



# MICORRIZAS ARBUSCULARES ASOCIADAS A HALÓFITOS EN SALADARES DEL SURESTE IBÉRICO

Facultad de Ciencias Experimentales

Grado en Ciencias Ambientales

TRABAJO DE FIN DE GRADO

CURSO 2024/2025



CIENCIAS AMBIENTALES  
FACULTAD DE CIENCIAS EXPERIMENTALES

---

**Autor:**

Mario Ortega Vicedo

**Tutores:**

Joaquín Moreno Compañ

María Pilar Torres Martínez

Área de Botánica, Departamento de Biología Aplicada

Código COIR: TFG.GCA.JMC.MOV.250129

## RESUMEN

Los ambientes salinos son característicos del sureste de la Península Ibérica. A lo largo del litoral e interior se pueden observar estos paisajes que condicionan la vida de los seres vivos. Tanto como para albergar especialistas en la supervivencia en suelos con altas concentraciones de sal. Es la vegetación halófila, capaz de completar su ciclo de vida en estos ambientes. Para ello, las diferentes especies se adaptan con distintas técnicas de supervivencia, teniendo la distinción entre grupos funcionales: suculentos y no suculentos. En este caso, el grupo de especies suculentas estudiado es *Salicornia fruticosa* y *Arthrocaulon macrostachyum*. Mientras que *Limonium cossonianum*, como medida de supervivencia, excreta sal por sus hojas y *Lygeum spartum* es capaz de seleccionar las sales que requiere. Estas adaptaciones marcan la aparición de las especies en bandas de vegetación a lo largo del gradiente de salinidad. Siendo *S. fruticosa* la mayor adaptada a la salinidad, seguida de *A. macrostachyum*, *L. cossonianum* y *L. spartum*. Además de las distintas adaptaciones, estas especies muestran interacciones con los hongos micorrícicos, teniendo micorrizas, que ayudan a la supervivencia con el aporte de agua y nutrientes inmóviles necesarios para las plantas. Según los resultados obtenidos, se identifica la separación de porcentaje de micorrización de especies por grupo funcional (suculentas y no suculentas) dentro de la comunidad vegetal local de los diferentes saladares del sureste Ibérico. Cabe destacar, que la distribución depende de la planta huésped asociada al filtrado ambiental (conductividad eléctrica, humedad edáfica y la ratio  $Ca^{2+}/Na^{+}$ ), que forman un gradiente ambiental salino, característico en los saladares.

**Palabra clave:** Saladar, micorrizas arbusculares, halófilo, desertificación, bandas de vegetación, grupos funcionales.

## Summary

Saline environments are characteristic of the southeast of the Iberian Peninsula. These landscapes, observable along the coast and inland, condition the life of living beings. They are home to specialists in survival in soils with high salt concentrations: halophytic vegetation, capable of completing its life cycle in these environments. To achieve this, different species adapt with distinct survival techniques, distinguishing between functional groups (succulent and non-succulent). In this case, the group of succulent species studied is *Salicornia fruticosa* and *Arthrocaulon macrostachyum*. Meanwhile, *Limonium cossonianum*, as a survival measure, excretes salt through its leaves, and *Lygeum spartum* is able to select the salts it requires. These adaptations lead the appearance of species in vegetation bands along the salinity gradient. *S. fruticosa* is the most adapted to salinity, followed by *A. macrostachyum*, *L. cossonianum*, and *L. spartum*. In addition to distinct adaptations, these species show interactions with mycorrhizal fungi, specifically vesicular-arbuscular mycorrhizae, which aid survival by providing water and immobile nutrients necessary for plants. According to the obtained results, the percentage of mycorrhization of species by functional group (succulent and non-succulent) was identified within the local plant community of the different salt marshes in the southeastern Iberian Peninsula. It should be noted that the distribution depends on the host plant associated with environmental filtration (electrical conductivity, soil moisture and the  $\text{Ca}^{2+}/\text{Na}^{+}$  ratio), which form an environmental saline gradient typical of saltmarshes.

**Keywords:** Saltmarsh, arbuscular mycorrhizae, halophyte, desertification, vegetation bands, functional groups.

# Índice

<b>1. INTRODUCCIÓN</b> .....	5
1.1 Ambientes salinos y vegetación .....	5
1.2 Micorrizas.....	6
1.3 Diversidad funcional.....	8
<b>2. ANTECEDENTES Y OBJETIVOS</b> .....	9
2.1. Situación actual.....	9
2.2. Justificación.....	10
2.3. Objetivos .....	11
<b>3. MATERIALES Y MÉTODOS</b> .....	11
3.1. Zonas de estudio.....	11
3.2. Descripción de especies .....	15
3.3. Muestreo en campo .....	15
3.4. Trabajo en laboratorio .....	16
3.5. Análisis edáfico .....	17
3.6. Análisis de ordenación .....	17
<b>4. RESULTADOS</b> .....	18
4.1. Presencia de MA y porcentaje de micorrización .....	18
4.2. Caracterización edáfica.....	20
4.3. Análisis de ordenación .....	22
<b>5. DISCUSIÓN</b> .....	23
5.1. Patrones de micorrización según el grupo funcional.....	23
5.2. Tasas de micorrización a lo largo de saladares del sureste español .....	25
5.3. Filtrado ambiental y micorrización.....	26
<b>6. CONCLUSIONES Y PROYECCIÓN FUTURA</b> .....	26
<b>7. BIBLIOGRAFÍA</b> .....	27
<b>ANEXOS</b> .....	36

# 1. INTRODUCCIÓN

## 1.1 Ambientes salinos y vegetación

Los saladares son ambientes salinos caracterizados por su elevada concentración en sales ( $> 4$  mS/cm) (Chapman, 1974; Álvarez-Rogel, 1997). La mayoría de estos ambientes aparecen bajo condiciones secas, áridas y semiáridas, existiendo diferentes tipos de saladar dependiendo de su localización (Moreno et al., 2018). Por un lado, los saladares de litoral se ubican en zonas costeras, teniendo cotas muy bajas, la salinidad aflora por intrusión de agua salada del mar; mientras que, por otro lado, los saladares de interior están formados por la disolución de materiales salinos de zonas altas, que terminan acumulándose en las llanuras. Ambos tipos de saladares se ven afectados por las lluvias torrenciales características del clima Mediterráneo (Gómez-Zotano et al., 2015), generando estacionalidad de las concentraciones de sal (Moreno et al., 2018). Estas lluvias generan un lixiviado de sales en los saladares, arrastrando las sales a los horizontes más bajos del suelo. En cambio, durante los periodos de sequía las sales afloran en superficie por capilaridad, elevando de nuevo las condiciones de extrema salinidad (Porta et al., 1999). Además, las variaciones de la capa freática provocan subidas y bajadas del nivel piezométrico generando el mismo proceso de estacionalidad (Álvarez-Rogel et al., 2000).

Estos ambientes salinos representan hábitats bastante restrictivos para la vegetación debido a la presencia de sales en elevadas concentraciones, que suponen condiciones adversas para las plantas (Álvarez-Rogel, 1997; Porta et al., 1999). No obstante, las plantas halófilas (i.e., halófitos) han sido capaces de adaptarse a estos ambientes tan estresantes. Los halófitos son plantas que pueden completar su ciclo de vida en concentraciones de al menos 200 mM NaCl (Flowers y Colmer, 2008). Las plantas de saladares aparecen en bandas debido al gradiente de salinidad/humedad (Moreno et al., 2018). En concreto, las ratios  $K^+/Na^+$ ,  $Ca^{2+}/Na^+$ ,  $Ca^{2+}/Mg^{2+}$  y la ratio de absorción de sodio (RAS), junto a la humedad del suelo, son los gradientes edáficos más importantes para considerar en la zonación de la vegetación en saladares del sureste español (Álvarez-Rogel et al., 2000). Por ello, existen zonas ocupadas por plantas suculentas, capaces de sobrevivir en ambientes halófilos extremos, y otras zonas caracterizadas por

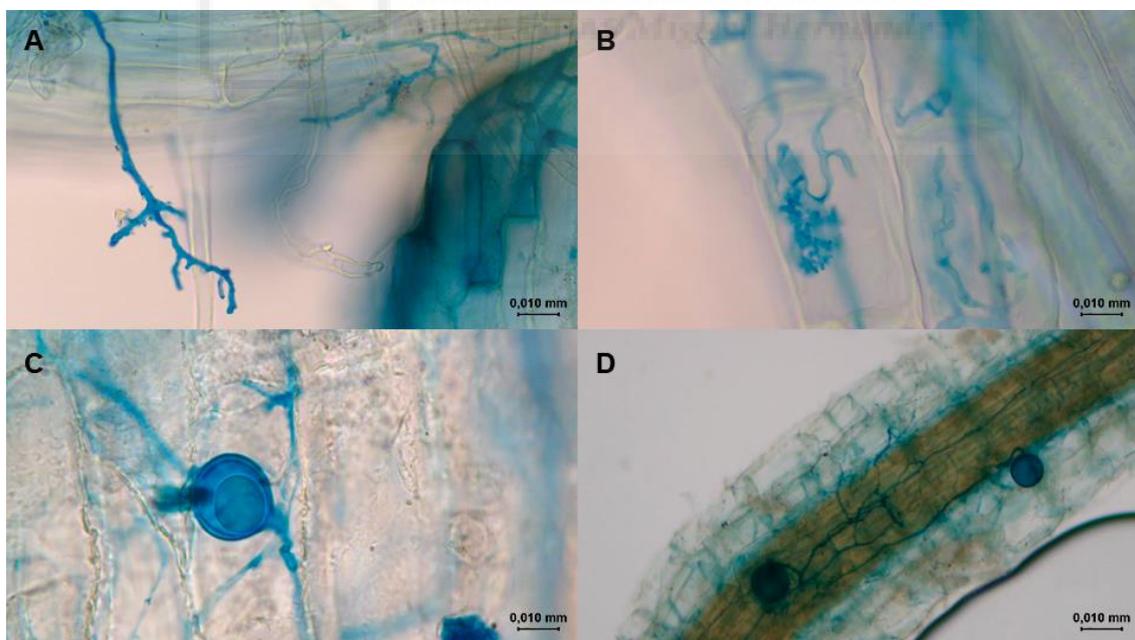
vegetación no suculenta a lo largo del gradiente de salinidad (Álvarez-Rogel, 1997). Así pues, las plantas suculentas abarcan las zonas con mayor salinidad y humedad, debido a la alta cantidad de agua por materia seca de las plantas y su acumulación de iones elevada en las vacuolas (Álvarez-Rogel et al., 2000; Lendínez, 2010). En esta zona del saladar, *Salicornia fruticosa* es dominante cuando el valor de RAS es mayor y *Arthrocaulon macrostachyum* domina en zonas con alta estacionalidad de humedad y salinidad (Álvarez-Rogel et al., 2000; Lendínez, 2010). En cambio, las especies no suculentas excretoras de sales por las hojas debido a las glándulas de sal (e.g., *Limonium cossonianum*) o con absorción selectiva de sales (e.g., *Lygeum spartum*), están adaptadas a las zonas con menor salinidad y más secas del saladar (Álvarez-Rogel et al., 2000; Lendínez, 2010).

## 1.2 Micorrizas

Las micorrizas son el resultado de una relación simbiótica mutualista en la cual interaccionan el sistema radicular de las plantas con las hifas de diferentes grupos de hongos, existiendo dos tipos bien diferenciados: las ectomicorrizas (ECM) y las micorrizas arbusculares (MA) (Aguilera Gómez et al., 2007; Alguacil et al., 2008). En las ectomicorrizas, los hongos (principalmente Basidiomicetos y Ascomicetos) se desarrollan entre las células corticales de las raíces formando la “red de Hartig”. Previamente a la formación de esta red las hifas del hongo rodean la superficie de la raíz formando un “manto”. En las ECM el micelio no llega a penetrar intracelularmente a las células de la raíz (Smith y Read, 2008). En cambio, en las MA las hifas de los hongos (Glomeromicetos) penetran la epidermis de la raíz (i.e., por actividad de enzimas hidrolíticas como las pectinas) y colonizan el córtex radical, siendo en las células corticales donde las hifas atraviesan la pared celular y se ramifican dicotómicamente desarrollando estructuras arbusculares (i.e., arbuscúlos) (Harley y Smith, 1983). Los arbuscúlos son una estructura fundamental de las MA ya que sirven de punto de intercambio de nutrientes (Figura 1B). De este modo, la planta se beneficia mejorando su tolerancia a la sequía, la ratio de fotosíntesis, la producción de biomasa y la acumulación de nutrientes inorgánicos. La extensión de la red micelar de los hongos micorrícicos arbusculares (HMA) ayuda a la planta ampliando su área de absorción radicular de agua y nutrientes esenciales como:

N, P, K, Ca, Mg, Mn, Zn y Cu (Marx, 1971). Además de las estructuras arbusculares, determinados géneros de HMA forman vesículas intercelulares que actúan como reservorio de nutrientes (Figura 1D). A su vez, los HMA confieren protección ante patógenos y longevidad de las raíces. Por su parte, el HMA al ser heterótrofo se beneficia de los hidratos de carbono sintetizados en la planta, mediante la fotosíntesis.

