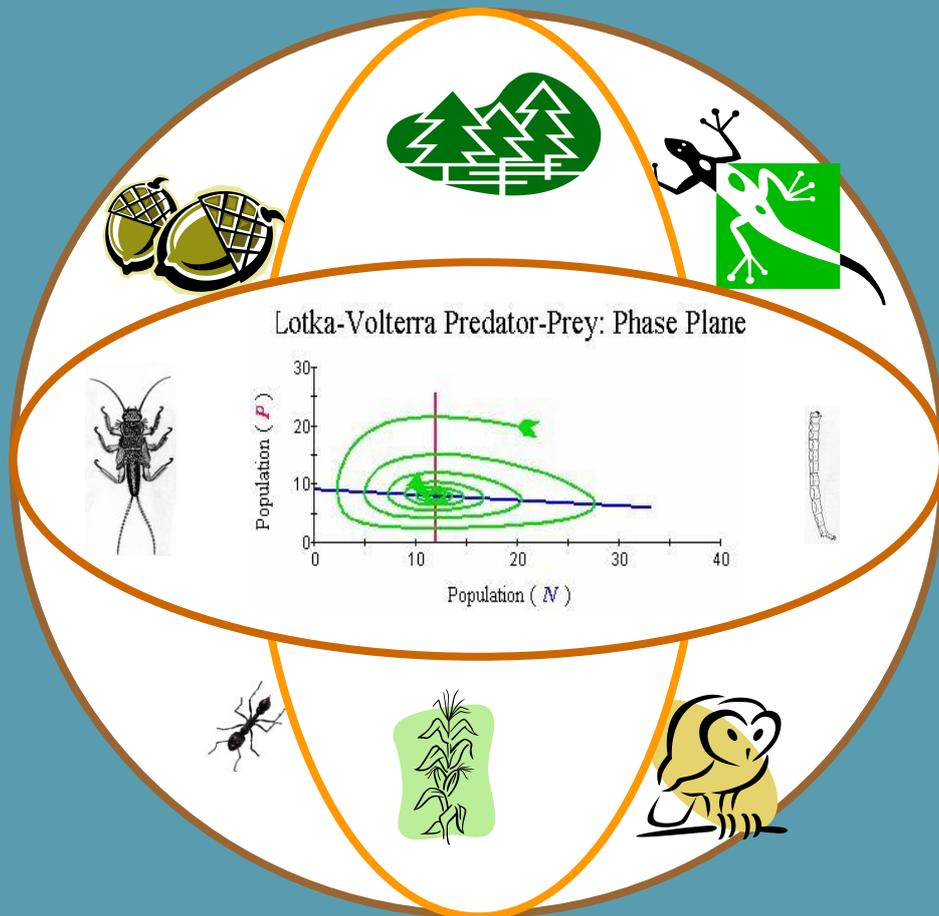


MANUAL DE PRÁCTICAS DE ECOLOGÍA DE COMUNIDADES Y SISTEMAS

GRADO EN CIENCIAS AMBIENTALES

Editado por

Eloísa Ramos-Rodríguez



UNIVERSIDAD
DE GRANADA

Departamento de Ecología

MANUAL DE PRÁCTICAS DE ECOLOGÍA DE COMUNIDADES Y SISTEMAS

GRADO EN CIENCIAS AMBIENTALES
VERSIÓN 3

Editado por

Eloísa Ramos-Rodríguez
DEPARTAMENTO DE ECOLOGÍA



UNIVERSIDAD
DE GRANADA

MANUAL DE PRACTICAS DE ECOLOGIA DE COMUNIDADES Y SISTEMAS.

GRADO EN CIENCIAS AMBIENTALES

Todos los derechos reservados

c Autores (en orden alfabético):

Marco. J. Cabrerizo

Jorge Castro

Eulogio Corral Arredondo

José Antonio Hódar Correa

Alexandro B. Leverkus

Manuel Jesús López-Rodríguez

Juan Manuel Medina Sánchez

Carmen Pérez-Martínez

Eloísa Ramos-Rodríguez

Penélope Serrano-Ortiz

Manuel Villar-Argaiz

Imagen de portada: Manuel Villar Argaiz

***Nunca consideres el estudio como
una obligación sino como una
oportunidad para penetrar en el
bello y maravilloso mundo del saber***

Albert Einstein

CONTENIDO

<i>Presentación</i>	ix
EN EL LABORATORIO: MIRA POR TU SEGURIDAD, <i>por Servicio de Salud y Prevención de Riesgos Laborales de la Universidad de Granada</i>	1
INFORMACIÓN DE SEGURIDAD DE SUSTANCIAS PELIGROSAS, <i>por Eulogio Corral Arredondo</i>	3
PRÁCTICA 1: Principios básicos de muestreo en ecosistemas acuáticos lénticos, <i>por Eloísa Ramos-Rodríguez</i>	7
PRÁCTICA 2. Medidas de producción primaria y respiración en lagos, <i>por Juan Manuel Medina-Sánchez, Carmen Pérez-Martínez y Eloísa Ramos-Rodríguez</i>	25
PRÁCTICA 3. Efecto de las perturbaciones antrópicas sobre la comunidad de macroinvertebrados y el ecosistema fluvial, <i>por Manuel Villar-Argaiz y Manuel J. López-Rodríguez</i>	39
PRÁCTICA 4. Determinación del intercambio de CO ₂ en el ecosistema en función de parámetros ambientales, <i>por Penélope Serrano-Ortiz y Jorge Castro</i>	61
PRÁCTICA 5. Organismos como ingenieros del ecosistema: evaluación del papel de los dispersores de semillas en la colonización de pinares de repoblación, <i>por Alexandro B. Leverkus, Jorge Castro y José A. Hódar</i>	79
PRÁCTICA 6. Bases de datos NOAA: monitorización atmosférica de gases invernadero y su relación con el cambio climático, <i>por Juan M. Medina-Sánchez, Marco J. Cabrerizo y Eloísa Ramos-Rodríguez</i>	95

Presentación

Este manual contempla la programación real de la docencia práctica (2 ECTS) que reciben los estudiantes de segundo curso del Grado en Ciencias Ambientales de la Universidad de Granada en la asignatura de Ecología de Comunidades y Sistemas. Como coordinadora de asignatura, el principal motivo que me ha animado a editar este manual ha sido que los estudiantes puedan disponer de una herramienta de trabajo útil para ellos donde queden plasmados y unificados en un solo documento todos los manuales de las prácticas que reciben y donde puedan registrar de una manera clara y ordenada todos los resultados obtenidos en las prácticas, sin tener que tener hojas sueltas entre los manuales. Espero haberlo conseguido. Se ha encuadernado en gusanillo para que su manejo resulte más cómodo durante la realización de las prácticas.

El manual contiene una programación de seis prácticas. Cada práctica está dividida en los siguientes apartados: Introducción, Material y Métodos, Resultados, Cuestiones y Bibliografía. Las cinco primeras prácticas se imparten durante un “campamento” de dos días en el entorno del Aula de Naturaleza el Hornico en Pozo Alcón (Parque Natural de las Sierras de Cazorla, Segura y Las Villas, Jaén). Los alumnos se inscriben de forma voluntaria dentro de un plazo previamente establecido a través de la plataforma docente PRADO2 de la Universidad de Granada.

En la práctica 1 los estudiantes conocen el material y técnicas básicas de muestreo en ecosistemas acuáticos lénticos. Alumnos y profesores se embarcan en *zodiacs* y piraguas para realizar un muestreo limnológico *in situ* en el embalse de La Bolera (Jaén) en el que utilizan un radiómetro, un disco de Secchi, una sonda multiparamétrica y una botella hidrográfica para tomar muestras de fitoplancton y zooplancton.

En la práctica 2 se analizan procesos esenciales para comprender el flujo de carbono y el metabolismo neto de los ecosistemas. Se estima la producción neta del embalse de La Bolera tanto en la zona fótica como en la zona afótica mediante el método de incubación de las botellas claras y oscuras. Son los mismos alumnos los que llenan los diferentes tipos de botellas para estimar la producción primaria neta y la respiración. Después del periodo de incubación analizan la concentración de oxígeno disuelto por el tradicional método de Winkler en un laboratorio que se instala en el Aula de Naturaleza el Hornico.

En la práctica 3 se analiza un sistema acuático lótico a modo de sensor óptico de diversos procesos que tienen lugar a nivel de ecosistema. Para ello se realiza un estudio comparativo entre dos puntos de la misma cuenca del arroyo Guazalmanco (afluente del río Guadalentín) sometidos a condiciones distintas, uno alterado por la presencia de una presa aguas arriba del mismo y otro no alterado. Además, los estudiantes caracterizan físicamente el arroyo realizando un muestreo *in situ* y analizan la diversidad de la comunidad macrobentónica mediante la identificación de los organismos a nivel de familia usando claves dicotómicas bajo estereoscopios que se instalan en el campo.

En la práctica 4 los estudiantes evalúan *in situ* el efecto de la existencia de cubierta herbácea, de la humedad y de la temperatura sobre la respiración del suelo en varias parcelas experimentales. Las medidas de las emisiones de CO₂ se realizan con un sistema manual de cámara abierta (EGM-4/SRC-1, PP-Systems) en la que el aire, al llegar a la unidad de control, se hace pasar por un haz infrarrojo de una longitud de onda capaz de ser absorbida por el CO₂. Se hacen varias medidas por grupos de alumnos a lo largo del día y se termina con una discusión conjunta final de los resultados obtenidos.

En la práctica 5 se cuantifican los efectos de las aves en la dispersión de semillas de especies arbóreas y de los herbívoros en el posterior reclutamiento de dichas especies. Además, los estudiantes aprenden a hacer una valoración económica del servicio ecosistémico prestado por los dispersores de semillas mediante el método del Coste de Reposición.

Por último, en la práctica 6 se analizan las concentraciones de gases con efecto invernadero (CO₂, CH₄, CFC, N₂O) en distintas partes del planeta, medidas por la NOAA (*National Oceanic and Atmospheric Administration*). Mediante el análisis de las tendencias a corto y largo plazo de gases en la atmósfera los estudiantes aprenden cómo la atmósfera y el clima están cambiando y determinan las causas responsables de estos cambios. Esta práctica se desarrolla en un aula con ordenadores en la Facultad de Ciencias porque requiere el uso de herramientas web.

Este manual se ha publicado sin ánimo lucrativo alguno y es el resultado del trabajo desinteresado de los autores, lo que ha permitido que su precio de costo sea el mismo que si no hubiera sido editado. Para mí, como editora, es una necesidad y un placer agradecer a los autores el esfuerzo de revisión que han realizado sobre los manuales de las prácticas que venimos impartiendo durante los últimos años en esta asignatura del grado en Ciencias Ambientales. Ellos son los que han hecho posible que este cuaderno de prácticas merezca ser publicado. Deseo también hacer público en estas líneas nuestro agradecimiento a Eulogio Corral Arredondo, nuestro técnico de laboratorio, por su dedicación y su siempre buen hacer en la preparación de tanto material para que estas prácticas puedan realizarse en el enclave del Parque Natural de las Sierras de Cazorla, Segura y Las Villas.

ELOÍSA RAMOS RODRÍGUEZ



EN EL LABORATORIO: MIRA POR TÚ SEGURIDAD

1. AL ENTRAR VISUALIZA LAS VÍAS DE EVACUACIÓN DEL LABORATORIO, EXTINTORES, DUCHAS LAVAOJOS Y OTROS ELEMENTOS DE SEGURIDAD

2. ANTES DE MANIPULAR CUALQUIER PRODUCTO QUÍMICO, LEE DETENIDAMENTE SU ETIQUETA Y FICHA DE DATOS DE SEGURIDAD. NO USES PRODUCTOS DESCONOCIDOS Y ATIENDE A SUS PELIGROS



3. NO COMAS, NO BEBAS, NO FUMES, NO HUELAS, INHALES O PRUEBAS PRODUCTOS QUÍMICOS SI NO ESTÁS DEBIDAMENTE INFORMADO. LÁVATE SIEMPRE LAS MANOS AL SALIR



4. NO PIPETEE NUNCA CON LA BOCA

5. REvisa el material de vidrio en tus prácticas, NO USES EQUIPOS DE FUNCIONAMIENTO DESCONOCIDO

6. ES OBLIGATORIO EL USO DE BATA, CALZADO CERRADO Y GAFAS DE SEGURIDAD. LOS GUANTES TAMBIÉN CUANDO ASÍ SEAN REQUERIDOS EN LA PRÁCTICA

7. NADA DE BROMAS, JUEGOS, EMPUJAR O GRITAR. NO HAGAS EXPERIMENTOS SIN AUTORIZACIÓN DEL PROFESORADO

8. REALIZA SIEMPRE LAS OPERACIONES DE CALENTAMIENTO, A PRESIÓN Y TRASVASES BAJO VITRINA. EVITARÁS ASÍ UNA LESIÓN A TI MISMO O A ALGUIEN PRÓXIMO

9. MANTEN SIEMPRE LIMPIA Y ORDENADA TU ÁREA DE TRABAJO. EVITA OBJETOS INNECESARIOS POR MEDIO: CARPETAS, MOCHILAS, MÓVILES, ETC



10. DEPOSITA EN LOS RECIPIENTES DESTINADOS PARA SU RECOGIDA: RESÍDUOS DE PRODUCTOS QUÍMICOS, VIDRIO EN MAL ESTADO Y JERINGUILLAS Y, EN GENERAL, CUALQUIER RESIDUO.

Contacto: ssprl@ugr.es

Área de Higiene Industrial



INFORMACIÓN DE SEGURIDAD DE SUSTANCIAS PELIGROSAS

Eulogio Corral Arredondo

TÉCNICO DE LABORATORIO

DEPARTAMENTO DE ECOLOGÍA, FACULTAD DE CIENCIAS, UNIVERSIDAD DE GRANADA 18071- GRANADA.

A continuación se detalla la información más relevante sobre seguridad en el manejo de las sustancias químicas incluidas en este manual de prácticas según el *Sistema Globalmente Armonizado de clasificación y etiquetado de productos químicos*.

Para obtener una información completa de cada sustancia, se aconseja consultar las Fichas de Datos de Seguridad (FDS) disponibles en el lugar de realización de las prácticas.

PRÁCTICA 1. Principios básicos de muestreo en ecosistemas acuáticos lenticos.

Etanol	
Pictogramas de peligro	
Indicaciones de peligro	H225 Líquido y vapores muy inflamables H319 Provoca irritación ocular grave
Consejos de prudencia	P210 Mantener alejado del calor, de superficies calientes, de chispas, de llamas abiertas y de cualquier otra fuente de ignición. No fumar. P233 Mantener el recipiente herméticamente cerrado. P305+P351+P338 EN CASO DE CONTACTO CON LOS OJOS: aclarar cuidadosamente con agua durante varios minutos. Quitar las lentes de contacto, si lleva y resulta fácil. Seguir aclarando.

Lugol	
Pictograma de peligro	
Indicaciones de peligro	H412 Nocivo para los organismos acuáticos, con efectos nocivos duraderos.
Consejos de prudencia	P273 Evitar su liberación al medio ambiente.

PRÁCTICA 2. Medidas de producción primaria y respiración en lagos.

Manganeso(II) cloruro monohidrato	
Pictogramas de peligro	
Indicaciones de peligro	H302 Nocivo en caso de ingestión. H411 Tóxico para los organismos acuáticos, con efectos nocivos duraderos.
Consejos de prudencia	P273 Evitar su liberación al medio ambiente P301+P312 En caso de ingestión llamar al 91 562 04 20 (Teléfono de información toxicológica) o a un médico si la persona se encuentra mal. P330 Enjuagarse la boca.

Ácido sulfúrico	
Pictogramas de peligro	
Indicaciones de peligro	H290 Puede ser corrosivo para los metales. H303 Puede ser nocivo en caso de ingestión. H314 Provoca quemaduras graves en la piel y lesiones oculares graves.
Consejos de prudencia	P260 No respirar el polvo/el humo/el gas/la niebla/los vapores/el aerosol. P280 Llevar guantes/prendas/gafas/máscara de protección. P301 + P330 + P331 EN CASO DE INGESTIÓN: Enjuagar la boca. NO provocar el vómito. P303+P361+P353 EN CASO DE CONTACTO CON LA PIEL (o el pelo): Quitar inmediatamente todas las prendas contaminadas. Aclararse la piel con agua/ducharse. P305+P351+P338 EN CASO DE CONTACTO CON LOS OJOS: aclarar cuidadosamente con agua durante varios minutos. Quitar las lentes de contacto, si lleva y resulta fácil. Seguir aclarando. P308 + P310 EN CASO DE exposición manifiesta o presunta: Llamar inmediatamente al 91 562 04 20 (Teléfono de información toxicológica) o a un médico. P390 Absorber el vertido para que no dañe otros materiales.

Engrudo de almidón 1%
Sustancia no peligrosa

Sodio tiosulfato 0,005 N
Sustancia no peligrosa

Solución alcalina de yoduro	
Pictogramas de peligro	
Indicaciones de peligro	<p>H290 Puede ser corrosivo para los metales. H314 Provoca quemaduras graves en la piel y lesiones oculares graves. H372 Perjudica a determinados órganos por exposición prolongada o repetida en caso de ingestión. H400 Muy tóxico para los organismos acuáticos.</p>
Consejos de prudencia	<p>P273 Evitar su liberación al medio ambiente. P280 Llevar guantes/gafas de protección. P301+P330+P331 EN CASO DE INGESTIÓN: Enjuagarse la boca. NO provocar el vómito. P305+P351+P338 EN CASO DE CONTACTO CON LOS OJOS: aclarar cuidadosamente con agua durante varios minutos. Quitar las lentes de contacto, si lleva y resulta fácil. Seguir aclarando. P310 Llamar inmediatamente al 91 562 04 20 (Teléfono de información toxicológica) o a un médico.</p>

FUENTES

Unión Europea. *Reglamento (CE) nº 1272/2008 del Parlamento Europeo y del Consejo, de 16 de diciembre de 2008, sobre clasificación, etiquetado y envasado de sustancias y mezclas, y por el que se modifican y derogan las Directivas 67/548/CEE y 1999/45/CE y se modifica el Reglamento (CE) nº 1907/2006.* Diario Oficial de la Unión Europea núm. 353, de 31 de diciembre de 2008.

Naciones Unidas (2015). *Sistema Globalmente Armonizado de clasificación y etiquetado de productos químicos.* Nueva York y Ginebra. Rev. 6.

¿Qué es el Servicio de Información Toxicológica (SIT)? - Instituto Nacional de Toxicología y Ciencias Forenses - Ministerio de Justicia.

URL: <http://www.mjusticia.gob.es/cs/Satellite/Portal/es/ministerio/organismos-ministerio-justicia/instituto-nacional/servicio-informacion1>

Fichas de datos de seguridad de las casas comerciales *Carl Roth, PanReac AppliChem, Scharlau y Merck Millipore.*

1

PRINCIPIOS BÁSICOS DE MUESTREO EN ECOSISTEMAS ACUÁTICOS LÉNTICOS

Eloísa Ramos-Rodríguez

DEPARTAMENTO DE ECOLOGÍA, FACULTAD DE CIENCIAS, UNIVERSIDAD DE GRANADA 18071- GRANADA.

1. INTRODUCCIÓN

Las características específicas del ecosistema determinan los métodos de estudio. En el caso de ecosistemas acuáticos lénticos (e.g. lagos y embalses) la separación espacial entre la zona donde se produce el reciclado de nutrientes (zona trofólítica) y la zona con luz suficiente para realizar la fotosíntesis (zona trofogénica, en superficie) origina la escasez de nutrientes en la zona fótica que, unido a la ausencia de soporte físico, impone un límite al crecimiento de los productores primarios en estos sistemas. Si los productores primarios (i.e. fitoplancton, organismos unicelulares < 20 µm) son pequeños también lo son los organismos que se alimentan de ellos, (zooplancton - peces planctívoros). Todas estas particularidades tienen consecuencias en cuanto a la organización general del sistema y en cuanto a la escala espacio-temporal a la que se producen los procesos y han de ser tenidas en cuenta a la hora de planificar un muestreo.

La escala espacial y temporal de trabajo debe adaptarse siempre a las características específicas del ecosistema. En este caso, como tratamos de organismos pequeños con ciclos de vida cortos y tasas de renovación muy altas, es posible obtener muestras representativas de la comunidad en pocos litros de agua así como tasas de sucesión en períodos de un año. Estos aspectos facilitan en cierto modo el estudio a nivel de organización de ecosistemas en sistemas acuáticos.

