

Evaluación ecológica de un matorral semiárido mediterráneo litoral

Guía de prácticas – Ecología

(Coords.)

Encarnación Fenoy Castilla

Juan Rubio Ríos

J. Jesús Casas Jiménez

Evaluación ecológica de un matorral semiárido mediterráneo litoral
Guía de prácticas – Ecología

texto:

Encarnación Fenoy Castilla, Juan Rubio Ríos, María Jacoba Salinas Bonillo,
Javier Cabello Piñar, Manuel Antonio Ortega Rivas, Javier Pérez Viñuela,
Lucía Cabello Alemán, J. Jesús Casas Jiménez

Coordinador/es:

Encarnación Fenoy Castilla
Juan Rubio Ríos
J. Jesús Casas Jiménez

Maquetación:

Encarnación Fenoy Castilla

Textos Docentes n.º 218

edición:

Editorial Universidad de Almería, 2025
editorial@ual.es
www.ual.es/editorial
Telf/Fax: 950 015459

α

ISBN: 978-84-1351-420-8



Esta obra se edita bajo una licencia Creative Commons

[CC BY-NC-ND \(Atribución-NoComercial-Compartirigual\) 4.0 Internacional](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/4.0/)



En este libro puede volver al índice
pulsando el pie de la página



Ilustración: E. Fenoy

ÍNDICE DE CONTENIDOS

1. INTRODUCCIÓN Y OBJETIVO DE LA GUÍA	6
1.1. Objetivo de la guía	6
1.2. Ecosistema de estudio: el azufaifar	7
2. PRÁCTICA DE CAMPO	9
2.1. Introducción.....	9
2.2. Objetivos.....	9
2.3. Metodología y tareas de campo	10
2.3.1. <i>Identificación de especies de vegetación leñosa</i>	10
2.3.2. <i>Muestreo sistemático de la comunidad vegetal sobre un gradiente playa-interior mediante el método de las parcelas/cuadrados</i>	10
2.3.3. <i>Muestreo para determinar la densidad, distribución espacial y estructura de tamaños de <i>Ziziphus lotus</i>, y su asociación con <i>Salsola oppositifolia</i> y <i>Lycium intricatum</i></i>	13
Anexo I: Clave dicotómica para la identificación de especies de plantas leñosas.....	16
Anexo II. Estadillo de campo para el muestreo por parcelas sobre un transecto playa-interior	21
Anexo III. Estadillo de campo para el estudio de <i>Ziziphus lotus</i> (azufaifo), estructura de tamaños y densidad	22
Anexo IV. Estadillo de campo para el estudio de la interacción del azufaifo con <i>Salsola oppositifolia</i> y <i>Lycium intricatum</i>.....	23
3. PRÁCTICAS DE LABORATORIO.....	24
3.1. Introducción.....	24
3.2. Metodología	24
3.2.1. <i>Humedad</i>	24
3.2.2. <i>Contenido en materia orgánica</i>	25
3.2.3. <i>Conductividad eléctrica (CE) y pH</i>	26
3.2.4. <i>Alcalinidad</i>	27
3.2.5. <i>Nitrógeno y fósforo total</i>	28
4. PRÁCTICA DE GABINETE 1	35
4.1. Introducción.....	35
4.2. Objetivos.....	35
4.3. Metodología	35
4.3.1. <i>Relación abundancia-distribución</i>	35
4.3.2. <i>Determinación del patrón de distribución espacial de la población de cada especie, mediante el criterio del cociente varianza/media, y cálculo del Índice de agregación de Green</i>	38
4.3.3. <i>Asociación espacial entre pares de especies</i>	39

5. PRÁCTICA DE GABINETE 2	40
5.1. Introducción.....	40
5.2. Objetivo	40
5.3. Metodología	41
5.3.1. <i>Densidad y patrón de distribución espacial de las poblaciones de Ziziphus lotus</i>	41
5.3.2. <i>Estructura de tamaños (edades) de las poblaciones de Ziziphus lotus</i>	41
6. PRÁCTICA DE GABINETE 3	47
6.1. Introducción.....	47
6.2. Objetivos.....	47
6.3. Metodología	47
7. PRÁCTICA DE GABINETE 4	51
7.1. Introducción.....	51
7.2. Objetivo	51
7.3. Metodología	51
7.3.1. <i>Riqueza de especies</i>	51
7.3.2. <i>Afinidad entre inventarios</i>	52
7.3.3. <i>Diversidad</i>	53
8. REFERENCIAS	56

1. INTRODUCCIÓN Y OBJETIVO DE LA GUÍA

1.1. Objetivo de la guía

La enseñanza de las ciencias comprende dos dimensiones fundamentales que se complementan mutuamente: la teórica, impartida habitualmente en las aulas, y la práctica o experimental, desarrollada principalmente en laboratorios y durante el trabajo de campo. En Ecología, la **integración efectiva entre conocimientos teóricos y habilidades prácticas** adquiridas en entornos naturales permite comprender las dinámicas ambientales y evaluar in situ el estado y la conservación de los hábitats.

Esta guía de prácticas tiene como objetivo general orientar dichas experiencias, facilitando una comprensión profunda de los procesos ecológicos. El **trabajo de campo** se convierte así en un componente **esencial para el desarrollo de competencias clave** en la formación de los futuros profesionales en Ciencias Ambientales. No obstante, la falta de recursos didácticos accesibles y organizados puede dificultar significativamente este proceso de aprendizaje, especialmente en las etapas iniciales del grado, cuando el estudiantado aún está consolidando sus capacidades de análisis ecológico. Esta guía pretende resolver estas dificultades proporcionando un apoyo sólido y una referencia clara que impulse la adquisición de habilidades prácticas fundamentales. Disponer de materiales que faciliten el aprendizaje autónomo y guiado es clave para fortalecer la capacidad de observación e interpretación de ecosistemas.

El principal objetivo de esta guía es acompañar al alumnado durante el desarrollo de las prácticas de la asignatura de Ecología, impartida en el primer curso del grado de Ciencias Ambientales. Este documento ha sido diseñado como guía de apoyo, complementaria a la orientación proporcionada por el profesorado, tanto en las sesiones presenciales como a través de tutorías. Además, se pretende que la lectura y **el uso de esta guía constituyan la base del trabajo individual y grupal del alumnado**, siendo las dudas generadas durante su lectura, interpretación y aplicación, las que se planteen y resuelvan a través de las distintas fórmulas de tutorización disponibles.

Esta guía tiene como objetivo específico fomentar una actitud cooperativa y desarrollar las competencias necesarias para el trabajo en equipo entre el alumnado. Las actividades propuestas han sido diseñadas para desarrollarse en grupos formados por al menos tres integrantes, promoviendo así la capacidad de realizar críticas constructivas, distribuir tareas de manera equitativa, estimular la creatividad y desarrollar habilidades de liderazgo.

En esta guía se integran siete prácticas (una de campo, dos de laboratorio y cuatro de gabinete) en las que se aplican metodologías habitualmente usadas por los ecólogos en el estudio de las comunidades biológicas. La guía establece una metodología estructurada que sigue la secuencia temporal propia de cualquier estudio científico: desde la observación del problema y el planteamiento de hipótesis, pasando por el trabajo de campo y laboratorio, hasta el análisis estadístico de los datos, culminando con la representación y discusión de los resultados obtenidos.

1.2. Ecosistema de estudio: el azufaifar

El trabajo de campo propuesto en esta guía se desarrolla en un ecosistema característico del sureste ibérico: el azufaifar. En particular, el situado en la llanura litoral de Torregarcía-Amoladeras, dentro del Parque Natural de Cabo de Gata-Níjar, representa la mejor muestra europea del hábitat prioritario “matorrales arborescentes con *Ziziphus lotus*” (código 5220* de la Directiva Hábitats). Su valor se debe tanto a su amplia extensión como a su buen estado de conservación, lo que lo convierte en un laboratorio natural excepcional para la formación en diagnóstico ecológico y seguimiento ambiental (Cabello et al., 2024).

El azufaifar es un tipo de matorral arborescente caracterizado por la presencia dominante del azufaifo, *Ziziphus lotus* (L.) Lam. (Rhamnaceae), una especie espinosa de gran porte con presencia en zonas áridas del Mediterráneo meridional y la región Saharo-Arábica (Pérez-Latorre y Cabezudo, 2009). En la parte norte del Mediterráneo solo se encuentra en el sureste de la península ibérica, Sicilia y Chipre (Sánchez-Gómez et al., 2002).

El **azufaifo** actúa como especie ingeniera del ecosistema, ya que modifica el entorno bajo su dosel al crear microhábitats más húmedos y fértiles, favoreciendo el establecimiento de otras especies (Tirado, 2009; Torres-García et al., 2022). Las macollas de azufaifo forman un patrón espacial parcheado en una matriz de baja cobertura vegetal, generando un mosaico típico de los ecosistemas áridos (Aguiar et al., 1996).

La relevancia ecológica del azufaifar (Figura 1) se fundamenta en su alta biodiversidad. Estudios recientes han registrado más de 220 taxones de artrópodos, 17 especies de reptiles, 97 especies de aves, algunas catalogadas como amenazadas, como la ganga ortega (*Pterocles orientalis*) o la alondra ricotí (*Chersophilus duponti*), así como importantes poblaciones de mamíferos (Cabello et al., 2024).

Este ecosistema depende en gran medida del **acceso a acuíferos someros** por parte del azufaifo (**especie freatófita**), que le permite mantener su actividad fisiológica durante el verano, cuando la mayoría de las especies cesan su crecimiento. Esta característica convierte a este ecosistema en un modelo ideal para estudiar las estrategias adaptativas frente a la aridez, la facilitación entre especies, la organización espacial de la vegetación y la resiliencia ecológica ante las perturbaciones ambientales.

En términos de servicios ecosistémicos, el azufaifar contribuye a la regulación hídrica, al secuestro de carbono, a la estabilización del suelo y a la conservación de la biodiversidad. Además, posee un elevado valor cultural, paisajístico y educativo, lo que ha justificado su elección como ecosistema de estudio en la asignatura de Ecología, para aproximar al alumnado a la realidad ecológica de los sistemas semiáridos, integrar conocimientos teóricos con prácticas de diagnóstico ecológico, y desarrollar habilidades en técnicas de seguimiento, análisis y evaluación del estado de conservación. **Por su complejidad funcional, su fragilidad y su valor patrimonial, el azufaifar representa un entorno excepcional para el aprendizaje en campo y la formación científica en el contexto de la sostenibilidad y la conservación biológica.**

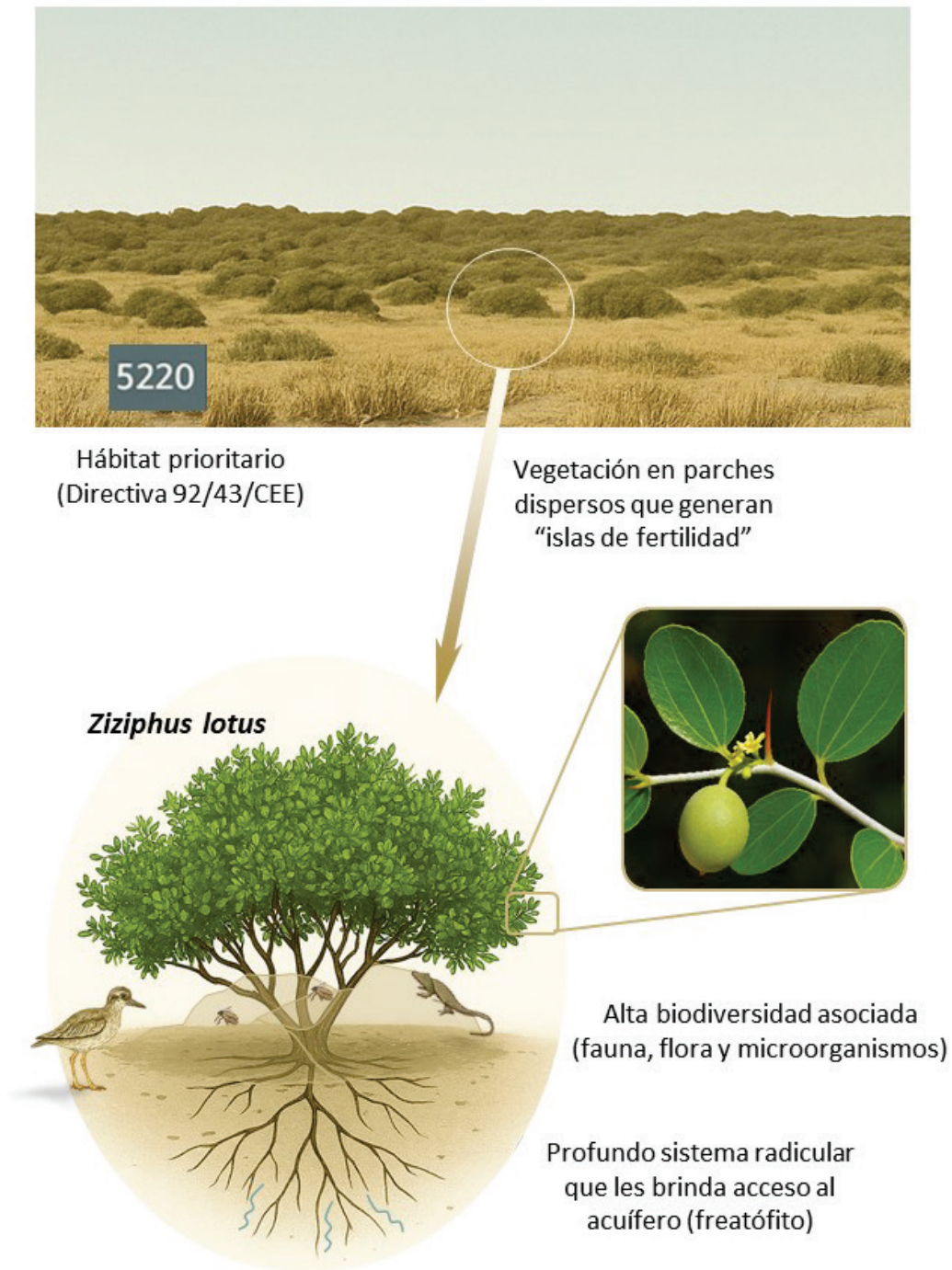


Figura 1. Representación del azufaifal y de los elementos clave que definen su estructura y valor ecológico.

2. PRÁCTICA DE CAMPO

MUESTREO PARA OBTENER DATOS DEMOGRÁFICOS Y DE ORGANIZACIÓN DE LA COMUNIDAD VEGETAL

2.1. Introducción

En regiones áridas o semiáridas la vegetación leñosa está obligada a afrontar importantes retos, principalmente relacionados con el balance hídrico, pero también con la escasez de nutrientes en los suelos y, con frecuencia, con la intensa presión de los herbívoros. Estos factores ecológicos constituyen presiones selectivas de primer orden para estas especies, condicionando las adaptaciones morfológicas y fisiológicas de los organismos, la dinámica demográfica y distribución espacial de las poblaciones y la organización de las comunidades (Figura 2).

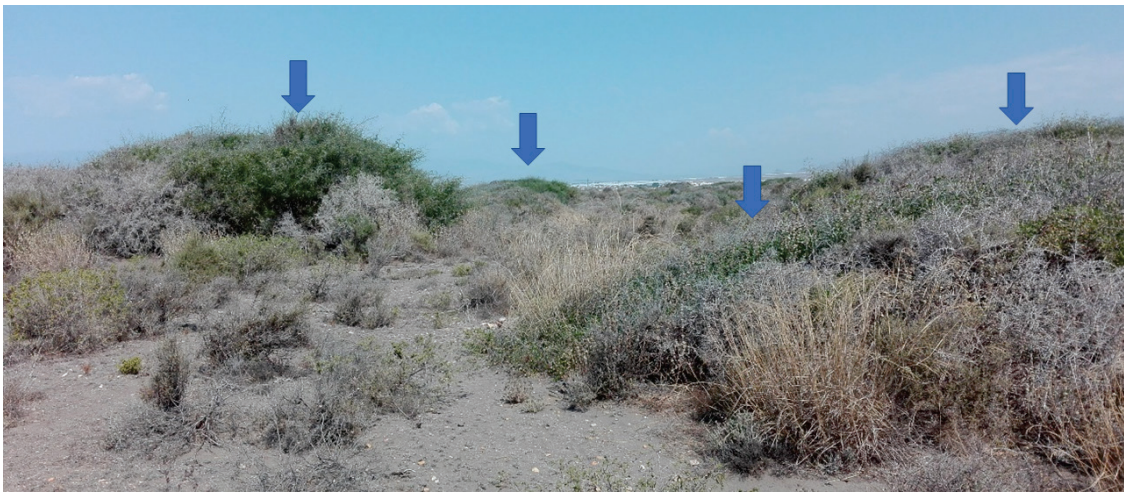


Figura 2. Individuos de *Ziziphus lotus* formando macollas (flechas) en las que también se encuentran otras especies, como *Lycium intricatum*, *Thymelaea hirsuta* y *Launaea arborescens*. Foto tomada en verano.



¿Qué es una **macolla**?

Conjunto de vástagos, flores o espigas que nacen de un mismo pie

2.2. Objetivos

El objetivo de esta práctica de campo es la obtención *in situ* de datos demográficos y de estructura de la comunidad de especies leñosas mediante distintas técnicas de muestreo. Los datos tomados en campo se utilizarán para los siguientes **objetivos específicos** a desarrollar en prácticas subsiguientes:

1. Estudiar los cambios de la estructura de la comunidad a lo largo de un gradiente ambiental playa-interior.

2. Estudiar la densidad, distribución espacial y la estructura de tamaños de la especie leñosa cuyos individuos alcanzan un mayor porte en esta comunidad, *Ziziphus lotus* (arto blanco o azufaifo).
3. Estudiar la distribución espacial de todas las especies leñosas.
4. Estudiar la asociación espacial entre especies, y proponer hipótesis sobre sus interacciones.