Según la literatura actual, se cree que alrededor del 95% de las plantas superiores están asociados con hongos micorrícicos (Smith y Read, 2008). Por ello, incluso en las zonas salinas del sureste de la Península Ibérica, los HMA se asocian a las plantas mejorando la tolerancia al estrés hídrico y salino (Barea et al., 2011; Ruíz-Lozano et al., 1996; Requena-Sánchez, 1996; López-Sánchez y Honrubia, 1992; Díaz y Honrubia, 1993, 1994). A su vez, los HMA mejoran la estructura de los suelos por la secreción de glicoproteínas, las cuales favorecen la formación de agregados. Las hifas de los HMA rompen el complejo arcillo-húmico y degradan las sustancias orgánicas, facilitando la absorción de estas por la planta (Sylvia y Williams, 1991).



**Figura 1.** **A**, Hifas de HMA en las raíces de *L. spartum*; **B**, Arbúsculos intracelulares en *L. spartum*; **C**, Esporas en la superficie de la raíz emitiendo hifas; **D**, Raíz micorrizada en la que se aprecian hifas y vesículas de reserva de lípidos en *A. macrostachyum*. Escala 0,010 mm. (Fotografías: Mario Ortega Vicedo).

### 1.3 Diversidad funcional

La diversidad funcional (DF), definida como el grado de diferencias de rasgos entre especies (Pavoine y Bonsall, 2011; Dainese et al., 2015). Rasgos denominados funcionales, que demuestran ser una herramienta útil para entender los procesos ecológicos (Lavorel y Garnier, 2002; Garnier et al., 2004). Así, los rasgos funcionales son cualquier rasgo morfológico, fisiológico o fenológico medible a nivel de individuo, los cuales influyen en la supervivencia y éxito reproductivo del individuo teniendo en cuenta el ambiente (Violle et al., 2007). Especies con mismos rasgos podrían vivir en las mismas condiciones ecológicas. La convergencia y divergencia de rasgos se podría observar cuando las especies coexistentes son, más o menos funcionalmente diversas de lo esperado por casualidad (Grime, 2006). En este marco, los gradientes ambientales caracterizan el entorno físico y químico que experimentan los organismos, fomentando la expresión de rasgos funcionales que permiten a las especies emplazadas en estos gradientes sobrevivir y mantener poblaciones en el tiempo. Por tanto, la DF serviría para predecir la respuesta de las comunidades vegetales frente a cambios ambientales. Siendo, el estudio de la DF y sus factores de control fundamentales para comprender la estructura, la composición y la dinámica de las comunidades vegetales (Pavoine y Bonsall, 2011; Dainese et al., 2015).

Según Diamond (1975), las comunidades de especies se establecen mediante las reglas de ensamblaje, las cuales son restricciones ecológicas que determinan la presencia o abundancia de una especie con respecto otras. Así, las reglas de ensamblaje son restricciones basadas en factores abióticos (filtrado ambiental) o bióticos (relaciones interespecíficas) (Weither y Keddy, 1995). En este contexto, el filtrado ambiental excluye las especies con rasgos menos adaptados a una condición, indicando que la probabilidad de que estén presentes o su abundancia será baja (de Bello et al., 2013). Cabe destacar que se forman filtrados anidados jerárquicamente hasta alcanzar la comunidad actual, basados en diferentes grupos. El primer grupo es el global con ensamblaje filogeográfico, mediante filtro de especiación, extinción y migración. Seguidamente, el ensamblaje de dispersión que indica aun grupo de especies regionales. Por último, el en ensamblaje biótico y abiótico, obteniendo el filtro de

especies locales (comunidad actual). A nivel local, los diferentes filtros representan distintas condiciones ambientales que prevalecen donde existe una especie, siendo filtros abióticos y bióticos. En este trabajo, a escala de ambiente salino, los factores abióticos son las características edáficas (i.e., contenido de humedad y salinidad) (Moreno et al., 2018). Estos procesos de ensamblaje pueden ocurrir en cualquier dirección y de diferente forma según la especie, el filtrado anidado es una herramienta conceptual (Götzenberger et al., 2012).

## **2. ANTECEDENTES Y OBJETIVOS**

### **2.1. Situación actual**

En las últimas décadas, se ha observado un elevado interés en estudios relacionados con HMA en ecosistemas semiáridos en general (Carvalho et al., 2001, 2002; Martínez y Pugnaire, 2009, 2011; entre otros) y en ambientes salinos en particular (Caravaca et al., 2005a, 2005b; Roda et al., 2008; entre otros). Por ejemplo, Martínez y Pugnaire (2009) y Caravaca et al. (2005b) estudiaron las interacciones entre comunidades de hongos y plantas, demostrando que la red micelar comunica las plantas que conforman la comunidad vegetal, influyendo de manera directa en la diversidad y composición de la comunidad. Además, indicaron que la diversidad de especies de HMA está relacionada con una alta diversidad funcional que regula en gran medida las interacciones entre las comunidades de HMA y de plantas (Martínez y Pugnaire, 2009; Caravaca et al., 2005b). A parte, otros estudios también manifiestan el papel fundamental de los HMA en la estructura, diversidad y funcionamiento de las comunidades vegetales y del ecosistema (Allen y Allen, 1984; van der Heijden et al., 1998a; Harnett y Wilson, 1999; Hart et al., 2003; Caravaca et al., 2005a; Torrecillas et al., 2014). En concreto, Caravaca et al. (2005a) evaluaron si un gradiente espacial de salinidad podía afectar a las propiedades microbiológicas y bioquímicas del suelo rizosférico y al grado de colonización por MA en sus raíces. Este estudio demostró un mayor grado de colonización por MA en las raíces presentes en zonas con menor salinidad del suelo rizosférico.

Igualmente, otros estudios han indicado que la presencia y ausencia de HMA aumenta la riqueza de especies vegetales (Grime et al., 1987; Gange et al., 1993; van der Heijden et al., 1998b), mientras en otros la disminuye (Harnett

y Wilson, 1999; Klironomos et al., 2000; O' Connor et al., 2002). Asimismo, se ha demostrado que factores abióticos como la humedad (Wolfe et al., 2006), la estructura (Lekberg et al., 2007) y composición química del suelo (Fitzsimns et al., 2008; Martínez y Pugnaire, 2011; Alguacil et al., 2016) se correlacionan con la distribución espacial de las comunidades de HMA. En cambio, otros estudios como (Carvalho et al., 2001; Caravaca et al., 2005a, 2005b), indican que la distribución de las micorrizas en saladares es más dependiente de la planta huésped que del estrés ambiental. En este contexto, este estudio permitirá aumentar el conocimiento actual sobre simbiosis micorrícica en ambientes áridos y semiáridos, permitiendo conocer con mayor detalle la relación hongo-planta y ampliar la literatura actual sobre este campo de conocimiento.

## 2.2. Justificación

Los enclaves salinos por sus particulares características albergan una gran cantidad de endemismos. Estos ambientes son considerados laboratorios naturales, donde se pueden estudiar gran variedad de ciclos ecológicos. También, son ambientes fragmentados de forma intrínseca por su naturaleza, teniendo vegetación parcheada y definida en bandas de vegetación que a su vez generan gran cantidad de ecotonos. Con todo ello, existen plantas adaptadas a estas condiciones estresantes debido a la alta concentración de sales en el medio, siendo capaces de sobrevivir y completar su ciclo de vida. Además, tienen un alto nivel ecológico, por acoger gran cantidad de aves acuáticas, al ofrecer alimentación y ser cobijo de aves migratorias. Por todo ello, los saladares habitualmente están incluidos en el Convenio RAMSAR (Ramsar, 1971).

Sin embargo, en la literatura actual no se han encontrado trabajos que aborden la rizosfera y la caracterización morfológica de organismos micorrícicos presentes en los suelos de saladares del sureste de la Península Ibérica, teniendo en cuenta grupos funcionales, siendo el presente trabajo innovador y original al estudiar la relación planta-hongo a lo largo del gradiente de salinidad por grupos funcionales de plantas. Así, este estudio aportará información relevante y novedosa sobre la presencia de HMA en saladares del sureste de la Península Ibérica, desvelando aspectos relacionados con el sesgo de información actual.

Por todo lo expuesto anteriormente, en el presente Trabajo Final de Grado (TFG) se propone un estudio que permita evaluar morfológicamente las micorrizas arbusculares asociadas presentes en plantas halófilas a lo largo del gradiente de salinidad en saladares del sureste Mediterráneo, con el fin de obtener los datos sobre el porcentaje de micorrización en estos enclaves. Cabe destacar que, este estudio no es exclusivamente necesario para conocer la presencia/ausencia y porcentaje de micorrización presentes en las raíces de la planta, sino que permitirá obtener información relevante para desarrollar futuros estudios relacionados con la multifuncionalidad y la dinámica de estos ambientes.

### 2.3. Objetivos

El objetivo general de este estudio es la detección de micorrizas arbusculares (MA) a lo largo del gradiente de salinidad en saladares del sureste de la Península Ibérica. Para ello, se han establecido los siguientes objetivos específicos:

1. Estudiar la presencia/ausencia de MA en la rizosfera de especies halófilas suculentas (i.e., *S. fruticosa* y *A. macrostachyum*).
2. Estudiar la presencia/ausencia de MA en la rizosfera de especies halófilas no suculentas (i.e., *L. cossonianum* y *L. spartum*).
3. Cuantificar específicamente el porcentaje de micorrización de los MA en cada uno de los saladares del sureste español estudiados.
4. Analizar la micorrización por MA en las distintas especies halófilas estudiadas a lo largo del gradiente de salinidad.

## 3. MATERIALES Y MÉTODOS

### 3.1. Zonas de estudio

El presente estudio se ha centrado en diversos ambientes salinos situados en el sureste de la Península Ibérica (Tabla 1). En particular, se han seleccionado diez saladares representativos: (1) Agua Amarga, (2) Fontcalent, (3) Requena, (4) Cordovilla, (5) Agramón, (6) “El Carmolí”, (7) El Ajauque, (8) Los Canos, (9) Garrucha y (10) Desembocadura del Río Andarax. La elección de

estos enclaves responde a su valor como ejemplos significativos de ecosistemas salinos, tanto litorales como de interior, distribuidos a lo largo del sureste español, abarcando las provincias de Alicante, Murcia, Almería y Albacete (Figura 2).

El Saladar de Agua Amarga, caracterizado por un piso bioclimático termomediterráneo semiárido (Tabla 1), carece de una figura legal de protección específica. Se trata de uno de los saladares litorales de la provincia de Alicante más expuestos a la degradación, debido a la creciente presión antrópica. Aunque no cuenta con protección directa, está incluido en el Convenio Ramsar y, por tanto, forma parte del Catálogo de Zonas Húmedas de la Comunidad Valenciana y del Inventario Español de Zonas Húmedas (código IH521007). A pesar de ello, este saladar conserva de forma visible las bandas de vegetación dominante a lo largo del gradiente de salinidad. En el interior de la provincia, se encuentra también el Saladar de Requena (Villena), que presenta un piso bioclimático mesomediterráneo seco (Tabla 1). Este enclave forma parte de la Zona de Especial Conservación (ZEC) de la Red Natura 2000, bajo la denominación “Laguna de Salinas, Salero y Cabecicos de Villena”, según el Decreto 12/2023, de 10 de febrero, publicado en el Diario Oficial de la Generalitat Valenciana nº 9534, de 15 de febrero de 2023. Está registrado en el Inventario Español de Zonas Húmedas con el código IH521005. Conocido como el Salero Viejo, este espacio sigue siendo explotado actualmente, con una producción anual de hasta 1.000 toneladas de sal. Por último, el Saladar de Fontcalent con piso bioclimático termomediterráneo semiárido y considerado saladar de interior, está presente en el Catálogo de protección de Alicante como Protección General Integral (BCI). Cabe destacar, su Microrreserva de Flora “Saladar de Fontcalent”.