La heterogeneidad vertical es muy acusada en ecosistemas acuáticos lénticos (Figura 1). Se produce esencialmente por la reducción de la intensidad lumínica con la profundidad determinando la existencia de dos zonas: *zona fótica* (o *eufótica*) y *zona afótica*; y también por la disminución, en su caso, de la temperatura (*epilimnion* vs. *hipolimnion*), implicando a su vez cambios en el perfil vertical de organismos así como de parámetros físico-químicos (e.g. concentración de oxígeno disuelto y nutrientes).

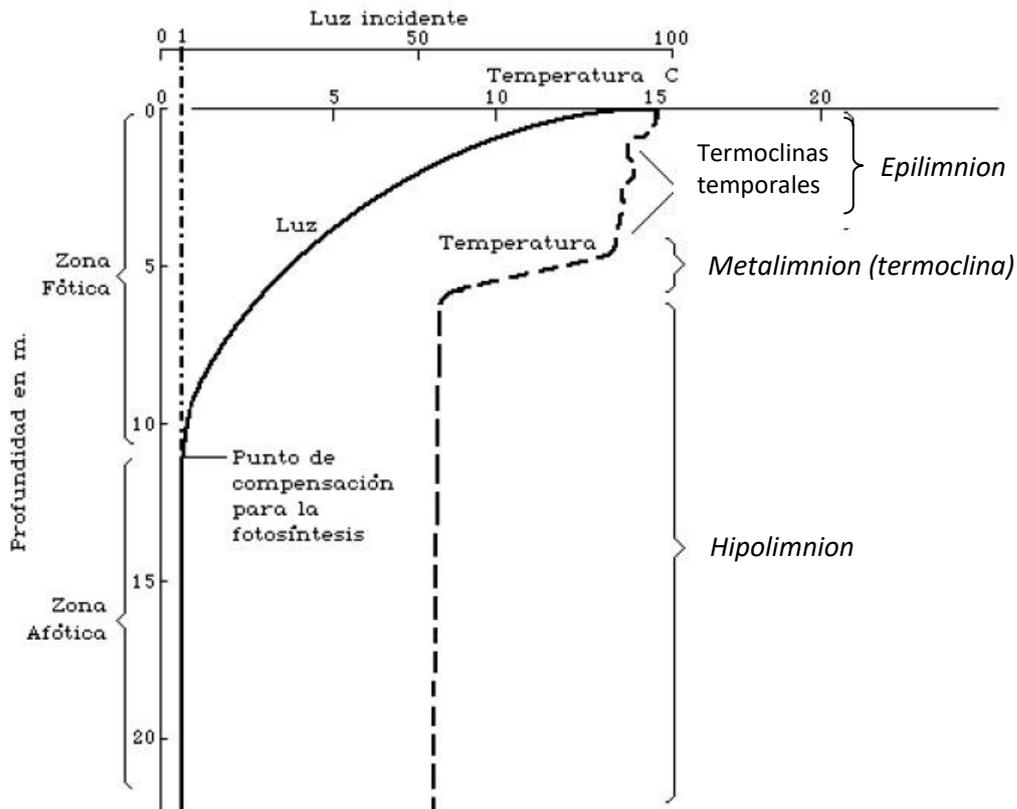


Figura 1. Perfiles verticales de luz y temperatura en un lago estratificado. La zona fótica se extiende desde superficie hasta la profundidad donde la Irradiancia es el 1% de la Irradiancia medida en superficie (I_0). Las termoclinas temporales son causadas por el calentamiento durante días de calma y son destruidas cada noche por el refrescante viento convectivo (figura modificada de Horne & Goldman, 1994).

Objetivos

1. Conocer los principales aspectos a tener en cuenta al planificar un muestreo en un ecosistema acuático léntico.
2. Realizar un muestreo básico en un ecosistema acuático léntico.
3. Interpretar y discutir los resultados obtenidos.

1.1. Planificación de un muestreo

Una buena planificación del muestreo requiere tiempo y esfuerzo pero de ello depende el éxito de nuestro trabajo. Lo primero que debemos tener en cuenta es el objetivo de nuestro estudio. El muestreo será diferente si el objetivo es un control de seguimiento de la calidad de agua o si es un objetivo de investigación ecológica. Algunas de las consideraciones más importantes que deben ser tenidas en cuenta en la planificación de un muestreo son:

(i) Selección de la(s) estación(es) de muestreo

La selección de la estación de muestreo tendrá en cuenta aspectos como la morfometría de la cubeta, la profundidad máxima, la entrada y salida de flujos de agua, la cobertura de vegetación acuática, la presencia de vertidos puntuales, los diferentes usos del agua, etc. Las coordenadas (latitud y longitud) de cada estación serán georeferenciada con un GPS (siglas de Global Positioning System).

Dependiendo del tipo de lagos y/o embalses, y del objetivo se pueden plantear diferentes estrategias de muestreo. Para lagos profundos y embalses se selecciona preferentemente un punto de muestreo en la vertical de la parte más profunda y se evitan las muestras litorales salvo razón específica que lo justifique (nunca sustituyendo al punto de muestreo de la zona más profunda). En el caso de embalses, el punto de muestreo se ubicará suficientemente separado de la presa para quedar aguas arriba de la ataguía.

Pueden obtenerse varias muestras discretas en el perfil vertical o una muestra integrada procedente de la zona fótica (y si es posible otras de los niveles metalimnéticos e hipolimnéticos); si la masa de agua está estratificada térmicamente, la obtención de suficientes muestras discretas en el perfil permite obtener una información más detallada de la comunidad biológica que por medio de una muestra integrada.

La recogida de muestras para los análisis físico-químicos se realizará en el mismo punto en el que se tomen muestras para la determinación de fitoplancton y zooplancton.

(ii) Periodos de muestreo y frecuencia

Dada la extraordinaria variabilidad temporal que caracteriza a los sistemas acuáticos (como consecuencia de la ya mencionada presencia de organismos de reducido tamaño con elevadas tasas de crecimiento), lo deseable sería una frecuencia de muestreo lo más elevada posible (muestreos semanales y/o estacionales). No obstante, los periodos más significativos son el final del verano para lagos de alta montaña, primavera-verano para los lagos cársticos y embalses, primavera para los lagos sedimentarios (inicio para los temporales, y final para los permanentes). Hay que tener también presente que, en todo caso, la frecuencia de muestreo dependerá del objetivo de estudio.

(iii) *Número y tipo de muestras*

El número y tipo de muestras dependerá de las características de la masa de agua. Cuando se quiere estudiar el estado ecológico de la masa de agua se aplica el siguiente criterio (Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente 2013):

■ **Lagos y embalses de profundidad máxima ≤ 3 m y humedales:** se tomará una muestra integrada de la columna de agua desde la superficie hasta unos 20-30 cm del fondo, evitando acercarse excesivamente al sedimento o a la cobertura de macrófitos.

■ **Lagos y embalses de profundidad máxima > 3 m, no estratificados:** se tomará una muestra integrada desde la superficie hasta la profundidad correspondiente a 2,5 DS (2,5 veces la profundidad de visión del Disco de Secchi). Cuando la profundidad del lago o embalse sea inferior a 2,5 DS se tomará una muestra integrada de toda la columna de agua desde la superficie hasta unos 20-30 cm del fondo, evitando acercarse al sedimento o a la cobertura de macrófitos.

■ **Lagos y embalses de profundidad máxima > 3 m, estratificados:** se presentan dos posibilidades:

- **Control de vigilancia:** se realizará del mismo modo que para los no estratificados. El programa de control de vigilancia tiene por objeto obtener una visión general y completa del estado de las masas de agua.

- **Control de investigación:** en los casos en los que resulte oportuno un control de investigación se procederá igual que en el control de vigilancia, y además se tomarán muestras discretas en las profundidades en las que una sonda fluorimétrica detecte picos de clorofila-*a*, donde las concentraciones sean al menos 10 veces superiores a las detectadas a 1 metro de profundidad. El programa de control de investigación se implantará si se desconoce el origen del incumplimiento de los objetivos medioambientales.

1.2. Evaluación limnológica

La evaluación limnológica de un ecosistema acuático léntico comprende los siguientes apartados:

(i) *Variables morfológicas*

(ii) *Variables físico – químicas de la columna de agua*

(iii) *Variables biológicas*

(i) *Variables morfométricas:*

- Longitudes (largo y ancho)
- Profundidades (máxima y media)
- Volumen
- Área

(ii) *Variables físico-químicas de la columna de agua*

- **Irradiancia.** La irradiancia mide la cantidad de energía que recibe un sistema por unidad de superficie. Las unidades más frecuentes son W/m^2 y $\mu\text{moles fotones}/m^2\cdot s$ ($\mu\text{Einstein} / m^2\cdot s$). Se mide con radiómetros o células fotoeléctricas (generalmente esféricas) a distintas profundidades para construir así el perfil de atenuación de la luz. Estos instrumentos son muy precisos y permiten estimar el valor del coeficiente de extinción de la luz en el agua (k). Hay radiómetros que discriminan entre PAR (*radiación fotosintéticamente activa, 400-750 nm*) y UVA (*radiación ultravioleta A, 320-400 nm*).

El valor de la intensidad lumínica decrece (por procesos de absorción y dispersión) conforme la radiación se propaga en el interior de una masa de agua (Figura 1), proceso que toma la forma descrita por el modelo exponencial de la ley de Lambert-Beer:

$$I_z = I_0 \cdot e^{-k \cdot z} \quad (1)$$

que predice la intensidad que habrá a una profundidad z (m) en función de la intensidad incidente I_0 y del coeficiente de extinción vertical k (m^{-1}). El valor de k es la suma de varios componentes: $k = k_w + k_{sd} + k_{ss}$ que representan los efectos de la absorción por el agua en sí misma (k_w), por las sustancias disueltas (k_{sd}) y por partículas en suspensión (k_{ss}).

Los perfiles de extinción de la luz permiten identificar zonas de interés ecológico como es la *zona fótica*, definida como la región de la columna de agua en la que la luz es suficiente para que pueda tener lugar un crecimiento neto del fitoplancton, y cuyo límite inferior generalmente se hace coincidir con la profundidad a la que llega el 1% de la irradiancia en superficie (I_0) (Figura 1).

- **Temperatura (°C).** La temperatura del agua está derivada directamente de la radiación solar. Juega un papel fundamental en la regulación de numerosos procesos físicos, químicos y biológicos que se llevan a cabo en los ecosistemas acuáticos. La temperatura se mide con una sonda de temperatura o con un termómetro instalado en una botella hidrográfica (e.g. botella Van Dorn y botella Niskin, Figura 3).

- **Transparencia (Z_{SD} , cm).** La transparencia del agua se mide con el disco de Secchi cuantificando la profundidad a la que el observador deja de ver el disco cuando lo sumerge en la columna de agua. A partir de la profundidad de visión del disco de Secchi se puede estimar la profundidad de la zona fótica así como la constante de extinción de la luz (k).

Antes de la llegada de los avances electrónicos para la medida de la irradiancia, la valoración del coeficiente de extinción de la luz k se hacía midiendo la Z_{SD} . El coeficiente k puede estimarse a partir de la relación empírica:

$$K = 1,7 / Z_{SD} \quad (2)$$

La profundidad de la *zona fótica* puede también estimarse a partir de la relación empírica:

$$Z_{f\acute{o}tica} = 2,7 \cdot Z_{SD} \quad (3)$$

- **Conductividad eléctrica** (Conductivímetro). Mide la cantidad de iones presentes en el agua. Los valores se expresan en siemens ($\mu S/cm$ o mS/cm). Los valores habituales van de menos de $50 \mu S/cm$ o menos en agua muy puras, hasta 500 a 1000 $\mu S/cm$ para las fuertemente mineralizadas. La conductividad se correlaciona con la salinidad. Se entiende por salinidad la cantidad de sólidos disueltos en un Kg de agua, expresada en gramos. La relación entre la salinidad y la conductividad depende de la temperatura.

- **Sólidos Totales Disueltos (TDS).** Residuo seco que contiene materiales tanto orgánicos como inorgánicos que se encuentran en el ecosistema acuático. Se expresan en ppm ó mg/L.

- **pH** (potencial de hidrogeniones, H^+). El pH del agua es una condición que puede ejercer una poderosa influencia sobre la distribución y abundancia de los organismos. El pH se define como el logaritmo negativo de la concentración de H^+ en moles por litro. Se evalúa si el agua es ácida, básica ó neutra. Se expresa en UI unidades internacionales de pH.

- **Oxígeno Disuelto (O.D.).** Es uno de los gases más importantes en la dinámica y caracterización de los sistemas acuáticos. El oxígeno llega al agua por procesos físicos como la difusión desde la atmósfera ó por procesos biológicos como la fotosíntesis. Su difusión y su solubilidad en el agua son muy bajas, y por ello se convierte en un factor limitante con más rapidez en los ambientes acuáticos e inundados. Su solubilidad en el agua disminuye rápidamente al aumentar la temperatura. Los valores se expresan en

ppm ó mg/L. Los métodos más conocidos para determinar la concentración de oxígeno en el agua son el Método de Winkler o la utilización de sondas denominadas oxímetros.

- **Alcalinidad.** La alcalinidad es el exceso de cationes sobre aniones fuertes y determina la capacidad de neutralizar ácidos de un cuerpo de agua. Los valores se expresan en mequivalentes/L. En la mayoría de las aguas naturales esta capacidad está relacionada con los compuestos de carbono inorgánico (carbonatos y bicarbonatos) presentes en ellas que, a su vez, están determinados por los procesos biológicos de fotosíntesis (consumiendo C) y respiración (produciendo C), procesos esenciales en los ecosistemas acuáticos.

- **Nutrientes.** En los análisis de rutina se determinan las concentraciones tanto de fósforo total (mg P/L) y nitrógeno total (mg N/L) como de los distintos estados de oxidación de nitrógeno (nitrito, NO_2^-), nitrato (NO_3^-) y amonio (NH_4^+) y de fósforo (fósforo soluble reactivo u ortofosfato (PO_4^{3-})).

Las muestras para los análisis de fosfato, amonio, nitritos y nitrato se filtran a través de un filtro de microfibra de vidrio con capacidad para retener todas las partículas de tamaño superior a $0.7 \mu\text{m}$ (a ser posible inmediatamente después de su recogida) y se depositan, una vez filtradas, en los recipientes correspondientes.

Las muestras destinadas a la analítica de las variables químicas se refrigeran a 4°C y se preservan de la luz y, en su caso, se añade en cada una el conservante o reactivo adecuado hasta su procesado en el laboratorio.

(iii) Variables biológicas

- **Fitoplancton.** La variabilidad temporal del fitoplancton es acusada, y su composición y abundancia responde a los patrones de variación de la iluminación (intensidad y fotoperiodo), turbulencia del agua, tasa de renovación del agua, temperatura, mineralización, pH y concentración de nutrientes a lo largo del año. En estudios de investigación, los seguimientos con periodicidad mensual permiten alcanzar un nivel de descripción bastante adecuado, si bien la frecuencia correcta sería quincenal o incluso semanal. La recogida de muestras de fitoplancton se realizará en los mismos puntos en los que se tomen muestras fisicoquímicas y otras muestras biológicas, para tener la máxima información posible.

La recolección de la muestra se hace en una botella de vidrio (125-150 ml). Se recomienda que la botella sea transparente de color ámbar; así se protege la muestra de la luz y se puede apreciar el color para controlar la decoloración debida a la

sublimación del conservante. Como reactivo fijador de la muestra de fitoplancton comúnmente se usa una solución ácida de lugol (mezcla de yoduro potásico, yodo y ácido glacial acético) para muestras procedentes de masas de agua con $\text{pH} < 7$ o una solución alcalina de lugol (no lleva ácido acético sino acetato de sodio) para muestras procedentes de masas de agua con $\text{pH} \geq 7$. La muestra se fija al 2% v/v de lugol iodado. Debe conservarse protegida de la luz para minimizar la sublimación del fijador y hay que controlar periódicamente la pérdida de color de la muestra, añadiendo más reactivo si se requiere.

Si se desea hacer una evaluación limnológica detallada, además de tomar muestras cuantitativas de fitoplancton se toman también muestras cualitativas integradas de toda la zona fótica con redes de plancton de nylon de tamaño de poro adecuada ($< 20 \mu\text{m}$).

- **Zooplancton.** El método más común para tomar una muestra cuantitativa de organismos del zooplancton es filtrar un volumen conocido de agua (al menos 5 L), tomado con una botella hidrográfica (Figuras 3ª, 3b), con un filtro de nailon de 30-40 μm de abertura de malla colocado en un embudo. El filtro con el zooplancton retenido se introduce en un bote y se fija y conserva con una solución tamponada de formaldehído (HCHO) al 4% v/v o etanol 70% ($\text{C}_2\text{H}_5\text{OH}$). El formaldehído es algo agresivo con algunas estructuras celulares, no obstante es adecuado para la conservación permanente de las muestras. Dada la naturaleza tóxica de esta sustancia, en caso de utilización se deben tomar precauciones (trabajar en un ambiente bien ventilado, usar guantes y recipientes herméticos). Además de muestreos cuantitativos se pueden realizar muestreos cualitativos mediante el arrastre con redes, que nos permiten conocer todos los taxones presentes en el sistema de estudio.

- **Fitobentos (microalgas bentónicas).** Las diatomeas son el grupo más diverso de las microalgas bentónicas y son muy relevantes como indicadores del estado ecológico de los lagos, especialmente en los lagos someros.

- **Ictiofauna.** La ictiofauna es uno de los elementos de calidad biológica cuyo estudio es requerido por la Directiva 2000/60/CE, Directiva Marco del Agua. Las comunidades de peces incluyen diferentes niveles tróficos: omnívoro, insectívoro, planctívoro, piscívoro; y se sitúan en los niveles próximos al vértice de la pirámide trófica. De este modo la composición y estructura de la comunidad integran la información de los niveles tróficos inferiores (especialmente de algas e invertebrados), y reflejan el estado actual de calidad de todo el ecosistema acuático. Para el muestreo de peces se usan diferentes tipos de equipos: redes estáticas (nasas, trasmallos, agalladeras) o redes de arrastre y equipos para la pesca eléctrica.

- **Bacterias y ciliados.** El volumen de muestra de bacterioplancton será variable dependiendo del estado trófico del sistema (lagos oligotróficos, 50ml; lagos eutróficos, 10–20 ml). La muestra de bacterias se toma con una jeringa y aguja estériles y se

recoge en un bote de cristal de volumen adecuado sellado y autoclavado (121°C, 1 atm) previamente. La muestra será fijada con formaldehído (al 2% v/v) filtrado por 0.2 µm y neutralizado con NaOH para evitar la ruptura de las paredes celulares. La muestra de ciliados se recoge en botellas de plástico (1 L) y se fija con solución de Lugol acético al 2% v/v.

- **Macrófitos acuáticos.** El término macrófito se refiere a las plantas acuáticas visibles a simple vista, entre las que se encuentran plantas vasculares (cormófitos), briófitos, macroalgas (algas caráceas y de otros grupos) y cianobacterias. Se usan como indicadores del estado ecológico de forma habitual y existen procedimientos estandarizados para el muestreo y procesado de muestras. Las métricas normalmente contempladas son: presencia/ausencia de hidrófitos típicos, riqueza de especies de macrófitos típicos, cobertura total de hidrófitos y helófitos típicos, cobertura de especies de macrófitos indicadoras de condiciones eutróficas y cobertura de especies exóticas de macrófitos (Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente, 2013).

2. MATERIAL Y MÉTODOS

En esta práctica realizaremos un muestreo limnológico básico en la zona pelágica del embalse de La Bolera (Jaén) en una zona de transición entre la cola del embalse y la presa. Este embalse pertenece a la cuenca hidrográfica del Río Guadalquivir. Es un embalse de almacenamiento construido en el río Guadalentín, junto al municipio de Pozo Alcón. Fue construido en 1967 y tiene una capacidad máxima de 54 hm³.