2.3. Metodología y tareas de campo

2.3.1. Identificación de especies de vegetación leñosa

Con ayuda de la clave dicotómica ([Anexo I](#)) para la identificación de especies, se retiene el nombre científico y el común, y las características más diferenciadoras de cada especie. Para las identificaciones, se usarán tanto la clave dicotómica ([versión online](#) en la plataforma Genially) como varias aplicaciones móviles disponibles (p.ej., [PlantNet identify](#), [PlantSnap](#)). Se comparará el éxito de la identificación realizada con las diferentes aplicaciones. Además, se recogerá la información disponible sobre cada especie en relación con adaptaciones frente a la aridez y herbivoría.

2.3.2. Muestreo sistemático de la comunidad vegetal sobre un gradiente playa-interior mediante el método de las parcelas/cuadrados

Para estudiar cualquier comunidad, es necesario tomar muestras representativas cuyos valores estadísticos sean buenos estimadores de los parámetros reales del conjunto de poblaciones que constituyen la comunidad real. Para garantizar esto, cada muestra debe ser seleccionada al azar, ya que de esta manera todos los individuos de la comunidad tienen la misma probabilidad de ser seleccionados cuando se realiza el muestreo.

En el caso del estudio de comunidades vegetales (o de organismos sésiles en general), es fundamental determinar el área mínima de muestreo necesaria para obtener buenos estimadores. Esta corresponde al área más pequeña que refleja de manera adecuada la composición de especies de la comunidad y varía según el tipo de comunidad estudiada. Para el estudio de comunidades vegetales en climas templados, los valores recomendados abarcan desde los 0,1 m² para las comunidades de líquenes, hasta los 500 m² para el estrato arbóreo de un bosque (Tabla 1; Ellenberg & Mueller-Dombois, 1974). En nuestro caso, al estudiar una comunidad de matorral, utilizaremos un área de **25 m²**.

Tabla 1. Superficie mínima estimada de unidad de muestreo para el estudio de comunidades vegetales en climas templados.

Comunidad vegetal	Superficie mínima estimada (m ²)
Bosque (estrato arbóreo)	200 - 500
Bosque (estrato herbáceo)	50 - 200
Pastizal seco	30 - 100
Matorral	10 - 25
Comunidades de musgos	1 - 4
Comunidades de líquenes	0,1 - 1

El área mínima se puede determinar construyendo una **curva de acumulación de especies**. Para ello se considera inicialmente un área pequeña (ej. $0,5 \times 0,5 = (0,25 \text{ m}^2)$) y se anotan todas las especies presentes. El área se duplica sucesivamente y se anotan las **especies adicionales** que se encuentren (Figura 3A). Con estos datos se construye una gráfica que representa el número de

especies encontradas por unidad de área (Figura 3B). El área mínima es el área muestral en la cual la curva se hace casi asintótica.

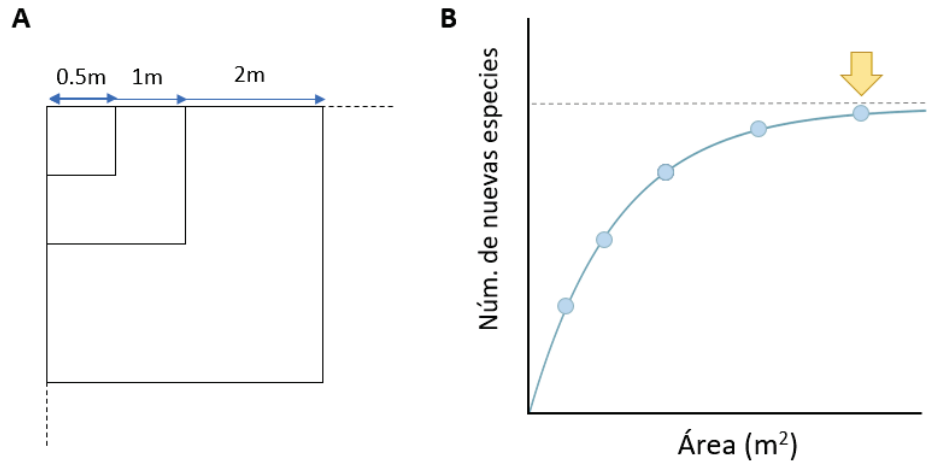


Figura 3. A) Elección arbitraria de la superficie inicial a muestrear, que se duplicará y analizará sucesivamente. B) Curva de especies acumuladas a medida que aumenta el área muestreada.

Tarea 2.3.2.1. Establecimiento y análisis de 5 grandes parcelas (30×20 m) equidistantes entre sí (separadas 75 m) a lo largo de un transecto, cubriendo una distancia desde la playa de 300 m (longitud total del transecto) (Figura 4). Cada una de estas grandes parcelas estará compuesta a su vez de 24 unidades de muestreo (u.m.), cada una de ellas definida por un cuadrado de 5 m de lado (**área mínima de muestreo de 25 m^2**). Las 24 u.m. de cada una de las 5 grandes parcelas se dispondrán de forma contigua, para formar el rectángulo de 30×20 m que constituye cada gran parcela.

Tarea 2.3.2.2. Identificación de las especies leñosas presentes y contabilización del número de individuos de cada especie en cada u.m. De esta forma tendremos datos de abundancia de cada especie en cada una de las 120 u.m. Los datos obtenidos se anotarán en el estadiillo de campo diseñado para tal fin ([Anexo II](#)).

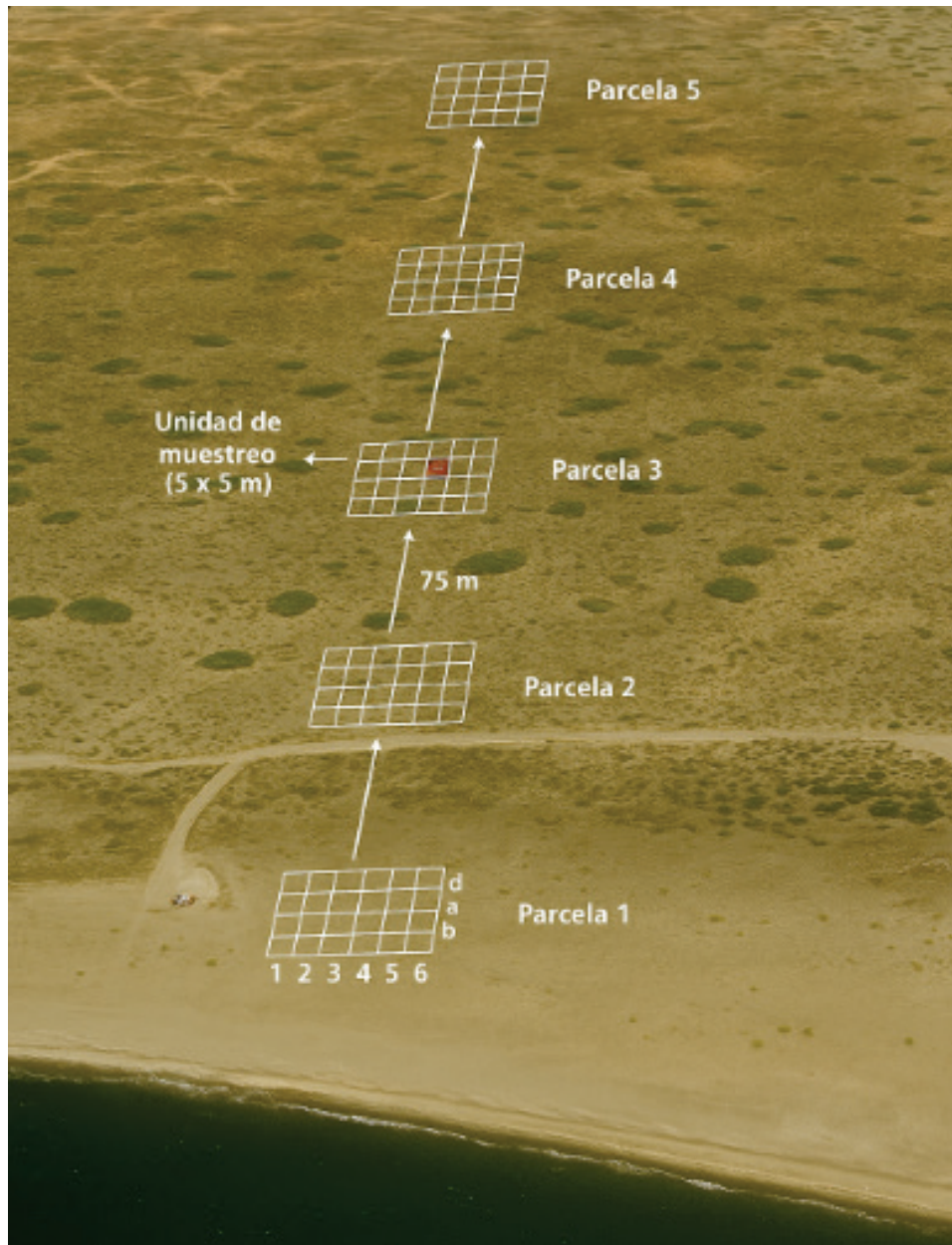


Figura 4. Perspectiva aérea de la distribución de las parcelas en el gradiente playa-interior.

Tarea 2.3.2.3. Toma de una **muestra compuesta de suelo** en cada una de las 5 grandes parcelas. Cada muestra estará compuesta por 3 submuestras, que se distribuirán al azar en cada gran parcela (sorteando las u.m. de 5×5 m en que se tomarán). El procedimiento para tomar cada u.m. de suelo se hará realizando una cata a 15 cm de profundidad mediante un muestreador de suelo de tipo *corer* (Figura 5). El volumen de suelo obtenido se dividirá entre un frasco de 100 mL (para análisis de conductividad eléctrica, pH, alcalinidad, materia orgánica y nitrógeno y fósforo total) y un tubo de 10 mL (para análisis de humedad). El tubo, una vez cerrado, se sellará con cinta adhesiva para evitar la evaporación de la humedad hasta llegar al laboratorio. Con estas muestras podremos estudiar cómo cambian algunas condiciones edáficas a lo largo del gradiente playa-interior, y relacionar estos cambios con cambios en la estructura de la vegetación.



Figura 5. Ejemplo de un modelo de *corer* para tomar muestras de suelo.

2.3.3. Muestreo para determinar la densidad, distribución espacial y estructura de tamaños de *Ziziphus lotus*, y su asociación con *Salsola oppositifolia* y *Lycium intricatum*

Se organizarán tantos grupos de 4 estudiantes como sea necesario. Cada grupo trazará un transecto rectilíneo (10 m de ancho) al azar sobre la zona de distribución del azufaifo, utilizando una referencia en el horizonte. Es necesario establecer un criterio para incluir o no las plantas que intercepten parcialmente sobre los extremos del transecto. En este caso, las plantas o macollas con más de la mitad de su volumen dentro del transecto serán contabilizadas y medidas. La trayectoria al azar de cada transecto se puede decidir lanzando un lápiz al aire. Los miembros de cada grupo seguirán la dirección de su transecto y medirán las siguientes variables, anotando los datos obtenidos en el estadillo de campo diseñado para tal fin ([Anexo III](#)), hasta contabilizar al menos 25 macollas de azufaifo:

Tarea 2.3.3.1. Registro de **distancia rectilínea entre macollas de azufaifo** (distancia al vecino más próximo, Figura 6A). Cada macolla se asume que contiene un solo individuo de azufaifo. Para facilitar el trabajo, la distancia se estimará en pasos, procurando estandarizar los pasos: un paso = 1 metro.

Tarea 2.3.3.2. Medición de la **altura de cada macolla** que se encuentre a lo largo del recorrido, medida con una vara graduada de precisión de 10 cm (Figura 6B). La altura se

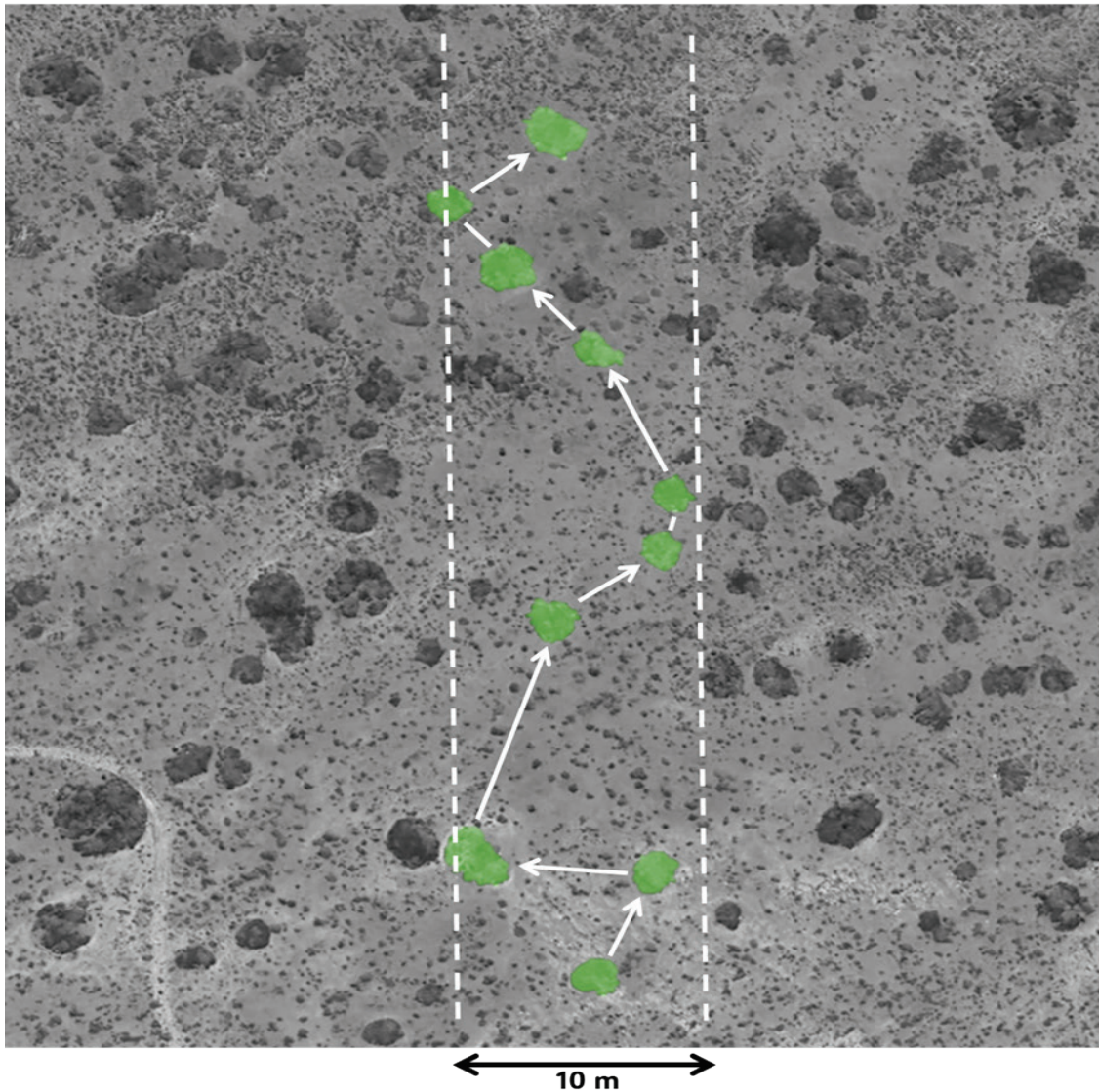
mide desde la base (sustrato firme donde enraíza), y no desde la arena que suele acumularse en el interior de la macolla.

Tarea 2.3.3.3. Estimación del **perímetro de cada macolla**, en pasos equivalentes a metros (Figura 6B).

Tarea 2.3.3.4. Registro de la **longitud máxima** (en planta) y **orientación cardinal** de la mancha mayor de *S. oppositifolia* y *L. intricatum* embebidas en cada macolla de azufaifo (Figura 6B). También se medirán del mismo modo los individuos de *S. oppositifolia* y *L. intricatum* que se encuentren en el recorrido entre macollas de azufaifo ([Anexo IV](#)). Con estas medidas obtendremos una estima del tamaño medio (longitud mayor en planta) de dos grupos de individuos de las poblaciones de *S. oppositifolia* y *L. intricatum*, individuos asociados y no-asociados con azufaifo. Además, conociendo la orientación, podremos investigar si la macolla de azufaifo pudiera tener una función de facilitación (protección frente al viento, mejora de las condiciones de humedad y fertilidad del suelo, etc.) para estas especies.

Tarea 2.3.3.5. Cada grupo, en 2 macollas seleccionadas al azar, realizará una **cata de suelo**, tomando una muestra a 15 cm de profundidad utilizando un *corer* de igual forma que en la tarea 2.3.2.3, y dividirá la muestra entre un frasco de 100 mL y un tubo de 10 mL, el tubo una vez cerrado se sellará con cinta adhesiva. La operación se repetirá en dos puntos seleccionados al azar entre macollas de azufaifo. De esta forma tendremos dos grupos de muestras de suelo correspondientes a **dentro y fuera de las macollas**.

A. Distancia entre macollas



B. Altura y perímetro



C. Longitud Salsola/Lycium



Figura 6. A) Elegida al azar la dirección del transecto, calcular la distancia entre las macollas (n° mínimo = 25). Contabilizar y medir los individuos de *S. oppositifolia* y *L. intricatum* entre macollas. B) Estimar la altura de la macolla desde la base de esta (vara graduada) y el perímetro de la macolla (pasos de aproximadamente 1 m). C) Estimar la longitud máxima (en planta) de la mancha mayor de *S. oppositifolia* y/o *L. intricatum* en la macolla, así como de los individuos entre macollas.