En la provincia de Albacete se encuentran también los saladares de Cordovilla y Agramón, ambos localizados en un entorno con piso bioclimático mesomediterráneo semiárido (Tabla 1). El Saladar de Cordovilla cuenta con diversas figuras de protección: forma parte de la Zona de Especial Conservación (ZEC) de la Red Natura 2000 bajo la denominación “Saladares de Cordovilla y Agramón y laguna de Alboraj” (código ES4210011), ha sido declarado Reserva Natural (DOCM 260/2006) y dispone de un Plan de Ordenación de los Recursos Naturales (DOCM 28/1996). Asimismo, está incluido en el Inventario Español de

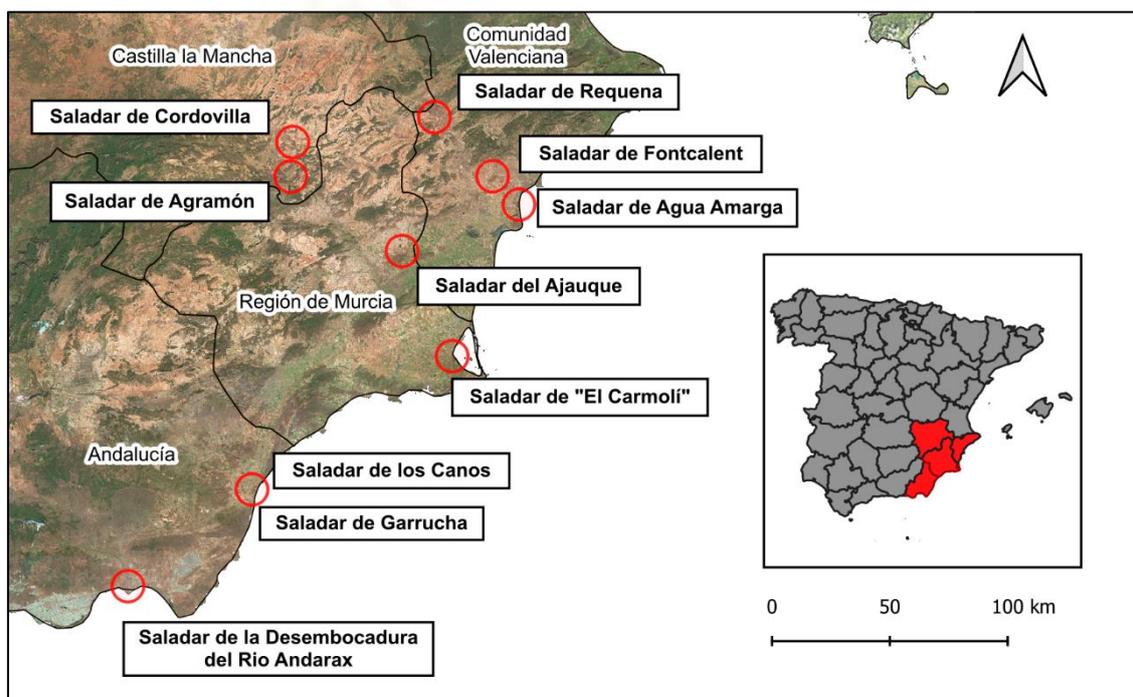
Zonas Húmedas con el código IH421058. Este ecosistema salino constituye un enclave único y representativo que aporta elementos distintivos al paisaje, con un alto valor ecológico. Se considera, de hecho, uno de los saladares de interior mejor conservados de España.

También se incluyen en este estudio varios saladares ubicados en la Región de Murcia, concretamente el Saladar de “El Carmolí” (San Javier) y el Saladar del Ajauque (Fortuna), ambos en un contexto bioclimático termomediterráneo semiárido (Tabla 1). Estos enclaves están recogidos en el Inventario Español de Zonas Húmedas con los códigos IH620005 y IH620015, respectivamente. A pesar de compartir características climáticas, presentan diferencias en su ubicación y zonación: “El Carmolí” es un saladar de litoral, mientras que El Ajauque se sitúa en el interior. El saladar de “El Carmolí” está compuesto mayoritariamente por el hábitat prioritario 1510 “Estepas salinas mediterráneas (Limonietalia)”. Está integrado en la Zona de Especial Conservación (ZEC) “Espacios Abiertos e Islas del Mar Menor” (ES6200006), así como en la Zona de Especial Protección para las Aves (ZEPA) del mismo nombre (ES0000260). Por su parte, el Saladar del Ajauque, clasificado como paisaje protegido de categoría UICN V (paisajes terrestres/marinos protegidos), forma parte de la ZEC y ZEPA “Humedal del Ajauque y Rambla Salada” (ES0000005 y ES0000195, respectivamente). En este enclave destaca la buena conservación de las comunidades de vegetación halófila, especialmente los tayarales de *Tamarix boveana* Bunge y las formaciones dominadas por especies del género *Limonium* L.

Finalmente, se han considerado los saladares litorales de la provincia de Almería: el Saladar de Los Canos y el Saladar de Garrucha, ambos localizados en una zona con piso bioclimático termomediterráneo semiárido-árido (Tabla 1). El Saladar de Los Canos está incluido en el Inventario Español de Zonas Húmedas (RD 435/2004, de 12 de marzo) con el código IH611018, y también forma parte del Inventario de Humedales de Andalucía (IHA611018). En contraste, el Saladar de Garrucha y el Saladar de la desembocadura del Río Andarax no cuentan con ninguna figura de protección ni están registrados en ningún catálogo oficial.

**Tabla 1.** Características de los saladares estudiados.

Saladar	Localidad	Zona	Piso bioclimático	ETRS89 UTM 30N
<b>Agua Amarga</b>	Alicante (Alicante)	Litoral	Termomediterráneo Semiárido	X: 716478 Y: 4239819
<b>Requena</b>	Villena (Alicante)	Interior	Mesomediterráneo Seco	X: 680894 Y: 4278249
<b>Fontcalent</b>	Alicante (Alicante)	Interior	Termomediterráneo Semiárido	X: 703350 Y: 4252500
<b>Cordovilla</b>	Tobarra (Albacete)	Interior	Mesomediterráneo Semiárido	X: 620213 Y: 4266478
<b>Agramón</b>	Agramón (Albacete)	Interior	Mesomediterráneo Semiárido	X: 618580 Y: 4257120
<b>El Ajaque</b>	Fortuna (Murcia)	Interior	Termomediterráneo Semiárido	X: 666633 Y: 4222162
<b>"El Carmolí"</b>	San Javier (Murcia)	Litoral	Termomediterráneo Semiárido	X: 689043 Y: 4175284
<b>Los Canos</b>	Vera (Almería)	Litoral	Termomediterráneo Semiárido	X: 605039 Y: 4120143
<b>Garrucha</b>	Garrucha (Almería)	Litoral	Termomediterráneo Semiárido	X: 601600 Y: 4118350
<b>Río Andarax</b>	Almería (Almería)	Litoral	Termomediterráneo Semiárido	X: 563500 Y: 4078500



**Figura 2.** Mapa de los saladares estudiados del SE de la Península Ibérica.

<https://www.ign.es/wms-inspire/pnoa-ma>

### 3.2. Descripción de especies

*Salicornia fruticosa* (L.) L. y *Arthrocaulon macrostachyum* (Moric.) Piirainen & G.Kadereit pertenecen a la familia Quenopodiáceas, son nanofanerófitos y suculentas acumuladoras de sales en las vacuolas. Por un lado, *S. fruticosa* es la especie de estudio mejor adaptada a los cambios de nivel freático e inundación provocado por lluvias torrenciales, se encuentra en las zonas más salinas de los saladares (Moreno et al., 2018). Por otro lado, *A. macrostachyum* presenta un porte menor que *S. fruticosa*, por ello le afectan más los periodos de inundación. Dentro del grupo funcional de especies no suculentas, se incluyen *Limonium cossonianum* Kuntze y *Lygeum spartum* L. *L. cossonianum*, una plumbaginácea con hábito caméfito, presenta un mecanismo de excreción de sales a través de glándulas especializadas en las hojas, y se distribuye en zonas con salinidad intermedia (Moreno et al., 2018). En cambio, *L. spartum*, perteneciente a la familia Poaceae, es un geófito rizomatoso que realiza una absorción selectiva de sales, y se encuentra en las bandas de vegetación con los niveles más bajos de salinidad (Moreno et al., 2018)

### 3.3. Muestreo en campo

Se identificaron las bandas de vegetación halófila dominante existentes en los diferentes saladares. En cada banda se seleccionaron cinco individuos representativos al azar, se tomaron muestras de raíces y se depositaron en bolsas de papel rotuladas con su código identificativo. Además, se recogieron muestras de rizosfera en bolsas de plástico bien etiquetadas. Cabe destacar que el número de muestras varió según el saladar muestreado dependiendo de la presencia/ausencia de las bandas de vegetación dominantes. Así pues, se obtuvieron un total de 160 muestras tanto de rizosfera como de raíces. Es importante enfatizar que las muestras se trasladaron en neveras de corcho y se depositaron en los congeladores del laboratorio, ya que la rizosfera es una zona del suelo directamente influenciada por las secreciones de las raíces y los microorganismos asociados. Los procesos biológicos y químicos en esta área son muy sensibles a los cambios de temperatura.

### 3.4. Trabajo en laboratorio

Una vez descongeladas las muestras, se separaron las raíces del suelo de la rizosfera, colocándolas en tubos individuales. A continuación, se tiñeron las raíces según el método tradicional de Phillips y Hayman (1970), que se basa en la tinción con Azul Tripán al 0,05% (p/v) en Lactoglicerol, para poder visualizar las micorrizas en muestras preparadas de microscopia óptica. Cabe destacar que, para obtener la solución de tinción, se disolvieron 62,5 ml de glicerina, ácido láctico, agua destilada y 12,5 ml de Azul de Tripán (Lugo et al., 2018). Además, para preparar la solución de lavado, que fue utilizado para quitar el exceso de colorante de las raíces teñidas, se hizo la mezcla de hidróxido de potasio (KOH) con agua destilada (Lugo et al., 2018).