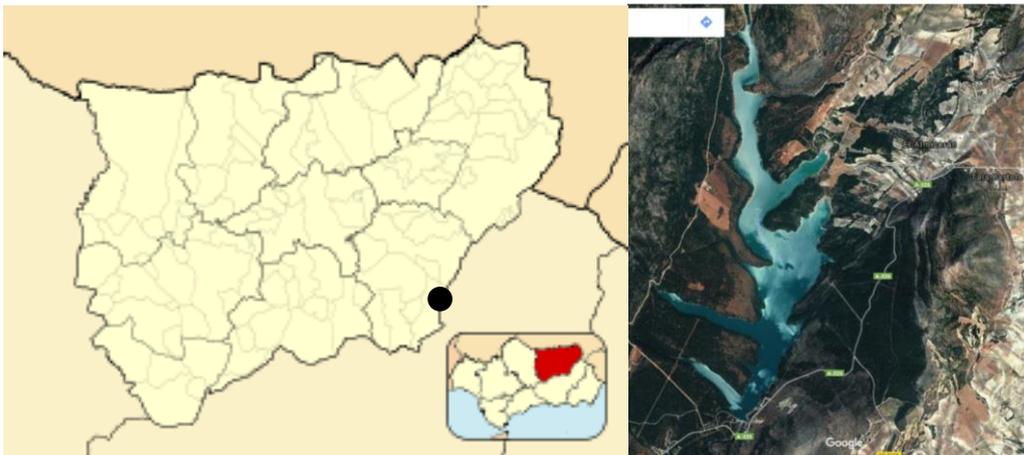


Figura 2. Localización geográfica del Embalse de La Bolera (provincia de Jaén) Fuente: Google Maps y https://es.wikipedia.org/wiki/Embalse_de_La_Bolera#/media/File:Ja%C3%A9n-loc.svg

2.1. Equipos y material para la recolección de muestras

- Disco de Secchi (DS)
- Botella hidrográfica para la toma de muestras discretas (Figuras 3a, 3b).
Para la toma de muestras integradas se podrá utilizar alternativamente una botella hidrográfica para la composición de muestras integradas a partir de muestras discretas, muestreadores integradores o un tubo flexible de silicona lastrado de longitud predeterminada y entre 2 – 2,5 cm de diámetro (Figura 4).
- Sonda multiparamétrica con sensores de profundidad, temperatura, conductividad, pH y oxígeno disuelto (mg/L y % saturación).
- Sonda fluorimétrica para la determinación de la concentración de clorofila-a en el perfil vertical.
- Ecosonda manual para determinar el punto de máxima profundidad.
- Contenedor para la homogenización de muestras discretas para componer la muestra integrada, cuando éstas se tomen con botella hidrográfica.
- Botellas de vidrio de 125 - 250 ml traslúcidas y de color ámbar, para fitoplancton.
- Botes de plástico de 80-100 ml para zooplancton.
- Filtros de nailon de 30-40 μm concentrar zooplancton.
- Embudo para concentrar zooplancton.
- Botellas opacas de plástico (2 L) para contener las muestras para la determinación de la concentración de clorofila-*a* y otros recipientes con cierres herméticos adecuados para contener las muestras de agua para análisis químicos. El material y los recipientes para análisis químicos deberán estar previamente lavados con ácido sulfúrico 1N y aclarados tres veces con agua destilada.
- Red de nailon (manga de plancton) de 20 μm de luz de poro para las muestras cualitativas de fitoplancton y de 40 μm -100 μm de luz de poro para las muestras cualitativas de zooplancton (Figura 3c).
- Neveras portátiles para transporte de la muestra.
- Bolígrafo o rotulador permanente (o cualquier otro método para etiquetar las muestras). Si se usan etiquetas, éstas deben ser resistentes a la humedad.
- Barca y equipo adicional para la navegación o el vadeo, adecuados para las condiciones locales, con el equipo de seguridad apropiado.

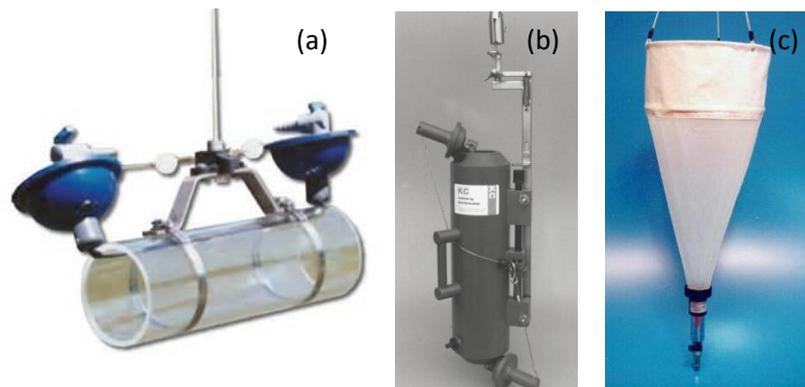


Figura 3. (a) Botella hidrográfica horizontal (botella Van Dorn) ideal para obtener muestras de agua en lagos, corrientes de agua o aguas estratificadas; (b) Botella hidrográfica vertical (botella Niskin); (c) Red de plancton para muestras cualitativas. <http://www.sidmar.es/muestreadores-agua-redes-plancton.html>

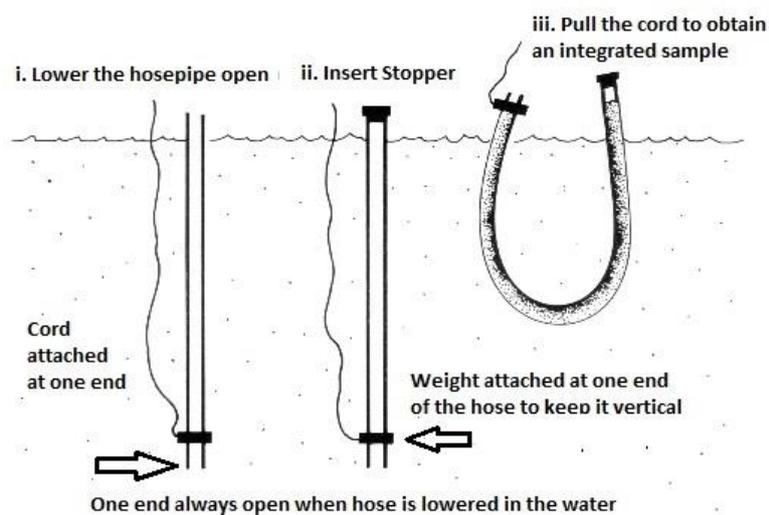


Figura 4. Procedimiento de muestreo utilizando una manguera casera (imagen tomada de *European Multi Lake Survey of phytoplankton and cyanobacterial blooms, EMLS 2015 project*).

2.2. Procedimiento del muestreo

i. Se determinará el perfil de atenuación de la luz (radiación PAR) con un radiómetro o fotómetro que mide intensidad de la radiación luminosa en $\mu\text{moles fotones}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ desde superficie (I_0) hasta el fondo.

ii. Se determinará la profundidad de visión del disco de Secchi (cm). El disco mide 20 cm de diámetro y es de color blanco. Se introduce en el agua y se anota la profundidad a la que deja de verse (Z_{SD}).

iii. En el perfil vertical se determinarán las siguientes variables físico-químicas (temperatura, concentración de oxígeno disuelto, conductividad y pH) desde superficie hasta el fondo con una sonda multiparamétrica. El número de determinaciones de las variables incluidas en el perfil será función de la profundidad máxima de la masa de agua:

- Profundidad máxima < 10 m: al menos cada medio metro.
- Profundidad máxima \geq 10 m: al menos cada metro.

iv. Se tomarán muestras discretas cuantitativas de fitoplancton (125 ml) y zooplancton (6 L filtrados por 30-40 μm). Estas muestras permiten cuantificar la abundancia de fitoplancton (cel/ml) y de zooplancton (ind/L).

Las muestras discretas, correspondientes a cada profundidad de la columna de agua, se obtienen mediante una botella hidrográfica (Figuras 3a, 3b) que se sumerge a la profundidad deseada y se cierra mediante mensajero. En el caso de *muestras integradas*, las submuestras tomadas a cada una de las profundidades se integran finalmente en una única muestra. Las submuestras tomadas deben cubrir de manera equidistante la columna de agua muestreada, dependiendo del espesor de la capa fótica:

- Zona fótica ($2,5 \cdot Z_{DS}$) < 10 m: la equidistancia no deberá ser mayor de 1 m.
- Zona fótica ($2,5 \cdot Z_{DS}$) \geq 10 m: la equidistancia no deberá ser mayor de 2 m.

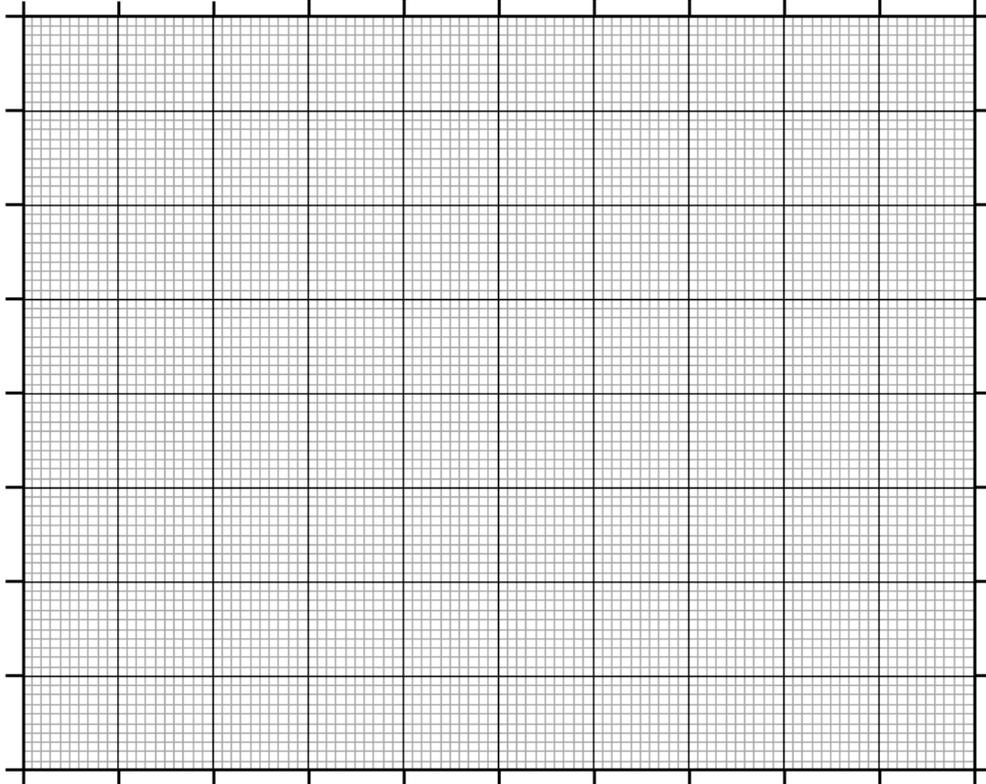
Se deben tomar volúmenes iguales a cada una de las profundidades y homogenizarlos bien, pero de manera suave, en un recipiente de mezcla, para dar lugar a la muestra integrada de la que luego se toman las alícuotas mediante un recipiente adecuado, manteniendo bien la mezcla. Al igual que cualquier utensilio usado en la toma de muestras, tanto el recipiente de mezcla como el dispensador deberán estar bien limpios, de manera que no aporten ningún tipo de contaminación a la muestra.

v. Se tomarán muestras cualitativas de fitoplancton y zooplancton mediante redes de plancton de 25 y 40 μm de tamaño de poro respectivamente.

vi. Fijación y conservación de las muestras.

4. CUESTIONES

1. Representa el perfil vertical de atenuación de la luz obtenido en el muestreo. ¿Qué tipo de relación se obtiene?



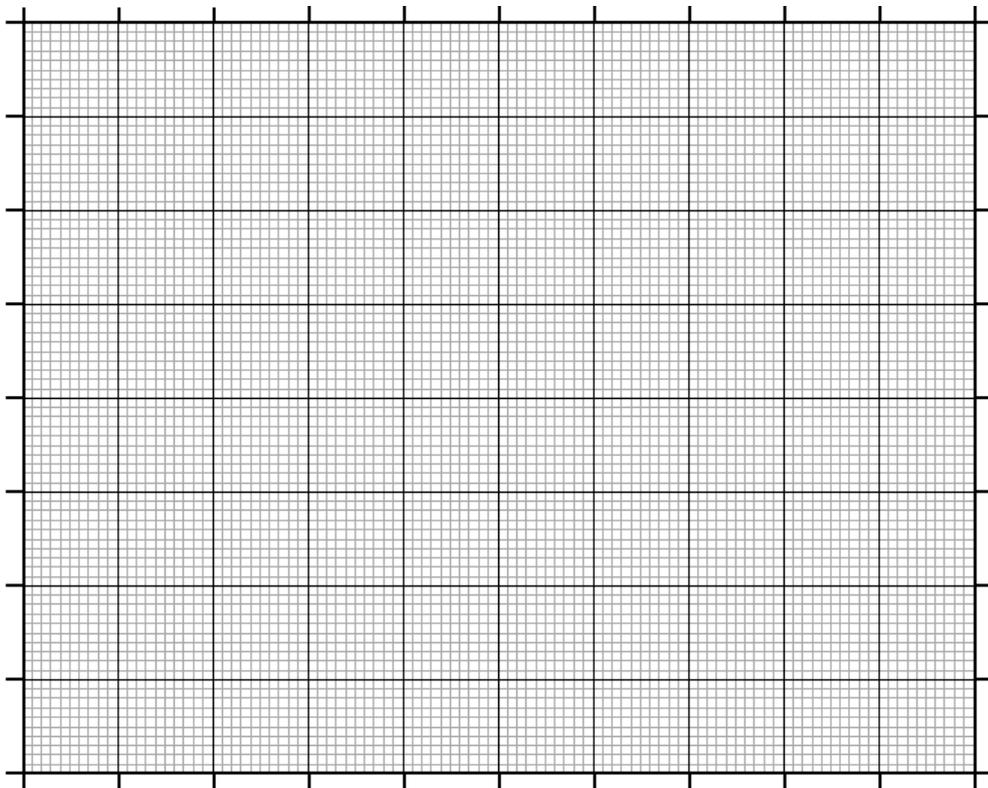
Gráfica 1. Perfil de atenuación de la radiación fotosintéticamente activa (PAR) en el agua.

2. ¿Por qué hay una disminución de la intensidad luminosa con la profundidad?

3. ¿Cómo afectaría un incremento de nutrientes a la curva de extinción de la luz?
4. Calcula el valor de K (coeficiente de extinción de la luz) con los datos obtenidos y según la ecuación de Lambert-Beer: $I_z = I_0 \cdot e^{-k \cdot z}$.
5. Calcula y compara la profundidad de la zona fótica (Z_f) mediante el valor del disco de Secchi ($Z_f \approx 2.7 \cdot Z_{SD}$) y según la ecuación de Lambert-Beer, conociendo que Z_f coincide con la profundidad donde la radiación es aproximadamente 1% I_0 . Discute los resultados.

6. Si en un mismo sistema acuático hacemos un perfil vertical de atenuación de la luz en el agua en un día soleado y en un día nublado,
- a) ¿crees que la profundidad de la zona fótica aumentará, disminuirá, o no se verá afectada en el día nublado respecto a la profundidad obtenida en un día soleado?
 - b) ¿Qué crees que le ocurrirá al valor del coeficiente de atenuación de la luz (k)?
Explica tu respuesta en ambos casos.

7. Representa el perfil de temperatura obtenido en el muestreo. ¿Existe estratificación térmica? Si es así señala la profundidad de la termoclina.



Gráfica 2. Perfil vertical de Temperatura ($^{\circ}\text{C}$) en el embalse de La Bolera.

8. ¿Qué perfil de temperatura esperarías obtener en el mes de julio en el embalse de la Bolera?

9. ¿Qué relación existe entre la profundidad de la zona fótica y la de la termoclina?

5. BIBLIOGRAFÍA

Horne, AJ & Goldman, C.R. (1994) Limnology 2nd ed. McGraw-Hill, Inc. 576 pp.

Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente (2013) Protocolo de Muestreo de Fitoplancton en lagos y embalses. NIPO: 770-11-309-5.

Moss, B. (1998) Ecology of freshwater. Man and Medium 3rd ed. Blackwell Science, 560 pp.

Wetzel, R.G. & Likens, G.E. (1991) Limnological Analysis 2nd ed.

MEDIDAS DE PRODUCCIÓN PRIMARIA Y

RESPIRACIÓN EN LAGOS

2

Juan M. Medina-Sánchez, Carmen Pérez-Martínez y Eloísa Ramos-Rodríguez

DEPARTAMENTO DE ECOLOGÍA, FACULTAD DE CIENCIAS, UNIVERSIDAD DE GRANADA 18071- GRANADA.

1. INTRODUCCIÓN

La cuantificación de la producción primaria de un ecosistema aporta información sobre la entrada de energía, medida como biomasa producida mediante la fotosíntesis, que queda disponible para el resto de la red trófica.

La **producción primaria bruta (PPB)** es la energía total fijada por unidad de superficie o volumen y de tiempo debido a la actividad (fotosintética) de todos los organismos autótrofos –productores primarios– incluyendo las pérdidas por respiración de los productores primarios (ecuación 1). La diferencia entre PPB y la respiración de los propios autótrofos (R_a , por costes de mantenimiento) se denomina **producción primaria neta (PPN)**, y representa la ganancia neta de carbono orgánico producido por el conjunto de productores primarios del ecosistema, es decir la biomasa que queda como energía disponible para los siguientes niveles tróficos (ecuación 2).

$$PPB = PPN + R_a \quad (1)$$

$$PPN = PPB - R_a \quad (2)$$

Por tanto, la PPB representa el cambio de biomasa observado (PPN) más la suma de todas las pérdidas de biomasa por respiración de los autótrofos. En el caso de un ecosistema terrestre, PPB sería el resultado de la fotosíntesis integrada de todas las hojas de todas las plantas, más todas las pérdidas de energía por respiración de los autótrofos; en el caso de un ecosistema planctónico, sería la fotosíntesis integrada de todas las células del fitoplancton, más todas las pérdidas de energía por respiración de los autótrofos. Normalmente la medida de la PPB y PPN se integra a escalas temporales de días o años.

Parte de la PPN será consumida por herbívoros, y otra parte entrará a formar parte del compartimento de materia orgánica muerta, que podrá ser aprovechada por los organismos detritívoros (descomposición). La biomasa (generada por la PPN) que es consumida y finalmente respirada por el conjunto de heterótrofos constituye las pérdidas de energía por respiración de los heterótrofos (R_h).

El estudio del balance entre los procesos de producción y la respiración del ecosistema es la base para comprender el flujo de carbono y el metabolismo neto de los ecosistemas, puesto que la **producción neta del ecosistema (PNE)** es aproximadamente igual a la PPB menos las pérdidas debidas a la respiración del conjunto de organismos del ecosistema ($R_e = R_a + R_h$) (ecuación 3):

$$PNE \cong PPB - R_e \quad (3)$$

Así, los ecosistemas donde la producción primaria bruta (PPB) excede a la respiración (R_e), esto es, $PPB > R_e$, tienden a acumular carbono, y son denominados **autotróficos**, con $PNE > 0$, comportándose generalmente como sumideros netos de CO_2 y productores (“fuente”) netos de O_2 y biomasa. Por el contrario, los ecosistemas donde la respiración excede a la producción primaria bruta, esto es, $PPB < R_e$, tienden a consumir carbono orgánico y son denominados **heterotróficos**, con $PNE < 0$, comportándose generalmente como fuentes netas de CO_2 y consumidores netos de biomasa. Es posible que un mismo ecosistema pueda presentar períodos alternativos de heterotrofia o autotrofia netas.

