)

<http://www.albufera.com> (consulta Junio 2012)

<http://www.pakbs.org/pjbot/PDFs/30%282%29/PJB30%282%2905.pdf>

http://www.cma.gva.es/contenido_ParquesNaturales/montarparques.asp?nodo=2976&idioma=C
(consulta Junio 2012)

<http://herbarivirtual.uib.es/cas-med/especie/5049.html> (consulta Enero 2012)

GENERALITAT VALENCIANA. *Instituto cartográfico de valencia*. 2012 <<http://terrasit.gva.es/es/ver>>
(consulta Julio 2012).

www.floradecanarias.com (consulta Julio 2012)

<http://www.british-wild-flowers.co.uk/J-Flowers/Juncus%20maritimus.htm> (consulta Julio 2012)

<http://www.wildflowers.co.il/english/picture.asp?ID=12412> (consulta Julio 2012)

www.biodiversidadvirtual.org (consulta Julio 2012)

<http://www.miradanatural.es/imagenes/galeria/16/679/grandes/1227641265.jpg> (consulta Julio
2012)

http://www.gencat.cat/big/img/151/BIG_151234409100509_00.jpg (consulta Julio 2012)

<http://luirig.altervista.org/pics/index4.php?search=Limonium+narbonense&page=2> (consulta Julio
2012)

[http://flora.huji.ac.il/browse.asp?action=showfile&fileid=11257&from=action=specie%26specie=LIMVI
R%26fileid=11257](http://flora.huji.ac.il/browse.asp?action=showfile&fileid=11257&from=action=specie%26specie=LIMVI
R%26fileid=11257) (consulta Julio 2012)

<http://www.bijenhelpdesk.nl/pld/PLD.Fotos/A/AsterTripolium/AsterTrip.htm> (consulta Julio 2012)