De cada muestra se trabajó con trozos de raíz de 1 cm, las cuales se introdujeron en tubos de ensayo con la solución de lavado y se calentaron al baño maría durante 30 minutos para clarificarlas. Las raíces clarificadas se lavaron con agua destilada, retirando los excesos de KOH. Seguidamente, las raíces se colocaron en nuevos tubos de ensayo con la solución de Azul Tripán al baño maría durante 30 min. Las raíces se lavaron con agua destilada para eliminar el exceso de colorante y se conservaron en ácido láctico en nevera. Finalmente, se hicieron las preparaciones de las muestras teñidas para su observación a microscopio. Se utilizó el programa (iScope® con cámara incorporada, Euromex) para tomar imágenes de las muestras de estudio. Además, de cada una de las muestras preparadas se calculó el porcentaje de micorrización de las muestras mediante el método de Giovanetti y Mosse (1980). Se cuadrícularon placas Petri donde se colocaron al azar las raíces teñidas. A continuación, se contabilizó el número total de intersecciones entre las raíces y la cuadrícula. Tras obtener este dato, se examinaron las intersecciones bajo una lupa binocular, observando el número de intersecciones que tenían infección de HMA. Con el fin de aumentar el rigor metodológico, se realizó un replicado independiente del procedimiento, y las mediciones resultantes fueron promediadas. Tras el conteo, se calculó el porcentaje de micorrización mediante la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de micorrización} = \frac{n^{\circ} \text{ total de intersecciones micorrizadas}}{n^{\circ} \text{ total de intersecciones}} \times 100$$

### 3.5. Análisis edáfico

Las muestras de suelo recolectadas de cada banda de vegetación fueron homogeneizadas para realizar la caracterización edáfica de cada una de las zonas de estudio. La humedad del suelo se estimó inmediatamente después de su recolección, se utilizó el método de retención de agua de 12 horas en una estufa a 110°C (Burt, 2004). El resto de muestra se dejó secar al aire y se pasó por un tamiz de 2mm de luz de malla, separando la fracción que nos interesa para posteriormente analizarla en laboratorio (Burt, 2004). Los extractos de saturación se obtuvieron de las pastas saturadas anteriormente preparadas mediante el uso de la trompa de vacío. Posteriormente, se calculó la conductividad eléctrica (C.E.) de los extractos de saturación usando un conductímetro Crison CM 35+. Además, se calcularon las concentraciones específicas en ppm de sodio (Na<sup>+</sup>), potasio (K<sup>+</sup>), calcio (Ca<sup>2+</sup>), magnesio (Mg<sup>2+</sup>) y sulfuro (S) [usando el indicador de sulfato (SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>)] de los extractos de saturación mediante el Espectroscopía de Emisión Atómica de Plasma Acoplado Inductivamente (ICP-AES) (Perkin Elmer 7300 DV). Las longitudes de onda usadas fueron 589 nm para Na<sup>+</sup>, 766 nm para K<sup>+</sup>, 317 nm para Ca<sup>2+</sup>, 279 nm para Mg<sup>2+</sup>, y 180,7 y 182,0 nm para S. Las concentraciones de cationes se utilizaron para calcular las ratios Ca<sup>2+</sup>/Mg<sup>2+</sup>, Ca<sup>2+</sup>/Na<sup>+</sup> y K<sup>+</sup>/Na<sup>+</sup> y la ratio de absorción de sodio (RAS) (Figura 3) (Burt, 2004). A parte, se calculó la concentración de cloruros de los extractos de saturación mediante una argentometría con nitrato de plata (AgNO<sub>3</sub>) (Harris, 2003).

$$RAS = \frac{Na^+}{\sqrt{\frac{Ca^{2+} + Mg^{2+}}{2}}}$$

**Figura 3.** Fórmula de la ratio de absorción de sodio (RAS).

### 3.6. Análisis de ordenación

Una vez se obtuvieron los datos experimentales, se realizó un Análisis de Redundancia (RDA) para explorar y cuantificar la relación entre el porcentaje de micorrización (variable respuesta) y un conjunto de variables independientes explicativas (predictores). Para seleccionar los predictores más adecuados a incluir en el modelo de estudio, se realizó previamente un análisis de correlación

de Pearson. Esto permitió identificar y evitar la inclusión de variables altamente correlacionadas entre sí, con el fin de reducir la multicolinealidad y mejorar la robustez del modelo. Así, los predictores seleccionados fueron la C.E., RAS, el porcentaje de humedad y la relación  $\text{Ca}^{2+}/\text{Na}^{+}$ . Asimismo, se calculó el Factor de Inflación de la Varianza (VIF, por sus siglas en inglés) para detectar multicolinealidad entre las variables explicativas en el modelo de regresión. Los análisis se realizaron utilizando el software estadístico R (R Core Team, 2024). El RDA se llevó a cabo mediante la función *rda* del paquete *vegan* (Oksanen et al., 2018), la correlación de Pearson se calculó con la función *cor* en el paquete *corrplot* (Wei y Simko, 2024), y la estimación del VIF se realizó con la función *vif* del paquete *car* (Fox y Weisberg, 2019)

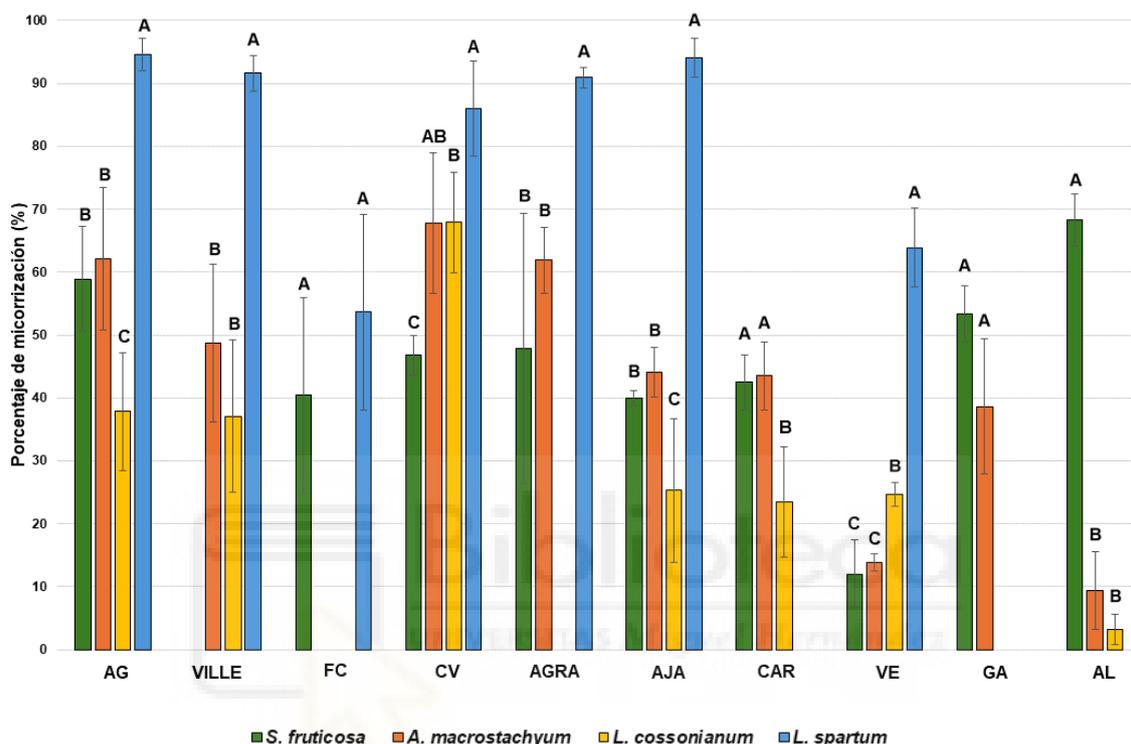
## 4. RESULTADOS

### 4.1. Presencia de MA y porcentaje de micorrización

Según los resultados obtenidos, se han observado presencia de HMA en las cinco réplicas de raíces teñidas de cada uno de los saladares estudiados para cada banda de vegetación (i.e., *S. fruticosa*, *A. macrostachyum*, *L. cossonianum* y *L. spartum*).

El porcentaje de micorrización obtenido en las diferentes bandas de vegetación en el Saladar de Agua Amarga mostró diferencias significativas ( $P \leq 0,05$ ) entre *L. spartum*, *L. cossonianum* y las dos especies suculentas (*S. fruticosa* y *A. macrostachyum*). *L. spartum* alcanzó el mayor porcentaje de micorrización (94,59%), siendo la especie más infectada, mientras que *L. cossonianum* presentó el porcentaje más bajo (37,86%) (Figura 4). Además, *S. fruticosa* (58,91%) y *A. macrostachyum* (62,12%), ambas especies suculentas, no mostraron diferencias significativas entre ellas. Por otro lado, en el Saladar de Requena, únicamente se observaron diferencias significativas entre *L. spartum* (91,62%), *A. macrostachyum* y *L. cossonianum* un (48,68% y 37,09%, respectivamente) ( $P \leq 0,05$ ). Seguidamente, se observó que en el Saladar de Fontcalent no existen diferencias significativas entre especies de diferentes grupos funcionales (i.e., *L. spartum* y *S. fruticosa*). Además, en el Saladar de

Cordovilla se obtuvieron diferencias significativas para *S. fruticosa* (46,78%), *L. cossonianum* (67,83%) y *L. spartum* (86,02%) ( $P \leq 0,05$ ). Asimismo, no se encontraron diferencias significativas con *A. macrostachyum* entre *L. cossonianum* y *L. spartum*.



**Figura 4.** Porcentaje de micorrización por bandas de vegetación halófila (*S. fruticosa*, *A. macrostachyum*, *L. cossonianum* y *L. spartum*) en diferentes saladares del sureste de la Península Ibérica. Abreviaturas: AG, Saladar de Agua Amarga; VILLE, Saladar de Requena; FC, Saladar de Fontcalet; CV, Saladar de Cordovilla; AGRA, Saladar de Agramón; AJA, Saladar del Ajauque; CAR, Saladar de “El Carmolí”; VE, Saladar de los Canos; GA, Saladar de Garrucha; AL, Saladar de la desembocadura del Río Andarax

A su vez, en el Saladar de Agramón, el estudio de porcentaje de micorrización mostró como las especies suculentas, *S. fruticosa* y *A. macrostachyum*, no presentaron diferencias significativas (47,85% y 61,91%, respectivamente). Por otro lado, *L. spartum* mostró diferencias significativas respecto a las especies anteriores con un 90,90% de micorrización ( $P \leq 0,05$ ). Cabe destacar, que en el Saladar de Garrucha con la única presencia de *S. fruticosa* y *A. macrostachyum* no se identificaron diferencias significativas. Teniendo, *S. fruticosa* un 53,43% de micorrización y *A. macrostachyum* un

38,63% (Figura 4). En comparación, el Saladar de los Canos muestra diferencias significativas entre *L. spartum*, *L. cossonianum* y ambas suculentas (*S. fruticosa* y *A. macrostachyum*) ( $P \leq 0,05$ , Figura 3). *L. spartum* sigue siendo la especie con mayor porcentaje de micorrización (63,90%). Seguida de, *L. cossonianum* con un 24,69% de micorrización. Por último, las dos especies de suculentas (*S. fruticosa* y *A. macrostachyum*) con un 12,05% y 13,84% de micorrización respectivamente. Por último, el Saladar de la desembocadura del Río Andarax muestra la mayor micorrización de *S. fruticosa* (68,36%) demostrando diferencias significativas con *A. macrostachyum* (9,46%) y *L. cossonianum* (3,21%).

#### 4.2. Caracterización edáfica

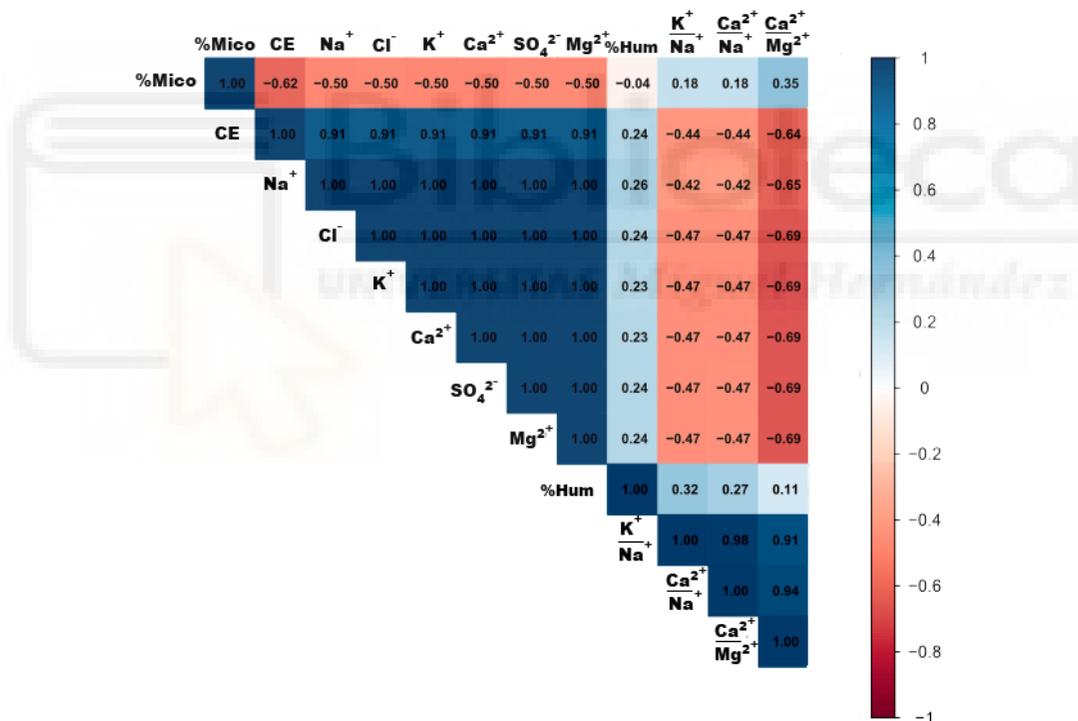
En la tabla (Tabla 3), se muestran los rangos ambientales C.E., Na<sup>+</sup> (sodio), Cl<sup>-</sup> (cloro), K<sup>+</sup> (potasio), Ca<sup>2+</sup> (calcio), SO<sub>4</sub><sup>2-</sup> (sulfuro), Mg<sup>+2</sup> (magnesio), ratio K<sup>+</sup>/Na<sup>+</sup>, ratio Ca<sup>+2</sup>/Na<sup>+</sup>, Ca<sup>+2</sup>/Mg<sup>+2</sup>, RAS (razón de absorción de sodio) y el porcentaje de humedad de las especies halófilas a lo largo de los saladares del sureste de la Península Ibérica. Estas tablas se han obtenido de las tablas (Tablas A y B en Anexos). Destaca la diferencia entre los rangos ambientales de *L. spartum* para C.E., Na<sup>+</sup>, Cl<sup>-</sup>, K<sup>+</sup>, Ca<sup>2+</sup>, SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>, Mg<sup>+2</sup> y RAS, por su notoria disminución en el rango máximo con respecto a las demás especies. Asimismo, *L. cossonianum* destaca en los rangos ambientales referentes a la ratio K<sup>+</sup>/Na<sup>+</sup>, ratio Ca<sup>+2</sup>/Na<sup>+</sup> y la ratio Ca<sup>+2</sup>/Mg<sup>+2</sup>, también por sus valores tan bajos en sus rangos máximos frente a las demás especies. En cuanto, al porcentaje de humedad se diferencian los rangos de *L. spartum* frente a las otras especies, siendo éstas muy similares a excepción del repunte de humedad máximo en *A. macrostachyum*.