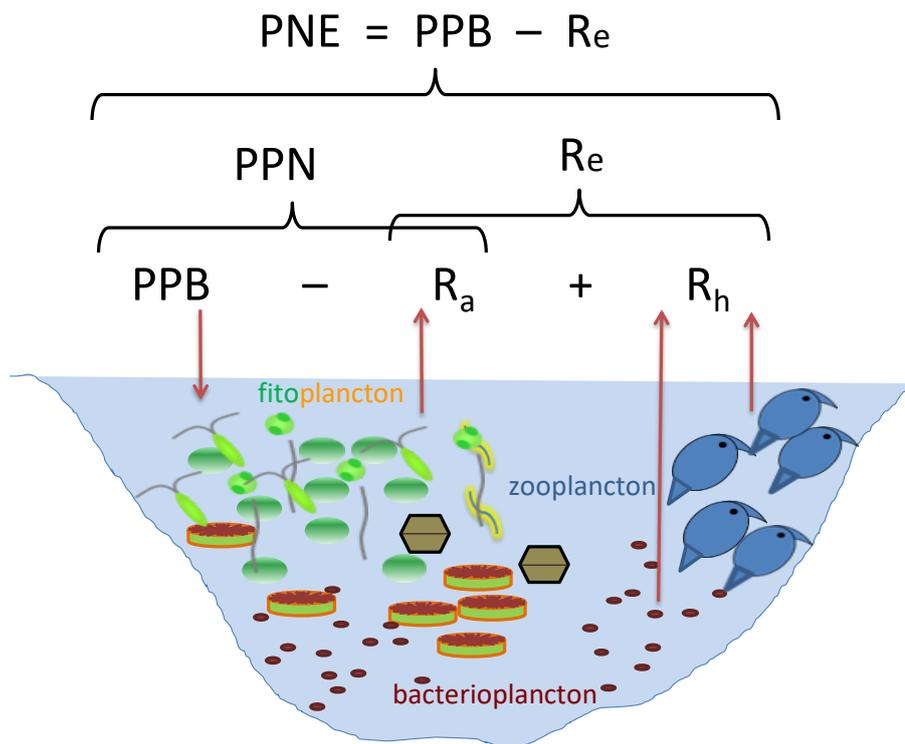
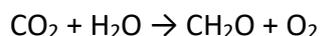


Figura 1. Integración en un ecosistema acuático de los conceptos estudiados.

La ecuación simplificada del proceso de fotosíntesis es:



La reacción es endergónica (se requiere un aporte de energía, solar en el caso de la fotosíntesis). Esta ecuación es la base de uno de los métodos más adecuados para medir la producción primaria en ecosistemas acuáticos: cuantificar los cambios en la concentración de O_2 disuelto en botellas claras y oscuras que se incuban durante un cierto periodo de tiempo (horas).

Objetivos

1. Aplicación del método del O_2 con el fin de estimar el balance producción-respiración en la zona fótica y afótica en un ecosistema acuático mediante la determinación de las tasas de producción primaria bruta (PPB) y respiración del ecosistema (R_e).

2. Interpretación y discusión de los resultados obtenidos de los estudios comparativos de producción primaria.

2. MATERIAL Y MÉTODOS

2.1. Método del O_2 con incubaciones *in situ*

El método consiste en tomar una muestra de agua en botellas de “tipo DBO” (demanda bioquímica de oxígeno) y medir su concentración de oxígeno inicial ($[\text{O}_2]_i$). Con esta misma agua se llenan dos botellas, una de vidrio transparente y otra de vidrio opaco, y se incuban durante un cierto tiempo (4 horas) (Figura 2). Al final de la incubación se determina sus respectivas concentraciones de O_2 , que denominaremos $[\text{O}_2]_c$ y $[\text{O}_2]_o$ para las botellas iluminadas (claras) y oscuras, respectivamente.

Finalmente, conociendo la concentración inicial de oxígeno en las muestras y las concentraciones finales en las botellas claras y oscuras, podremos estimar los valores de R_e y PPB del plancton. Para ello, tendremos en cuenta que en la botella iluminada los organismos del plancton han realizado tanto la fotosíntesis como la respiración, por lo que la diferencia de concentración final e inicial es una estima de la PNE. Por el contrario, en la botella incubada en oscuridad solamente ha tenido lugar la respiración (R_e). De modo que,

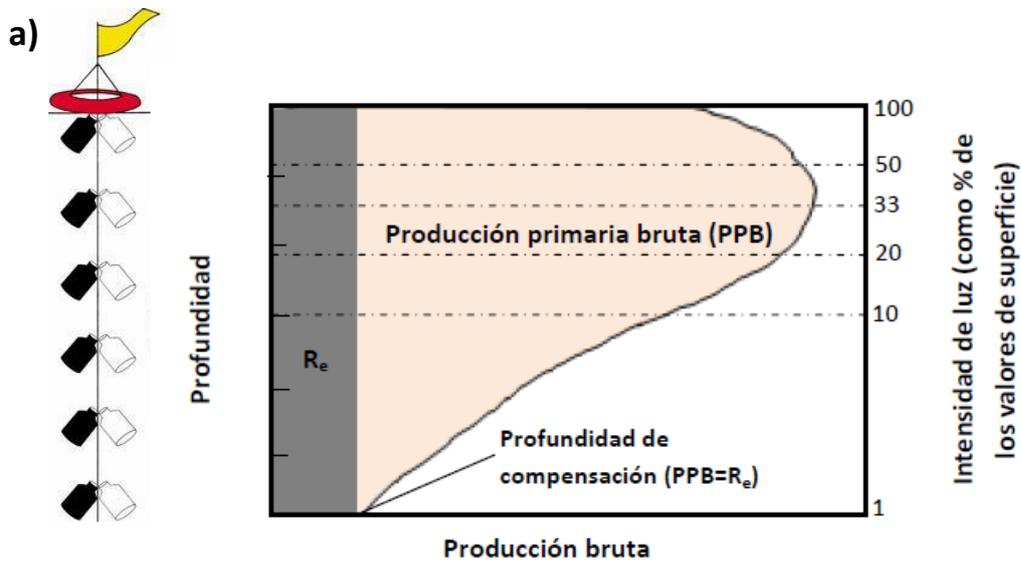
$$\text{PNE} = [\text{O}_2]_c - [\text{O}_2]_i$$

$$R_e = [O_2]_i - [O_2]_o$$

Este método nos permite, por tanto, estimar la PPB como:

$$PPB \cong PNE + R_e = [O_2]_c - [O_2]_i + [O_2]_i - [O_2]_o = [O_2]_c - [O_2]_o$$

Es importante señalar que la respiración así estimada no es únicamente la de los organismos autótrofos (*i.e.* fitoplancton) sino que también incluye la de organismos heterótrofos (bacterias, zooplancton) presentes en el agua, por lo que tenemos que ser conscientes de que lo que se está evaluando, mediante este método, es la respiración de la comunidad.



Modificado de Smith y Smith (2007)

Figura 2. a) Cambios en la disponibilidad de luz, la producción bruta, la respiración (R_e) y la producción primaria neta (producción bruta – respiración) en función de la profundidad del agua. La tasa de respiración apenas varía con la profundidad, mientras que la producción primaria bruta (fotosíntesis) disminuye frente a ésta en función de la reducción de la disponibilidad de luz. La profundidad en la cual la producción bruta equivale a la respiración (fotosíntesis neta igual a cero) se denomina la profundidad de compensación. **b)** Procesos que ocurren dentro de las botellas.

Procedimiento

1. Tomar una muestra con la botella hidrográfica de cada profundidad. Llenar completamente con agua las botellas DBO de tapón esmerilado destinadas a medir el O_2 inicial ($[O_2]_i$), y las destinadas a ser incubadas ($[O_2]_c$ y $[O_2]_o$). Realizar el llenado desde el fondo de las botellas con el uso de un tubo de goma adaptado a la botella hidrográfica, dejando fluir suavemente el agua y evitando el burbujeo. Estas botellas pueden ser de 125 mL o de 250 mL.



2. Proceder a la incubación *in situ* (4-5 horas) de las diferentes botellas claras y oscuras en cada profundidad.

3. Fijar la muestra de la botella O_2 inicial ($[O_2]_i$). Añadir 1 mL de la solución de cloruro de manganeso ($MnCl_2$), justo por debajo de la superficie del agua, y 1 mL de la solución alcalina de yoduro, justo por encima de la superficie del agua. Estos volúmenes de reactivos son suficientes (en exceso) para botellas Winkler de 125 mL.

4. Cerrar la botella inmediatamente y agitarla vigorosamente por inversión varias veces. Dejar sedimentar el precipitado de hidróxido de manganeso (tiene forma de copos) hasta que ocupe 2/3 de la botella y agitar de nuevo para resuspender el precipitado una segunda vez.

5. Recuperar las botellas incubadas $[O_2]_c$ y $[O_2]_o$ de cada profundidad y proceder a su fijación.

Precauciones

1. Tomar todas las precauciones útiles para evitar intercambios con el oxígeno del aire durante la toma de las muestras.
2. La capacidad de las botellas de DBO no debe sobrepasar los 300 mL y serán preferentemente cerradas con tapones de vidrio esmerilado. Su volumen exacto debe ser cuantificado previamente (e.g. mediante pesada).
3. La temperatura de la muestra se anotará cuidadosamente en el momento de la toma.
4. Deben llenarse las botellas tan rápido como sea posible desde el fondo de las botellas con el uso de un tubo de goma adaptado a la botella hidrográfica.
5. Las botellas iniciales deben mantenerse a la misma temperatura que las botellas que serán incubadas antes de adicionar los reactivos para la determinación de la concentración de O₂ disuelto (método de Winkler, ver abajo).
6. Duplicar o triplicar cada tipo de botella (clara y oscura) y anotar el tiempo exacto de incubación (en torno a 3-4 horas) en cada profundidad o intensidad de luz.

EN EL SIGUIENTE ENLACE SE ACCEDE A UN VÍDEO DEMOSTRATIVO DEL MÉTODO DE CAMPO PARA LA DETERMINACIÓN DE LA PRODUCCIÓN PRIMARIA:

<https://youtu.be/ce1I3gmAJZM>

2.2. Análisis de oxígeno: Método de Winkler

De entre los diversos métodos existentes para analizar oxígeno disuelto en agua, el método de Winkler, basado en reacciones de oxidación-reducción, es el más utilizado. Este método ha sufrido diversas modificaciones con el tiempo, en lo que respecta principalmente a la cantidad de reactivos a utilizar, eliminación de interferencias y mejora en la precisión, pero ha conservado su utilidad práctica y conceptual.

Principio

El método de Winkler se basa es un análisis yodométrico tras someter a la muestra a un exceso de manganeso (II), yoduro de potasio e hidróxido de sodio. El hidróxido de manganeso (II) de color blanco que se produce, reacciona rápidamente

con el oxígeno disuelto para formar hidróxido de manganeso (III) de color marrón. Al acidificar el hidróxido de manganeso (III) se oxida el yoduro a yodo, y este último se valora con una solución de tiosulfato de sodio. El buen resultado del método depende de la manipulación de la muestra. En todos los pasos hay que asegurarse que no se introduzca ni pierda oxígeno en la muestra.

Reactivos

1. Solución de **cloruro de manganeso**: disolver 600 g de $\text{MnCl}_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ en 600 mL de agua destilada. Enrasar a 1 L.
2. Solución **alcalina de ioduro**: disolver 320 g de NaOH y 600 g de NaI en 400 mL de agua destilada. Enfriar y enrasar a 1 L.
3. Solución de **H_2SO_4** : añadir lentamente 280 mL de H_2SO_4 concentrado a 700 mL de agua destilada. Enfriar y enrasar a 1 L.
4. Solución de **tiosulfato sódico, 0.005 N**: disolver 1.24 g de $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ en 1 L. Para obtener resultados precisos en la valoración química, esta disolución debe estandarizarse con KIO_3 . Pero para los propósitos de esta práctica no se va a realizar.
5. Engrudo de **Almidón 1%**. Disolver 1 g de almidón en agua destilada hirviendo, continuar la ebullición por unos minutos. Preparar cada vez que se utiliza.

Procedimiento

- 1.- Una vez en el laboratorio, y sólo cuando la parte superior del líquido esté completamente clara y el precipitado haya sedimentado hasta el tercio inferior de la botella, destapar y añadir 2.2 mL de H_2SO_4 (para botellas de 250 mL). El ácido debe fluir suavemente por el cuello de la botella. Cerrar y agitar vigorosamente.
- 2.- Si la valoración no se hace inmediatamente, almacenar las muestras en oscuridad y a una temperatura igual o ligeramente inferior a la temperatura de la muestra. Una temperatura muy superior puede provocar la pérdida de I_2 debido a la expansión térmica de la solución ($0.06 \text{ mL } ^\circ\text{C}^{-1}$).
- 3.- Titular una alícuota de 50 mL de cada tipo de muestra, trasvasada a un matraz Erlenmeyer, y con unas gotas de engrudo de almidón añadido como indicador (cuyo viraje va desde el amarillo pálido al azul), mediante una bureta que contiene disolución de tiosulfato de sodio 0.005 N, hasta la decoloración completa.
- 4.- Anotar el volumen (mL) de tiosulfato sódico ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$) utilizado.

EN EL SIGUIENTE ENLACE SE ACCEDE A UN VÍDEO DEMOSTRATIVO DEL PROCEDIMIENTO DEL MÉTODO WINKLER:

<https://youtu.be/lwtPscV5Fs>

Para convertir los ml gastados de tiosulfato en la valoración a concentración de O₂, se utiliza esta fórmula:

$$O_2 \text{ (mgL}^{-1}\text{)} = \frac{Y}{Y-2} \times \frac{V_{\text{tiosulfato}} \cdot N_{\text{tiosulfato}} \cdot 8000}{V_{\text{alícuota}}}$$

donde:

Y = volumen de la botella Winkler.

V_{tiosulfato} = volumen (mL) gastado de tiosulfato en la titulación

N_{tiosulfato} = Normalidad (eq L⁻¹) de tiosulfato

V_{alícuota} = Volumen (mL) de la alícuota de muestra usada en la titulación

Explicación:

El término Y/(Y-2) es una corrección volumétrica debida a la sustitución de 2 ml de agua de muestra en la botella Winkler (de 125 ml) por los 2 ml de los reactivos (1 ml de solución de MnCl₂ + 1 ml de solución alcalina de yoduro) que se añaden en la fijación. Estas soluciones, al ser más densas que el agua, precipitan al fondo de la botella Winkler, por lo que al cerrar la botella se pierden (rebotan) 2 ml de agua de muestra.

El resto de la fórmula procede de la clásica expresión: $V \cdot N = V' \cdot N'$

que en este caso es: $V_{\text{tiosulfato}} \cdot N_{\text{tiosulfato}} = V_{\text{alícuota}} \cdot N_{O_2}$

por lo que se despeja la N_{O₂} y se convierte a [O₂] expresada en mg L⁻¹:

$$[O_2] \text{ (mg L}^{-1}\text{)} = \frac{V_{\text{tiosulfato}} \text{ (ml)} \cdot N_{\text{tiosulfato}} \text{ (eq L}^{-1}\text{)}}{V_{\text{alícuota}} \text{ (ml)}} \times \frac{8 \text{ g O}_2}{1 \text{ eq O}_2} \times \frac{1000 \text{ mg O}_2}{1 \text{ g O}_2}$$

sabiendo que 1 eq de O₂ = 1 equivalente de tiosulfato, y que el peso equivalente del O₂ es el peso molecular del O₂ (32 g mol⁻¹) dividido entre el nº de electrones implicados en su reducción (4 e⁻): 32/4 = 8 (g eq⁻¹).

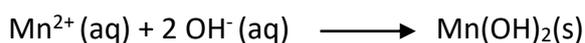
Precauciones

1.- Las botellas claras de un determinado experimento de producción se valorarán preferentemente tras 12-24 h de la adición de los reactivos (cuando la pérdida de equivalentes de I₂ y O₂ con el tiempo se hace menos pronunciada) y de manera aleatoria para eliminar la posibilidad de sesgos sistemáticos debido a los efectos temporales del almacenamiento y a las variaciones de temperatura durante el día.

2.- La PPB se calculará como la suma R_e + PNE, asumiendo igual tasa de respiración en las botellas claras y oscuras.

Reacciones del método Winkler

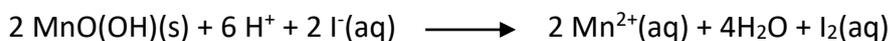
1. Ecuación de precipitación



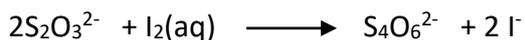
2. Fijación de oxígeno y ecuación de óxido-reducción



3. Disolución del precipitado y ecuación de óxido-reducción



4. Titulación de óxido-reducción



Se requieren 4 mmoles de S₂O₃²⁻ por cada mmol de O₂ o bien 1 meq S₂O₃²⁻ = 1 meqO₂

3. RESULTADOS

(Página en blanco para anotar resultados y hacer los cálculos)

Tabla 1. Concentraciones de O₂ disuelto (mg O₂·L⁻¹) en las botellas iniciales, claras y oscuras tras 4 horas de incubación. La precisión (%) de los análisis de O₂ se evalúa mediante el coeficiente de variación para cada muestra analizada por triplicado (CV = SD / media x 100). El error de la media de n determinaciones se calcula como ±1 SE donde SE = SD/(n)^{1/2}.

		(mg O ₂ ·L ⁻¹)				
Zona fótica						
Z(m) =		Réplica 1	Réplica 2	Réplica 3	Media ± SE	Precisión (%)
	Botellas iniciales					
	Botellas claras					
	Botellas oscuras					
Zona afótica						
		Réplica 1	Réplica 2	Réplica 3	Media ± SE	Precisión (%)
	Botellas iniciales					
	Botellas claras					
	Botellas oscuras					

Tabla 2. Tabla resumen de valores promedio de las concentraciones de O₂ disuelto (mg O₂·L⁻¹) de todas las muestras analizadas y valores de PNE, PPB y R_e.

		Media ± SE (mg O₂·L⁻¹) n=	PNE ± SE (mg O₂·L⁻¹) [O₂]_{claras} - [O₂]_i	R_e (mg O₂·L⁻¹) [O₂]_i - [O₂]_{oscuras}	PPB ± SE (mg O₂·L⁻¹) PNE + R_e
Zona fótica	Botellas iniciales				
	Botellas claras				
	Botellas oscuras				
Zona afótica	Botellas iniciales				
	Botellas claras				
	Botellas oscuras				

$$SE_{a \pm b} = (SE_a^2 + SE_b^2)^{1/2}$$

4. CUESTIONES

1. Estima la producción primaria bruta (PPB) y la respiración (R_e) del embalse en $\text{g C m}^{-2} \text{h}^{-1}$ teniendo en cuenta la profundidad de la zona fótica durante el periodo de incubación de las muestras. Ten en cuenta la ecuación de la fotosíntesis y la profundidad de la zona iluminada del lago.

2. Estima la producción neta del ecosistema (PNE) en $\text{g C} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{día}^{-1}$. Suponer que el día tiene 12 horas de luz y que la medición realizada es representativa de las horas diurnas. Comenta los resultados obtenidos del balance producción-respiración a nivel de ecosistema en términos de ecosistema autotrófico vs. heterotrófico.

5. BIBLIOGRAFÍA

- Carignan et al. (1998). Measurement of primary production and community respiration in oligotrophic lakes using Winkler method. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 55: 1078-1084.
- Carignan, R., D. Planas, & C. Vis. (2000). Planktonic production and respiration in oligotrophic shield lakes. *Limnology & Oceanography* 45 (1):189–199.
- León-Palmero E., I. Reche, R. Morales-Baquero (2019) Light attenuation in Southern Iberian Peninsula reservoirs. *Ingeniería del agua*, 23(1), 65-75.
- León-Palmero E., R. Morales-Baquero, I. Reche (2020) Greenhouse gas fluxes from reservoirs determined by watershed lithology, morphometry, and anthropogenic pressure. *Environ. Res. Lett.* 15 044012.
- Pace & Prairie (2005). Respiration in lakes. Capítulo 7 En: P.A. Del Giorgio & P.J.L.B. Williams, eds., *Respiration in aquatic ecosystems*. Oxford, Reino Unido: Oxford University Press.
- Piñol, J. y J. Martínez-Vilalta (2006) *Ecología con números*, Lynx Edicions, Barcelona.
- Smith T.M. & R. L. Smith (2007) *Ecología*. 6ª Edición. Pearson Educación. S.A. Madrid

3

EFECTO DE LAS PERTURBACIONES ANTRÓPICAS SOBRE EL ECOSISTEMA FLUVIAL

Manuel Villar-Argaiz & Manuel J. López-Rodríguez

DEPARTAMENTO DE ECOLOGÍA, FACULTAD DE CIENCIAS, UNIVERSIDAD DE GRANADA 18071- GRANADA.