Anexo I: Clave dicotómica para la identificación de especies de plantas leñosas

1	-Porte pequeño (< 50 cm de altura).	2
	-Porte mediano o grande (> 50 cm de altura).	8
2	-Aspecto grisáceo/blanquecino.	3
	-Aspecto no grisáceo/blanquecino, con hojas pegajosas.	7
3	-Plantas no olorosas.	4
	-Plantas olorosas.	5
4	-Hojas con pocos pelos, de forma triangular-ovada. Flores dispuestas en pequeños glomérulos ($\approx 0,5$ cm) en el ápice de los tallos, amarillentas, poco vistosas (L1: A, B).	<i>Atriplex glauca</i>
	-Hojas muy pelosas, blancas, elípticas, en los tallos jóvenes recubriéndolos completamente. Flores amarillas agrupadas en inflorescencias compactas (0,8-1,2 cm) en el ápice de los tallos (L1: D, E).	<i>Otanthus maritimus</i>
5	-Hojas que se enrollan mucho hacia el envés.	6
	-Hojas que se enrollan un poco hacia el envés, pequeñas (< 6,5 mm), de color verde grisáceo, terminadas en punta, aunque no punzantes. Flores púrpuras, reunidas en una cabezuela terminal. Olor agradable muy característico (L1: I).	<i>Thymus hyemalis</i>
6	-Flores amarillas (L1: C, F). Hojas estrechas, lineares (alargadas), de 1,5-3,5 cm, con olor a regaliz cuando se frotran.	<i>Helichrysum stoechas</i>
	-Flores rosadas o blancas. Hojas lanceolado-lineares, pequeñas (< 1,8 cm) (L1: G, H).	<i>Teucrium dunense</i>
7	-Flores rosadas. Hasta 20 cm de tamaño, con muchos pelos glandulosos. Hojas simples (limbo en una pieza), oblongas (más anchas por arriba) (L2: A, B).	<i>Silene littorea</i>
	-Flores amarillas con rayas rojas. Hasta 40 cm de tamaño. Hojas trifoliadas (limbo en tres partes, como los tréboles) (L2: C, E).	<i>Ononis ramosissima</i>
8	-Planta herbácea, con inflorescencias en espiga.	9
	-Arbusto, con otras características.	10
9	-Tallos largos reptantes (horizontales) bajo la arena; otros tallos verticales con hojas que forman paquetes compactos de 0,25-0,75 m de altura. Hojas de hasta 50 cm. Espigas de color algo más pálido que el tallo (7-22 cm) (L2: D, G).	<i>Ammophila arenaria</i>
	-Planta sin tallos reptantes, con cepellón perenne y hojas de 10-70 cm (esparto). Espigas con pedúnculo erecto, que sobresalen por encima de las hojas, algo amarillentas (L2: I, J).	<i>Macrochloa tenacissima</i>
10	-Porte grande (0,5-2 m de altura). Ramas espinosas, grisáceas, con estructura zigzagueante. Hojas brillantes, caducas en invierno. Flores amarillas, pequeñas ($\approx 0,5$ cm), dispuestas en ramillas cortas (10 cm). Frutos subglobosos (≈ 1 cm) (L3: A, B).	<i>Ziziphus lotus</i>
	-Porte mediano, con otras características.	11

- 11 -Ramificación en zig-zag. Las ramas terminan en espinas no muy punzantes. Hojas alargadas (≈ 5 cm largo), con un nervio central prominente (L2: F, H).
-Sin ramificación en zig-zag. *Launaea arborescens* 12
- 12 -Tallos con espinas. 13
-Tallos sin espinas. 15
- 13 -Hojas carnosas, pequeñas (0,3-1,5 cm), más cortas que las espinas. Flores pequeñas ($\approx 0,8$ cm) con corola en forma de trompeta, púrpuras. Frutos carnosos (bayas), subglobosos (0,5-0,7 cm), rojos en la madurez (L2: K, L).
-Con hojas no carnosas y más largas que las espinas o sin hojas y con tallos fotosintéticos (verdes). *Lycium intricatum* 14
- 14 -Tallos blanquecinos. En las axilas de las espinas crecen falsas hojas unidas en ramilletes de hasta 2,5 cm de longitud y de color verde (L3: C).
-Tallos verdes, sin hojas, con numerosas y fuertes espinas verdes y rígidas, muy punzantes (L3: D). *Asparagus albus*
Asparagus horridus
- 15 -Hojas tomentosas, muy suaves, acorazonadas, con borde festoneado, gruesas, grisáceas. Flores rosa púrpura. Cáliz que tras la madurez se agranda formando una estructura a modo de sombrilla con borde ondulado (L3: E, G).
-Hojas no tomentosas. *Ballota hirsuta* 16
- 16 -Hojas opuestas (enfrentadas dos a dos), carnosas, alargadas, con sección triangular ($< 1,5$ cm largo), acabadas en ápice agudo no punzante, a menudo con varias hojas más cortas en su axila. Base de las hojas abrazando al tallo (L3: F). Flores muy pequeñas ($< 0,25$ cm) y poco vistosas, verde-amarillentas. Frutos llamativos al estar rodeados por una parte de las flores que se agranda y colorea de blanco-rosado.
-Hojas cubriendo al tallo, escamosas (0,3-0,7 cm largo), un poco carnosas. Flores pequeñas (0,25-0,45 cm), cremoso-amarillentas, en inflorescencias de 2-5 flores (L3: H, I). *Salsola oppositifolia*
Thymelaea hirsuta

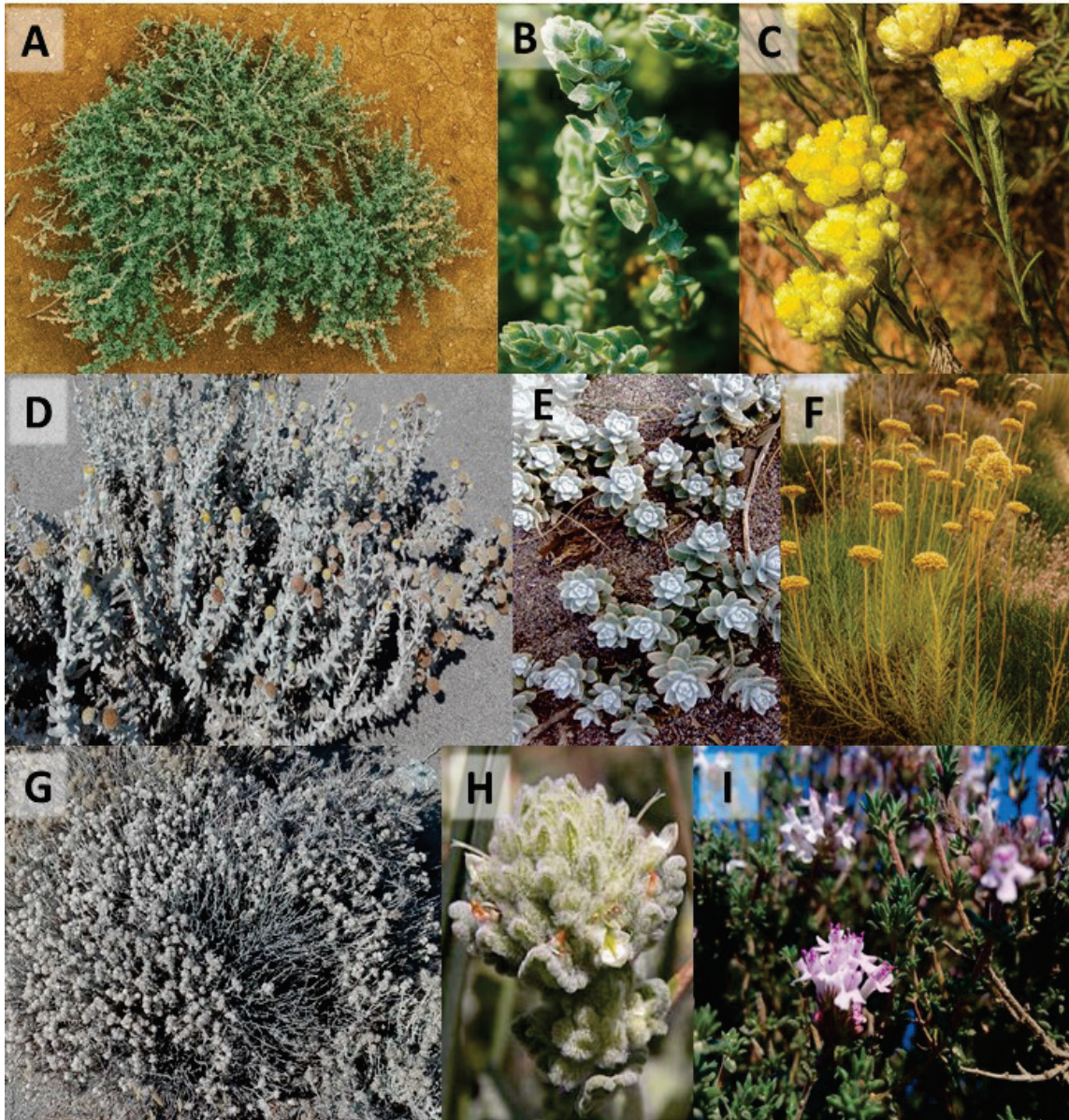


LÁMINA 1: *Atriplex glauca* (A, B); *Helichrysum stoechas* (C, F); *Otanthus maritimus* (D, E); *Teucrium dunense* (G, H); *Thymus hyemalis* (I).

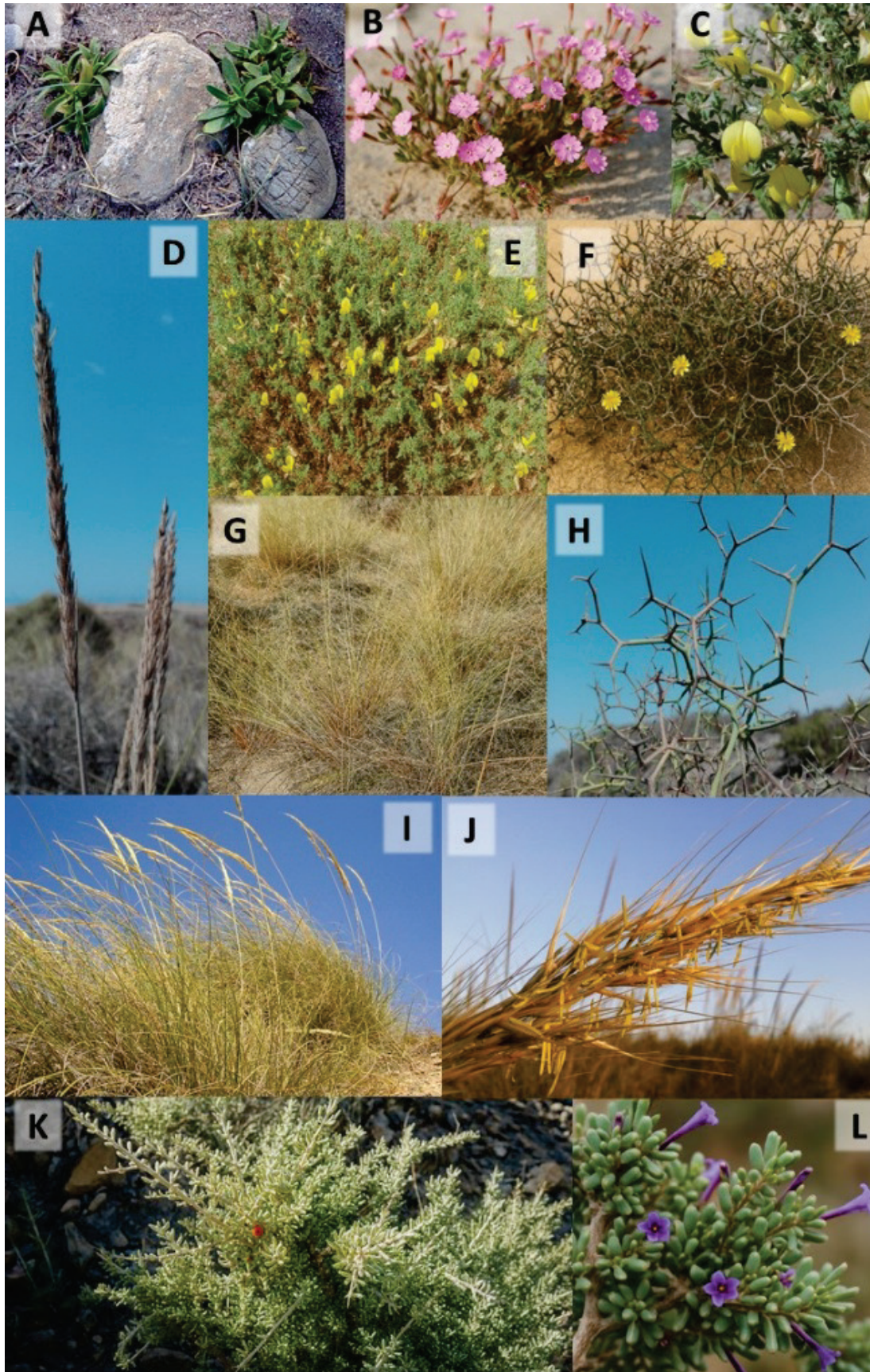


LÁMINA 2: *Ammophila arenaria* (D,G); *Launaea arborescens* (F, H); *Lycium intricatum* (K,L); *Macrochloa tenacissima* (I,J); *Ononis ramosissima* (C,E); *Silene littorea* (A,B).

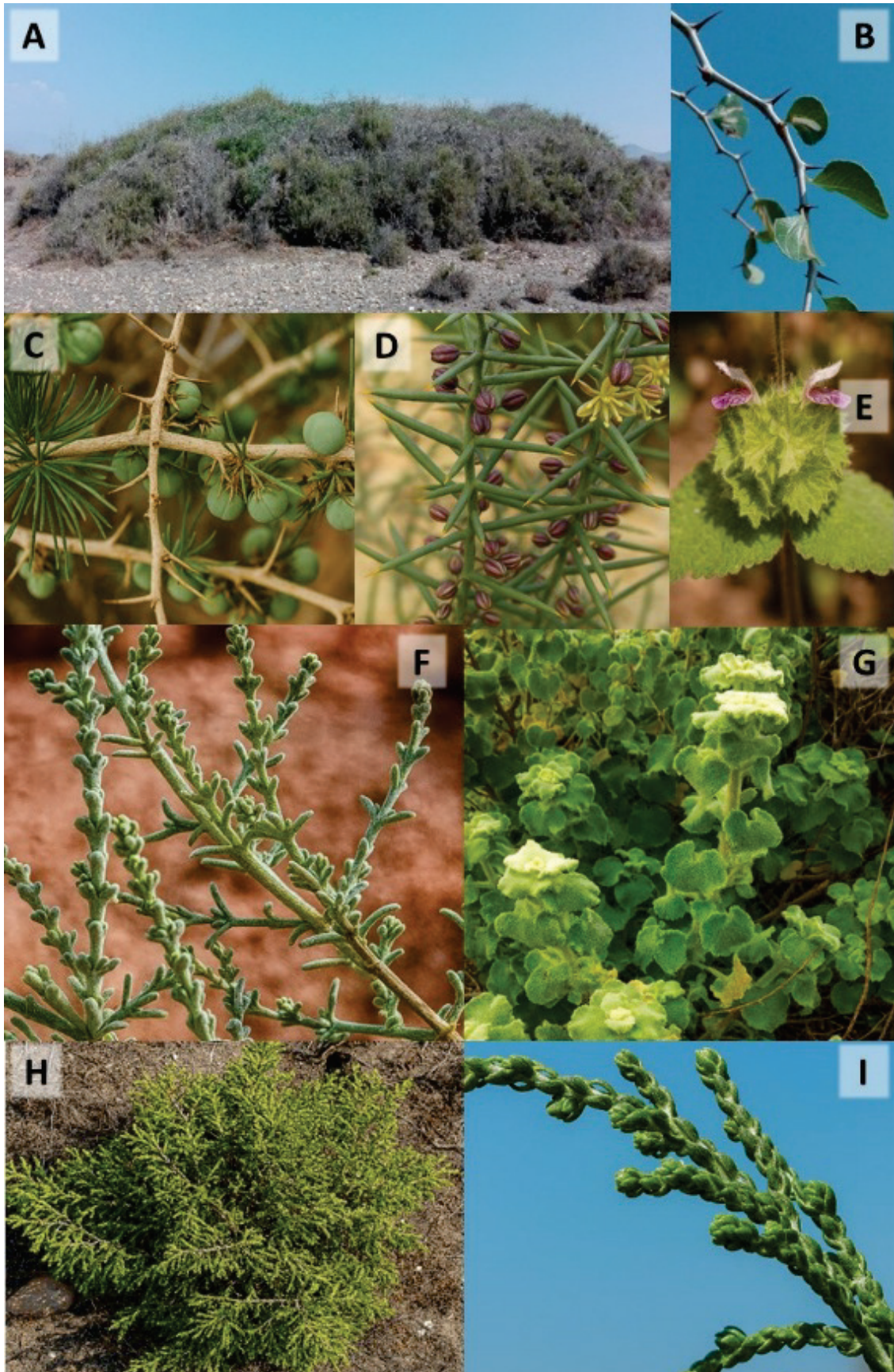


LÁMINA 3: *Asparagus albus* (C); *Asparagus horridus* (D); *Ballota hirsuta* (E, G); *Salsola oppositifolia* (F); *Thymelaea hirsuta* (H, I); *Ziziphus lotus* (A, B).

Anexo III. Estadillo de campo para el estudio de *Ziziphus lotus* (azufaifo), estructura de tamaños y densidad

Localidad: _____ Fecha: _____ Grupo: _____

Ziziphus lotus (azufaifo)

Nº	Distancia entre macollas (m)	Perímetro (m)	Altura desde la base (m)
1	0		
2			
3			
4			
5			
6			
7			
8			
9			
10			
11			
12			
13			
14			
15			
16			
17			
18			
19			
20			
21			
22			
23			
24			
25			

3. PRÁCTICAS DE LABORATORIO

MEDIDA DE VARIABLES INDICADORAS DE LA FERTILIDAD DEL SUELO

3.1. Introducción

La calidad del suelo es uno de los principales condicionantes de la estructura y dinámica de la vegetación a escalas local y regional. El suelo incluye minerales derivados de la roca madre, producto de procesos de meteorización, materia orgánica en distintos estadios de descomposición, aire y agua en los poros, raíces vivas, microorganismos, y fauna detritívora. Todos estos factores son los principales determinantes de la fertilidad para la vegetación, y su importancia relativa depende de las características del clima, roca madre, tipo de vegetación, topografía local y edad del suelo.