**Tabla 3.** Rangos ambientales de las especies halófilas en diferentes saladares del sureste español. Abreviaturas: C.E., conductividad eléctrica.

Especie_sitio	C.E.	Na <sup>+</sup>	Cl <sup>-</sup>	K <sup>+</sup>	Ca <sup>2+</sup>	SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup>	Mg <sup>2+</sup>
<i>L. spartum</i>	2,12 - 42,55	0,0025 - 8379,13	519,63 - 17360,76	15,99 - 295,43	1307,38 - 1876,60	1324,34 - 1876,60	156,39 - 1448,58
<i>L. cossonianum</i>	11,33 - 90,5	477,46 - 20513,17	4353,17 - 37335,58	79,60 - 626,86	1436,96 - 2551,74	1708,58 - 5014,47	450,53 - 2981,21
<i>A. macrostachyum</i>	1,72 - 102,5	0,0025 - 23549,84	350,92 - 42334,49	13,19 - 709,8	1301,68 - 2720,7	1307,43 - 5515,52	143,45 - 3364,77
<i>S.fruticosa</i>	2,72 - 102,5	0,0025 - 23549,84	766,45 - 42334,49	20,09 - 709,8	1315,73 - 2720,7	1349,08 - 5515,52	175,33 - 3364,77

Especie_sitio	K <sup>+</sup> /Na <sup>+</sup>	Ca <sup>2+</sup> /Na <sup>+</sup>	Ca <sup>2+</sup> /Mg <sup>2+</sup>	RAS	%Humedad
<i>L. spartum</i>	0,035 - 8712,208	0,22 - 527670,72	1,30 - 8,36	9,12·10 <sup>-5</sup> - 205,5	6,28 - 43,53
<i>L. cossonianum</i>	0,031 - 0,17	0,12 - 3,01	0,86 - 3,19	15,54 - 390	13,17 - 63,75
<i>A. macrostachyum</i>	0,031 - 5864,464	0,12 - 521869,76	0,81 - 9,07	9,27·10 <sup>-5</sup> - 426,93	13,09 - 74,79
<i>S.fruticosa</i>	0,03 - 8477,2	0,12 - 527192,00	0,81 - 7,50	9,13·10 <sup>-5</sup> - 426,93	10,67 - 59,80



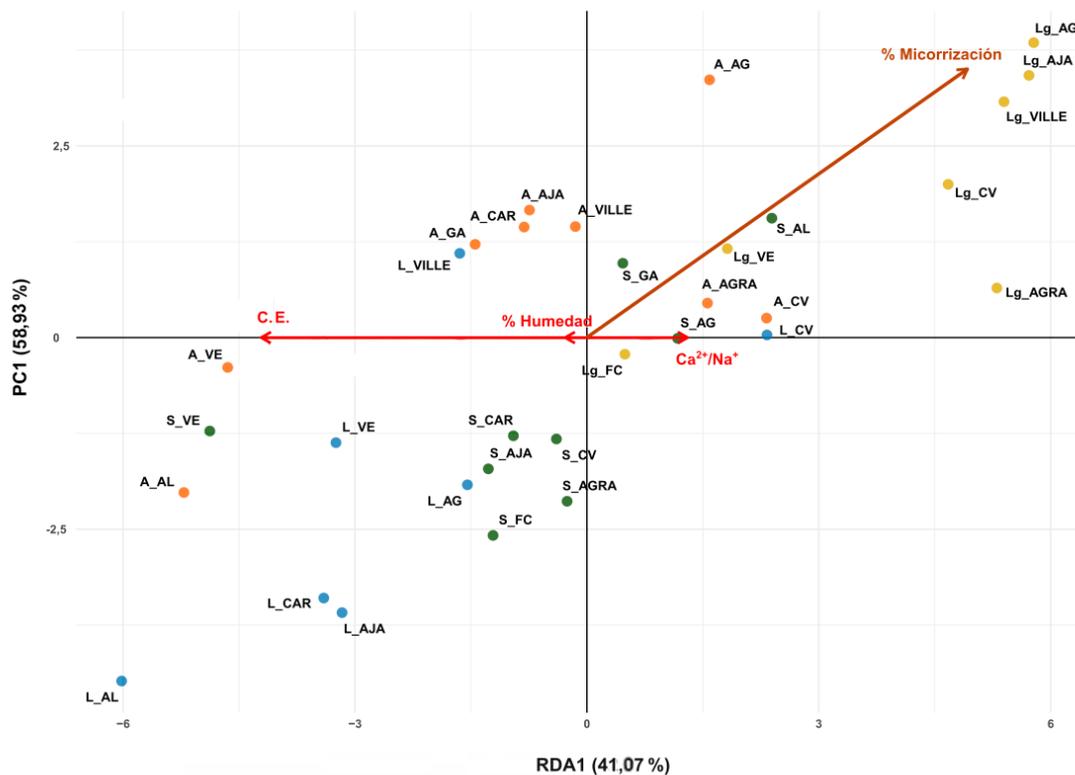
**Figura 5.** Matriz de correlación de Pearson. Abreviaturas: %Mico (porcentaje de micorrización), C.E. (conductividad eléctrica), Na<sup>+</sup> (sodio), Cl<sup>-</sup> (cloro), K<sup>+</sup> (potasio), SO<sub>4</sub><sup>2-</sup> (sulfuro), Mg<sup>2+</sup> (magnesio), %Hum (porcentaje de humedad), ratio K<sup>+</sup>/Na<sup>+</sup>, ratio Ca<sup>2+</sup>/Na<sup>+</sup> y la ratio Ca<sup>2+</sup>/Mg<sup>2+</sup>.

### 4.3. Análisis de ordenación

La matriz de correlación de Pearson mostró como la variable respuesta el porcentaje de micorrización (%Mico) y las variables ambientales (predictores) no están correlacionadas ( $R^2 \leq 0,60$ ) (Figura 5). Además, las variables explicativas menos correlacionadas con respecto al predictor de conductividad eléctrica (C.E.) fueron el porcentaje de humedad (%Hum) con ( $R^2 = 0,24$ ), la ratio  $K^{2+}/Na^+$  y  $Ca^{2+}/Na^+$  ( $R^2 = -0,44$ ); ( $R^2 = 0,18$ ) y la ratio  $Ca^{2+}/Mg^{2+}$ ; ( $R^2 = -0,64$ ), siendo C.E. la variable con mayor correlación de la matriz. Cabe destacar que el VIF (*Variance Inflation Factor*) del porcentaje de humedad (VIF = 1,32) y  $Ca^{2+}/Na^+$  (VIF = 1,64) son altamente colineales, siendo variables óptimas para explicar el modelo. En cambio, C.E. (VIF = 5,39) muestra valores más altos, aunque estos entran en rangos de colinealidad moderada. En consecuencia, se procedió a utilizar dichas variables para realizar un análisis de ordenación.

El diagrama de ordenación mostró que el eje 1 del RDA explicó el 41,07% de la varianza total de los datos, representando la parte de la variación explicada por las variables ambientales incluidas en el modelo (Figura 6). Por otro lado, el eje 2 corresponde a un Análisis de Componentes Principales (PCA) que refleja el 58,93% restante de la varianza, es decir, la variación no explicada por las variables ambientales consideradas en el análisis restringido (Figura 6).

La distribución general de los puntos en el diagrama separa las especies en tres grupos bien diferenciados. La primera zona está dominada principalmente por *L. spartum* (parte derecha superior del espacio euclídeo), que presenta un alto porcentaje de micorrización y una preferencia por áreas con una elevada relación  $Ca^{2+}/Na^+$  y bajos niveles de humedad y conductividad eléctrica (C.E.). En el centro del diagrama se agrupan la mayoría de las muestras de *A. macrostachyum* y *S. fruticosa* (especies suculentas), mostrando afinidad con condiciones ambientales de salinidad en un rango variable (Figura 6). Por último, *L. cossonianum* se distribuye en una zona más dispersa (Figura 6), asociándose a áreas con mayores valores de C.E. y porcentaje de humedad (parte izquierda inferior del espacio euclídeo). Cabe destacar que esta especie presenta bajos porcentajes de micorrización en determinadas muestras (e.g., desembocadura del Río Andarax, “El Carmolí” y El Ajauque).



**Figura 6.** Diagrama del Análisis de Redundancia (RDA) que representa la distribución de bandas de vegetación halófila en diferentes saladares, teniendo en cuenta su correlación con la variable respuesta (mico) y los distintos predictores (C.E., RAS, %Humedad y Ca<sup>2+</sup>/Na<sup>+</sup>). *L. spartum* (Lg) está marcado en amarillo, *S. fruticososa* (S) en verde, *L. cossonianum* (L) en azul y *A. macrostachyum* (A) en naranja. Abreviaturas de saladares: AG, Saladar de Agua Amarga; VILLE, Saladar de Requena; FC, Saladar de Fontcalent; CV, Saladar de Cordovilla; AGRA, Saladar de Agramón; AJA, Saladar del Ajauque; CAR, Saladar de “El Carmolí”; VE, Saladar de los Canos; GA, Saladar de Garrucha; AL, Saladar de la desembocadura del Río Andarax.

## 5. DISCUSIÓN

### 5.1. Patrones de micorrización según el grupo funcional

Según los resultados obtenidos, todas las bandas de vegetación dominadas por diferentes grupos funcionales (i.e., suculentas, excretoras de sal y especies con absorción selectiva de sales) han mostrado infección por hongos micorrícicos arbusculares (HMA). Esto es altamente reseñable en las especies suculentas estudiadas (*S. fruticososa* y *A. macrostachyum*), ya que las Quenopodiáceas se han considerado tradicionalmente como especies no micorrícicas (He et al., 2002; Medve, 1983; Miller, 1979; O’Connor et al., 2001; Püschel et al., 2007). No obstante, Martínez-García (2011) reportó presencia micorrícica en esta familia, considerando que el ambiente hostil en que residen

estas especies favorecería la colonización de MA de una forma más específica. Así pues, el presente estudio apoyaría esta evidencia, mostrando como *S. fruticosa* y *A. macrostachyum* no sólo están micorrizadas, sino que presentaría porcentajes de micorrización bastante similares. Es más, *S. fruticosa* y *A. macrostachyum* presentaron el menor porcentaje de micorrización en la mayoría de los saladares estudiados en comparación con el resto de las bandas dominantes en esos sitios. Todo ello podría deberse a su situación espacial en el saladar, estando relacionado con la aparición de estas especies en las zonas con mayor inundación (Augé, 2001; Martínez-García, 2011). Además, en ocasiones el porcentaje de micorrización de las Quenopodiáceas han superado a la observada en especies de la familia Plumbagináceas (*L. cossonianum*).