1. INTRODUCCIÓN

Los medios lóticos se caracterizan por la existencia de una fuerza moldeadora principal, la corriente. Esta determina la estructura de las comunidades, así como el ambiente físico donde se desarrollan. La presencia de corriente hace que no sea posible el desarrollo de una comunidad planctónica bien estructurada, por lo que el principal componente biótico de estos sistemas se encuentra en el sustrato, conformando lo que se conoce como bentos. Será a este componente al que prestemos mayor atención, por tanto, en esta práctica. En ocasiones, ya sea de forma accidental o de forma activa, los organismos pasan a la columna de agua y son arrastrados río abajo, formando parte de la deriva. Esto puede ocurrir por razones comportamentales (para escapar de depredadores, por ejemplo), por razones estocásticas (como cuando llega un aluvión y remueve el lecho fluvial, haciendo que los organismos se desprendan del mismo) o cuando los animales bentónicos (la mayoría de los cuales son insectos) pasan de la fase juvenil a la adulta (en la mayoría de los casos aérea). Bajo estas circunstancias, los juveniles se desplazan hacia la superficie del agua, momento en el cual pueden ser arrastrados por la corriente. En cualquier caso, en comparación con el bentos, los organismos que forman parte de la deriva se encuentran en menor proporción (en términos taxonómicos). Es por esto que el estudio de los organismos bentónicos nos proporcionará una gran información acerca del estado ecológico del sistema fluvial. En el bentos encontraremos organismos animales, microalgas y macrófitos, así como bacterias, hongos, protozoos, etc. En nuestro caso nos centraremos en el estudio de los animales invertebrados macrobentónicos (macroinvertebrados), es decir, aquellos que tienen un tamaño relativamente grande y son fácilmente visibles y distinguibles a simple vista (por definición, son aquellos que quedan retenidos en una malla de 500 μm de luz).

Al igual que ocurre en otros ecosistemas acuáticos o terrestres, la mayoría de los organismos que conforman las comunidades fluviales están adaptados a soportar una serie de alteraciones ambientales naturales. Así pues, muchos medios lóticos en nuestras latitudes están sometidos a sequías estivales, se hielan durante el invierno o sufren grandes crecidas, sometiendo a los organismos a un cierto estrés. Estos tipos de

estrés se encuentran dentro del rango que puede soportar la mayoría de los organismos que forman cada una de estas comunidades, lo que hace que estas se puedan recuperar relativamente rápido después de eventos más o menos catastróficos. Sin embargo, esto no es así en la mayoría de los casos en los que las alteraciones tienen un origen antrópico. Esto es lo que sucede cuando, por ejemplo, se fragmenta el ecosistema fluvial mediante la construcción de una presa. Cuando esto ocurre, el río, un medio corriente por definición, se vuelve léntico aguas arriba de la presa y pierde todas las características que lo definen como tal, alterando totalmente la comunidad biológica. Por debajo de la presa, debido a la regulación del caudal a la que se somete al sistema, las condiciones abióticas cambian completamente (temperatura, concentración de oxígeno disuelto, velocidad de la corriente, etc.) haciendo que las adaptaciones que los organismos presentan a las condiciones que reinaban en el río antes de la construcción de una presa (como consecuencia de millones de años sometidos a unas determinadas presiones evolutivas) no sean efectivas bajo las nuevas presiones ambientales. Es por ello que las comunidades de ríos alterados y no alterados difieren en gran medida, y a esto dedicaremos la mayor parte de esta práctica.

Objetivos

El objetivo principal de la práctica es estudiar un sistema acuático léntico a modo de sensor óptimo de diversos procesos que tienen lugar a nivel de ecosistema. Para ello se realizará un estudio comparativo entre dos puntos de la misma cuenca sometidos a condiciones distintas (uno alterado por la presencia de una presa aguas arriba del mismo y otro no alterado) en los que se plantean los siguientes objetivos:

1. Caracterizar físicamente el arroyo que se visitará en la práctica.
2. Caracterizar la comunidad macrobentónica del arroyo objeto de estudio mediante la identificación de los organismos a nivel de familia (usando claves dicotómicas).
3. Estudiar la diversidad mediante el uso de varios índices (riqueza de especies, índice de Shannon-Wiener, índice de Simpson).
4. Estudiar la estructura de la comunidad atendiendo a los grupos tróficos funcionales (GTFs).
5. Evaluar diferentes procesos ecosistémicos a partir de información procedente de las relaciones entre distintos GTFs.

Se compararan los resultados obtenidos para cada uno de los tramos de río evaluando así el impacto que la presa ejerce sobre un sistema fluvial. Como hipótesis general de partida estableceremos que la presencia de la presa alterará las condiciones físico-químicas y biológicas del hábitat, reduciendo la diversidad de la comunidad de macroinvertebrados y alterando su estructura trófica.

2. MATERIAL Y MÉTODOS

La práctica consta de dos partes. La primera se llevará a cabo en el tramo alto de la cuenca del río Guazalamanco, afluente del río Guadalentín, que a su vez desemboca en el río Guadalquivir. La segunda parte de la práctica es de gabinete y se llevará a cabo en el Centro del Hornico, donde se interpretarán y discutirán los resultados obtenidos. Los datos obtenidos se compararan con datos de campo de un tramo inferior a la presa previamente recogidos en una base de datos.

2.1. Caracterización físico-química del río Guazalamanco.

Para caracterizar el punto de muestreo desde el punto de vista físico-químico, usaremos una sonda multiparamétrica y un correntímetro. La primera nos dará los valores de temperatura, oxígeno disuelto, conductividad y pH. Para realizar dichas medidas, seleccionaremos un punto en el río (si bien lo ideal sería realizarlos en varios) en el que haya cierta corriente, pero no turbulencias excesivas que generen espuma en el agua. Con el correntímetro calcularemos la velocidad (v , en m/s) de la columna de agua y la profundidad (p , en m) en varios puntos de un transecto transversal del río (de una orilla a la otra), en el que a su vez mediremos la anchura total (A , en m). Con estos datos podremos calcular el caudal circulante de agua (Q , en m³/s). Para ello obtendremos un valor medio de velocidad del agua y un valor medio de profundidad a partir de todos los datos registrados. Estos los multiplicaremos entre sí y por la anchura, según la siguiente fórmula:

$$Q = A \cdot p \cdot v \quad (1)$$

2.2. Colecta de los organismos macrobentónicos.

Para realizar una captura de organismos del bentos de cada uno de los arroyos utilizaremos redes de mano o de tipo *kick* de una luz de malla suficiente para que los organismos queden retenidos en ella (en nuestro caso concreto, de 250 μ m). Esta la situaremos a contracorriente y removeremos el sustrato que se encuentra justo delante del marco para que los organismos se desprendan del mismo y queden retenidos en la red. Intentaremos remover siempre la misma superficie de sustrato delante de la red (p.ej., lo que ocupe nuestra bota) y durante el mismo tiempo, para que así el muestreo sea semicuantitativo. Cada poco tiempo vaciaremos la red en una batea con agua, para que los organismos que estén atrapados en ella no se escapen.

IMPORTANTE: Todos los organismos muestreados se liberarán después de su muestreo y visualización para evitar producir alteraciones significativas en los procesos y el funcionamiento natural del río. Nos encontramos en una zona de Reserva de Especial Protección en la Sierra del Pozo perteneciente al Parque Natural de las Sierras de Cazorla, Segura y las Villas.

2.3. Identificación de macroinvertebrados y clasificación en GTFs.

Los macroinvertebrados colectados se identificarán con la ayuda de claves dicotómicas y una lupa. El nivel taxonómico al que se trabajará será el de familia. Asimismo se cuantificará el número de individuos pertenecientes a cada taxón y se clasificarán en GTFs con ayuda de la información presente en el ANEXO I, tal y cómo se presenta en la Tabla 1. Una vez hecho esto, se elaborará un gráfico que represente el número de individuos que pertenece a cada grupo trófico funcional, tanto en el punto muestreado como en el arroyo cuya comunidad de macroinvertebrados aparece en el ANEXO II. Cada uno de los gráficos debería adoptar la forma de la Figura 1.

Tabla 1. Ejemplo de registro de taxones recolectados en el muestreo y asignación de estos a GTFs.

Taxón	Número de individuos	GTF
Ancylidae	4	Raspador
Baetidae	24	Colector de depósito
Gomphidae	3	Depredador
Hydropsychidae	5	Colector-filtrador
Sericostomatidae	12	Fragmentador
...

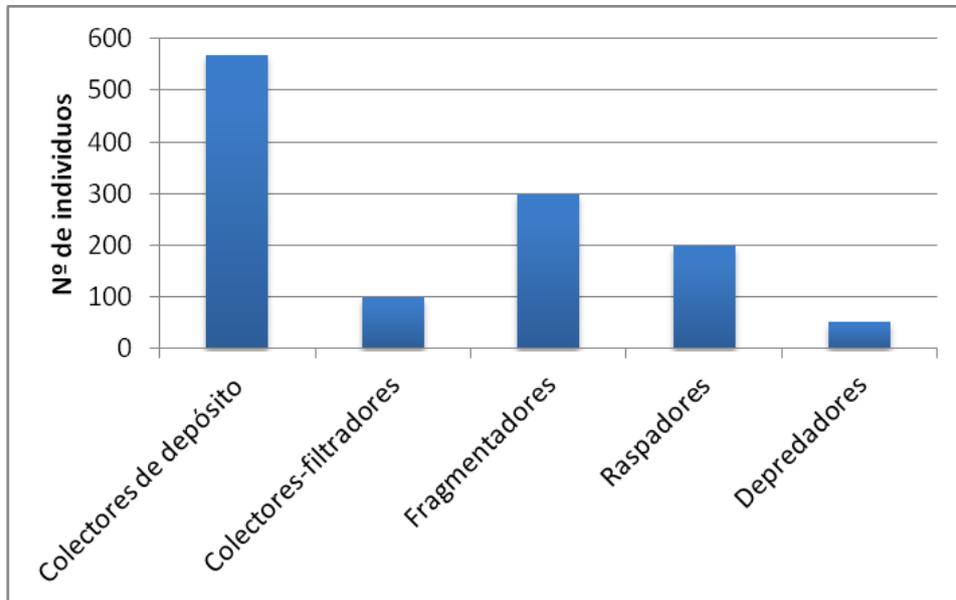


Figura 1. Abundancia de cada uno de los GTFs de macroinvertebrados presentes en un punto de muestreo hipotético.

2.4. Análisis de la comunidad y cálculo de índices de diversidad/dominancia.

Una vez identificados y cuantificados los organismos se calcularán, en el aula, la riqueza de especies, el índice de Simpson y el índice de Shannon-Wiener para la comunidad de macroinvertebrados de cada uno de los arroyos (el muestreo y aquel cuyos datos aparecen en el ANEXO II), aplicando las siguientes fórmulas:

- Riqueza de especies (S) = Σn° especies
- Índice de Simpson (λ) = Σp_i^2
donde p_i = abundancia proporcional de la especie i , es decir, el número de individuos de la especie i dividido entre el número total de individuos de la muestra.
- Índice de Shannon-Wiener (H') = $-\Sigma (p_i \cdot \ln p_i)$
Este índice tiene como unidades nits/individuo. Se puede utilizar también con logaritmo en base 2 (en cuyo caso las unidades son bits/individuo) y en logaritmo en base 10 (decits/individuo en este caso).

En la presente práctica el nivel de resolución taxonómica es familia en lugar de especie.

Asimismo se elaborará un gráfico de rango-abundancia en el que se representará, en el eje X, cada uno de los taxones que forman parte de cada una de las comunidades (rango, en orden decreciente de abundancia) y, en el eje Y, su abundancia. Para ello elaboraremos una tabla como la Tabla 2 y un gráfico como el de la Figura 2 para cada arroyo.

Tabla 2. Ejemplo de registro de taxones y número de individuos de cada uno de ellos. Nótese que a cada taxón se le ha asignado un rango en orden creciente de abundancia.

Taxón	Rango	Abundancia (nº de individuos)
Chironomidae	1	120
Simuliidae	2	78
Baetidae	3	35
Nemouridae	4	15
Capniidae	5	12
Perlidae	6	3
...

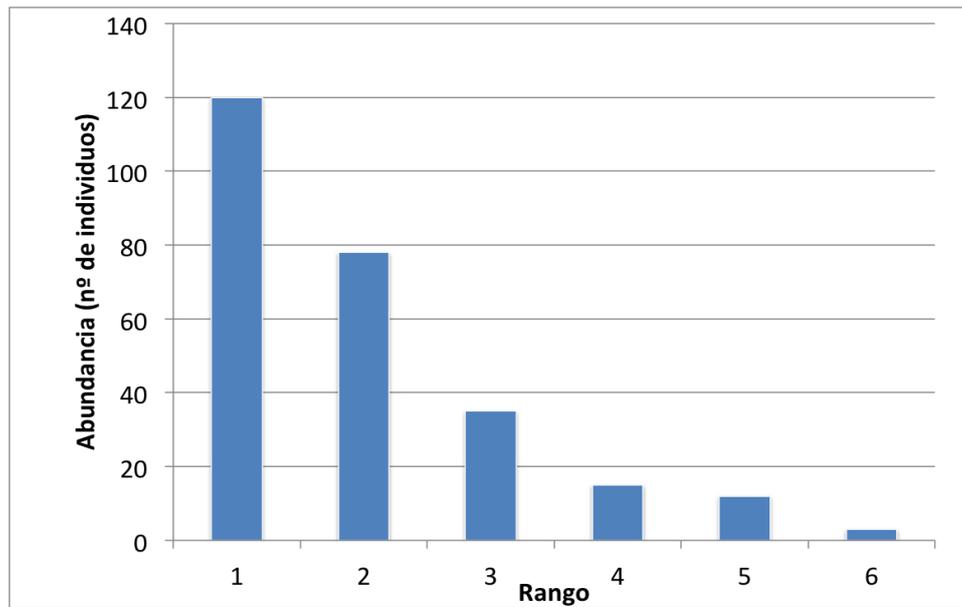


Figura 2. Diagrama rango-abundancia de la comunidad ejemplo de la Tabla 2.

2.5. Estimación de atributos ecológicos a partir de los grupos funcionales.

Ciertos atributos ecológicos de los sistemas lóticos, tales como la importancia relativa de la autotrofia o la heterotrofia, la cantidad relativa de materia orgánica particulada gruesa (MOPG, tamaño de partícula >1 mm) en relación a la fina (MOPF, tamaño de partícula <1 mm), la importancia relativa del transporte o el depósito de MOPF, la estabilidad del sustrato del canal o lecho del río, o la importancia del control *top-down* por parte de los depredadores, pueden ser caracterizados mediante el estudio de las razones (ratios) entre determinados grupos funcionales de invertebrados acuáticos, que sirven como indicadores de dichos atributos. Para realizar esta estima procederemos a calcular las razones que aparecen en la Tabla 3.

Tabla 3. Ratios entre grupos tróficos funcionales como indicadores de atributos de ecosistemas lóticos. Para calcularlos se utiliza el número de individuos total de cada grupo [modificada de Merritt & Cummins (2006)].

Parámetro ecosistémico	Símbología	Ratio entre GTF	Criterios generales para los niveles del ratio
Índice de autotrofia (relación entre producción primaria bruta y respiración)	P/R	Raspadores/ (fragmentadores + colectores totales)	Sistema autótrofo si >0,75
Cantidad de MOPG en relación a la MOPF	MOPG/ MOPF	Fragmentadores/ colectores totales	Relación normal entre los consumidores de MOPG y la abundancia de este recurso si >0,25
Cantidad de MOPF en suspensión (transporte) en relación a la que depositada (sedimentación)	MOPFT/ MOPFS	Colectores-filtradores/ colectores de depósito	Más transporte que sedimentación si >0,50
Estabilidad del sustrato	Estabilidad	(Raspadores + colectores-filtradores)/ (fragmentadores + colectores de depósito)	Sustrato estable si >0,50
Control de presas por depredadores	<i>Top-down</i>	Depredadores/ todos los demás grupos	Equilibrio entre depredadores y presas si <0,15

3. RESULTADOS

3.1. Caracterización físico-química del río Guazalamanco.

Los valores de las variables medidas con la sonda multiparamétrica, con el correntímetro y con la cinta métrica se anotarán en la Tabla 4.

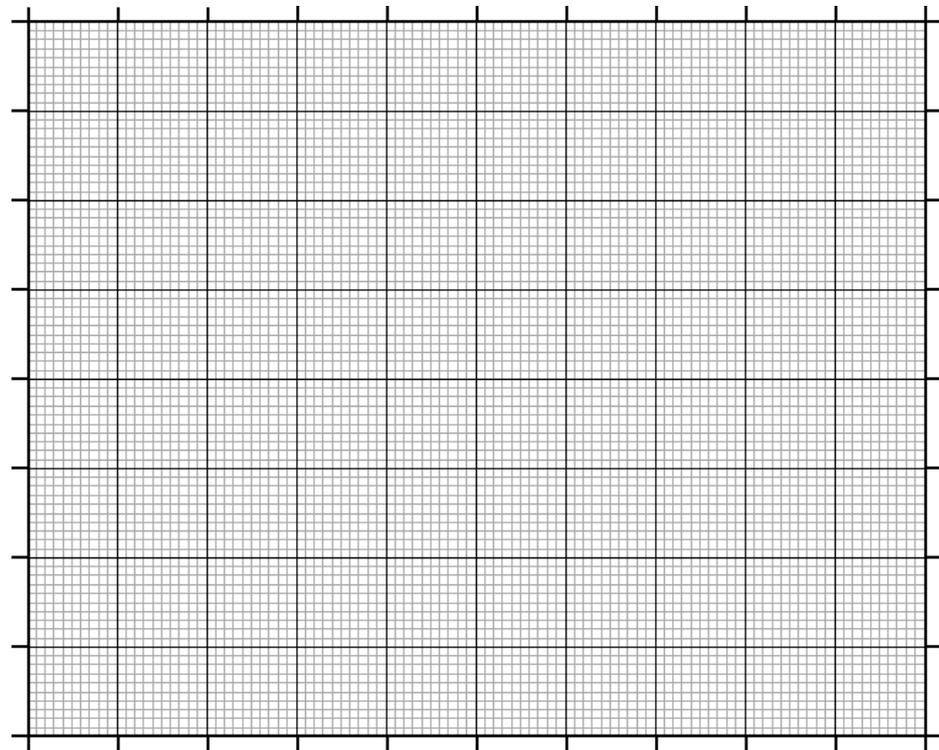
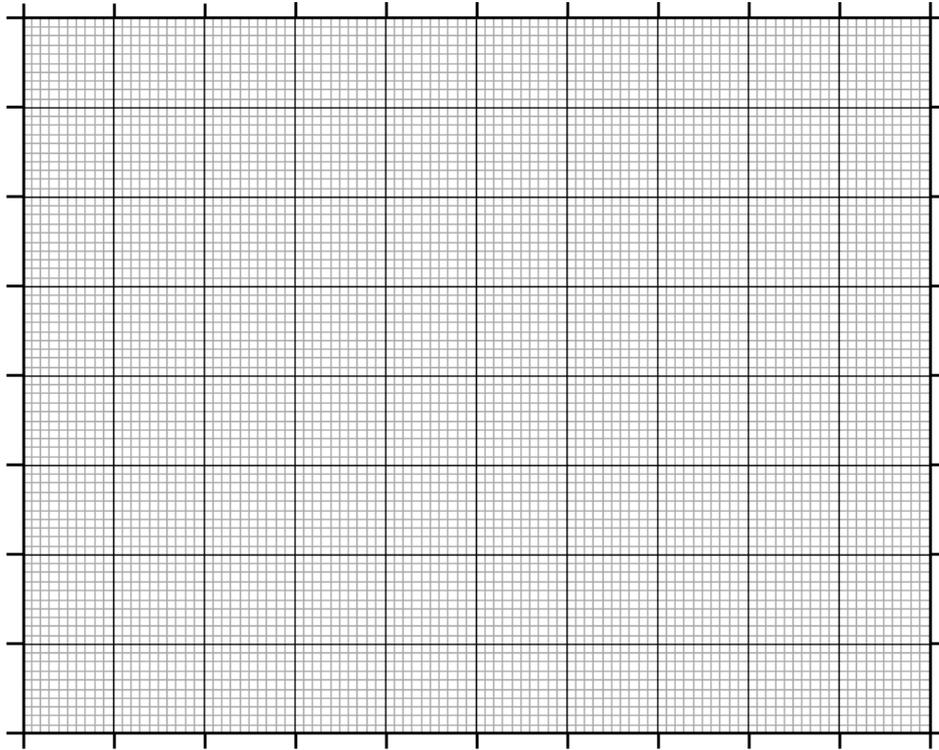
Tabla 4. Registro de parámetros físico-químicos en el punto de muestreo.