De entre los factores anteriores, la humedad o capacidad de retención de agua, y el contenido en materia orgánica, sales y nutrientes (principalmente nitrógeno y fósforo), son algunos de los más importantes contribuyentes a la fertilidad del suelo en zonas áridas y semiáridas. La actividad microbiana encargada de mineralizar e inmovilizar el nitrógeno presente en la materia orgánica del suelo está frecuentemente limitada por la humedad y la temperatura, provocando que el nitrógeno sea el principal nutriente limitante para la productividad vegetal en zonas áridas y semiáridas (Torres-García et al., 2022). Además, en estas regiones son comunes los suelos alcalinos ($\text{pH} > 7$). La alcalinidad puede dañar las raíces de las plantas y perjudicar su capacidad para absorber agua y extraer nutrientes esenciales del suelo lo que puede acarrear un crecimiento deficiente de la raíz y de la planta. Los suelos alcalinos se caracterizan por ser ricos en carbonato de calcio, poseer altos niveles de sales solubles y tener altas concentraciones de sodio intercambiable. Una alta presencia de sodio intercambiable puede ocasionar una deficiencia para las plantas de otros micronutrientes a los que reemplaza. Además, en suelos alcalinos, la disponibilidad de fósforo para las plantas disminuye debido a que reacciona con el calcio formando compuestos insolubles o de baja solubilidad como los fosfatos de calcio (Wang et al., 2019). Igualmente, en zonas próximas al mar, la salinidad puede constituir otro importante condicionante para la vegetación.

En esta práctica vamos a realizar las medidas de las siguientes variables para determinar la calidad del suelo de un matorral en un litoral semiárido: contenido en **materia orgánica**, **humedad**, **conductividad eléctrica** y **pH**, **alcalinidad** y concentración de **nitrógeno** y **fósforo** total.

3.2. Metodología

3.2.1. Humedad

La cantidad de humedad contenida por el suelo se estimará haciendo uso de un método gravimétrico. Este método se basa en la pérdida de peso de una muestra cuando ésta se deseca.

Material necesario:

- Muestra de suelo
- Balanza
- Estufa
- Desecador

Procedimiento a seguir:

1. En campo se toma un volumen conocido de suelo en un recipiente cerrado herméticamente.
2. Pesamos el recipiente con el tapón (P_i).
3. Retiramos el tapón del recipiente y secamos la muestra en estufa a 70°C durante al menos 72 h (o hasta peso constante).
4. Tras ese tiempo, el recipiente con la muestra se deja enfriar en un desecador con gel de sílice hasta que alcance la temperatura ambiente.
5. Cuando alcance la temperatura ambiente se pesa el recipiente con el tapón (P_f).
6. La diferencia de peso entre P_i y P_f mide la humedad contenida en la muestra de suelo.
7. Si se desea expresar el contenido de humedad en porcentaje (%) es necesario conocer el peso del recipiente vacío.
8. Cálculos:



Figura 7. Tamizado de una muestra de suelo.

$$\text{humedad (g)} = P_i - P_f$$

$$\% \text{ humedad} = \frac{P_i - P_f}{P_i - \text{Peso recipiente}} \times 100$$

MUESTRA	P_i (g)	P_f (g)	Peso recipiente (g)	Humedad (g)	% humedad

3.2.2. Contenido en materia orgánica

De los diversos métodos disponibles para la medida de materia orgánica de un suelo, el método gravimétrico, consistente en la medida de la pérdida de peso de una muestra de suelo después de la incineración, es uno de los más usuales y de bajo coste. No obstante, este método no está exento de crítica, de hecho, en determinado tipo de suelos con abundancia de sustancias inorgánicas volátiles a altas temperaturas este método no es recomendable.

Material necesario:

- Muestra de suelo
- Tamiz de 1 mm de luz
- Crisol resistente a la incineración
- Cuchara
- Balanza analítica
- Estufa
- Desecador
- Incinerador/Mufla

Procedimiento a seguir:

1. Tamizar una porción de suelo mediante un tamiz de 1 mm de diámetro de poro sobre un recipiente o papel de aluminio (Figura 7).
2. Pesar el crisol (**PESO 1**).
3. Introducir aprox. 1 g de la porción tamizada de suelo en el crisol.
4. Secar en estufa a 70°C durante al menos 48 horas, hasta obtener un peso constante.
5. Extraer de la estufa el crisol con la muestra seca y dejar en un desecador con gel de sílice hasta que alcance la temperatura ambiente.
6. Pesar el crisol con la muestra seca (**PESO 2**).
7. Incinerar la muestra en horno mufla a 550°C durante 5 horas.
8. Dejar enfriar y pesar el crisol con las cenizas (**PESO 3**).
9. El peso perdido por la muestra en el proceso de incineración es equivalente a la cantidad de materia orgánica presente en la muestra.
10. Cálculos:

$$\% \text{ mat. orgánica} = \frac{\text{Peso 2} - \text{Peso 3}}{\text{Peso 2} - \text{Peso 1}} \times 100$$

MUESTRA	Peso 1 (g)	Peso 2 (g)	Peso 3 (g)	% M.O.

IMPORTANTE:

- Para agilizar la sesión práctica los pasos 4, 5 y 6 pueden obviarse y estimar el peso seco de la muestra restando el % correspondiente de humedad medido en su muestra gemela.
- Las cenizas (Paso 8) pueden utilizarse posteriormente para el análisis de fósforo total, si el proceso se realiza en una botella ISO en lugar de en un crisol.

3.2.3. Conductividad eléctrica (CE) y pH

Tanto la conductividad eléctrica (CE) como el pH del suelo serán medidos mediante una sonda multiparamétrica tras la preparación de una disolución. El valor de la CE de la disolución resulta un buen indicador de la cantidad de sales fácilmente solubles en la muestra de suelo, mientras que el valor del pH de la disolución nos dará información sobre el grado de acidez o alcalinidad de nuestro suelo.

Material necesario:

- Muestra de suelo
- Tamiz de 1 mm de luz
- Agua destilada
- Probeta 100 mL
- Matraz Erlenmeyer
- Agitador orbital
- Cuchara
- Sonda de CE
- Sonda de pH

Procedimiento a seguir:

1. Colocar un volumen (50 mL) de suelo previamente tamizado (tamiz de 1 mm de luz) en un matraz Erlenmeyer de 250 mL.
2. Añadir 100 mL de agua destilada.
3. Mantener el matraz en agitación constante durante 30 minutos con ayuda de un agitador orbital o magnético.
4. Tras ese tiempo dejar reposar la solución durante 10 minutos.
5. Con ayuda de un embudo, filtrar la solución a través de un papel de filtro.

IMPORTANTE: Esta solución será utilizada posteriormente para el análisis de alcalinidad.

6. Medir la CE y el pH en la solución.

MUESTRA	CE (mS/cm)	pH

3.2.4. Alcalinidad

La alcalinidad de un suelo se debe fundamentalmente a su contenido de carbonatos, bicarbonatos e hidróxidos. La muestra se valora con un ácido mineral fuerte con el que utilizando un indicador mixto que vira a 4,5 se determina la alcalinidad total.

Material necesario:

- Muestra de suelo
- Tamiz de 1 mm de luz
- Agua destilada
- Probeta 100 mL
- Matraz Erlenmeyer
- Agitador orbital
- Cuchara
- Embudo
- Filtros de papel (porosidad 8-11 μm)
- Bureta

Preparación de los reactivos necesarios:

- **Indicador mixto** (verde de bromocresol-rojo de metilo): pesar 0,02 g de rojo de metilo y 0,1 g de verde de bromocresol sal sódica y disolverlos en 100 mL de alcohol etílico (95%) o alcohol isopropílico. Almacenar en un frasco de vidrio ámbar.
- **Ácido sulfúrico (H_2SO_4) 0,02N:** disolver 20 mL de H_2SO_4 1N en 1 L de agua ultrapura.

Procedimiento a seguir:

1. Poner un volumen (50 mL) de suelo previamente tamizado (tamiz de 1 mm de luz) en un matraz Erlenmeyer de 250 mL.
2. Añadir 100 mL de agua destilada.
3. Mantener el matraz en agitación constante durante 30 minutos con ayuda de un agitador orbital o magnético.
4. Tras ese tiempo dejar reposar la solución durante 10 minutos.
5. Con ayuda de un embudo, filtrar la solución a través de un papel de filtro.
6. Medir el volumen filtrado.

7. Enrasar una bureta con ácido sulfúrico 0,02 N.
8. Para medir la alcalinidad total, añadir 1 mL de indicador mixto (la muestra se coloreará de azul) y titular con ácido sulfúrico 0,02 N hasta obtener un color rojo o rosa claro. Anotar el volumen de ácido 0,02 N consumido.
9. El volumen a considerar para el cálculo de la alcalinidad total será la suma del ácido total consumido.
10. Cálculos:

$$\text{Alcalinidad total (mg CaCO}_3\text{/L)} = \frac{A \times N \times 50 \times 1000}{\text{mL de muestra}}$$

Donde:

A = mL de ácido sulfúrico gastados en la titulación

N = normalidad del ácido sulfúrico

MUESTRA	Vol. de la muestra (mL)	Lectura de la bureta (mL)		Vol. de ácido sulfúrico (mL)	Alcalinidad (eq. CaCO ₃ , mg/L)
		Inicial	Final		

3.2.5. Nitrógeno y fósforo total

Las concentraciones de nitrógeno (N_t) y fósforo total (P_t) se estimarán espectrofotométricamente tras una digestión alcalina de la muestra en autoclave. Esta digestión con persulfato alcalino oxida todas las formas de nitrógeno orgánico e inorgánico a nitrato e hidroliza todas las formas de fósforo orgánico e inorgánico a ortofosfato. Un método habitualmente utilizado para el análisis de muestras de agua que también ha demostrado buenos resultados para determinar P_t en muestras de sedimento tras su incineración. Este análisis mide todas las formas presentes de nitrógeno (nitratos, nitritos, amonio, y nitrógeno orgánico) y fósforo (ortofosfato, fosfatos condensados, y fosfato orgánico) en la muestra.

Material necesario:

- Muestra de suelo tamizado y seco
- Agua ultrapura
- Frascos ISO (50 mL)
- Balanza
- Horno mufla
- Incinerador/Mufla
- Micropipetas
- Matraces aforados
- Jeringas y agujas
- Porta-filtros para jeringas
- Filtros de fibra de vidrio (0,45 μm)
- Matraces Erlenmeyer
- Cubetas de vidrio de 1 cm
- Cubetas de cuarzo de 1 cm
- Espectrofotómetro
- Autoclave

Preparación de los reactivos necesarios:

Reactivos comunes

- **Mezcla oxidante:** en 1 L de agua ultrapura disolver 50 g de persulfato potásico ($K_2S_2O_8$), 30 g de ácido bórico (H_3BO_3) y 14 g de hidróxido sódico (NaOH). Conservar a temperatura ambiente y en oscuridad.

IMPORTANTE: el persulfato puede tardar varias horas en disolverse, por lo que conviene preparar la mezcla oxidante a primera hora de la mañana.

Reactivos para N total

- **Ácido sulfúrico concentrado (98%).**

Reactivos para P total

- **Mezcla de reactivos:** disolver separadamente 0,1675 g de tartrato de antimonio y potasio ($K(SbO)C_4H_4O_6 \cdot \frac{1}{2}H_2O$) en 25 mL de agua ultrapura; 4,05 g de heptamolibdato amónico ($(NH_4)_6Mo_7O_{24} \cdot 4H_2O$) en 50 mL de agua ultrapura; y enrasar 50 mL de ácido sulfúrico (H_2SO_4) hasta 100 mL con agua ultrapura.

Después de haber disuelto los reactivos anteriores separadamente, verterlos en un matraz aforado de 250 mL y enrasar con agua ultrapura. Esta mezcla es estable durante al menos 1 mes si se conserva en frío y en oscuridad.

IMPORTANTE: el heptamolibdato no se disolverá hasta añadir a la mezcla de reactivos el ácido sulfúrico.

IMPORTANTE: Al mezclar ácido sulfúrico y agua se producirá una reacción exotérmica. Por lo tanto, el enrase final ha de realizarse una vez el ácido se ha enfriado.

- **Solución reductora:** en un matraz de 250 mL disolver 17,5 g de ácido L-ascórbico ($C_6H_8O_6$), 0,075 g de ácido etilendiamina tetraacético disódico (EDTA- Na_2) y 1,5 mL de ácido bórico (H_3BO_3) en 200 mL de agua ultrapura. Enrasar la mezcla a 250 mL con agua ultrapura. Esta mezcla es estable durante al menos 1 mes si se conserva en frío y en oscuridad.

Preparación de la recta patrón para N total

1. Preparar una disolución madre con 0,61286 g de $NaNO_3$ (nitrato sódico) previamente desecado durante al menos 2 h a $105^\circ C$ en 1 L de agua ultrapura (concentración = 0,1 mg N/mL o 100 ppm).
2. Enrasar en matraz aforado.
3. A partir de esa disolución madre preparar al menos 5 diluciones con distintas concentraciones según la tabla siguiente:

Volumen tomado (mL)	Aforar hasta (mL)	Concentración (mg/L)
2	500	0,4
4	500	0,8
15	1000	1,5
20	1000	2
15	500	3
20	500	4
25	500	5
30	500	6
50	500	10

- Una vez preparadas las diluciones anteriores se trata cada una como una muestra.
- A las absorbancias obtenidas se les restará el valor medio de la absorbancia de los blancos (sólo agua ultrapura con reactivos), y se construirá una gráfica, disponiendo en el eje X la concentración de nitrógeno y en el eje Y el valor de absorbancia correspondiente (ver Figura 8). Es conveniente que el valor del coeficiente de regresión nunca sea inferior a 0,98 ($0,98 < R^2 \leq 1$).

Preparación de la recta patrón para P total

- Preparar una disolución con 0,87874 g de KH_2PO_4 (fosfato monopotásico o dihidrógenofosfato de potasio), previamente desecado durante al menos 2 horas a 105°C , en 1 L de agua ultrapura (solución A, concentración = 200 $\mu\text{g P/mL}$).
- Enrasar en matraz aforado.
- Tomar 10 mL de la disolución A y aforar con agua ultrapura hasta 1 L (disolución B, concentración = 2 $\mu\text{g P/mL}$).
- A partir de esas disoluciones preparar al menos 5 diluciones correspondientes a distintas concentraciones siguiendo la tabla:

Volumen tomado (mL)	Aforar hasta (mL)	Concentración ($\mu\text{g P /L}$)
1 sol. B	500	4
0,8 sol. B	100	16
1,5 sol. B	100	30
1,5 sol. B	50	60
2,5 sol. B	50	100
5 sol. B	50	200
0,1 sol. A	50	400
0,2 sol. A	50	800

- Una vez preparadas las diluciones de concentraciones conocidas, se tratan como las muestras.
- A las absorbancias obtenidas se les restará el valor medio de la absorbancia obtenido para los blancos (agua ultrapura con reactivos), y se construirá una gráfica del siguiente tipo, disponiendo en el eje X la concentración de fósforo y en el eje Y el valor de absorbancia

correspondiente (Figura 8). Es conveniente que el valor del coeficiente de regresión nunca sea inferior a 0,98 ($0,98 < R^2 \leq 1$).

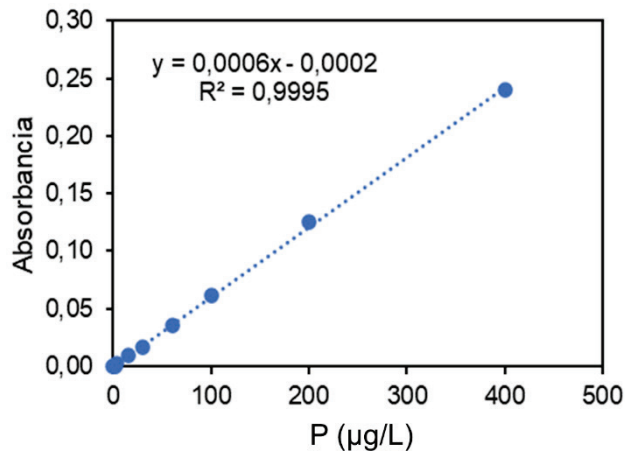


Figura 8. Recta patrón para el análisis de fósforo total.

Procedimiento a seguir:

1. Introducir 1 g de suelo seco y tamizado por 1 mm en diferentes botellas ISO para el análisis individual de cada nutriente, N y P.
2. Anotar el peso.
3. Incinerar las muestras a utilizar para el análisis de P_t en horno mufla a 550°C durante 5 horas. Tras ese tiempo, dejar enfriar. (**Omitir este paso para las muestras a utilizar para el análisis de N_t**).

IMPORTANTE: Realizar al menos 2 pruebas en blanco, es decir, conteniendo agua ultrapura más reactivos, para verificar el procedimiento analítico.

4. Añadir 45 mL de agua ultrapura a cada botella.
5. Añadir 6,3 mL de mezcla oxidante.
6. Cerrar las botellas y autoclavar a 120°C durante 30 minutos.
7. Tras ese tiempo, dejar enfriar las botellas hasta temperatura ambiente.
8. Traspasar 25 mL de la solución a matraces Erlenmeyer con ayuda de una jeringa. Si se produce resuspensión, filtrar para retirar partículas de sedimento.