*L. cossonianum* ha demostrado una alta adaptabilidad al suelo, ya que se integra mejor a lo largo del gradiente de salinidad, apareciendo muchas veces entre bandas al lado de *A. macrostachyum* y *S. fruticosa*. Esto puede ser debido al alto nivel de lignificación de las raíces, permitiéndole soportar mejor la salinidad (obs. pers.). Además, los bajos valores de porcentaje de micorrización de *L. cossonianum* podría explicarse por esto mismo, siendo la alta lignificación la que evite la infección de individuos adultos. De acuerdo con esto, Chen et al. (2018) presentaron varios rasgos destinados a optimizar el hábitat micorrícico, incluyendo una baja lignificación y un área de corteza alta y baja densidad de tejidos. Así, los HMA se propagarían mejor en individuos jóvenes con raíces menos leñosas, ayudando a su desarrollo en sus primeras etapas de vida. Finalmente, el género *Lygeum* destaca sobre los demás por su alto porcentaje de micorrización. Esto podría deberse a la afinidad propia de este género con diversos HMA (Díaz y Honrubia, 1993).

Así pues, las bandas de vegetación dominadas por diferentes grupos funcionales han presentado un porcentaje de micorrización diferente, coincidiendo con la estructura del saladar a lo largo del gradiente de salinidad. Por ende, las especies suculentas (*S. fruticosa* y *A. macrostachyum*) han mostrado una baja infección por HMA, mientras que las especies no suculentas (*L. cossonianum* y *L. spartum*) han presentado mayores porcentajes de infección micorrícica (con excepción de *L. cossonianum* en algunos saladares). Cabe destacar que las especies con absorción selectiva de sales (*L. spartum*)

mostraron un mayor porcentaje de micorrización en comparación con los excretos de sal (*L. cossonianum*). Similarmente, Roda et al. (2008) hallaron patrones similares al estudiar la influencia del anegamiento y del gradiente de salinidad sobre la cantidad de esporas y el nivel de colonización por MA en ambientes salinos, encontrando como las parcelas con mayor salinidad y anegamiento mostraron una disminución en el número de esporas en el suelo, así como una reducción en el porcentaje de micorrización. Sin embargo, existen trabajos que han reportado que la colonización por HMA en saladares no está necesariamente determinada por la posición de las plantas dentro del gradiente de salinidad o de humedad, sino más bien por los periodos fenológicos de las especies hospedadoras (Carvalho et al., 2001; Dumbrell et al., 2011).

## 5.2. Tasas de micorrización a lo largo de saladares del sureste español

El análisis de los distintos ambientes salinos ha revelado diferencias significativas en la distribución de las bandas de vegetación halófila entre los diferentes saladares estudiados. En particular, se ha observado una disminución general en los niveles de micorrización de las especies halófilas presentes en los saladares de la provincia de Almería respecto al resto, obteniéndose el valor más bajo en el Saladar de Los Canos (Vera). Esta baja tasa de micorrización podría estar relacionada con las características edáficas locales, especialmente con la presencia de condiciones de anoxia en los primeros centímetros del suelo. Es probable que las frecuentes inundaciones a las que están sometidos estos ecosistemas, especialmente en enclaves costeros como Los Canos, ejerzan un efecto negativo sobre el establecimiento de simbiosis micorrícicas (Miller, 1999). Dichas condiciones podrían dificultar la germinación de esporas en las proximidades de las raíces, ya sea por arrastre o translocación, o bien debido a un entorno físico-químico desfavorable. Asimismo, cabe destacar que los saladares de Almería se caracterizan por elevados valores de conductividad eléctrica y por episodios frecuentes de anegamiento, consecuencia de su proximidad al mar. Todo ello, estaría apoyado por diversos estudios que han señalado como la alta salinidad del suelo puede suprimir la colonización micorrícica (Pfeiffer y Bloss, 1988; Juniper y Abbot, 1993), al igual que el anegamiento (Harley y Smith, 1983; Roda et al., 2008).

### 5.3. Filtrado ambiental y micorrización

En términos generales, la literatura actual indica que la distribución de las comunidades fúngicas depende de la planta huésped (Carvalho et al., 2001; Martínez-García et al., 2011; Caravaca et al., 2005a, 2005b). No obstante, se deben tener en cuenta los factores abióticos (i.e., propiedades físicas y químicas del suelo) que interfieren en la distribución de HMA (Martínez-García et al., 2011). Estos filtros abióticos marcan una clara diferenciación en bandas por grupos funcionales en los saladares. Debida a las diferentes adaptaciones de los halófitos frente a los filtros ambientales (características fisicoquímicas del suelo). El grupo de suculentas (*A. macrostachyum* y *S. fruticosa*) se agrupan en suelos mayormente salinos y húmedos. En cambio, *L. spartum* no suculenta con absorción selectiva de sales, se establece en zonas con mayor ratio  $Ca^{2+}/Na^{+}$  y menos húmedos, con un mayor porcentaje de micorrización. Por su parte, *L. cossonianum* con adaptación al medio gracias a su capacidad excretora de sales, le permite adaptarse a zonas del saladar con mayor cantidad de C.E. y humedad (Moreno et al., 2020).

Por otro lado, la abundancia y diversidad de HMA desempeñan un papel clave en el ensamblaje de las comunidades vegetales. A su vez, el grado de dependencia de las plantas hacia los HMA influye en la direccionalidad de las interacciones entre ambas comunidades. Además, las micorrizas pueden mejorar la tolerancia de las plantas a la salinidad (Jindal et al., 1993; Ruiz Lozano et al., 1996). Así, diversos factores bióticos y abióticos modulan esta asociación, afectando a los patrones de distribución espacial y temporal de las comunidades de HMA (Roda et al., 2008; Martínez et al., 2009). En este marco, los filtros bióticos entre niveles tróficos ejercerían presión en la comunidad vegetal y en la simbiosis micorrícica, siendo determinantes en su distribución para alcanzar la comunidad local y jugando un papel decisivo en la facilitación entre plantas (Moora y Zobel, 2009).

## 6. CONCLUSIONES Y PROYECCIÓN FUTURA

Según los resultados obtenidos, se identifica la separación de porcentaje de micorrización de especies por grupo funcional (suculentas y no suculentas) dentro de la comunidad vegetal local de los diferentes saladares del sureste

Ibérico. Cabe destacar, que la distribución depende de la planta huésped asociada al filtrado ambiental (conductividad eléctrica, humedad del suelo y la ratio  $\text{Ca}^{2+}/\text{Na}^{+}$ ) que forman un gradiente ambiental salino, característico en los saladares. El grupo funcional de suculentas mostró gran similitud en cuanto a infección por HMA. Por otro lado, *L. spartum* tiene el porcentaje de micorrización más alto y *L. cossonianum* perteneciente al mismo grupo funcional (no suculentas) obtiene porcentajes de micorrización similares a las suculentas, pero en ciertos saladares presenta el menor porcentaje.

En cuanto a investigaciones futuras, se pretende caracterizar genéticamente las comunidades micorrícicas presentes en los ecosistemas áridos y semiáridos para comprender mejor el funcionamiento entre comunidades de plantas y hongos. Consiguiendo así, discernir los sesgos de información que existen en la relación de comunidades fúngicas y la vegetación de saladar. Descubriendo si, los HMA en estos ambientes tienen una mayor dependencia por el huésped o por los factores abióticos.

## 7. BIBLIOGRAFÍA

Alguacil, M. M., Torres, M. P., Montesinos-Navarro, A. y Roldán, A. (2016). Soil characteristics driving arbuscular mycorrhizal fungi communities in semiarid Mediterranean soils. *Applied and Environmental Microbiology*, 82, 3348-3356.

Alguacil, M. M., Torres, M. P., Torrecillas, E., Díaz, G. y Roldán, A. (2011). Plant type differently promote the arbuscular mycorrhizal fungi biodiversity in the rhizosphere after revegetation of a degraded, semiarid land. *Soil Biology and Biochemistry*, 43(1), 167-173.

Allen, E. B. y Allen, M. F. (1984). Competition between plants of different successional stages - mycorrhizae as regulators. *Canadian Journal of Botany- Revue Canadienne de Botanique* 62, 2625-2629.

Álvarez-Rogel, J. (1997). *Ecología de la vegetación de saladares del Sureste español*. Tesis doctoral. Universidad de Murcia.

Álvarez-Rogel, J., Alcaraz, F. y Ortiz, R. (2000). Soil salinity and moisture gradients and plant zonation in Mediterranean salt marshes of southeast Spain. *Wetlands*, 20(2), 357-372.

Augé, R. M. (2001). Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Mycorrhiza*, 11(1), 3-42.

Barea, J. M., Palenzuela, J., Cornejo, P., Sánchez-Castro, I., Navarro-Fernández, C., López-García, A., Estrada, B., Azcón, R., Ferrol, N. y Azcón-Aguilar, C. (2011). Ecological and functional roles of mycorrhizas in semi-arid ecosystems of Southeast Spain. *Journal of Arid Environments*, 75(12), 1292-1301.

Burt, A. (2004). *Soil survey Laboratory Methods Manual*. United States Department of Agriculture (USDA) – Natural Resources Conservation Service (NRCS), Lincoln.

Caravaca, F., Alguacil, M. M., Torres, M. P. y Roldán, A. (2005a). Microbial activities and arbuscular mycorrhizal fungi colonisation in the rhizosphere of the salt marsh plant *Inula crithmoides* L. along a spatial salinity gradient. *Wetlands*, 25(2), 350-355.

Caravaca, F., Alguacil, M. M., Torres, M. P. y Roldán, A. (2005b). Plant type mediates rhizospheric microbial activities and soil aggregation in a semiarid Mediterranean salt marsh. *Geoderma*, 124, 375-382.

Carvalho, L. M., Caçador, I., y Martins-Loução, M. A. (2001). Temporal and spatial variation of arbuscular mycorrhizas in salt marsh plants of the Tagus estuary (Portugal). *Mycorrhiza*, 11(6), 303-309.

Carvalho, L. M., Correia, P. M., Ryel, R. J. y Martins-Loução, M. A. (2003). Spatial variability of arbuscular mycorrhizal fungal spores in two natural plant communities. *Plant and Soil* 251, 227-236.

Chapman, V. J. (1974). *Salt Marshes and Salt Desert of The world* (2<sup>a</sup> ed.). Lehre, Stuttgart.

Chen, X. P., Cao, Y. H., Zhao, X. B., Zhu, Y. M. y Shi, Y. Z. (2018). Arbuscular mycorrhizal fungal community structure in saline soils of the Yellow River Delta. *Fungal Ecology*, 33, 138-147.

Dainese, M., Lepš, J. y de Bello, F. (2015). Different effects of elevation, habitat fragmentation and grazing management on the functional, phylogenetic and taxonomic structure of mountain grasslands. *Perspectives in Plant Ecology, Evolution and Systematics*, 17(1), 44-53.

de Bello, F., Lavorel, S., Lavergne, S., Albert, C. H., Boulangeat, I., Mazel, F. y Thuiller, W. (2013). Hierarchical effects of environmental filters on the functional structure of plant communities: a case study in the French Alps. *Ecography*, 36(3), 393-402.

Diamond, J. M. (1975). Assembly of species communities. En: Cody, M. L. y Diamond, J. M. (Eds.), *Ecology and evolution of communities* (pp. 342-444). Belknap Press.

Díaz, G. y Honrubia, M. (1993). Micorrizas arbusculares en plantas de ambientes salinos. I. Colonización y esporulación. *Anales de Biología*, 19, 51-59.

Díaz, G. y Honrubia, M. (1993). Growth responses of *Lygeum spartum* L. to inoculation with mycorrhizal fungi and P-fertilization. *Cryptogamie, Mycologie*, 14(2), 117-125.

Díaz, G. y Honrubia, M. (1994). Micorrizas arbusculares en plantas de ambientes salinos. II. Efecto de la salinidad sobre la colonización y el crecimiento de la planta. *Anales de Biología*, 20, 33-41.

Dumbrell, A. J., Ashton, P. D., Aziz, N., Feng, G., Nelson, M., Dythan, C., Fitter, A. H. y Helgason, T. (2011). Distinct seasonal assemblages of arbuscular mycorrhizal fungi revealed by massively parallel pyrosequencing. *New Phytologist*, 190, 794-804.