Variable	Valores
Temperatura (°C)	
Oxígeno disuelto (%)	
Oxígeno disuelto (mg/l)	
Conductividad (μS/cm)	
pH	
Velocidad media (m/s)	
Profundidad media (m)	
Anchura (m)	
Caudal (m ³ /s)	

3.2. Identificación de macroinvertebrados y clasificación en grupos tróficos funcionales.

En la Tabla 5 se anotarán las familias colectadas, el número de individuos de cada una de ellas y el grupo trófico funcional al que pertenecen. De igual manera se procederá para la comunidad del punto de muestreo que aparece en el ANEXO II.

Espacio para representar los gráficos de abundancia de cada uno de los GTFs de macroinvertebrados presentes en ambos arroyos (como en Figura 1).



3.3. Análisis de la comunidad y cálculo de índices de diversidad/dominancia.

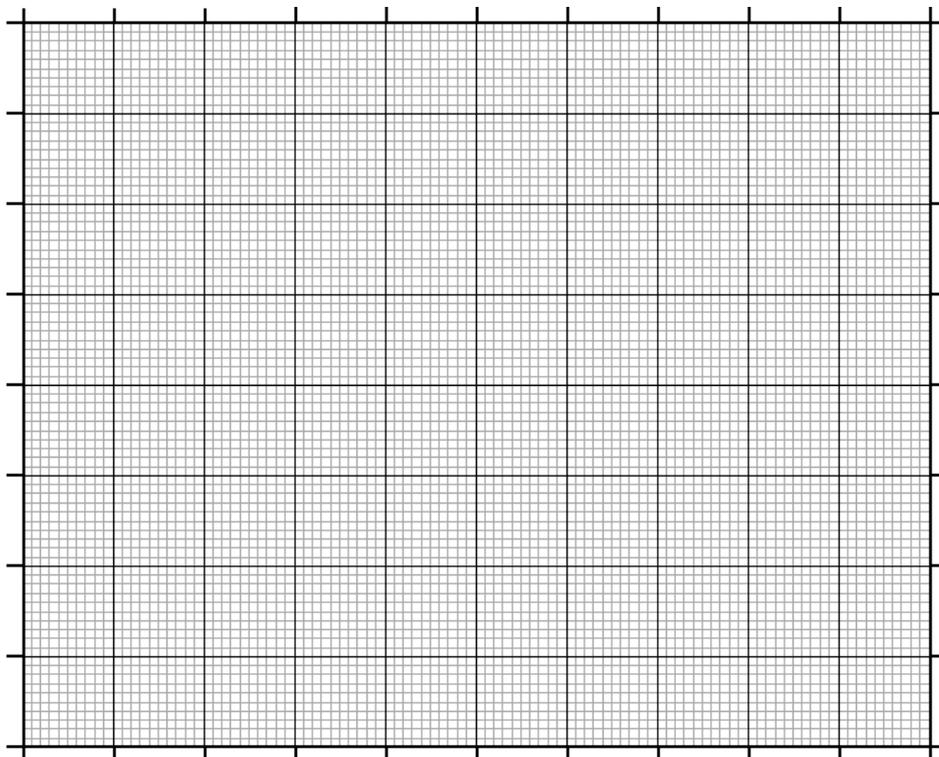
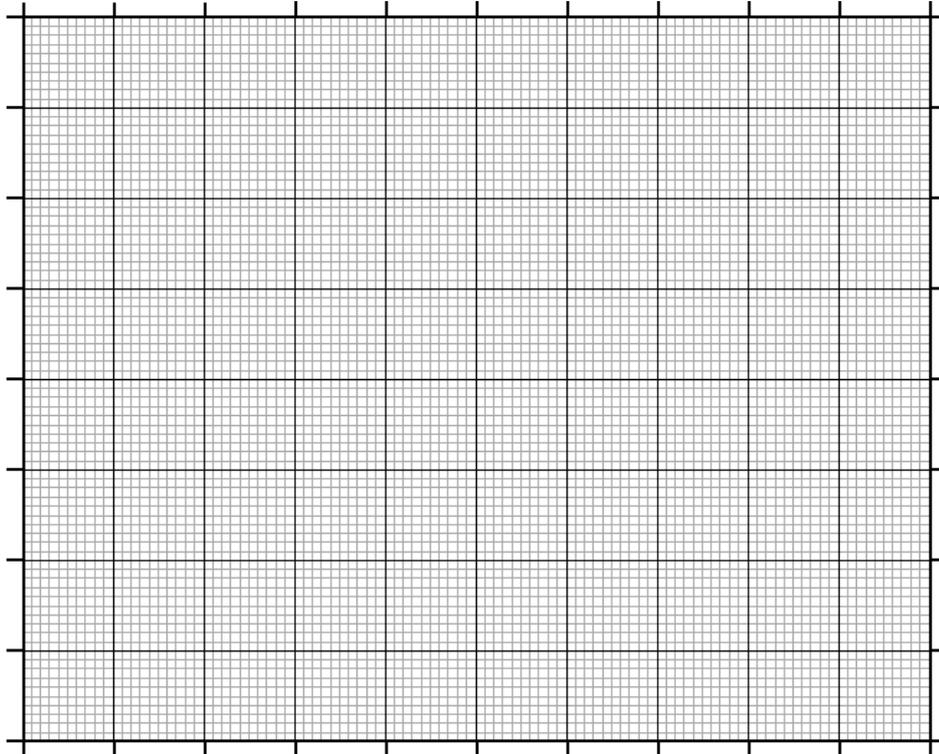
En esta página y en la siguiente se pueden llevar a cabo los cálculos para obtener la riqueza de especies, el índice de Simpson y el índice de Shannon-Wiener para la comunidad de macroinvertebrados de cada uno de los arroyos. Los resultados se recogerán en la Tabla 6. En la Tabla 7 se recogerán los datos necesarios para elaborar el gráfico de rango abundancia de la comunidad de cada arroyo.

(Espacio en blanco para cálculos)

Tabla 6. Riqueza específica (S), índice de Simpson (λ) e índice de Shannon-Wiener (H') de la comunidad de macroinvertebrados de los arroyos estudiados.

Índice	Arroyo muestreado	Arroyo aguas abajo del embalse
S		
λ		
H'		

Espacio para representar los gráficos de rango-abundancia de las comunidades de macroinvertebrados presentes en ambos arroyos (como en Figura 2).



3.4. Estimación de atributos ecológicos a partir de los grupos funcionales.

A partir de los macroinvertebrados obtenidos en el muestreo de cada arroyo, completaremos la Tabla 8 de grupos funcionales y ratios entre ellos, que servirán como indicadores de los atributos ecológicos de los arroyos recogidos con anterioridad.

Tabla 8. Ratios entre GTFs como indicadores de atributos de ecosistemas lóticos. FR: fragmentadores; RA: raspadores; F: colectores-filtradores; C: colectores de depósito; DE: depredadores.

	Arroyo muestreado	Arroyo aguas abajo del embalse
FR (nº ind.)		
RA (nº ind.)		
F (nº ind.)		
C (nº ind.)		
DE (nº ind.)		
$RA / (FR+F+C)$		
$FR / (F+C)$		
F / C		
$(RA+F) / (FR+C)$		
DE / total de otros grupos		

4. CUESTIONES

1. ¿Qué podríamos decir del arroyo visitado a partir de las variables ambientales que se han medido en el campo?

2. ¿Existen grandes diferencias entre los índices calculados para cada uno de los arroyos estudiados?

3. A partir de los gráficos de rango-abundancia que se han realizado, ¿qué podemos decir de la estructura de cada comunidad? ¿Está dominada por taxones raros, es decir, con poco número de individuos, o por taxones comunes?

4. ¿Existen diferencias en los grupos tróficos funcionales mayoritarios que se encuentran en cada uno de los arroyos? Si existen, ¿a qué se pueden deber? Si no existen, ¿qué nos están indicando estos resultados? Si comparamos los dos gráficos obtenidos en el apartado 3.2, ¿qué conclusiones podemos obtener?

5. Después de haber calculado las razones de la Tabla 8, ¿qué podemos decir de cada uno de nuestros sistemas lóticos a partir de los atributos ecológicos calculados?
6. A la vista de los resultados obtenidos en todos los apartados de la práctica, ¿qué podemos concluir acerca de cada una de las comunidades por separado y sobre los sistemas objeto de estudio?

5. BIBLIOGRAFÍA

Allan, J.D. & Castillo, M.M. (2007). Stream ecology. Structure and function of running waters. 2nd ed. Springer.

Merritt, R.W. & Cummins, K.W. (2006). Trophic relationships. Pp. 585-601, en: Hauer, F.R. & Lamberti, G.A. (2006). Methods in stream ecology. 2nd ed. Academic Press.

ANEXO I. Relación de taxones de macroinvertebrados y sus correspondientes grupos tróficos funcionales.

Taxón	Grupo trófico funcional	Taxón	Grupo trófico funcional
ACROLOXIDAE	Raspador	DUGESIIDAE	Depredador
AESHNIDAE	Depredador	DYTISCIDAE	Depredador
AGRIOTYPIDAE	Parásito	ECNOMIDAE	Filtrador
AMELETIDAE	Raspador	ELMIDAE	Raspador
ANCYLIDAE	Raspador	EMPIDIDAE	Depredador
APATANIIDAE	Raspador	ENCHYTRAEIDAE	Colector
APHELOCHEIRIDAE	Depredador	EPHEMERELLIDAE	Raspador
ARGULIDAE	Parásito	EPHEMERIDAE	Filtrador
ASELLIDAE	Fragmentador	EPHYDRIDAE	Filtrador
ASTACIDAE	Fragmentador	ERPOBDELLIDAE	Depredador
ATHERICIDAE	Depredador	FREDERICELLIDAE	Filtrador
ATYIDAE	Fragmentador	GAMMARIDAE	Fragmentador
BAETIDAE	Colector	GERRIDAE	Depredador
BARENTSIIDAE	Filtrador	GLOSSIPHONIIDAE	Depredador
BERAEIDAE	Fragmentador	GLOSSOSOMATIDAE	Raspador
BITHYNIIDAE	Filtrador	GOERIDAE	Raspador
BLEPHARICERIDAE	Raspador	GOMPHIDAE	Depredador
BRACHYCENTRIDAE	Filtrador	GORDIIDAE	Parásito
BRANCHIOBDELLIDAE	Raspador	GRAPSIDAE	Depredador
CAENIDAE	Colector	GYRINIDAE	Depredador
CALAMOCERATIDAE	Fragmentador	HAEMOPIIDAE	Depredador
CALOPTERYGIDAE	Depredador	HALIPLIDAE	Fragmentador
CAMBARIDAE	Fragmentador	HAPLOTAXIDAE	Colector
CAPNIIDAE	Fragmentador	HELICOPSYCHIDAE	Raspador
CERATOPOGONIDAE	Colector	HELOPHORIDAE	Raspador
CHAOBORIDAE	Depredador	HEPTAGENIIDAE	Raspador
CHIRONOMIDAE	Colector	HIRUDINIDAE	Depredador
CHLOROPERLIDAE	Fragmentador	HYDRAENIDAE	Raspador
CHRYSOMELIDAE	Fragmentador	HYDRIDAE	Depredador
CLAVIDAE	Depredador	HYDROBIIDAE	Raspador
COENAGRIONIDAE	Depredador	HYDROCHIDAE	Raspador
CORBICULIDAE	Filtrador	HYDROMETRIDAE	Depredador
CORDULEGASTRIDAE	Depredador	HYDROPHILIDAE	Fragmentador
CORDULIIDAE	Depredador	HYDROPSYCHIDAE	Filtrador
CORIXIDAE	Depredador	HYDROPTILIDAE	Depredador
COROPHIIDAE	Fragmentador	HYDROSCAPHIDAE	Fragmentador
CRANGONYCITIDAE	Fragmentador	HYGROBIIDAE	Depredador
CRISTATELLIDAE	Filtrador	LEPIDOSTOMATIDAE	Fragmentador
CULICIDAE	Depredador	LEPTOCERIDAE	Raspador
CYLINDROTOMIDAE	Fragmentador	LEPTOPHLEBIIDAE	Fragmentador
DENDROCOELIDAE	Depredador	LESTIDAE	Depredador
DIPSEUDOPSIDAE	Depredador	LEUCTRIDAE	Fragmentador
DIXIDAE	Filtrador	LIBELLULIDAE	Depredador
DOLICHOPODIDAE	Depredador	LIMNEPHILIDAE	Fragmentador
DORYDRILIDAE	Colector	LIMONIIDAE	Colector
DREISSENIDAE	Filtrador	LOPHOPODIDAE	Filtrador
DRYOPIIDAE	Raspador	LUMBRICIDAE	Colector

ANEXO I (continuación). Relación de taxones de macroinvertebrados y sus correspondientes grupos tróficos funcionales.

Taxón	Grupo trófico funcional	Taxón	Grupo trófico funcional
LUMBRICULIDAE	Colector	PROPAPPIDAE	Colector
LYMNAEIDAE	Raspador	PROSOPISTOMATIDAE	Depredador
MARGARITIFERIDAE	Depredador	PSEPHENIDAE	Raspador
MERMITHIDAE	Parásito	PSYCHODIDAE	Fragmentador
MESOVELIIDAE	Depredador	PSYCHOMYIIDAE	Raspador
MOLANNIDAE	Depredador	PTYCHOPTERIDAE	Colector
MUSCIDAE	Depredador	PYRALIDAE	Fragmentador
NAIDIDAE	Colector	RHAGIONIDAE	Depredador
NAUCORIDAE	Depredador	RHYACOPHILIDAE	Depredador
NEMOURIDAE	Fragmentador	SCIOMYZIDAE	Depredador
NEPIDAE	Depredador	SCIRTIDAE	Raspador
NERITIDAE	Raspador	SERICOSTOMATIDAE	Fragmentador
NEURORTHIDAE	Fragmentador	SIALIDAE	Depredador
NOTERIDAE	Depredador	SIMULIIDAE	Filtrador
NOTONECTIDAE	Depredador	SIPHLONURIDAE	Raspador
ODONTOCERIDAE	Depredador	SISYRIDAE	Depredador
OLIGONEURIIDAE	Colector	SPARGANOPHILIDAE	Colector
OSMYLIDAE	Depredador	SPERCHEIDAE	Fragmentador
PALUDICELLIDAE	Filtrador	SPHAERIIDAE	Filtrador
PEDICIIDAE	Depredador	SPONGILLIDAE	Filtrador
PERLIDAE	Depredador	STRATIOMYIIDAE	Fragmentador
PERLODIDAE	Depredador	SYRPHIDAE	Colector
PHILOPOTAMIDAE	Filtrador	TABANIDAE	Depredador
PHRYGANEIDAE	Fragmentador	TAENIOPTERYGIDAE	Fragmentador
PHYSIDAE	Raspador	TETRASTEMMATIDAE	Depredador
PISCICOLIDAE	Depredador	THAUMALEIDAE	Raspador
PLANARIIDAE	Depredador	TIPULIDAE	Fragmentador
PLANORBIDAE	Raspador	TRIOPSIDAE	Colector
PLATYCNEMIDIDAE	Depredador	TUBIFICIDAE	Colector
PLEIDAE	Depredador	UENOIDAE	Raspador
PLUMATELLIDAE	Filtrador	UNIONIDAE	Filtrador
POLYCENTROPODIDAE	Depredador	VALVATIDAE	Raspador
POLYMITARCYIDAE	Filtrador	VELIIDAE	Depredador
POTAMANTHIDAE	Fragmentador	VIVIPARIDAE	Raspador
POTAMIDAE	Depredador		

ANEXO II. Comunidad de macroinvertebrados en el tramo no estudiado del arroyo (aguas abajo del embalse).

Taxón	Individuos
Ancylidae	4
Athericidae	1
Baetidae	24
Caenidae	4
Ceratopogonidae	1
Chironomidae	39
Ephemeridae	5
Gomphidae	3
Hydropsychidae	5
Leuctridae	3
Limoniidae	2
Lumbricidae	5
Lymnaeidae	1
Planorbidae	7
Polycentropodidae	3
Scirtidae	2
Sialidae	1
Simuliidae	38
Stratiomyidae	2
Tubificidae	10

4

DETERMINACIÓN DEL INTERCAMBIO DE CO₂ EN EL ECOSISTEMA EN FUNCIÓN DE PARÁMETROS AMBIENTALES

Penélope Serrano-Ortiz y Jorge Castro

DEPARTAMENTO DE ECOLOGÍA, FACULTAD DE CIENCIAS, UNIVERSIDAD DE GRANADA 18071- GRANADA.

1. INTRODUCCIÓN

1.1 Compartimentos y flujos de carbono en el conjunto de ecosistemas terrestres

En los ecosistemas terrestres, el suelo es el mayor reservorio de carbono (C) (Figura 1), con aproximadamente 2500 Gt de C (1 Gigatonelada = 10^{15} g) en forma sólida en los primeros 3 m de suelo (Jobbagy and Jackson 2000). De esta cantidad, alrededor de 1550 Gt de C se encuentra en forma de C orgánico (*Soil Organic Carbon*; SOC) mientras que 570 – 950 Gt de C están almacenados en forma de C inorgánico (*Soil Inorganic Carbon*; SIC) formando calcitas o dolomías. Dado que la cantidad de C en la atmósfera es de aproximadamente 800 Gt y que la vegetación contiene en torno a 600 Gt (Schimel 1995), la reserva de C en el suelo (SOC+SIC) es 3 y 4 veces mayor que en la atmósfera y la vegetación terrestre, respectivamente (Schlesinger 1997). El contenido de SOC presente en los suelo es el resultado del balance a largo plazo entre las entradas (fotosíntesis) y salidas (respiración) de C en el suelo.

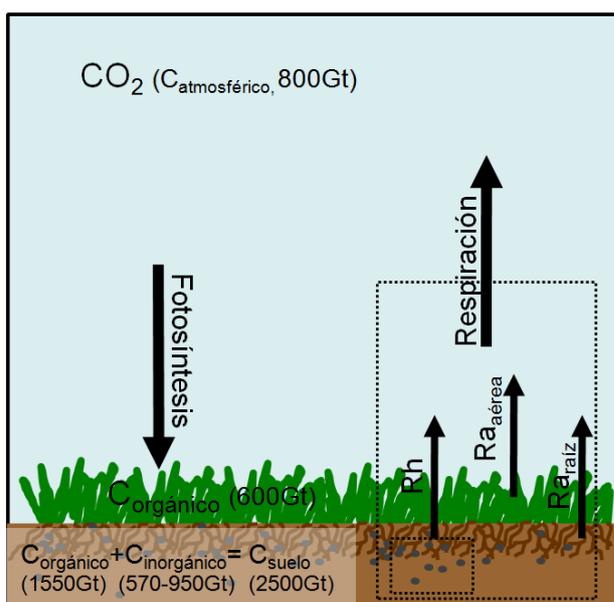


Figura 1. Esquema del ciclo del C en ecosistemas terrestres. En los ecosistemas terrestres los principales reservorios de C son el suelo (2500Gt), la atmósfera (800Gt) y la materia viva (600Gt). El transporte de C de un reservorio a otro se lleva a cabo fundamentalmente mediante los procesos de respiración, tanto autótrofa (Ra) como heterótrofa (Rh), y de fotosíntesis.

Dentro del proceso de respiración, distinguimos entre respiración autótrofa y respiración heterótrofa. La respiración autótrofa (R_a) es la realizada por organismos autótrofos. En el caso de la vegetación terrestre, esta respiración se lleva a cabo tanto por la parte aérea de la planta (hojas, ramas, tronco) como por las raíces. La respiración heterótrofa (R_h) es la realizada fundamentalmente por detritívoros y descomponedores, y otros organismos heterotróficos que se alimentan de la materia orgánica sintetizada por los organismos autótrofos, o de otros heterótrofos.