Seguir por aquí para N total

9. Añadir 0,36 mL de ácido sulfúrico. Agitar.
10. Medir absorbancia a 220 nm de longitud de onda en cubeta de cuarzo.

IMPORTANTE: encender la lámpara ultravioleta del espectrofotómetro al menos 15 minutos antes de la primera lectura.

11. Anotar la absorbancia y calcular la concentración de N_t en la muestra utilizando la recta patrón (ver pasos 16 y 17).
12. Para expresar la concentración con relación al peso de la muestra, el valor obtenido se multiplica por el volumen de la solución inicial (en este caso 45 mL) y se divide por el peso de muestra utilizado (en este caso 1 g):

$$N \text{ total (mg/g)} = \frac{N \text{ total (mg/L)} \times \text{vol. inicial (L)}}{\text{Peso seco muestra (g)}}$$

MUESTRA	ABS	ABS. - Blanco	N total (mg/L)	Volumen de agua utilizado (mL)	Peso muestra (g)	N total (mg/g)
				45		

Seguir por aquí para P total

13. Añadir 0,66 mL de solución reductora. Agitar y esperar 2 minutos.
14. Añadir 0,66 mL de mezcla de reactivos. Agitar y esperar 15 minutos.
15. Medir absorbancia en cubeta de vidrio a 882 nm de longitud de onda.
16. Anotar la absorbancia y calcular la concentración de P en la muestra utilizando la recta patrón. La concentración de P en una muestra se obtendrá despejando x de la ecuación de la recta patrón. Por ejemplo, utilizando la recta patrón de la Figura 8 la concentración de P_t en la muestra se calcularía como sigue:

$$P \text{ total } (\mu\text{g/L}) = \frac{\text{Absorbancia} - 0,0006}{0,0002}$$

17. Para expresar la concentración con relación al peso de la muestra, el valor obtenido ha de multiplicarse por el volumen de la solución inicial (en este caso 45 mL) y dividirse por el peso de muestra utilizado (en este caso, aproximadamente 1 g):

$$P \text{ total (ppm)} = \frac{P \text{ total } (\mu\text{g/L}) \times \text{vol. inicial (L)}}{\text{Peso seco muestra (g)}}$$

MUESTRA	ABS	ABS. - Blanco	P total ($\mu\text{g/L}$)	Volumen de agua utilizado (mL)	Peso muestra (g)	P total ($\mu\text{g/g}$ o ppm)
				45		

En la Figura 9 se incluye un mapa conceptual simplificado para el desarrollo de todos los análisis.

 Responde:

1. ¿Existen diferencias notables en los indicadores de fertilidad del suelo medidos a lo largo del gradiente playa-interior?
2. ¿Es más fértil el suelo en el interior de las macollas formadas por *Ziziphus* en comparación con el suelo fuera de estas macollas?

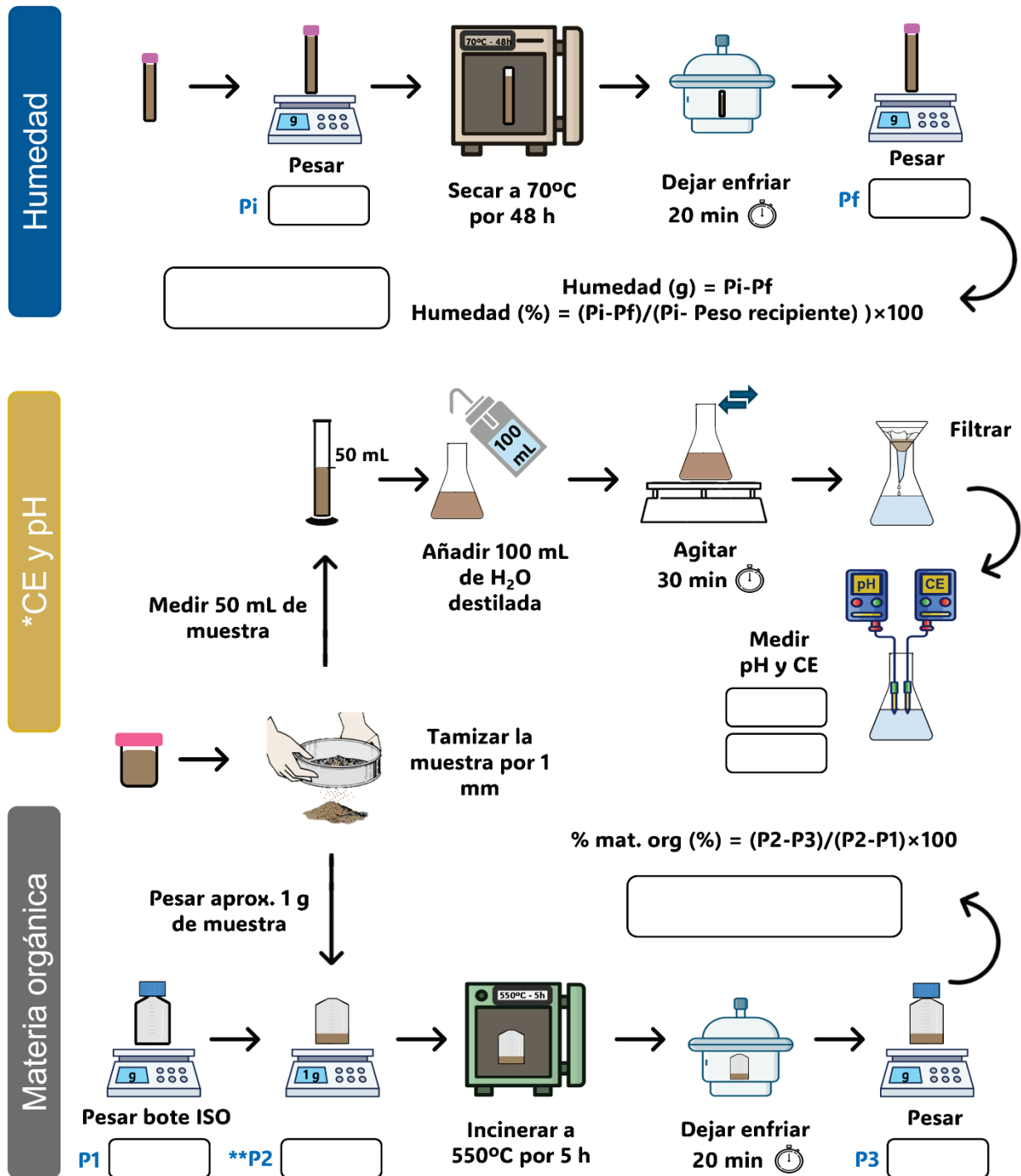


Figura 9. Diagrama de flujo simplificado para el desarrollo de los análisis.

²*Para agilizar la práctica se recomienda comenzar por la preparación de la muestra para CE y pH y realizar la preparación del resto de muestras durante los 30 minutos de agitación. **Si la muestra no se seca en estufa, P2 debe ser corregido por su contenido en humedad utilizando el % de humedad estimado en su muestra gemela.

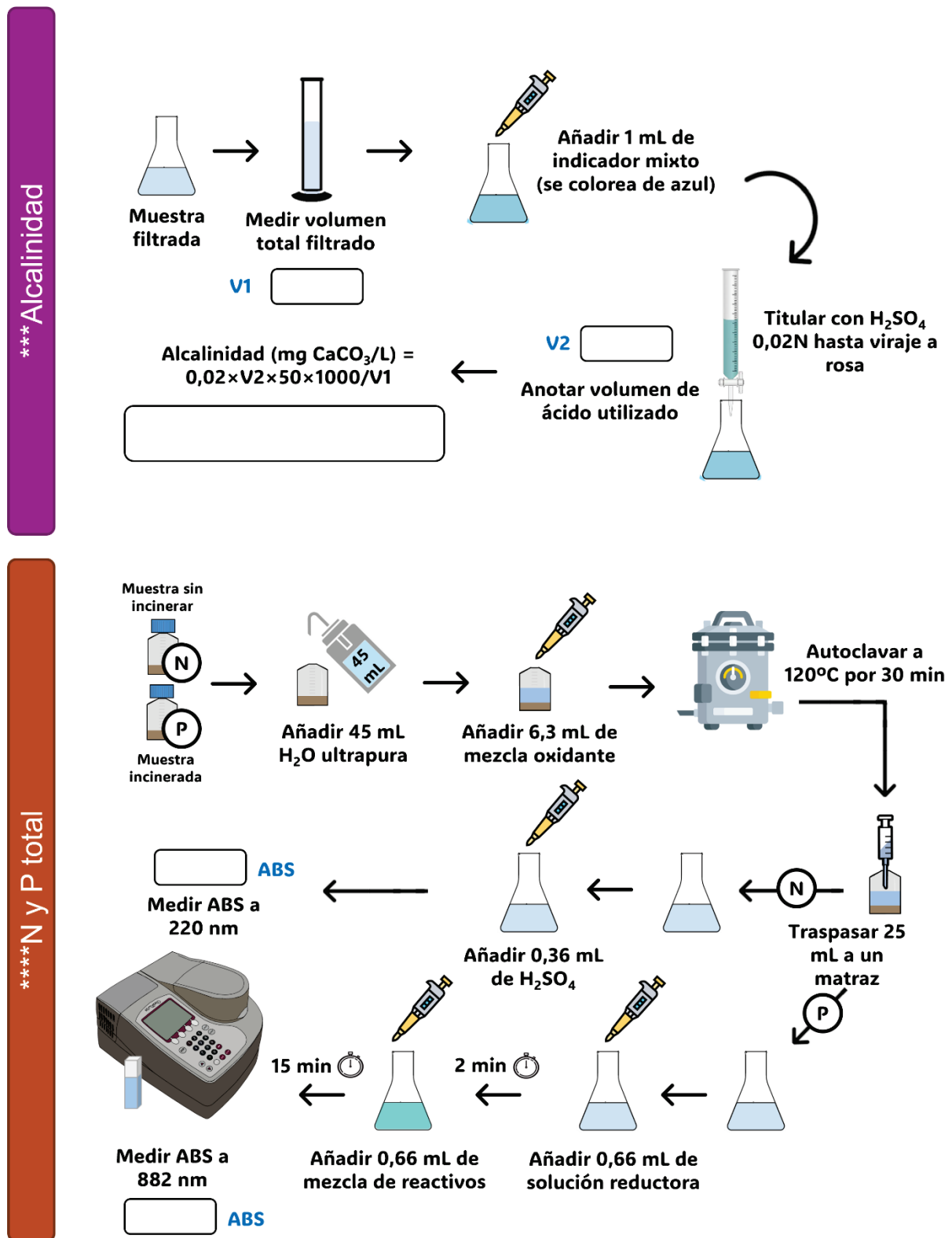


Figura 9 (contin.). Diagrama de flujo simplificado para el desarrollo de los análisis.

³***Para el análisis de alcalinidad se utiliza la muestra filtrada para la medida de CE y pH. Además, se proporciona a los alumnos todos los reactivos ya preparados. ****Para el análisis de P total se utiliza la muestra incinerada para la estima del contenido en materia orgánica. Además, se proporciona a los alumnos tanto los reactivos como los distintos puntos de la recta patrón ya preparados.

4. PRÁCTICA DE GABINETE 1

ANÁLISIS DE LA DENSIDAD, DISTRIBUCIÓN Y ASOCIACIÓN ESPACIAL DE LAS ESPECIES LEÑOSAS EN UN GRADIENTE PLAYA-INTERIOR

4.1. Introducción

La exploración de los patrones de abundancia, distribución y asociación espacial de las poblaciones de las especies que componen una comunidad vegetal nos pone sobre la pista de los factores (abióticos y bióticos) que potencialmente las condicionan a la escala de estudio seleccionada. En general, a mayor abundancia de una población más amplia suele ser su distribución espacial. La detección de claras desviaciones de este patrón, p.ej. alta abundancia y distribución espacial comparativamente baja, será indicadora de una notable restricción para la especie en cuestión sobre el gradiente ambiental estudiado.

La proximidad al mar suele imponer notables condicionantes al desarrollo de la vegetación debido, por ejemplo, a una elevada salinidad o una fuerte incidencia del viento. Por lo tanto, en nuestra zona de estudio cabe esperar que la abundancia, distribución y asociación espacial de las especies esté fundamentalmente condicionada por la distancia a la playa.

4.2. Objetivos

Caracterizar los patrones de abundancia, distribución y asociación espacial de las especies del matorral, mediante:

- 1) Correlación abundancia-distribución espacial de las especies.
- 2) Determinación del patrón de distribución espacial de la población de cada especie.
- 3) Asociación espacial entre pares de especies.

Para realizar el análisis de estas variables, partimos de los siguientes datos de campo: número de individuos de cada especie por unidad de muestreo (cuadrado de 25 m²) contabilizados en un total de 120 u.m. distribuidas en 5 parcelas de 24 u.m., distribuidas regularmente (separadas 75 m) sobre un gradiente ambiental playa-interior (muestreo sistemático).

4.3. Metodología

4.3.1. Relación abundancia-distribución


Para cada especie se contabilizó el número total de individuos y de u.m. en las que está presente. Se introducen los datos siguiendo la plantilla Excel (Figura 10).

Sumamos los individuos totales de cada especie y el número de u.m. en las que aparecen con las funciones “SUMA()” y “CONTAR.SI()”, indicando “>0” como criterio en ésta última (Figura 11). En el campo “TOTAL” sumaremos el total de individuos y de u.m. (los datos en el rango 3:18 de las columnas DS y DT en el ejemplo, respectivamente). Calcula estas variables para *Ammophila arenaria*, selecciónalas y arrastra hacia abajo (desde la esquina inferior derecha de la celda) para calcular automáticamente los del resto de especies.

Los resultados de cada especie los expresamos en porcentaje (Figura 12). **¡No olvides el símbolo \$ para fijar la fila en la que se encuentra el dato TOTAL!** No lo uses para la columna, ya que así podrás arrastrar hacia la derecha.

	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L	M	N	O	P	Q	R	S	T	U	
1	Codigos numéricos: 1, 2, 3, 4, 5 cada una de las bandas de unidades de muestreo (um) formada por 4x6 um (parcelas)																					
2	Códigos alfanumericos: 1A, 1B...cada columna representa los datos de todas las especies encontradas en una um																					
3	Total: 120 um																					
4	PARCELA 1																					
5	GRUPO 1				GRUPO 2				GRUPO 3				GRUPO 4				GRUPO 5					
6	Especies	1A	1B	1C	1D	1A	1B	1C	1D	1A	1B	1C	1D	1A	1B	1C	1D	1A	1B	1C	1D	
7	<i>Ammophila arenaria</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
8	<i>Asparagus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
9	<i>Atriplex sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
10	<i>Ballota hirsuta</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
11	<i>Helichrysum stoechas</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
12	<i>Launea arborescens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
13	<i>Lycium intricatum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
14	<i>Ononis sp.</i>	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
15	<i>Othantus maritimus</i>	6	8	26	23	10	13	8	19	15	12	21	28	18	17	16	17	14	18	23	16	
16	<i>Salsola oppositifolia</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
17	<i>Silene littorea</i>	0	0	0	0	0	0	0	3	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
18	<i>Stipa tenacissima</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
19	<i>Teucrium sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
20	<i>Thymelaea hirsuta</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
21	<i>Thymus hyemalis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
22	<i>Ziziphus lotus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Figura 10. Plantilla modelo para introducir los datos en Excel y crear la base de datos.

Estos porcentajes los representamos con un gráfico de dispersión , siendo el porcentaje de abundancia la variable independiente (eje X) y el porcentaje de distribución la variable dependiente (eje Y). Añadimos una línea de tendencia a la nube de puntos (botón derecho sobre la serie de datos) y mostramos el coeficiente de regresión (R²) y la ecuación de la recta (Figura 13A). Observar otras posibles tendencias en los datos (Figura 13B).

CONTAR.SI		=CONTAR.SI(B22:DQ22;">0")									
DM	DN	DO	DP	DQ	DR	DS	DT	DU	DV		
1											
2											
3											
4											
5	GRUPO 6					PRÁCTICA 1.1 Correlación abundancia-distribución					
6	5D	5A	5B	5C	5D	Especies	Total individuos	Nº um	% Abundancia	% Distribución (um)	
7	0	0	0	0	0	<i>Ammophila arenaria</i>	123	13			
8	0	0	0	0	0	<i>Asparagus</i>	7	5			
9	0	0	0	0	0	<i>Atriplex sp.</i>	9	3			
10	0	0	0	0	0	<i>Ballota hirsuta</i>	25	7			
11	0	0	0	0	0	<i>Helichrysum stoechas</i>	1	1			
12	2	2	3	5	0	<i>Launea arborescens</i>	122	48			
13	0	0	0	0	0	<i>Lycium intricatum</i>	35	21			
14	0	0	0	0	0	<i>Ononis sp.</i>	2313	72			
15	0	0	0	0	0	<i>Othantus maritimus</i>	390	25			
16	2	1	2	5	0	<i>Salsola oppositifolia</i>	332	83			
17	0	0	0	0	0	<i>Silene littorea</i>	50	5			
18	0	0	0	0	0	<i>Stipa tenacissima</i>	13	1			
19	19	25	19	16	34	<i>Teucrium sp.</i>	603	56			
20	5	5	7	5	8	<i>Thymelaea hirsuta</i>	397	57			
21	0	0	0	0	0	<i>Thymus hyemalis</i>	0	0			
22	0	0	0	0	0	<i>Ziziphus lotus</i>	12	">0")			
23	TOTAL						4432	404			

Figura 11. Cálculo del número de u.m. en las que aparecen las especies con la función “CONTAR.SI()”.