Fitzsimons, M. S., Miller, R. M. y Jastrow, J. D. (2008). Scale-dependent niche axes of arbuscular mycorrhizal fungi. *Oecologia*, 158, 117-127.

Flowers, T. J. y Colmer, T. D. (2008). Salinity tolerance in halophytes. *New Phytologist*, 179(4), 945-963.

- Fox, J. y Weisberg, S. (2019). *An R companion to applied regression* (3rd ed.). Sage.
- Gange, A. C., Brown, V. K. y Sinclair, G. S. (1993). Vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi - a determinant of plant community structure in early succession. *Functional Ecology*, 7, 616-622.
- Garnier, E., Cortez, J., Billès, G., Navas, M. L., Roumet, C., Debussche, M., Laurent, G., Blanchard, A., Aubry, D., Bellmann, A., Neill, C. y Toussaint, J. P. (2004). Plant functional markers capture ecosystem properties during secondary succession. *Ecology*, 85(9), 2630- 2637.
- Giovanetti, M. y Mosse, B. (1980). An evaluation of techniques for measuring vesicular-arbuscular mycorrhizal infection in roots. *New Phytologist*, 84(3), 489-500.
- Gómez-Zotano, J., Alcántara-Manzanares, J., Olmedo-Cobo, J. A. y Martínez-Ibarra, E. (2015). La sistematización del clima mediterráneo: identificación, clasificación y caracterización climática de Andalucía (España). *Revista de geografía Norte Grande*, 61, 161-180.
- Götzenberger, L., de Bello, F., Bråthen, K. A., Davison, J., Dubuis, A., Guisan, A., Lepš, J., Lindborg, R., Moora, M., Pärtel, M., Pellissier, L., Pottier, J., Vittoz, P., Zobel, K. y Zobel, M. (2012). Ecological assembly rules in plant communities-approaches, patterns and prospects. *Biological reviews of the Cambridge Philosophical Society*, 87(1), 111-127.
- Grime, J. P. (2006). Trait convergence and trait divergence in herbaceous plant communities: mechanisms and consequences. *Journal of Vegetation Science*, 17(2), 255-260.
- Grime, J. P., Mackey, J. M. L., Hillier, S. H. y Read, D. J. (1987). Floristic diversity in a model system using experimental microcosms. *Nature*, 328, 420-422.
- Harley, J. L. y Smith, S. E. (1983). *Mycorrhizal symbiosis*. Academic Press, Oxford.
- Hartnett, D. C. y Wilson, G. W. T. (1999). Mycorrhizae influence plant community structure and diversity in tallgrass prairie. *Ecology*, 80, 1187-1195.

Harris, D. C. (2003). *Quantitative chemical analysis*, 6<sup>th</sup> ed. W.H. Freeman, New York.

Hart, M. M., Reader, R. J. y Klironomos, J. N. (2003). Plant coexistence mediated by arbuscular mycorrhizal fungi. *Trends in Ecology and Evolution*, 18, 418-423.

He, X. L., Mouratov, S. y Steinberger, Y. (2002). Spatial distribution and colonization of arbuscular mycorrhizal fungi under the canopies of desert halophytes. *Arid Land Research and Management*, 16, 149-160.

Jindal, V., Atwal, A., Sekhon, B. S. y Singh, R. (1993). Effect of vesicular arbuscular mycorrhizae on metabolism of moong plants under sodium chloride salinity. *Plant Physiology and Biochemistry*, 31, 475-481.

Juniper, S. y Abbott, L. (1993). Vesicular-arbuscular mycorrhizas and soil salinity. *Mycorrhiza*, 4, 45-57.

Klironomos, J. N., McCune, J., Hart, M. y Neville, J. (2000). The influence of arbuscular mycorrhizae on the relationship between plant diversity and productivity. *Ecology Letters*, 3, 137-141.

Lavorel, S. y Garnier, E. (2002). Predicting changes in community composition and ecosystem functioning from plant traits: revisiting the Holy Grail. *Functional ecology*, 16(5), 545-556.

Lekberg, Y., Koide, R. T., Rohr, J. R., Aldrich-Wolfe, L. y Morton, J. B. (2007). Role of niche restrictions and dispersal in the composition of arbuscular mycorrhizal fungal communities. *Journal of Ecology*, 95, 95–105.

Lendínez, M. L. (2010). Estudio florístico y fitocenótico de la vegetación halófila andaluza: bases para su gestión y conservación. Tesis doctoral. Universidad de Jaén.

Lopez-Sanchez, M. E. y Honrubia, M. (1992). Seasonal variation of vesicular-arbuscular mycorrhizae in eroded soils from southern Spain. *Mycorrhiza*, 2, 33-39.

Lugo, M., Iriarte, H. J., Crespo, E. M., Torres, M. L., Ontivero, E., Risio, L., Menoyo, E. y Ballesteros, S. (2018). *MICODIF: Manual de Metodologías para el trabajo con hongos y sus simbioses*. Nueva Editorial Universitaria - UNSL.

Martínez, L. y Pugnaire, F. (2009). Interacciones entre las comunidades de hongos formadores de micorrizas arbusculares y de plantas. Algunos ejemplos en los ecosistemas semiáridos. *Ecosistemas*, 18(2), 44-54.

Martínez, L. y Pugnaire, F. (2011). Arbuscular mycorrhizal fungi host preference and site effects in two plant species in a semiarid environment. *Applied Soil Ecology*, 48(3), 313-317.

Martínez, L., Miranda, J. D. J. y Pugnaire, F. (2011). Impacts of changing rainfall patterns on mycorrhizal status of a shrub from arid environments. *European Journal of Soil Biology*, 50, 64-67.

Marx, D. H. (1971). Ectomycorrhizae as biological deterrents to pathogenic root infections. En: *Mycorrhizae: Proceedings of the first North American Conference on Mycorrhizae*. Miscellaneous Publication.

Medve, R. J. (1983). The mycorrhizal status of the cruciferae. *American Midland Naturalist*, 109, 406-408.

Miller, R. M. (1979). Some occurrences of vesicular-arbuscular mycorrhiza in natural and disturbed ecosystems of the Red Desert. *Canadian Journal of Botany*, 57, 619-623.

Miller, S. P. (1999) Arbuscular mycorrhizal colonization of semi aquatic grasses along a wide hydrologic gradient. *New Phytologist*, 145, 145–155.

Moora, M. y Zobel, M. (2009). Arbuscular mycorrhiza and plant-plant interactions impact of invisible world on visible patterns. En: Pugnaire, F.I. (Ed.), *Positive plant interactions and community dynamics*. CRC Press, Boca Raton, Florida, USA (en prensa).

Moreno, J., Alonso, M. A. y Juan, A. (2020). Functional diversity turnover in the western Mediterranean saltmarshes: Effects of edaphic features and biotic processes on the plant functional structure. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 235, 106572.

Moreno, J., Terrones, A., Juan, A. y Alonso, M. A. (2018). Halophytic plant community patterns in Mediterranean saltmarshes: shedding light on the

connection between abiotic factors and the distribution of halophytes. *Plant and Soil*, 430, 185-204.

Oksanen, J., Blanchet, F. G., Friendly, M., Kindt, R., Legendre, P., McGlinn, D., Minchin, P. R., O'Hara, R. B., Simpson, G. L., Solymos, P., Stevens, M. H. H., Szoecs, E. y Wagner, H. (2018). *vegan: Community Ecology Package*. R package versión, 2, 5-2.

O' Connor, P. J., Smith, S. E. y Smith, F. A. (2001). Arbuscular mycorrhizal associations in the southern Simpson Desert. *Australian Journal of Botany*, 49, 493-499.

O' Connor, P. J., Smith, S. E. y Smith, F. A. (2002). Arbuscular mycorrhizas influence plant diversity and community structure in a semiarid herbland. *New Phytologist*, 154, 209-218.

Pavoine, S. y Bonsall, M. B. (2011). Measuring functional diversity from multiple traits, and its application to methods of community comparison. *Journal of Ecology*, 99(6), 1413-1422.

Pfeiffer, C. M. y Bloss, H. E. (1988). Growth and nutrition of guayule (*Parthenium argentatum*) in a saline soil as influenced by vesicular-arbuscular mycorrhiza and phosphorus fertilization. *New Phytologist*, 108, 315-321.

Phillips, J. M. y Hayman, D. S. (1970). Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society*, 55, 158-161.

Porta, J., López-Acevedo, M. y Roquero, C. (1999). *Edafología para la agricultura y el medio ambiente*. 2ª Edición. Mundi-Prensa, 237-271.

Püschel, D., Rydlová, J. y Vosátka, M. (2007). The development of arbuscular mycorrhiza in two simulated stages of spoil-bank succession. *Applied Soil Ecology*, 35, 363-369.

R Core Team. (2024). *R: A language and environment for statistical computing*. R Foundation for Statistical Computing.

Ramsar. (1971). *Convention on Wetlands of International Importance especially as Waterfowl Habitat*.

Requena Sánchez, N. (1996). *Exploración de la biodiversidad microbiana (hongos de la micorriza arbuscular-Rhizobium-Rizobacterias) en un ecosistema mediterráneo desertificado dirigida a una estrategia de revegetación*. Doctoral dissertation, Universidad de Granada.

Roda, J. J., Díaz, G. y Torres, M. P. (2008). Spatial distribution of arbuscular mycorrhizal fungi in the rhizosphere of the salt marsh plant *Inula crithmoides* L. along a salinity gradient. *Arid Land Research and Management*, 22, 310-319.

Ruiz-Lozano, J. M., Azcón, R. y Gómez, M. (1996). Alleviation of salt stress by arbuscular mycorrhizal *Glomus* species in *Lactuca sativa* plants. *Physiologia Plantarum*, 98, 76-772.

Smith, S. E. y Read, D. J. (2008). *Mycorrhizal symbiosis* (3rd ed.). Academic Press.

Sylvia, D. W. y Williams, S. E. (1991). Vesicular-arbuscular mycorrhizae and environmental stress. En: Bethlenfalvay, G. J. y Linderman, R. G. (eds.). *Mycorrhizae in sustainable agriculture*. ASA special publication number 54. ASA-CSSA-SSSA. Madison, WI, USA.

Torrecillas, E., Alguacil, M. M., Roldán, A., Díaz, G., Montesinos-Navarro, A. y Torres, M. P. (2014). Modularity reveals the tendency of arbuscular mycorrhizal fungi to interact differently with generalist and specialist plant species in gypsum soils. *Applied and Environmental Microbiology*, 80(17), 5457-5466.

Van der Heijden, M. G. A., Boller, T., Wiemken, A. y Sanders, I.R. (1998a). Different arbuscular mycorrhizal fungal species are potential determinants of plant community structure. *Ecology*, 79, 2082-2091.

Van der Heijden, M. G. A., Klironomos, J. N., Ursic, M., Moutoglis, P., Streitwolf-Engel, R., Boller, T., Wiemken, A. y Sanders, I.R., (1998b). Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. *Nature*, 396, 69-72.

Violle, C., Navas, M. L., Vile, D., Kazakou, E., Fortunel, C., Hummel, I. y Garnier, E. (2007). Let the concept of trait be functional! *Oikos*, 116(5), 882-892.

Wei, T. y Simko, V. (2024). *R package "corrplot": Visualization of a correlation matrix* (Version 0.92).

Weither, W. y Keddy, P. A. (1995). The assembly of experimental wetland plant communities. *Oikos*, 73, 323-335.

Wolfe, B. E., Weishample, P. A. y Klironomos, J. N. (2006). Arbuscular mycorrhizal fungi and water table affect wetland plant community composition. *Journal of Ecology*, 94, 905-914.



# ANEXOS



**Tabla A.** Rangos ambientales de las especies halófilas [*S. fruticosa* (S), *A. macrostachyum* (A), *L. cossonianum* (L) y *L. spartum* (Lg)] en diferentes saladares del sureste español. Abreviaturas: C.E., conductividad eléctrica; AG, Saladar de Agua Amarga; VILLE, Saladar de Requena; FC, Saladar de Fontcalent; CV, Saladar de Cordovilla; AGRA, Saladar de Agramón; AJA, Saladar del Ajaque; CAR, Saladar de “El Carmolí”; VE, Saladar de los Canos; GA, Saladar de Garrucha; AL, Saladar de la desembocadura del Río Andarax. *Nota:* El nombre de la muestra está indicado con la abreviatura del nombre de la especie y la abreviatura del nombre del saladar.