1.2 Balance de carbono en un ecosistema terrestre

El balance de C a escala de ecosistema es el balance entre la asimilación o producción primaria bruta (PPB) por fotosíntesis y la respiración (tanto autótrofa como heterótrofa). Cuando la PPB es superior a la respiración, el ecosistema actuará como sumidero neto de C (siempre referido a una unidad de tiempo), produciéndose una acumulación neta de biomasa en el ecosistema [Producción Neta del Ecosistema (PNE) >0]. Este es el caso típico de bosques y prados en crecimiento o cultivos. También es característico en ecosistemas donde se acumula materia orgánica en el suelo en forma de turba, debido a la escasa tasa de descomposición de la materia orgánica, como consecuencia de las bajas temperaturas, y/o condiciones de encharcamiento de suelo. Si la PPB fuese igual a la respiración implicaría que $PNE = 0$. Esto significaría que se respira la misma cantidad de biomasa que se fija, y constituye el punto de compensación a escala de ecosistema. Ciertos bosques maduros (p. ej. selvas tropicales, donde tanto crecimiento como tasas de descomposición son muy elevados) tienden a este punto de compensación en sus estadios maduros (si bien es cierto que, en general, cabe esperar valores de PNE al menos ligeramente superiores a cero ya que buena parte de la PPB se dirige al suelo a través de las raíces, donde permanece con tiempos de residencia largos). Finalmente, si la PPB fuese menor que la respiración el ecosistema se comportaría como una fuente de C. Un caso típico es el de un bosque que ha sido talado: durante algunos años tras la tala, a pesar de que puedan estar creciendo de nuevo los árboles jóvenes y estar teniendo una PPB positiva a escala de planta, hay igualmente una alta respiración a partir de la descomposición de la materia orgánica del suelo (raíces, etc.) que genera un balance neto de emisiones mayores que de asimilación.

1.3. Factores abióticos limitantes de fotosíntesis y respiración

La fotosíntesis es un proceso que depende de diversos factores abióticos. En suelos con disponibilidad de agua y nutrientes, la fotosíntesis está controlada por la cantidad de radiación incidente. Así, incrementos en la radiación incidente [o más concretamente en el flujo de fotones de la radiación fotosintéticamente activa (PAR)] implica un aumento lineal de la fotosíntesis hasta llegar a la saturación (modelo hiperbólico).

De forma general, la respiración es un proceso enzimático controlado fundamentalmente por la temperatura del suelo, siempre y cuando exista en el suelo materia orgánica que descomponer y agua. De este modo, incrementos en la temperatura de suelo implican un aumento exponencial de la respiración. Esta relación es generalmente válida para aquellos ecosistemas sin escasez de agua.

En ecosistemas en los que el agua actúa como factor limitante de los procesos biológicos, la entrada de agua al sistema, tras una época de sequía (pulsos de lluvia), activará la respiración a corto plazo. Aunque aún se desconocen con exactitud los mecanismos que activan la respiración tras un pulso de lluvia, se sabe que la duración, cantidad y momento en el que se produce la lluvia son factores esenciales (Noy-Meir 1973). Así, la respiración heterótrofa es la primera en activarse, respondiendo a pulsos de lluvia pequeños en cuestión de minutos, mientras que la fotosíntesis y la respiración autótrofa responde a pulsos de lluvia más prolongados y tardaría días en activarse (Huxman et al. 2004).

Objetivos

El objetivo fundamental de esta práctica es evaluar tres importantes factores que determinan el balance de C de un prado de herbáceas, como son:

1. Presencia de agua tras un pulso de lluvia
2. Radiación
3. Temperatura

Para ello establecemos dos parcelas de estudio, y en una de ellas se simulará un evento de lluvia abundante mediante riego. En cada parcela instalaremos varios collares de PVC donde mediremos a lo largo del día la fijación neta de CO₂ (o PNE) y la respiración del ecosistema, así como la radiación PAR, la temperatura y la humedad del suelo.

2. MATERIAL Y MÉTODOS

El instrumento empleado para la medida de emisiones de CO₂ es un sistema manual de cámara abierta llamado EGM-4/CPY-4 (PP-Systems, Hitchin, UK). Este instrumento consta de:

- *Unidad de control y análisis (EGM-4)*, donde se encuentra el analizador de gas en el infrarrojo (IRGA),
- *Cámara transparente de 20cm de diámetro (CPY-4)*, que es la unidad encargada de captar y transportar el aire hasta la unidad de control.

Para medir PNE y respiración en distintos puntos prefijados se instalarán collares de PVC en el suelo, de unos 5-10 cm de altura y 20 cm de diámetro. Sobre estos collares se colocará la cámara transparente del instrumento para iniciar las medidas.

Una vez colocada la cámara en el collar e iniciada la medida, un ventilador favorecerá la mezcla de aire en toda la cámara. El aire de la cámara, al llegar a la unidad de control, se hace pasar por un haz infrarrojo de una longitud de onda capaz de ser absorbida por el CO₂ (4.26μm). La cantidad de radiación infrarroja que deja pasar el aire será inversamente proporcional a la cantidad de CO₂ presente por unidad de volumen (densidad de CO₂).



Figura 2. Imagen del sistema de medida de intercambios de CO₂ del suelo EGM-4/CPY-4. A la izquierda está la cámara colocada sobre un collar de PVC. Esta cámara es la encargada de captar y transportar el aire hasta la unidad de control (a la derecha). En la unidad de control se analiza el contenido de CO₂ del aire mediante un analizador de gases por infrarrojo.

Para iniciar las medidas de PNE, colocaremos la cámara sobre el collar. Si la PNE de nuestro ecosistema es positiva, la cámara se irá vaciando de CO₂, ya que los procesos de fijación por fotosíntesis serán superiores a la respiración, de tal manera que la tasa de decremento de CO₂ con el tiempo será proporcional a la asimilación neta de CO₂ (o PNE) de nuestro ecosistema.

Para medir la respiración del ecosistema, cubriremos la cámara con una tela opaca que impida el paso de la radiación. Al iniciar la medida, la cámara se irá cargando de aire enriquecido en CO₂ como consecuencia de la respiración, de tal manera que la tasa de incremento de CO₂ con el tiempo será proporcional a la respiración del ecosistema. Para más información sobre la "Teoría de la medida", ver anexo I.

Los valores de fijación neta de CO₂ y respiración del ecosistema vendrán dados por el instrumento en unidades de g(CO₂)·m⁻²·h⁻¹, y tendrán signo negativo y positivo respectivamente.

Procedimiento

El diseño experimental se compone de varios collares de PVC instalados en dos parcelas, y en una de ellas se simula un evento de lluvia abundante mediante riego. En esos collares mediremos PNE y respiración, así como la radiación PAR incidente, la temperatura y la humedad del suelo. Para obtener réplicas, instalaremos varios collares en cada parcela (con y sin riego) y cada subgrupo medirá un collar de cada parcela y anotará en las Tablas 1 y 2 la hora de la medida, los valores de PNE, respiración, PPB, radiación PAR, temperatura y humedad del suelo obtenidos en ambas parcelas (con y sin riego).

Posteriormente, se calculará el valor promedio y la desviación estándar de las medidas de todos los subgrupos. Para la correcta realización de las medidas de PNE y respiración seguiremos los pasos indicados en el anexo II.



Figura 3. Imágenes de la instrumentación de medida. Arriba vemos el sistema de medida de intercambios de CO₂ del suelo EGM-4/CPY-4, midiendo producción neta en la imagen de la izquierda (cámara transparente sin cubrir), y respiración en la imagen de la derecha (cámara cubierta con capucha). Abajo se muestran los sensores que miden la temperatura del suelo (termómetros digitales, a la izquierda) y el sensor que mide la humedad relativa del suelo (sensor TDR, a la derecha). La radiación PAR se mide en el interior de la cámara con un sensor de PAR que está instalado en parte superior.

3. RESULTADOS

Tabla 1. Valores medidos de producción neta del ecosistema (PNE), respiración del ecosistema y producción primaria bruta (PPB) en la parcela no regada.

Subgrupos	Parcela NO regada						
	Hora (00:00)	PNE (g _(CO2) ·m ⁻² ·h ⁻¹)	PAR (μmol·m ⁻² ·s ⁻¹)	Tª suelo (°C)	Humedad suelo (% vol.)	Respiración (g _(CO2) ·m ⁻² ·h ⁻¹)	PPB (g _(CO2) ·m ⁻² ·h ⁻¹)
1							
2							
3							
Promedio							
Desviación estándar							

Ecuación para el cálculo del promedio: $\bar{X} = \frac{1}{n} \sum_{i=1}^n x_i$ (1)

Ecuación para el cálculo de la desviación estándar: $s = \sqrt{\sum_{i=1}^n \frac{(\bar{X}-x)^2}{n}}$ (2)

Tabla 2. Valores medidos de producción neta del ecosistema (PNE), respiración del ecosistema y producción primaria bruta (PPB) en la parcela regada.

Subgrupos	Parcela regada						
	Hora (00:00)	PNE (g _(CO2) ·m ⁻² ·h ⁻¹)	PAR (μmol·m ⁻² ·s ⁻¹)	Tª suelo (°C)	Humedad suelo (% vol.)	Respiración (g _(CO2) ·m ⁻² ·h ⁻¹)	PPB (g _(CO2) ·m ⁻² ·h ⁻¹)
1							
2							
3							
Promedio							
Desviación estándar	-						

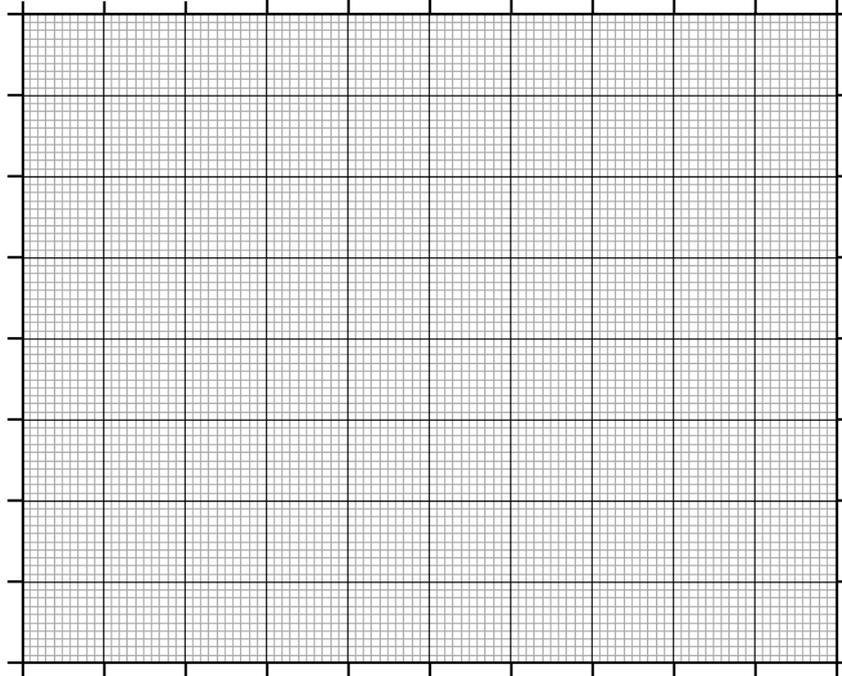
Ecuación para el cálculo del promedio: $\bar{X} = \frac{1}{n} \sum_{i=1}^n x_i$ (1)

Ecuación para el cálculo de la desviación estándar: $s = \sqrt{\sum_{i=1}^n \frac{(\bar{X}-x)^2}{n}}$ (2)

Recopila en la tabla 3 las medidas del resto de los grupos y representa gráficamente la evolución temporal diurna de PNE, PPB y respiración con y sin riego.

Tabla 3. Recopilación de datos de todos los grupos								
NO riego								
Hora (00:00)								
PNE ($g_{(CO_2)} \cdot m^{-2} \cdot h^{-1}$)								
PAR ($\mu mol \cdot m^{-2} \cdot s^{-1}$)								
Tª suelo (°C)								
Humedad suelo (% vol.)								
Respiración ($g_{(CO_2)} \cdot m^{-2} \cdot h^{-1}$)								
PPB ($g_{(CO_2)} \cdot m^{-2} \cdot h^{-1}$)								
Riego								
Hora (00:00)								
PNE ($g_{(CO_2)} \cdot m^{-2} \cdot h^{-1}$)								
PAR ($\mu mol \cdot m^{-2} \cdot s^{-1}$)								
Tª suelo (°C)								
Humedad suelo (% vol.)								
Respiración ($g_{(CO_2)} \cdot m^{-2} \cdot h^{-1}$)								
PPB ($g_{(CO_2)} \cdot m^{-2} \cdot h^{-1}$)								

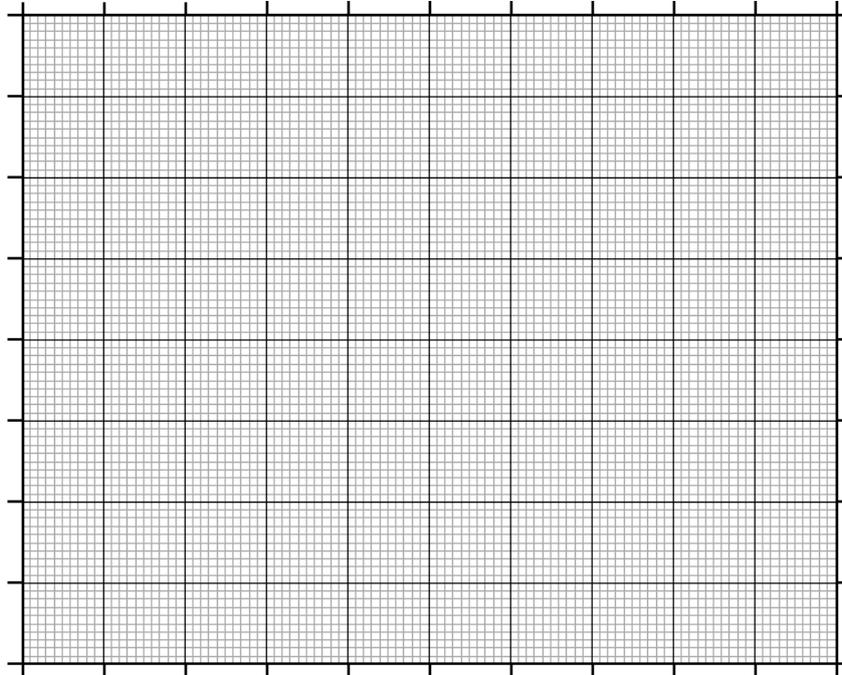
Nota: Cada punto en la gráfica se corresponderá con el valor promedio del total de collares medidos por cada grupo.



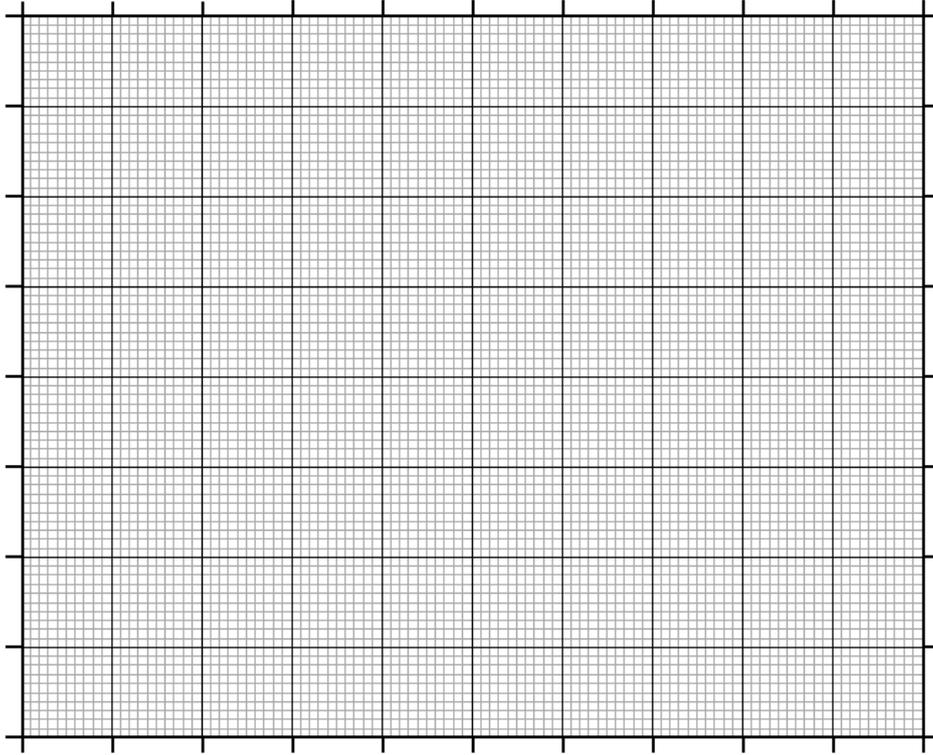
4. Cuestiones

4.1. ¿Tenemos evidencias para afirmar que el patio del Hornico está sufriendo estrés hídrico? Razona tu respuesta.

4.2. Representa PPB frente a radiación PAR en la parcela regada. ¿Qué tipo de relación existe entre ambas variables? ¿A qué crees que es debido?



4.3. Representa respiración frente a temperatura de suelo en la parcela regada. ¿Qué tipo de relación existe entre ambas variables? ¿A qué crees que es debido?



4.4. Estima PNE, PPB y respiración diaria en ambas parcelas (con y sin riego).

5. BIBLIOGRAFÍA

Huxman TE, Snyder KA, Tissue D, Leffler AJ, Ogle K, Pockman WT, Sandquist DR, Potts DL, Schwinning S. 2004. Precipitation pulses and carbon fluxes in semiarid and arid ecosystems. *Oecologia* 141: 254-268.

Jobbagy EG, Jackson RB. 2000. The vertical distribution of soil organic carbon and its relation to climate and vegetation. *Ecological Applications* 10: 423-436.

Lloyd J, Taylor JA. 1994. On the temperature dependence of soil respiration. *Functional Ecology* 8: 315-323.

Noy-Meir I. 1973. Desert Ecosystems: environment and producers. *Annual Review of Ecology and Systematics* 4: 25-51.

Schimel DS. 1995. Terrestrial ecosystems and the carbon cycle. *Global Change Biology* 1: 77-91.

Schlesinger WH. 1997. *Biogeochemistry: An Analysis of Global Change*. San Diego: Academic Press.

ANEXO 1. Teoría de medida

Corrección de las medidas de CO₂ del instrumento por temperatura, presión y contenido de vapor de agua en la cámara

Nuestro instrumento mide cantidad de CO₂ por unidad de volumen (densidad de CO₂) mientras que la variable que debe usarse para el cálculo de la tasa de respiración es la razón de mezcla (razón entre la masa de CO₂ y masa de aire seco, C) ya que es la única variable que se conserva frente a cambios en la densidad de aire de la cámara (debidos a cambios de temperatura, presión o contenido de vapor de agua), de tal manera que únicamente varía como consecuencia de las emisiones o asimilaciones (flujo) de CO₂ por el ecosistema.

El instrumento utilizado, aunque mide densidad de CO₂, nos proporciona los valores en unidad de fracción molar de CO₂ (moles de CO₂ por moles de aire húmedo; w_c) a temperatura y presión de referencia (273.15K y 100000Pa). Así, para estimar la fracción molar de CO₂ a la temperatura y presión reales, debemos primero volver a calcular la densidad de CO₂ usando la ley de los gases ideales:

$$\rho_c = \frac{n_c w_c P_{ref}}{T_{ref} R} \quad [1],$$

donde n_c es el peso molecular del CO₂ (0.044kg), w_c es la fracción molar de CO₂ a temperatura y presión de referencia y R es la constante universal de los gases ideales (8.314 m³PaK⁻¹ mol⁻¹).