$=(DT22*100)/DT\$23$

DR	DS	DT	DU	DV
PRÁCTICA 1.1 Correlación abundancia-distribución				
Especies	Total individuos	Nº um	% Abundancia	% Distribución (um)
<i>Ammophila arenaria</i>	123	13	2.78	3.22
<i>Asparagus</i>	7	5	0.16	1.24
<i>Atriplex sp.</i>	9	3	0.20	0.74
<i>Ballota hirsuta</i>	25	7	0.56	1.73
<i>Helichrysum stoechas</i>	1	1	0.02	0.25
<i>Launea arborescens</i>	122	48	2.75	11.88
<i>Lycium intricatum</i>	35	21	0.79	5.20
<i>Ononis sp.</i>	2313	72	52.19	17.82
<i>Othantus maritimus</i>	390	25	8.80	6.19
<i>Salsola oppositifolia</i>	332	83	7.49	20.54
<i>Silene littorea</i>	50	5	1.13	1.24
<i>Stipa tenacissima</i>	13	1	0.29	0.25
<i>Teucrium sp.</i>	603	56	13.61	13.86
<i>Thymelaea hirsuta</i>	397	57	8.96	14.11
<i>Thymus hyemalis</i>	0	0	0.00	0.00
<i>Ziziphus lotus</i>	12	7	0.27	$=(DT22*100)/DT\$23$
TOTAL	4432	404	100	100

Figura 12. Cálculo del porcentaje de distribución (u.m.) de las especies.

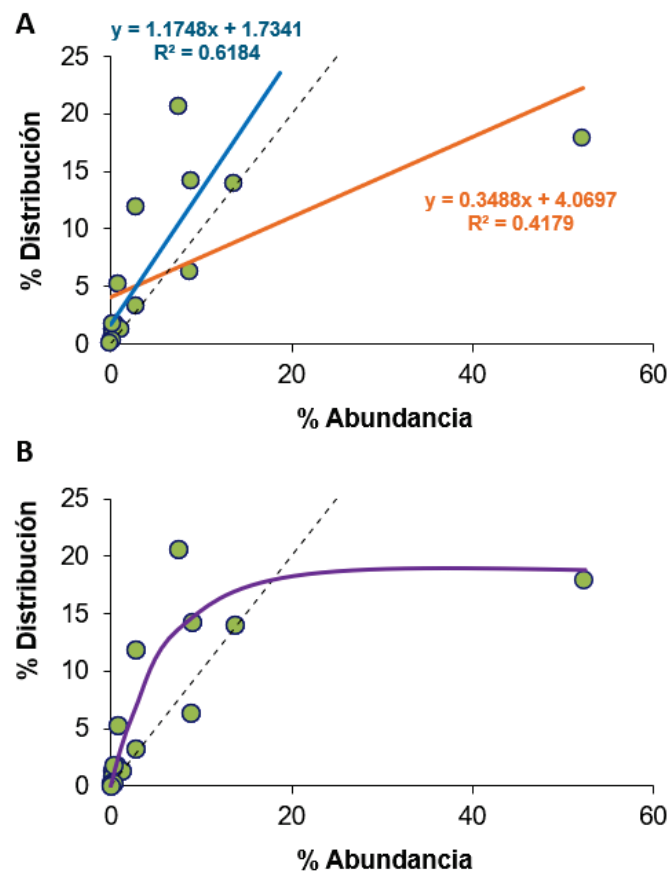


Figura 13. A) Regresión del porcentaje de distribución frente a la abundancia de cada especie, considerando todos los datos (línea naranja) u omitiendo el dato anómalo (línea azul). B) Regresión asintótica considerando todos los puntos. La línea discontinua en ambos casos representa la línea 1:1 (mismo valor de porcentaje de abundancia y distribución). Las especies sobre la línea estarían relativamente poco afectadas por el gradiente, mientras que las especies ubicadas por debajo de la línea estarían más afectadas.

 Responde:

- 1.- ¿Cómo de consistente es la tendencia de aumento de la distribución espacial conforme aumenta la abundancia de cada especie?
- 2.- ¿Qué especies se apartan más de la tendencia general observada? Formula hipótesis para explicar por qué sucede esto, considerando los cambios ambientales sobre el gradiente estudiado.

4.3.2. Determinación del patrón de distribución espacial de la población de cada especie, mediante el criterio del cociente varianza/media, y cálculo del Índice de agregación de Green

La relación entre el número medio de individuos por u.m. (“PROMEDIO()”) y la varianza (“VAR()”) de esta media es un buen indicador del patrón de distribución espacial de una población. Calculamos para cada especie el Índice de agregación de Green (1966):

$$IG = \frac{s^2}{x} - 1, \quad (\text{Ec.1})$$

donde s^2 es la varianza, x es la media y n es el número de individuos (Figura 14).

= ((DX10/DW10)-1)/(DS10-1)							
DR	DS	DT	DU	DV	DW	DX	DY
PRÁCTICA 4.1 Correlación abundancia-distribución				PRÁCTICA 4.2 Distribución espacial			
	Total individuos	Nº um	% Abundancia	% Distribución (um)	Media	Varianza	IG
<i>Ammophila arenaria</i>	123	13	2.78	3.22	1.03	12.66	0.093
<i>Asparagus</i>	7	5	0.16	1.24	0.06	0.09	0.088
<i>Atriplex sp.</i>	9	3	0.20	0.74	0.08	0.27	0.328
<i>Ballota hirsuta</i>	25	7	0.56	1.73	0.21	1.07	1)/(DS10-1)
<i>Helichrysum stoechas</i>	1	1	0.02	0.25	0.01	0.01	
<i>Launea arborescens</i>	122	48	2.75	11.88	1.02	2.59	
<i>Lycium intricatum</i>	35	21	0.79	5.20	0.29	0.75	

Figura 14. Cálculo del índice de agregación de Green.

Este índice varía entre 0 (distribución al azar) y 1 (máxima agregación). Este índice puede ser utilizado para comparar muestras que varíen en el número total de individuos, media de la muestra y número de unidades de muestreo de la muestra.

 Responde:

- 1.- ¿Qué especies aparecen más agregadas?
- 2.- Plantea hipótesis sobre los efectos del ambiente abiótico y/o interacción biótica (p.e., competencia intraespecífica) para explicar patrones de agregación.

4.3.3. Asociación espacial entre pares de especies

De los numerosos criterios para determinar la asociación espacial entre especies (cualitativos y cuantitativos), aplicaremos dos criterios:

- a) El **índice de asociación de Jaccard** mide la proporción de u.m. en el que ambas especies aparecen juntas con relación al total de u.m. en el que al menos una de las especies está presente:

$$IJ = \frac{c}{a+b+c}, \quad (\text{Ec.2})$$

siendo c = número de u.m. en las que ambas especies están presentes, a = número de u.m. en que está presente sólo la especie a ; y b = número de u.m. en las que está presente sólo la especie b .

		Especie b	
		presente	ausente
Especie a	presente	c	a
	ausente	b	

 Tarea:

Estima el IJ (Ec. 2) y el porcentaje de asociación para:

Salsola y Ziziphus
Ziziphus y Lycium
Thymelaea y Launaea
Othantus y Lycium
Thymelaea y Salsola
Salsola y Ononis
Launaea y Ziziphus
Ammophyla y Lycium
Thymelaea y Lycium

 Responde:

¿Qué pares de especies podrían tener una interacción positiva según los resultados del IJ?

5. PRÁCTICA DE GABINETE 2

ANÁLISIS DE LA DENSIDAD, DISTRIBUCIÓN ESPACIAL Y ESTRUCTURA DE TAMAÑOS DE *Ziziphus lotus*

5.1. Introducción

El éxito de la conservación de especies vegetales, o animales, raras o amenazadas estriba en buena medida en un conocimiento científico profundo de los factores que condicionan la dinámica demográfica de sus poblaciones. El estudio de la densidad, distribución espacial y estructura de edades de una población resulta básico para conocer la dinámica y el estado de conservación de una especie en una determinada localidad. Esto es cierto sobre todo cuando se realizan estudios comparativos, entre poblaciones de distintas localidades, y se tienen datos de los factores ecológicos potencialmente relevantes para la especie en cuestión.

En esta práctica se efectuará un estudio comparativo entre tres zonas cercanas, pero con importantes diferencias en cuanto a su manejo actual y pasado: zona de Torregarcía, zona al este de la rambla de Amoladeras y zona del Toyo, antes de ser ocupada por urbanizaciones (Figura 15). Las zonas de Torregarcía y Amoladeras se encuentran protegidas por la administración dentro del Parque Natural Cabo de Gata-Níjar, con el estatus de zona de especial protección para las aves esteparias. En Amoladeras, durante la década de los 50 del s. XX, se cultivaron dos especies exóticas del género *Agave*: *A. fourcroydes* (henequén) y *A. sisalana* (sisal) para obtención de fibra. La zona del Toyo no se encuentra amparada por ningún estatus administrativo de protección, y cuando se realizaron los muestreos (año 2000) era una zona de campeo de motos y vehículos todoterreno, además de ser usada para vertidos de la construcción principalmente. Las tres zonas han sido tradicionalmente utilizadas como pastos de invierno para el ganado ovino y caprino.



Figura 15. Imagen de satélite (2018) mostrando la localización de las tres poblaciones.

5.2. Objetivo

Estudiar la densidad, patrón de distribución espacial y estructura de tamaños (edades) de la especie leñosa que alcanza mayor porte en el matorral de estepa litoral de Cabo de Gata, *Ziziphus lotus*.

5.3. Metodología

5.3.1. Densidad y patrón de distribución espacial de las poblaciones de *Ziziphus lotus*

In situ, en cada zona se midió la distancia al vecino más próximo a lo largo de transectos rectilíneos (10 m de anchura) trazados al azar sobre el área ocupada por esta especie. Trabajando con estos datos, podemos calcular el valor medio de la distancia entre individuos y la varianza de esta media, con las funciones “PROMEDIO()” y “VAR()” (Figura 16), seleccionando las celdas de la columna donde tenemos los datos de distancias entre macollas.

Mayor distancia media entre individuos indicará menor densidad de estos. Por otra parte, a mayor varianza de la distancia media, mayor será la irregularidad de la distribución de los individuos de la población sobre el terreno.

Torre García						
Estructura de tamaños						
	Perímetro (m)	Altura (m)	Distancia (m)	a	Biovolumen	Clase
4	26	2	13			
5	49	3.3	42			
6	50	1.8	18			
7	17	1.06	14			
8	54	3	28			
9	31	1.82	18			
10	65	2.3	29			
11	35	1.8	11			
12	42	2.1	24			
120	42	2.4	21			
121						
122		MEDIA	C4:C120)			
123		VARIANZA	229.93			

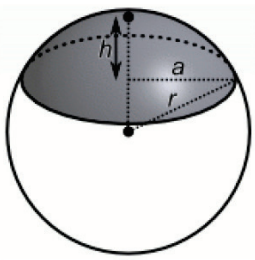
Figura 16. Cálculo de la media y la varianza de la distancia al vecino más próximo.

5.3.2. Estructura de tamaños (edades) de las poblaciones de *Ziziphus lotus*

Para estimar la estructura de tamaños de esta especie se tomaron datos de perímetro y altura de las macollas vegetales formadas alrededor de *Ziziphus*, o de los individuos más pequeños de esta especie que se presentaron aislados. Con estas dos variables se puede estimar el tamaño, calculando el biovolumen ocupado, asumiendo que el biovolumen de la macolla se debe principalmente al tamaño del individuo de *Ziziphus* embebido en esta. Como muchas especies vegetales leñosas crecen durante todo su ciclo vital, asumimos que la estructura de tamaños puede ser indicadora de la estructura de edades de la población. Para estimar el biovolumen se asume que la macolla tiene forma de casquete esférico:

$$a = p / 2\pi \tag{Ec.3}$$

$$\frac{1}{6}\pi h(3a^2 + h^2) \tag{Ec.4}$$



$$\tag{Ec.4}$$

Calculamos el valor de “a” con la Ec.3 (el radio de la circunferencia, usando el perímetro y la altura, ambos conocidos, de la macolla) (Figura 17a) y el biovolumen con la Ec.4 (Figura 17b). Seleccionamos las celdas con los valores que acabamos de calcular y *arrastramos* (desde la esquina inferior derecha) hacia abajo hasta la fila que contiene el último dato.

A

PROMEDIO						
A	B	C	D	E	F	
Torre García						
1						
2	Estructura de tamaños					
3	Perímetro (m)	Altura (m)	Distancia (m)	a	Biovolumen	Clase
4	26	2	13	3.141692		
5	49	3.3	42			
6	50	1.8	18			
7	17	1.06	14			

B

PROMEDIO						
A	B	C	D	E	F	
Torre García						
1						
2	Estructura de tamaños					
3	Perímetro (m)	Altura (m)	Distancia (m)	a	Biovolumen	Clase
4	26	2	13	4.1	$(3*D4^2)+B4^2$	
5	49	3.3	42			
6	50	1.8	18			
7	17	1.06	14			

Figura 17. A) Cálculos de “a” y B) el biovolumen de las macollas.

Como muchas especies vegetales leñosas crecen durante todo su ciclo vital, asumimos que la estructura de tamaños es una buena indicadora de la estructura de edades de la población. Una vez calculado el biovolumen de cada individuo construimos un gráfico de distribución de frecuencias (número de individuos en cada clase de edad), agrupando a los individuos en clases de tamaño (biovolumen) de igual amplitud. El intervalo de tamaño fijado para cada clase puede ser de 15 m³. Para ello dividimos el biovolumen entre 15 y *arrastramos* hacia abajo de nuevo (Figura 18).

La distribución de frecuencias resultante puede ser interpretada (con las reservas correspondientes) como curva de supervivencia de la población, si hacemos una transformación logarítmica del número de individuos en cada clase de tamaño (edad). Comparar las distribuciones resultantes entre las tres subpoblaciones.

Torre García						
			Estructura de tamaños			
Perímetro (m)	Altura (m)	Distancia (m)	a	Biovolumen	Clase	
26	2	13	4.1	58.0	4	
49	3.3	42	7.8	334.1	22	
50	1.8	18	8.0	182.1	12	
17	1.06	14	2.7	12.8	1	
54	3	28	8.6	362.2	24	
31	1.82	18	4.9	72.7		=E9/15
65	2.3	29	10.3	393.0		
35	1.8	11	5.6	90.8		
42	2.1	24	6.7	152.2		

Figura 18. Cálculo de las clases de tamaño (nº de individuos en cada clase de edad).

Para hacer el histograma es necesario agrupar los datos por clases. Para ello necesitamos que “Clase” sea un número entero. Creamos una nueva variable llamada “ClaseEntero” con la que transformaremos los datos a números enteros con la función “REDONDEAR()”, indicando 0 decimales (Figura 19).

Torre García							
			Estructura de tamaños				
Perímetro (m)	Altura (m)	Distancia (m)	a	Biovolumen	Clase	ClaseEntero	
26	2	13	4.1	58.0	4	4	
49	3.3	42	7.8	334.1	22	22	
50	1.8	18	8.0	182.1	12	=REDONDEAR(F6;0)	
17	1.06	14	2.7	12.8	1		
54	3	28	8.6	362.2	24		

Figura 19. Redondeo de las clases de edad para poder realizar el histograma.

A continuación, seleccionaremos los datos en la columna “ClaseEntero” y copiamos y pegamos en la primera celda con valores numéricos de esa misma columna > Pegado especial > Número. Creamos en la columna siguiente una nueva variable “CLASES”, en la que pegaremos los valores creados en la columna contigua “ClaseEntero”, y seguidamente en Datos > Herramientas de datos > Quitar duplicados (Figura 20).

	A	B	C	D	E	F	G	H
1	Torre García							
2	Estructura de tamaños							
3	Perímetro (m)	Altura (m)	Distancia (m)	a	Biovolumen	Clase	ClaseEntero	CLASES
4	26	2	13	4.1	58.0	4	4	4
5	49	3.3	42	7.8	334.1	22	22	22
6	50	1.8	18	8.0	182.1	12	12	12
7	17	1.06	14	2.7	12.8	1	1	1
8	54	3	28	8.6	362.2	24	24	24
9	31	1.82	18	4.9	72.7	5	5	5
10	65	2.3	29	10.3	393.0	26	26	26
11	35	1.8	11	5.6	90.8	6	6	6
12	42	2.1	24	6.7	152.2	10	10	10
13	21	1.7	11	3.3	32.4	2	2	2
14	33	2.2	20	5.3	100.9	7	7	7
15	36	2.1	8	5.7	113.1	8	8	8
16	25	1.4	14	4.0	36.3	2	2	2
17	18	1.5	15	2.9	21.1	1	1	1
18	26	1.2	7	4.1	33.2	2	2	2
19	20	1.6	11	3.2	27.6	2	2	2
20	37	1.65	9	5.9	92.2	6	6	6
21	65	1.9	7	10.3	323.0	22	22	22
22	36	1.8	12	5.7	95.9	6	6	6
23	55	1.9	14	8.8	232.3	15	15	15
24	70	1.7	19	11.1	334.0	22	22	22
25	45	1.52	22	7.2	124.3	8	8	8
26	35	1.65	20	5.6	82.8	6	6	6
27	62	1.7	12	9.9	262.6	18	18	18
28	43	1.5	0.1	6.8	112.1	7	7	7
29	11.5	1.02	10	1.8	5.9	0	0	0
30	16	1.45	44	2.5	16.4	1	1	1
31	28	1.8	12	4.5	59.2	4	4	
32	26	2.1	8	4.1	61.3	4	4	
33	70	4.5	0.5	11.1	925.0	62	62	

Figura 20. Resultado de pulir la variable clases de edad.

Previamente a la construcción del histograma, puede ser necesario que activemos los complementos de análisis de datos de Excel. Para ello vamos a Archivo > Opciones > Complementos > Administrar: Complementos de Excel (Ir) > Herramientas para análisis (marcar la casilla) > Aceptar. A continuación, vamos a Datos > Análisis de datos > Histograma (Figura 21).