Especie_sitio	C.E.	Na <sup>+</sup>	Cl <sup>-</sup>	K <sup>+</sup>	Ca <sup>2+</sup>	SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup>	Mg <sup>2+</sup>
Lg_AG	9,98 - 18,93	135,83 - 2400,68	3790,80 - 7519,15	70,27 - 132,13	1474,62 - 1543,96	1652,21 - 2025,91	407,38 - 693,45
L_AG	21,75 - 35,5	3115,57 - 6595,09	8695,98 - 14423,90	151,66 - 246,70	1583,74 - 1777,34	2143,87 - 2717,99	783,75 - 1223,24
A_AG	67,5 - 82,25	14756,14 - 18425,46	27858,47 - 33898,83	469,61 - 569,83	2231,42 - 2435,58	4064,56 - 4670,00	2254,05 - 2717,52
S_AG	30,9 - 32,75	5431,03 - 5899,18	12507,65 - 13278,31	214,90 - 227,69	1712,57 - 1738,62	2525,92 - 2603,17	1076,21 - 1135,34
Lg_VILLE	2,618 - 13,175	0,0025 - 945,61	725,84 - 5123,84	19,41 - 92,39	1314,35 - 1463,00	1345,01 - 1785,83	172,21 - 509,66
L_VILLE	69,25 - 90,5	15135,73 - 20513,17	28483,34 - 37335,58	479,98 - 626,86	2252,54 - 2551,74	4127,20 - 5014,47	2302 - 2981,21
A_VILLE	71,75 - 79	15768,37 - 17603,02	29524,78 - 32544,95	497,26 - 547,37	2287,74 - 2389,82	4231,58 - 4534,30	2381,91 - 2613,64
Lg_FC	27,68 - 29,3	4614,92 - 5114,71	11164,19 - 11986,93	192,61 - 206,26	1667,16 - 1694,97	2391,26 - 2473,73	973,13 - 1036,26
S_FC	16,18 - 18,13	1704,78 - 2198,24	6373,57 - 7185,89	113,12 - 126,60	1505,24 - 1532,7	1911,09 - 1992,51	605,55 - 667,88
Lg_CV	2,87 - 12,55	0,0025 - 787,45	831,02 - 4863,48	21,16 - 88,07	1317,91 - 1454,20	1355,55 - 1759,73	180,28 - 489,69
L_CV	11,33 - 35,3	477,46 - 6544,48	4353,17 - 14340,58	79,60 - 245,31	1436,96 - 1774,52	1708,58 - 2709,64	450,53 - 1216,85
A_CV	23,38 - 30,28	3526,78 - 5272,87	9372,91 - 12247,29	162,89 - 210,58	1654,84 - 1703,77	2211,72 - 2499,82	835,69 - 1056,23
S_CV	43,38 - 61,25	8587,90 - 13111,28	17704,43 - 25150,73	301,13 - 424,68	1888,22 - 2139,9	3046,80 - 3119,87	1474,95 - 2046,29
Lg_AGRA	2,12 - 2,96	0,0025	519,63 - 868,51	15,99 - 21,78	1307,38 - 1319,18	1324,34 - 1359,31	156,39 - 183,16
A_AGRA	1,72 - 1,93	0,0025	350,92 - 439,44	13,19 - 14,66	1301,68 - 1304,67	1307,43 - 1316,30	143,45 - 150,24
S_AGRA	2,72 - 2,88	0,0025	766,45 - 833,11	20,09 - 21,19	1315,73 - 1317,98	1349,08 - 1355,76	175,33 - 180,44
Lg_AJA	11,25 - 20,75	135,83 - 2400,68	3790,80 - 7519,15	70,27 - 132,13	1417,95 - 1543,96	1652,21 - 2025,91	407,38 - 693,45
L_AJA	21,25 - 38,25	3123,07 - 6602,59	8703,48 - 14431,40	159,16 - 254,20	1591,24 - 1784,84	2151,37 - 2725,49	791,25 - 1230,74
A_AJA	64 - 83	14763,64 - 18432,96	27865,97 - 33906,33	477,11 - 577,33	2238,92 - 2443,08	4072,06 - 4677,50	2349,45 - 2725,02
S_AJA	32 - 38	5438,53 - 5906,68	12515,15 - 13285,81	222,40 - 232,60	1720,072 - 1746,12	2533,42 - 2610,67	1083,71 - 1130,86
L_CAR	24 - 37,5	3135,57 - 6615,09	8715,98 - 14443,90	171,66 - 266,70	1603,74 - 1797,34	2163,87 - 2737,99	803,75 - 1243,24
A_CAR	64 - 77,5	14776,14 - 18445,46	27878,47 - 33918,83	489,61 - 589,8	2251,42 - 2455,58	4084,56 - 4199,39	2274,05 - 2737,52
S_CAR	34 - 35	5451,03 - 5919,18	12527,65 - 13298,31	245,10 - 247,69	1732,57 - 1758,62	2545,92 - 2623,17	1096,21 - 1155,34
Lg_VE	32,28 - 42,55	5778,98 - 8379,13	13080,44 - 17360,76	224,41 - 295,43	1731,93 - 1876,60	2583,33 - 3012,36	1120,16 - 1448,58
L_VE	67,5 - 70,5	14692,88 - 15452,05	27754,33 - 29004,06	467,88 - 488,62	2227,9 - 2270,14	4054,13 - 4179,39	2246,06 - 2341,95
A_VE	102,5	23549,84	42334,49	709,8	2720,7	5515,52	3364,77
S_VE	103	23550	42335	710	2721	5516	3365
A_GA	79,75 - 82,25	17792,82 - 18425,46	32857,39 - 33898,83	552,55 - 569,83	2400,38 - 2435,58	4565,61 - 4670,00	2637,61 - 2717,52
S_GA	53,25 - 58	11086,83 - 12288,85	21818,12 - 23796,86	369,39 - 402,22	2027,26 - 2094,14	3459,13 - 3657,46	1790,59 - 1942,41
L_AL	40,08 - 45	7752,82 - 8999,12	16329,73 - 18381,37	278,32 - 312,36	1841,76 - 1911,1	2909,02 - 3114,65	1369,47 - 1526,89
A_AL	78,75 - 84,5	17539,76 - 18994,83	32440,81 - 34836,12	545,64 - 585,39	2386,3 - 2467,26	4523,86 - 4763,95	2605,65 - 2789,44
S_AL	37,7 - 41,33	7151,81 - 8069,14	15340,37 - 16850,45	261,90 - 286,96	1808,32 - 1859,36	2809,85 - 2961,21	1293,56 - 1409,43

**Tabla B.** Ratios ambientales de las especies halófilas [*S. fruticosa* (S), *A. macrostachyum* (A), *L. cossonianum* (L) y *L. spartum* (Lg)] en diferentes saladares del sureste español. Abreviaturas: AG, Saladar de Agua Amarga; VILLE, Saladar de Requena; FC, Saladar de Fontcalent; CV, Saladar de Cordovilla; AGRA, Saladar de Agramón; AJA, Saladar del Ajauque; CAR, Saladar de “El Carmolí”; VE, Saladar de los Canos; GA, Saladar de Garrucha; AL, Saladar de la desembocadura del Río Andarax. *Nota:* El nombre de la muestra está indicado con la abreviatura del nombre de la especie y la abreviatura del nombre del saladar.

Especie_Sitio	K <sup>+</sup> /Na <sup>+</sup>	Ca <sup>2+</sup> /Na <sup>+</sup>	Ca <sup>2+</sup> /Mg <sup>2+</sup>	RAS	% Humedad
Lg_AG	0,055 - 0,08	0,64 - 10,44	2,23 - 3,48	4,5 - 71,78	6,28 - 13,56
L_AG	0,04 - 0,05	0,27 - 0,51	1,45 - 2,02	90,55 - 170,27	13,17 - 18,01
A_AG	0,031 - 0,032	0,13 - 0,15	0,90 - 0,99	311,59 - 362,99	26,77 - 30,98
S_AG	0,039 - 0,04	0,29 - 0,32	1,53 - 1,59	145,44 - 155,62	29,97 - 33,58
Lg_VILLE	0,10 - 7765,26	1,55 - 525741,76	2,87 - 7,63	9,17·10 <sup>-5</sup> - 30,11	35,14 - 43,53
L_VILLE	0,031 - 0,032	0,12 - 0,15	0,86 - 0,98	317,17 - 390	24,31 - 30,74
A_VILLE	0,031 - 0,032	0,14 - 0,15	0,91 - 0,96	326,33 - 351,94	30,14 - 74,79
Lg_FC	0,040 - 0,042	0,33 - 0,36	1,64 - 1,71	127,01 - 138,41	19,57 - 23,30
S_FC	0,058 - 0,066	0,70 - 0,88	2,29 - 2,49	52,48 - 66,27	10,67 - 27,93
Lg_CV	0,11 - 8463,38	1,85 - 527163,84	2,97 - 7,31	9,13·10 <sup>-5</sup> - 25,26	32,94 - 43,35
L_CV	0,04 - 0,17	0,27 - 3,01	1,46 - 3,19	15,54 - 169,22	40,41 - 63,75
A_CV	0,04 - 0,05	0,32 - 0,46	1,61 - 1,92	100,92 - 141,94	34,35 - 55,30
S_CV	0,032 - 0,035	0,16 - 0,22	1,05 - 1,28	209,42 - 286,58	37,45 - 57,90
Lg_AGRA	6396,688 - 8712,208	522953,92 - 527670,72	7,20 - 8,36	9,12·10 <sup>-5</sup> - 9,24·10 <sup>-5</sup>	15,06 - 30,50
A_AGRA	5276,944 - 5864,464	520672,96 - 521869,76	8,68 - 9,07	9,27·10 <sup>-5</sup> - 9,3·10 <sup>-5</sup>	29,99 - 37,07
S_AGRA	8034,832 - 8477,2	526290,88 - 527192,00	7,30 - 7,50	9,13·10 <sup>-5</sup> - 9,16·10 <sup>-5</sup>	37,23 - 55,23
Lg_AJA	0,06 - 0,52	0,64 - 10,44	3,48 - 2,23	4,5 - 71,78	10,5 - 17,79
L_AJA	0,04 - 0,05	0,27 - 0,51	1,45 - 2,01	90,49 - 170,04	18,35 - 26,30
A_AJA	0,031 - 0,032	0,13 - 0,15	0,90 - 0,99	311,23 - 362,61	18,30 - 26,05
S_AJA	0,040 - 0,041	0,30 - 0,32	1,53 - 1,59	145,25-155,41	17,69 - 24,77
L_CAR	0,04 - 0,05	0,27 - 0,51	1,45 - 2	90,38 - 169,66	15,04 - 30,42
A_CAR	0,032 - 0,033	0,13 - 0,15	0,90 - 0,99	310,63 - 361,99	13,09 - 24,54
S_CAR	0,042 - 0,043	0,30 - 0,32	1,52 - 1,58	144,94 - 155,07	11,89 - 23,34
Lg_VE	0,035 - 0,039	0,22 - 0,30	1,30 - 1,55	153,03 - 205,5	28,29 - 37,75
L_VE	0,0316 - 0,0318	0,15	0,97 - 0,99	310,65 - 321,77	38,43 - 49,85
A_VE	0,03	0,12	0,81	426,93	35,99 - 40,58
S_VE	0,03	0,12	0,81	426,93	23,93 - 29,75
A_GA	0,031	0,13	0,90 - 0,91	354,51 - 362,99	30,04 - 34,38
S_GA	0,0327 - 0,0333	0,17 - 0,18	1,08 - 1,13	253,75 - 273,54	22,97 - 33,14
L_AL	0,035 - 0,036	0,21 - 0,24	1,25 - 1,34	193,48 - 217,05	19,75 - 28,60
A_AL	0,0308 - 0,0311	0,13 - 0,14	0,88 - 0,92	351,08 - 370,5	20,60 - 28,35
S_AL	0,036 - 0,037	0,23 - 0,25	1,32 - 1,40	181,6 - 199,59	39,15 - 59,80