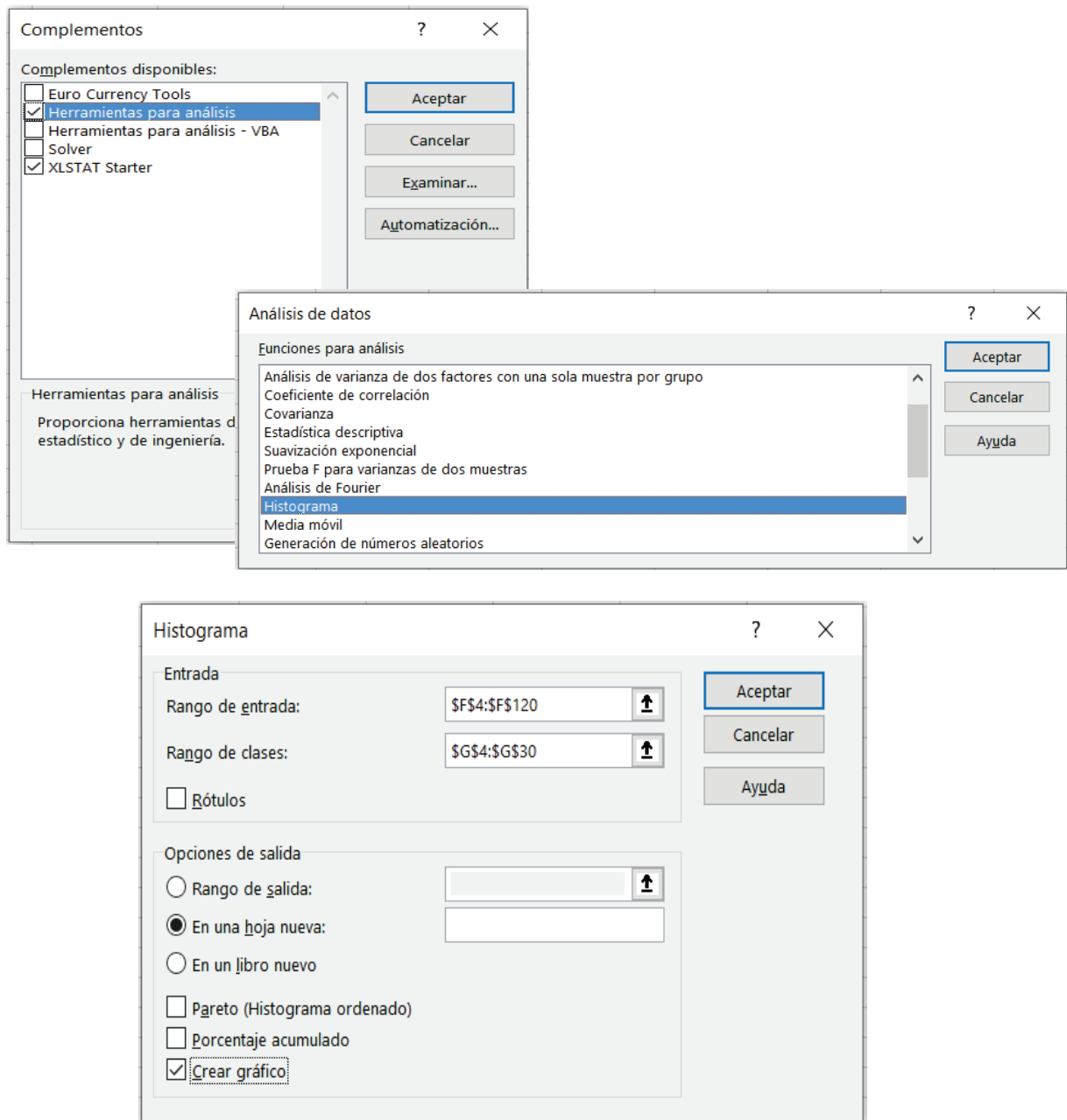


Figura 21. Habilitar el complemento de “Herramientas para análisis”, y seleccionar la función “Histograma”.

Seleccionamos los datos. En *Rango de entrada* seleccionamos las clases (“ClaseEntero”), y en *Rango de clases* seleccionamos los datos de la nueva variable “CLASES”. Los datos deben seleccionarse sin coger el nombre de la variable. Si lo hemos seleccionado podemos indicarlo marcando *Rótulos*. Marcamos *En una hoja nueva* y *Crear gráfico* (Figura 21).

Con el histograma estamos construyendo un gráfico de distribución de frecuencias (número de individuos en cada clase de edad), agrupando a los individuos en clases de tamaño (biolumen) de igual amplitud (Figura 22). La distribución de frecuencias resultante puede ser interpretada (con las reservas correspondientes) como curva de supervivencia de la población, si hacemos una transformación logarítmica del número de individuos en cada clase de tamaño (edad).

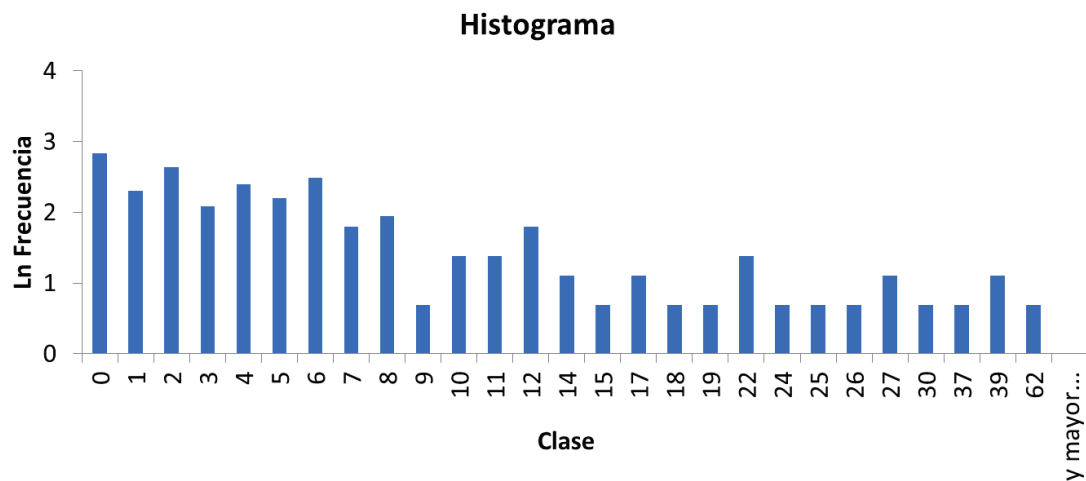


Figura 22. Histograma de las clases de edad de *Ziziphus* asimiladas a partir de su biovolumen.

 Responde:

- 1.- ¿Cómo afecta el uso del territorio a la distribución de tamaños del azufaifo y a su densidad?
- 2.- Plantea hipótesis sobre los efectos demográficos de los distintos usos: zona protegida con (Amoladeras) y sin (Torregarcía) plantación de agave, y zona no protegida (El Toyo).

6. PRÁCTICA DE GABINETE 3

ESTUDIO DE LA ASOCIACIÓN ESPACIAL ENTRE *Ziziphus lotus* Y OTRAS ESPECIES DE LEÑOSAS. HIPÓTESIS SOBRE SUS INTERACCIONES

6.1. Introducción

Las interacciones positivas entre especies vegetales suelen ser frecuentes en ecosistemas extremos, donde ciertas condiciones como la aridez, el viento, la temperatura o la fertilidad del suelo imponen severas limitaciones a las distintas fases del ciclo vital de las plantas. En estos marcos ambientales, los beneficios derivados de agregarse espacialmente suelen superar a los perjuicios por competencia (mejor juntas que separadas). En ambientes áridos o semiáridos es frecuente encontrar especies nodriza o facilitadoras que, en virtud de ciertos atributos fisiológicos (capacidad de fijar nitrógeno, capacidad para acceder a recursos hídricos profundos, etc.), mejoran numerosas condiciones y recursos en su entorno inmediato, permitiendo que otras especies germinen y se instalen allí con mayor probabilidad de éxito que en otros lugares. Estas plantas nodrizas crean “islas de fertilidad” en ambientes donde en general las condiciones y abastecimiento de recursos suelen encontrarse por debajo del umbral mínimo requerido por muchas especies. En la estepa litoral de Cabo de Gata, *Ziziphus lotus* podría ser considerada como una especie nodriza, cuyos individuos generan “islas de fertilidad” dentro y a su alrededor, a juzgar por las macollas de vegetación multi-específicas que suele presentar asociadas.

6.2. Objetivos

Determinar hasta qué punto los individuos de determinadas especies leñosas resultan **beneficiados** (mayor crecimiento, **mayor tamaño**) asociándose en estas macollas (con *Ziziphus*) en comparación a cuando no lo hacen (menor crecimiento, **menor tamaño**), y si esto se puede relacionar con **mejores condiciones edáficas** y/o **protección** (viento, exceso de insolación, etc.) dentro de la macolla de *Ziziphus* en comparación con zonas fuera de la macolla. Objetivos específicos:


- 1) Comparar, gráfica y estadísticamente, el tamaño de la copa de *Lycium intricatum*, para cada uno de los dos grupos de la población (Dentro vs. Fuera de la macolla).
- 2) Comparar, gráfica y estadísticamente, el tamaño de la copa de *Salsola oppositifolia* para cada uno de los dos grupos de la población (Dentro vs. Fuera de la macolla).
- 3) Comparar, gráfica y estadísticamente, las variables edáficas indicadoras de fertilidad dentro y fuera de las macollas.

6.3. Metodología

Se realizaron estimas del tamaño de los individuos de dos especies frecuentes en la zona: *Lycium intricatum* y *Salsola oppositifolia*, diferenciando, para cada especie, dos grupos de individuos:

- a) individuos dentro de las macollas.
- b) individuos fuera de las macollas.

La medida utilizada para estimar el tamaño individual fue la **longitud mayor** de la copa, en planta, de cada individuo. Para cada grupo (en cada especie) se calculan media y desviación típica y se comparan mediante un gráfico de cajas y bigotes, y el cálculo de un test estadístico de comparación de medias. El mismo procedimiento aplicamos a las variables edáficas medidas dentro vs fuera de las macollas. Los datos de orientación dentro de las macollas los analizaremos mediante gráficos radiales.

Introducimos en la hoja Excel los datos de longitud máxima y orientación de *S. oppositifolia* tanto dentro como fuera de la macolla según la plantilla. Los datos de *L. intricatum* se introducirán en las columnas siguientes con la misma estructura. Representamos gráficamente estos resultados mediante un gráfico de cajas y bigotes. Seleccionamos los datos de las dos columnas “Dentro” y “Fuera” de la primera especie > Insertar > Gráficos > Ver todos los gráficos  > Cajas y bigotes > Aceptar (Figura 23).

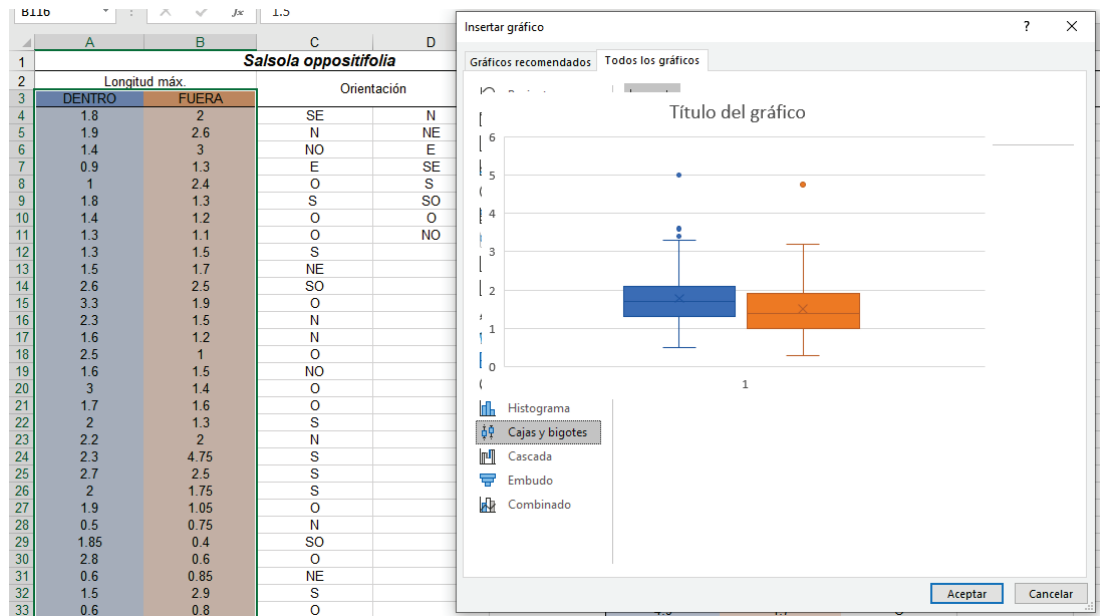



Figura 23. Gráfico de cajas y bigotes (boxplot) de la longitud máxima de cada especie. Añadiremos dos series de datos: dentro y fuera de la macolla.

Al seleccionar el gráfico que acabamos de crear veremos el símbolo  que usaremos para añadir Leyenda > (elegir ubicación), título del gráfico, título del eje, etc. Las opciones de formato se abren seleccionando la serie de datos y haciendo clic con el botón derecho > Dar formato a serie de datos (Figura 24). Procederemos del mismo modo para comparar las variables edáficas dentro y fuera de las macollas.

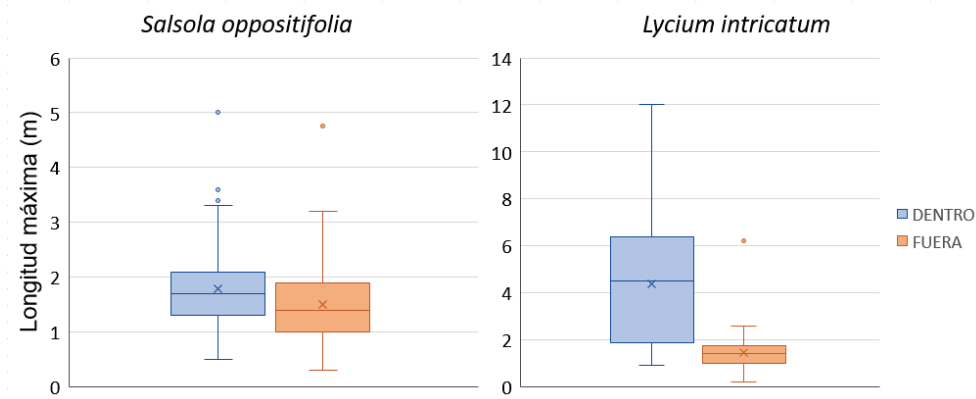
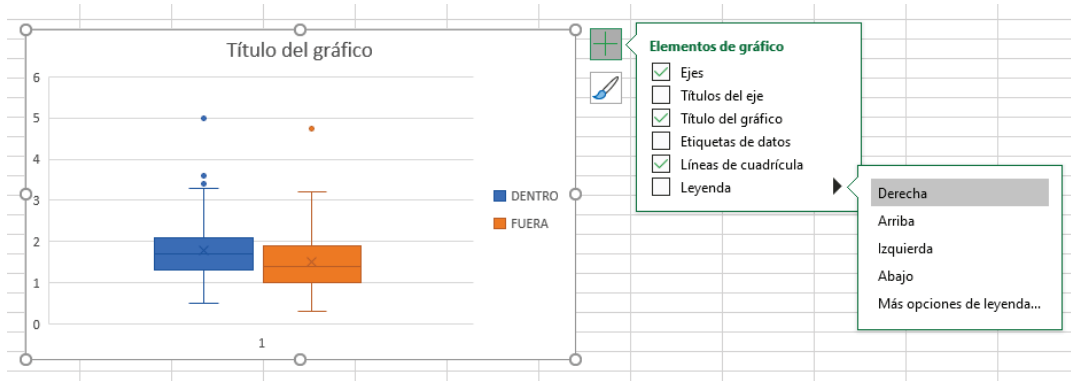


Figura 24. Añadir elementos al gráfico y dar formato a las series de datos.

Además, para cada especie (*Lycium* y *Salsola*) calcularemos el número de individuos con cada una de las orientaciones (8 categorías) utilizando la función “CONTAR.SI”. Es importante en este caso que pongamos un símbolo de dólar (\$) entre la letra (columna) y el número (fila). Este símbolo fija la columna o fila que quede a su derecha. En este caso, podremos *arrastrar* la función hacia abajo sin que se modifiquen las filas sobre las que queremos que se realice la operación. Si debemos cambiar en cada caso la condición, es decir, la orientación (Figura 25A). Con estos datos creamos un gráfico radial que muestre el número de individuos en cada orientación (Figura 25B).

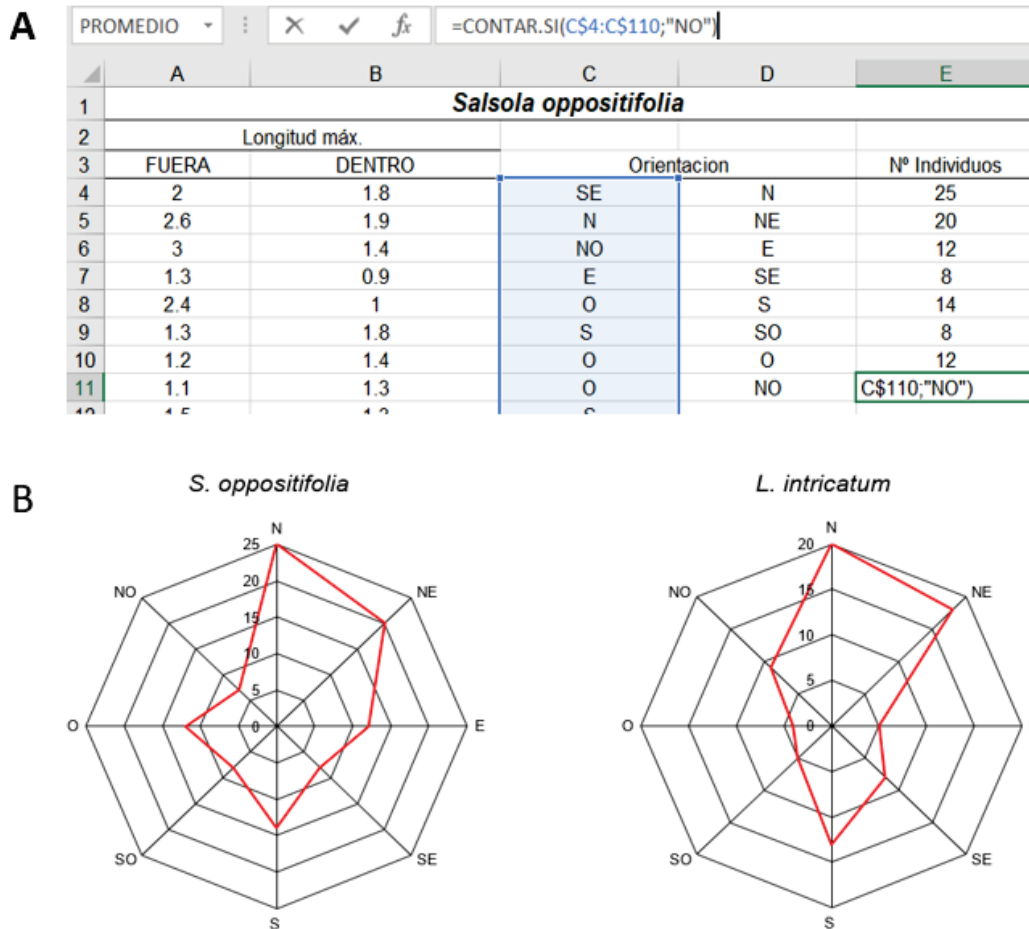


Figura 25. A) Contar el número de individuos en cada orientación y B) crear un gráfico radial para representarlos.

Responde:

- 1.- ¿Alguna especie, o las dos, podrían obtener algún beneficio de asociarse con *Ziziphus*?
- 2.- Si concluimos un posible beneficio ¿este se puede relacionar con mejores condiciones edáficas, con protección, o con las dos?
- 3.- Elabora hipótesis para explicar estos resultados preliminares.

7. PRÁCTICA DE GABINETE 4

ESTUDIO DE LA ASOCIACIÓN ENTRE INVENTARIOS DE ESPECIES, RIQUEZA Y DIVERSIDAD DE ESPECIES A LO LARGO DE UN GRADIENTE PLAYA-INTERIOR

7.1. Introducción

Con frecuencia los estudios de estructura de las comunidades se enfrentan con la necesidad de comparar muestras en términos de su composición, riqueza y diversidad de especies. La comparación de muestras obtenidas de forma sistemática a lo largo de un gradiente ambiental resulta especialmente interesante para poner de manifiesto cómo los cambios en el ambiente producen cambios en la estructura de la comunidad. El estudio de la afinidad entre inventarios de especies (muestras) consecutivos a lo largo del gradiente playa-interior puede poner de manifiesto cambios graduales o abruptos de composición de especies, dependiendo de la naturaleza de los cambios de las características del ambiente. Información complementaria ofrece el estudio de los cambios a lo largo del gradiente de la riqueza y la diversidad de especies. En zonas de transición, fronteras o ecotonos, es frecuente que se registre una disminución de la afinidad específica entre inventarios consecutivos de especies (a consecuencia de una alta tasa de recambio espacial de estas), pero por el contrario suelen registrarse picos de riqueza y diversidad, por el solape de especies típicas de cada conjunto (inventario) comparado, e incluso posibles especies características de la zona de transición.

La proximidad al mar suele imponer notables condicionantes al desarrollo de la vegetación. Por lo tanto, en nuestra zona de estudio cabe esperar que las variables composición, riqueza y diversidad de especies estén condicionadas por la distancia a la playa.

7.2. Objetivo

Analizar gráficamente los cambios de estas tres variables características de la comunidad vegetal a lo largo del gradiente, junto con la variación de las variables edáficas medidas.

7.3. Metodología

Para realizar el análisis de estas variables, partimos de los siguientes datos de campo: Número de individuos de cada especie en cada fila de 6 u.m. (total 5 bandas x 4 filas por banda = 20 filas de u.m. o muestras distribuidas a lo largo del gradiente).

7.3.1. Riqueza de especies

Número de especies (designado habitualmente como S) de un inventario o muestra. Como el número de especies censadas en una muestra depende del tamaño (número total de individuos contados), para comparar muestras con distinto tamaño es conveniente utilizar índices de riqueza, que sean independientes del tamaño de la muestra. Usaremos el índice de riqueza de Margalef:

$$I_{Margalef} = S - 1 / \ln N \quad (\text{Ec.5})$$

Siendo S = número de especies y N = número total de individuos de la muestra. Para calcular este índice, sumamos todos los individuos de cada especie en cada fila (1A, 1B... 5D)

=CONTAR.SI.CONJUNTO(CX\$28:CX\$43;">0";CY\$28:CY\$43;">0")

CX	CY	CZ	DA	DB	DC	DD
1A	1B	1C	1D	2A	2B	2C
0	0	0	0	12	32	33
0	0	0	0	0	1	0
0	0	4	0	0	0	0
0	0	0	0	0	0	0
0	0	0	0	0	0	0
0	0	0	0	0	0	0
0	0	0	1	0	2	1
0	0	0	2	261	184	243
80	82	114	113	1	0	0
0	0	1	1	1	12	11
26	2	0	22	0	0	0
0	0	0	0	0	0	0
0	0	0	0	0	0	0
0	0	0	0	0	2	0
0	0	0	0	0	0	0
0	0	0	0	0	0	0

Figura 27. Uso de la función “CONTAR.SI.CONJUNTO()” para obtener el valor de C.

Utilizando la Ec. 6 calcularemos el índice de Czechanovski, usando los valores de riqueza de especies de cada fila o inventario (A y B) calculados en el ejercicio anterior como a y b, y arrastraremos hacia abajo (sin fijar ninguna fila o columna; Figura 28).

= $(2*EA8/(DT8+DT9))*100$

DS	DT	DU	DV	DW	DX	DY	DZ	EA	EB
PRÁCTICA 4.1 RIQUEZA DE ESPECIES						PRÁCTICA 4.2 INDICE DE CZECHANOVSKI			
Filas	Riqueza especies (S)	N	I_{tagdal}	Humedad	MO	CE	Pares de filas consecutivas	C	Indice Czechanovski
1a	2	106	0.21	0.753	0.076	97.800	1a-1b	2	100
1b	2	84	0.23	0.753	0.076	97.800	1b-1c	1	40
1c	3	119	0.42	0.753	0.076	97.800	1c-1d	2	50
1d	5	139	0.81	0.753	0.076	97.800	1d-2a	3	67
2a	4	275	0.53	0.585	0.071	65.100	2a-2b	3	100
2b	6	233	0.92	0.585	0.071	65.100	2b-2c	4	

Figura 28. Cálculo del índice de Czechanovski.

7.3.3. Diversidad

Los índices de diversidad incorporan tanto el número de especies como la equitatividad en el reparto de individuos por especie. Simpson (1949) propuso el primer índice de diversidad usado en ecología.

$$IS = \sum_{i=1}^S p_i^2 \quad (Ec.7)$$

$$p_i = n_i / N \quad (Ec.8)$$

siendo n_i = número de individuos de la especie i , y N = número total de individuos de las S especies. Como el índice de Simpson resulta una medida de la dominancia de especies, se suele expresar como $1/IS$, para expresar diversidad. Para calcular este índice, primero calculamos p_i para cada especie en cada parcela, sumando el número de individuos de la especie i y dividiendo entre el total de individuos en la parcela (Figura 29).

	A	B	C	D	E	V	W	X	Y
1		Playa							
2									
3	Especies	GRUPO 1				GRUPO 6			
4		1A	1B	1C	1D	1A	1B	1C	1D
5	<i>Ammophila arenaria</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
6	<i>Asparagus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
7	<i>Atriplex sp.</i>	0	0	0	0	0	0	4	0
8	<i>Ballota hirsuta</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
9	<i>Helicrysum stoechas</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
10	<i>Launea arborescens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
11	<i>Lycium intricatum</i>	0	0	0	0	0	0	0	1
12	<i>Ononis sp.</i>	0	0	0	2	0	0	0	0
13	<i>Othantus maritimus</i>	6	8	26	23	17	14	20	10
14	<i>Salsola opositifolia</i>	0	0	0	0	0	0	0	1
15	<i>Silene littorea</i>	0	0	0	0	21	2	0	19
16	<i>Stipa tenacissima</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
17	<i>Teucrium sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
18	<i>Thymelaea hirsuta</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
19	<i>Thymus hyemalis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
20	<i>Ziziphus lotus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0

Figura 29. Cálculo de p_i para estimar el índice de diversidad de Simpson.

En la columna contigua, calculamos p_i^2 indicando la celda donde hemos calculado p_i y añadimos “^2” (ej. =ED5^2). Para calcular el IS (Ec. 7), sólo debemos utilizar “SUMA()” con los p_i^2 correspondientes a cada parcela. Para transformar este índice de dominancia a un índice de diversidad calculamos su inversa $1/IS$.

Los valores de cada índice (riqueza y diversidad) se representan gráficamente junto con las variables edáficas. Para ello, debemos adaptar los datos edáficos para hacerlos coincidir con los datos correspondientes (especialmente) de cada índice. Seleccionamos todas las variables a incluir en el gráfico (incluyendo rótulos) e insertamos un gráfico de líneas. Con este seleccionado, vamos a Diseño de gráfico > Cambiar tipo de gráfico > Combinado. Aquí podremos decidir cómo representar cada variable y cuál irá en un eje secundario (Figura 30).

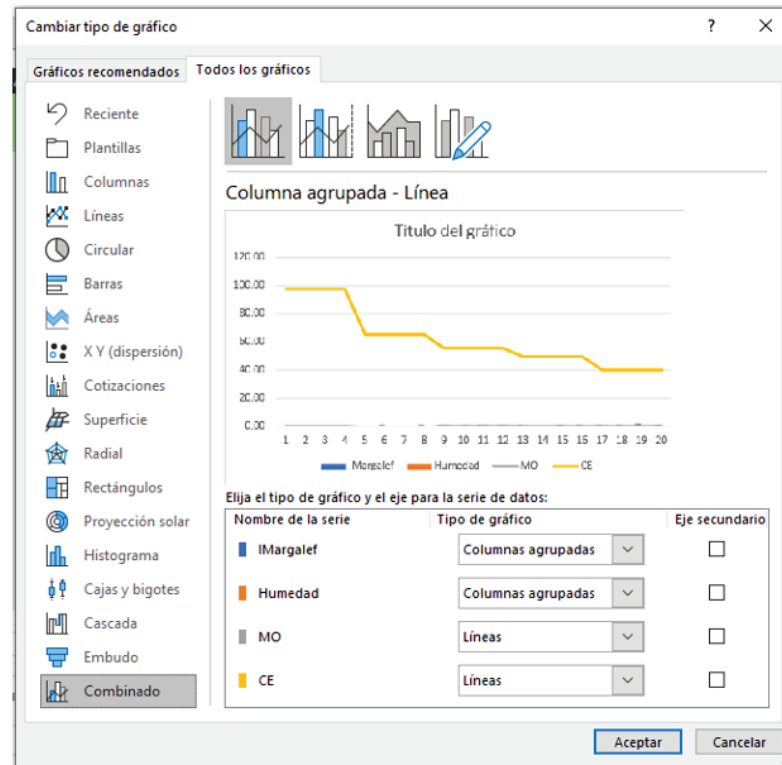


Figura 30. Selecciona las variables de interés (humedad, materia orgánica y CE) y genera un gráfico combinando diferentes estilos. Indica qué variable se representará con un eje secundario.

Responde:

- 1.- ¿Los cambios de la comunidad a lo largo del gradiente son progresivos, o se observa alguna zona de transición marcada?
- 2.- ¿Los cambios en la comunidad se pueden justificar por cambios de las variables edáficas medidas, o habría que pensar en otros factores?
- 3.- Formula hipótesis para explicar lo observado.

8. REFERENCIAS

- Aguiar, M.R., Paruelo, J.M., Sala, O.E., Lauenroth, W.K. 1996. Ecosystem responses to changes in plant functional type composition: an example from the Patagonian steppe. *Journal of Vegetation Science*, 7: 381-390. <https://doi.org/10.2307/3236281>
- Ameel, J. J., Axler, R. P., & Owen, C. J. (1993). Persulfate digestion for determination of total nitrogen and phosphorus in low-nutrient waters. *American Environmental Laboratory*, 10(93), 1-11.
- Andersen, J. M. (1976). An ignition method for determination of total phosphorus in lake sediments. *Water Research*, 10(4), 329-331. [https://doi.org/10.1016/0043-1354\(76\)90175-5](https://doi.org/10.1016/0043-1354(76)90175-5)
- APHA, AWWA, WPCF. 2005. *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*. 21th Edition. Total organic carbon (TOC): high temperature combustion method. (Method 5310).
- APHA, AWWA, WPCF. 2005. *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*. 21th Edition. New York. Alkalinity (Method 2320).
- Cabello, J., Salinas-Bonillo, M.J., González-Miras, E., Torres-García, M.T., Gibsert-Gallego, J., Reyes-Díez, A., Mora, E., Pacheco-Romero, M., Fernández, S., Rodríguez, A., Guirado, E., Escudero, M. y Castro H. (2024). *El azufairar: ecosistema clave para el bienestar humano en zonas áridas*. Consejería de Sostenibilidad y Medio Ambiente. Junta de Andalucía. 120 pp. <http://hdl.handle.net/10835/18644>
- Celaya-Michel, H., & Castellanos-Villegas, A. E. (2011). Mineralización de nitrógeno en el suelo de zonas áridas y semiáridas. *Terra Latinoamericana*, 29(3), 343-356. Recuperado en 22 de mayo de 2025, de http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0187-57792011000300343&lng=es&tlng=es
- Ellenberg, D., & Mueller-Dombois, D. (1974). *Aims and methods of vegetation ecology*. New York: Wiley. ISBN 0-471-62290-7.
- Green, R.H. 1966. Measurement of non-randomness in spatial distributions. *Researches on Population Ecology*, 8: 1-7. <https://doi.org/10.1007/BF02524740>
- Guirado, E., Alcaraz-Segura, D., Rigol-Sánchez, J.P, Gisbert, J., Martínez Moreno, F.J., Galindo-Zaldívar, J., González-Castillo, L., Cabello, J. 2018. Remote-sensing-derived fractures and shrub patterns to identify groundwater dependence. *Ecohydrology*, 11: e1933. <https://doi.org/10.1002/eco.1933>
- Hoogsteen, M. J., Lantinga, E. A., Bakker, E. J., Groot, J. C., & Tittonell, P. A. (2015). Estimating soil organic carbon through loss on ignition: effects of ignition conditions and structural water loss. *European Journal of Soil Science*, 66(2), 320-328. <https://doi.org/10.1111/ejss.12224>
- Kovar, J. L., & Pierzynski, G. M. (2009). Methods of phosphorus analysis for soils, sediments, residuals, and waters second edition. *Southern Cooperative Series Bulletin*, 408. ISBN: 1-58161-396-2.
- Patton, C. J., & Kryskalla, J. R. (2003). *Methods of analysis by the US Geological Survey National Water Quality Laboratory: evaluation of alkaline persulfate digestion as an alternative to Kjeldahl digestion for determination of total and dissolved nitrogen and phosphorus in water* (Vol. 3, No. 4174). US Department of the Interior, US Geological Survey. <https://doi.org/10.3133/ofr92146>
- Pérez-Latorre, A.V., Cabezudo, B. 2009. *Ziziphus*. En: Blanca, G., Cabezudo, B., Cueto, M., Fernández López, C., Morales Torres, C. (Eds.), *Flora Vascular de Andalucía Oriental*, 3. *Consejería de Medio Ambiente*, Junta de Andalucía, Sevilla. pp. 50. <https://editorial.ugr.es/media/ugr/files/sample-138202.pdf>

- Rosell, R. A., Gasparoni, J. C., & Galantini, J. A. (2001). Soil organic matter evaluation. In R. Lal, J.M. Kimble, B.F. Follett, B.A. Stewart (Eds.), *Assessment Methods for Soil Carbon*, Lewis Publishers, Boca Raton, Florida, USA (2001), pp. 311-322. <https://doi.org/10.1201/9781482278644>
- Sánchez-Gómez, P., Carrión Vilches, M.A., Hernández González, A., Guerra Montes, J. 2002. *Libro rojo de la flora silvestre protegida de la región de Murcia*. Consejería de Agricultura, Agua y Medio Ambiente, Murcia. ISBN-13: 9788415463191.
- Saunders, W. M. H., & Williams, E. G. (1955). Observations on the determinations of total organic phosphorus in soils. *Journal of Soil Science*, 6(2), 254-267.
- Simpson, E. H. (1949). Measurement of diversity. *Nature*, 163(4148): 688-688. <https://doi.org/10.1038/163688a0>
- Tirado, R. 2009. 5220 Matorrales arborescentes con *Ziziphus* (*). En: VV.AA., *Bases ecológicas preliminares para la conservación de los tipos de hábitat de interés comunitario en España*. Ministerio de Medio Ambiente, Medio Rural y Marino. ISBN: 978-84-491-0911-9
- Torres-García, M. T., Oyonarte, C., Cabello, J., Guirado, E., Rodríguez-Lozano, B., & Salinas-Bonillo, M. J. (2022). The potential of groundwater-dependent ecosystems to enhance soil biological activity and soil fertility in drylands. *Science of The Total Environment*, 826, 154111. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2022.154111>
- Wang, X., Ma, Q., Jin, H., Fan, B., Wang, D., & Lin, H. (2019). Change in characteristics of soil carbon and nitrogen during the succession of *Nitraria tangutorum* in an arid desert area. *Sustainability*, 11(4), 1146. <https://doi.org/10.3390/su11041146>
- Wetzel, R. G., Likens, G. E., Wetzel, R. G., & Likens, G. E. (1991). Inorganic nutrients: nitrogen, phosphorus, and other nutrients. *Limnological analyses*, 81-105. https://doi.org/10.1007/978-1-4757-3250-4_7