Una vez conocida la densidad de CO₂ calculamos la fracción molar de CO₂ a la presión (P) y temperatura (T) medida,

$$w_{c(T,P)} = \frac{\rho_c RT}{n_c P} \quad [2].$$

Estos dos pasos pueden simplificarse sustituyendo ρ_c de la ecuación (2) por la ecuación (1), de tal manera que

$$w_{c(T,P)} = w_c \frac{P_{ref} T}{P T_{ref}} \quad [3].$$

Por definición, la fracción molar de CO₂ está referida al aire húmedo, de tal manera que nuestra variable podría variar por cambios en la humedad de aire (proceso que no

nos interesa). Así, como hemos comentado inicialmente, esta fracción molar de CO₂ la referiremos al aire seco (razón de mezcla, C)

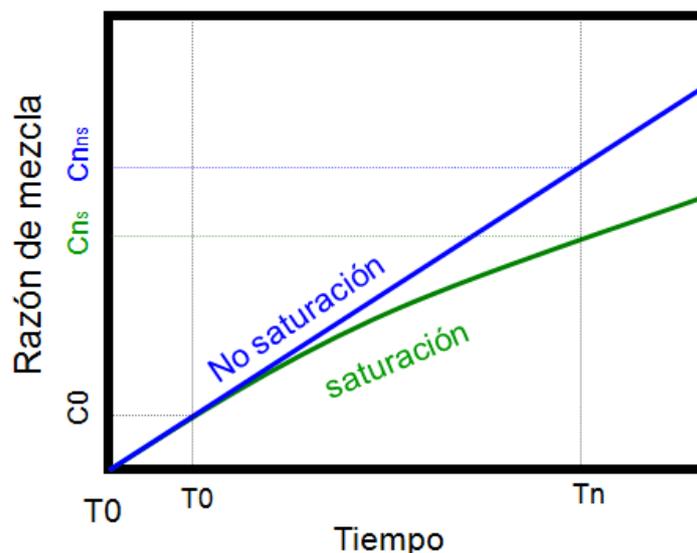
$$C = \frac{w_c(T,P)}{1-w_v} \quad [4],$$

donde w_v es la fracción molar del vapor de agua que no es medida directamente por el instrumento pero que puede calcularse a partir de la ley de las presiones parciales, conociendo la presión parcial del vapor agua (e) y la presión total (P) que sí son medidas por el instrumento.

$$w_v = \frac{e}{P} \quad [5].$$

Cálculo del flujo de CO₂

El flujo de CO₂ por unidad de área se calculará a partir del incremento (o disminución) de la razón de mezcla de CO₂ en la cámara (C) con el tiempo (tasa de respiración o fotosíntesis). Durante un periodo corto de tiempo y con bajas densidades de CO₂, podemos suponer que esta tasa es constante en el tiempo. No obstante, si el periodo de medida se prolonga o las emisiones de CO₂ por el suelo son muy altas, pueden aparecer problemas de fuga o saturación de la cámara por CO₂. Estas situaciones pueden dar lugar a una aparente reducción en la tasa de respiración con el tiempo.



Para evitar este problema, la variación en la cámara de la razón de mezcla de CO₂ (C=y) con el tiempo (T=x) se ajustará a una relación cuadrática (C=a+bT+cT²), de tal manera que la tasa de respiración del suelo puede calcularse como dC/dT para T=0 y es igual a b.

Para obtener el flujo de CO₂ por unidad de área (Fc) aplicaremos nuevamente la ley de los gases ideales y haremos referencia al volumen y área de medida

$$F_c = b * \frac{V}{A} * \frac{P_0(1-w_{v0})}{RT_0} \quad [6],$$

siendo b la pendiente de la relación cuadrática (dC/dT para T=0), V el volumen del sistema (collar+cámara), A el área de medida, P₀ la presión atmosférica inicial, ω_{v0} la fracción molar inicial del vapor de agua, R la constante universal de los gases (8.314 m³Pa K⁻¹ mol⁻¹) y T₀ la temperatura inicial del aire. Si la cámara es transparente, el Fc medido será negativo (asimilación neta de CO₂) y se corresponderá a la producción neta del ecosistema (PNE). Si la cámara es opaca, el Fc medido será positivo (emisión de CO₂) y se corresponderá con la respiración del ecosistema.

ANEXO II. Pasos a seguir para la medida de intercambios de CO₂ del suelo (fotosíntesis y respiración)

(1) Para iniciar las medidas, se deberá conectar la cámara CPY-4 a la unidad de análisis (EGM-4) y encender el instrumento.

(2) La unidad comenzará a calentarse hasta alcanzar una temperatura de 54°C. Una vez alcanzada esta temperatura, debemos esperar hasta que la pantalla nos muestre lo siguiente.

1REC 2SET 3CAL
4DMP 5CLR 6CLK

Para iniciar y guardar las medidas pulsaremos el botón "1" (REC).

(3) Seleccionando la opción "1" (ALL) el sistema almacenará la concentración de CO₂ en la cámara cada 5 segundos durante el tiempo de medida que indiquemos. Seleccionando la opción 2 (END) el sistema almacenará la diferencia de concentración de CO₂ existente en la cámara entre el inicio y el final del tiempo de medida. Tras seleccionar la opción deseada (en nuestro caso la "2") pulsaremos la tecla "Y" (Yes) para que el sistema nos muestre la pantalla siguiente. NOTA: el sistema podrá almacenar hasta 80 minutos de datos antes de sobrescribir.

SOIL RESP.DATA
RECORD 1ALL 2END

(4) El instrumento nos permite seleccionar entre dos tipos de ajustes, lineal o cuadrático, sobre los valores de concentración de CO₂ medidos cada 5 segundos, para calcular la emisión de CO₂ del suelo. En nuestro caso, tal y como se explica en el anexo anterior, seleccionaremos la opción "2" (QUAD.) para evitar problemas de fuga o saturación de CO₂.

```
DATA FITTING
1LINEAR 2QUAD.?
```

(5) La pantalla nos muestra los valores de volumen del sistema (V; cm³), área de medida (A; cm²) y razón V/A multiplicado por 100. Estos valores podrán cambiarse presionando el número correspondiente y escribiendo el nuevo valor. En nuestro caso no modificaremos nada y pulsaremos la tecla "Y" (Yes) para que el sistema nos muestre la pantalla siguiente.

```
1V: 1171 2A: 78
3V/A*100 1491
```

(6) Pulsando "1" (DT) podremos modificar la duración del periodo de medida, que por defecto se establece como 120s. Igualmente, pulsando "2" (DC) podremos modificar el valor máximo de cambio de concentración de CO₂ que permitiremos desde el tiempo 0 hasta que finalice la medida. Si nuestro suelo respira mucho y supera un incremento de concentración de la cámara superior a 50 ppm, la medida finalizará en el momento en el que esto se produzca. Pulsando "3" podremos modificar la temperatura aproximada a la que entra el aire en nuestra cámara. Finalmente, pulsando "4" podremos modificar el número de decimales que obtendremos en nuestro valor de respiración de suelo. Un número menor de decimales implica una mayor capacidad de almacenamiento de datos. Así, el valor 2 establecido por defecto significa que obtendremos nuestro valor de respiración de suelo con 2 decimales y esto nos permitirá almacenar 99,99 registros. En nuestro caso no modificaremos nada y pulsaremos la tecla "Y" (Yes) para que el sistema nos muestre la pantalla siguiente.

```
1DT:120 2DC:50
3TEMP25 4SRDIV:2
```

(7) El instrumento nos permite numerar las parcelas de medida (PLOT). Para indicar el número de la parcela directamente, presionaremos el número (con 0 delante en el

caso de ser inferior a 10) y pulsaremos la tecla "Y". En nuestro caso podemos poner, por ejemplo, el valor de 01.

(8) Una vez configurado el instrumento sostenido de iniciar la medida.

PLOT NO= 00
Y OR NEW VALUE
3 APPROX. TEMP. 25
CHAMBER FLUSHING
HOLD IN AIR

la pantalla nos indicará que mantengamos el la expulsión del aire del interior antes

(9) El instrumento ya está listo para medir e iniciaremos la medida colocando la cámara en el collar y presionando la tecla "Y", tal y como se nos indica en la pantalla.

PLACE ON SOIL
PRESS Y TO START
3 APPROX. TEMP. 25

(10) Durante la medida, podremos realizar un seguimiento de la misma, observando los valores que aparecen en pantalla:

- C= cantidad de CO₂ en el interior de la cámara en unidades de fracción molar (ppm).
- H= cantidad de agua presente en el interior de la cámara en unidades de presión (mb).
- T= temperatura del suelo, si el instrumento dispone de ese sensor (no es nuestro caso).
- A= flujo de CO₂ en g·m⁻²·h⁻¹. Normalmente, las medidas de flujo de CO₂, como ya hemos comentado anteriormente, se expresan en unidades de μmol·m⁻²·s⁻¹. Para obtener estas unidades multiplicaremos los resultados por 6,313.
- Q= flujo de fotones fotosintéticamente activos en unidades de μmol (fotón)·m⁻²·s⁻¹

Una vez finalizado el tiempo de medida, aparecerá en la pantalla la palabra "END" y anotaremos en el cuaderno de campo el valor de flujo final que aparezca en pantalla. Posteriormente, le daremos a la tecla "Y" y nos preguntará si queremos guardar en memoria los resultados. En nuestro caso no será necesario, por lo que podremos darle a la tecla "N".

C00395 H14.7 T22
A02.11 Q0000 110
APPROX. TEMP. 25

Para realizar una nueva medida, debemos seguir nuevamente los pasos 6 a 10.

ORGANISMOS COMO INGENIEROS DEL ECOSISTEMA: EVALUACIÓN DEL PAPEL DE LOS DISPERSORES DE SEMILLAS EN LA COLONIZACIÓN DE PINARES DE REPOBLACIÓN

5

Alexandro B. Leverkus¹, Jorge Castro² y José A. Hódar²

¹DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DE LA VIDA, UD. ECOLOGÍA, EDIFICIO DE CIENCIAS, UNIVERSIDAD DE ALCALÁ DE HENARES, 28805 -ALCALÁ DE HENARES. ²DEPARTAMENTO DE ECOLOGÍA, FACULTAD DE CIENCIAS, UNIVERSIDAD I GRANADA 18071- GRANADA.

1. INTRODUCCIÓN

1.1. *La interacción de las plantas leñosas con los dispersores de semillas como motor para la regeneración de la vegetación*

Se conoce como ingenieros de ecosistemas a los organismos que tienen la capacidad de crear o modificar un hábitat (Wright y Jones 2006) y, con ello, la capacidad de afectar a un amplio abanico de especies, propiedades o procesos del ecosistema. Ejemplos clásicos pueden ser el castor, que al construir diques en los ríos modifica el cauce y genera hábitats que de otra forma no existirían en ese lugar concreto, las lombrices de tierra, cuya actividad modifica las propiedades físicas y químicas del suelo, o las termitas, que al construir sus termiteros en algunos humedales crean islas que son el único refugio para numerosas especies. La determinación de qué organismo es o no ingeniero es en gran medida subjetiva, pues dependerá de factores tan aleatorios como nuestro conocimiento del papel del organismo en el ecosistema o la variable que cuantifiquemos. Por ejemplo, muchas especies de bacterias descomponedoras deberían ser consideradas organismos ingenieros (a pesar de su tamaño microscópico e imperceptibilidad para el ojo humano), ya que de su actividad depende el reciclaje de materia orgánica y buena parte de los ciclos biogeoquímicos, y los hongos micorrizógenos deberían igualmente considerarse ingenieros ya que son indispensables para el normal desarrollo y crecimiento de la mayor parte de las especies vegetales. Sobre estos ejemplos no cabe duda, pero sirven para recordar el relevante papel que pueden jugar especies imperceptibles a primera vista.

Un grupo de organismos que pueden considerarse importantes ingenieros de los ecosistemas mediterráneos son los vertebrados dispersores de semillas. A través de su actividad movilizan semillas desde las plantas productoras hasta otros hábitats, lo que

permite el crecimiento de la población de la especie dispersada, su expansión territorial y la colonización de nuevos hábitats. En los ecosistemas mediterráneos continentales los principales vertebrados que dispersan semillas son los mamíferos y las aves. Entre las aves cabe distinguir dos grupos atendiendo, fundamentalmente, al grupo de especies que dispersan. Por un lado, encontramos aves dispersantes de plantas que producen frutos carnosos como los endrinos, cerezos, majuelos, acebuches, etc. Estas aves pueden ser de pequeño (tipo curruca, *Sylvia* spp.) o mediano tamaño (tipo zorzal, *Turdus* spp.), y dispersan plantas de fruto carnoso, como los enebros y sabinas (*Juniperus* sp.). Por otra parte, encontramos aves que dispersan especies de gran trascendencia para las comunidades climáticas mediterráneas, como las especies productoras de bellotas (género *Quercus*) o de otras fagáceas como hayas o avellanas (en general frutos secos). En particular, para las especies del género *Quercus* y otras fagáceas es bien conocido que la interacción mutualista con los arrendajos (*Garrulus glandarius*) permite la regeneración y la colonización de nuevas áreas por parte de la planta (Bossema 1979).

El arrendajo es un ave de la familia de los córvidos que habita en la mayor parte del Holártico. Los arrendajos mueven y entierran grandes cantidades de bellotas para su posterior consumo, con distancias de dispersión que pueden alcanzar varios kilómetros. Además, entierran las bellotas entre la hojarasca y generalmente de una en una, lo que les convierte en unos dispersores muy eficaces para la planta dado que diseminan enormemente la cosecha de bellotas y las colocan en microhábitats que suelen favorecer la germinación y emergencia de la planta. Aunque el motivo por el que el arrendajo esconde las bellotas es consumirlas posteriormente, ocurre que parte de las bellotas enterradas no es consumida por diversas razones (olvido, enterradas en exceso, o muerte del arrendajo), con lo que pueden germinar e iniciar el establecimiento. Para esconder las bellotas utilizan hitos visuales como piedras, troncos de árboles, etc., lo que probablemente esté relacionado con la necesidad de ubicar un elemento del paisaje para poder recordar posteriormente el escondite en el que guardó la bellota. El arrendajo es, además, una especie que habita y anida en bosques, evitando en gran medida las zonas abiertas. En este sentido, las repoblaciones con coníferas constituyen un hábitat muy utilizado por los arrendajos para esconder bellotas, probablemente porque aportan características esenciales para el desarrollo de su vida tales como un dosel de árboles y un gran número de hitos visuales (troncos) que pueden ser utilizados para memorizar las posiciones de las bellotas. Existen aún otras especies que podrían dispersar bellotas hacia pinares de repoblación (u otros sitios) tales como las palomas torcaes y otros córvidos (urracas, cornejas, rabilargos), pero su papel se considera por ahora testimonial y, en cualquier caso, es casi desconocido.

1.2. La interacción de las plantas leñosas con los herbívoros como factor limitante para la regeneración de la vegetación

Con posterioridad a la dispersión de las semillas y el establecimiento de sus plántulas, otros organismos pueden modular (o, llegado el caso extremo, modificar radicalmente) el resultado de estos primeros ingenieros del ecosistema: son los herbívoros. Los dispersores hacen una primera selección de las especies que pueden formar parte de la comunidad, pero entre las especies que llegan los herbívoros pueden determinar cuáles de las que llegan se van a desarrollar adecuadamente o no.

La presencia o ausencia de un herbívoro puede conseguir que el tipo de ecosistema cambie, aunque lo habitual es que concrete qué es lo que finalmente nos va a aparecer en el bosque. Los herbívoros concentran su actividad sobre aquellas especies de plantas que mejor cubren sus necesidades, y en general rechazan aquellas que no les son agradables, que incluyen venenos, o que presentan espinas. Así, la llegada de las semillas y el establecimiento de las plántulas no es una garantía de que estas especies acaben conformando el bosque. Desde nuestro punto de vista, esto tiene una consecuencia negativa y una positiva: la negativa, que los herbívoros pueden echar por tierra nuestros esfuerzos a la hora de instaurar un determinado tipo de bosque en un lugar; la positiva, que un adecuado manejo de los herbívoros puede ser usado como herramienta para conseguir una determinada configuración de la comunidad del bosque.

En esta práctica analizaremos estos dos procesos de filtrado de la composición de la comunidad, tanto desde su vertiente más estrictamente científica como desde su perspectiva aplicada. Comenzaremos por el análisis más esencial de proceso:

Objetivo 1: *Cuantificación de los efectos de las aves en la dispersión de semillas de especies arbóreas y de los herbívoros en el posterior reclutamiento de dichas especies.*

2. MATERIAL Y MÉTODOS

La práctica tendrá lugar en la margen derecha del río Guazalamanco (Jaén), junto al Pantano de la Bolera. La zona escogida es una ladera que presenta una vieja repoblación de pino salgareño (*Pinus nigra* ssp. *salzmanii*), pero que desde hace años no ha sufrido ningún tipo de manejo humano y que por tanto ha seguido una dinámica que podemos calificar de bastante natural. En los alrededores hay ejemplares adultos de encina (*Quercus ilex* ssp. *ballota*), enebros (*Juniperus oxycedrus*) y sabina mora (*Juniperus phoenicea*). En la parcela de estudio los individuos reproductivos de estas especies escasean, al contrario que las plántulas y juveniles. Aunque hay ganado doméstico en las cercanías (oveja *Ovis aries* y cabra *Capra hircus*), en la parcela son más frecuentes los ungulados salvajes, sobre todo ciervo (*Cervus elaphus*), gamo

(*Dama dama*), cabra montés (*Capra hispanica*) y muflón (*Ovis orientalis*), además del jabalí (*Sus scrofa*).

Los datos que tomaremos se refieren a la presencia de plántulas, juveniles y adultos de las especies leñosas más frecuentes en la zona: pino, encina, enebro y sabina (para simplificar, consideraremos a los dos *Juniperus* juntos). También se podrán considerar otras especies de fruto carnoso cuyas semillas son típicamente dispersadas por aves, como el torvisco (*Daphne gnidium*) y el agracejo (*Berberis* sp.) Cada grupo realizará dos transectos de 25 m de longitud y 2 m de anchura, y en ellos anotará la presencia de individuos pertenecientes a estas especies, su altura según clases de tamaño (Plántula: < 50 cm altura, Juvenil: entre 50 y 200 cm, Adulto: > 200 cm) y los daños sufridos por herbívoros (porcentaje de brotes dañados sobre 10 brotes apicales).

Especies: Pino PN, Encina QI, Enebro o Sabina J, torvisco Dg, agracejo B.

Alturas: P: <50 cm altura, J: entre 50 y 200 cm, A: más de 200 cm.

Herbivoría: porcentaje sobre 10-20 brotes apicales escogidos al azar. Sólo P y J.

Por ejemplo, una encina de 39 cm de altura, con 4 brotes sanos y 6 brotes comidos sería QI-P-60.

Tabla 2. Resumen de los datos por grupo (conteo de individuos por categoría de tamaño y promedio de herbivoría por especie)

Especie	Plántulas	Juveniles	Adultos	Total	Herbiv. (%)
Pino					
Encina					
<i>Juniperus</i>					
Torvisco					
Agracejo					

Tabla 3. Resumen de los datos de todos los grupos

Especie	Plántulas	Juveniles	Adultos	Total	Herbiv. (%)
Pino					
Encina					
<i>Juniperus</i>					
Torvisco					
Agracejo					

3.1. Repoblaciones y naturalizaciones

El entorno del Guazalamanco es un entorno privilegiado que ha mantenido una vegetación bastante natural pese a la fuerte actividad antrópica que se aprecia en los alrededores (Figura 1). Sin embargo, incluso en el parche de bosque analizado, podemos entender la importancia que dispersores de semillas, por un lado, y herbívoros, por otro, tienen en el mantenimiento y futuro devenir del bosque que hoy en día vemos. Y sobre este razonamiento, podemos entender el papel que pueden jugar en la naturalización de los pinares de repoblación.

Durante la segunda mitad del siglo XX, se plantaron en España casi 5×10^6 ha, la gran mayoría con pinos. Estas repoblaciones masivas con coníferas tenían mayoritariamente la intención de recuperar los ecosistemas naturales desaparecidos. Se escogió los pinos por su carácter frugal y su capacidad para generar suelo, y la idea inicial era introducir frondosas (como la encina) en una fase posterior del desarrollo de las plantaciones. Por muy diferentes razones, muchas de las labores silvícolas necesarias no se hicieron en su momento, dando lugar en muchos casos a repoblaciones densas y cerradas de pinar sin posibilidad de sucesión ni autorregeneración, ya que o bien las semillas de las especies tardías en la sucesión no llegan (la dispersión no funciona) o, ante la falta de otros recursos alimenticios, los herbívoros esquilman lo que llega (el reclutamiento está colapsado). Esto da lugar a plantaciones de coníferas en las que la sucesión está bloqueada, susceptibles a plagas y a incendios.

Romper ese bloqueo implica necesariamente actuar sobre el proceso que no está funcionando. Si no llegan semillas vía dispersores naturales, nosotros podemos traerlas (es, al fin y al cabo, lo que se consigue con las repoblaciones, traer algo que no había). Si llegan pero los herbívoros esquilman lo que hay, se puede reducir la carga ganadera (doméstica o salvaje, mediante subsidios o descastes) o mejorar las condiciones de crecimiento para que las plántulas establecidas sean capaces de tolerar la tasa de herbivoría a la que están sometidas (aclareos, que incrementan la cantidad de luz en el sotobosque). Ahora bien, estas actuaciones cuestan dinero. De hecho, cuestan mucho dinero. Apreciamos lo que cuestan cuando nos vemos obligados a realizarlas nosotros, y en cambio las damos por asumidas cuando tienen lugar de forma natural, porque las hacen el arrendajo, los zorzales, o los depredadores naturales. ¿Cuánto ahorro supone no tener que abordar dichas actuaciones porque los propios componentes del ecosistema las llevan a cabo?

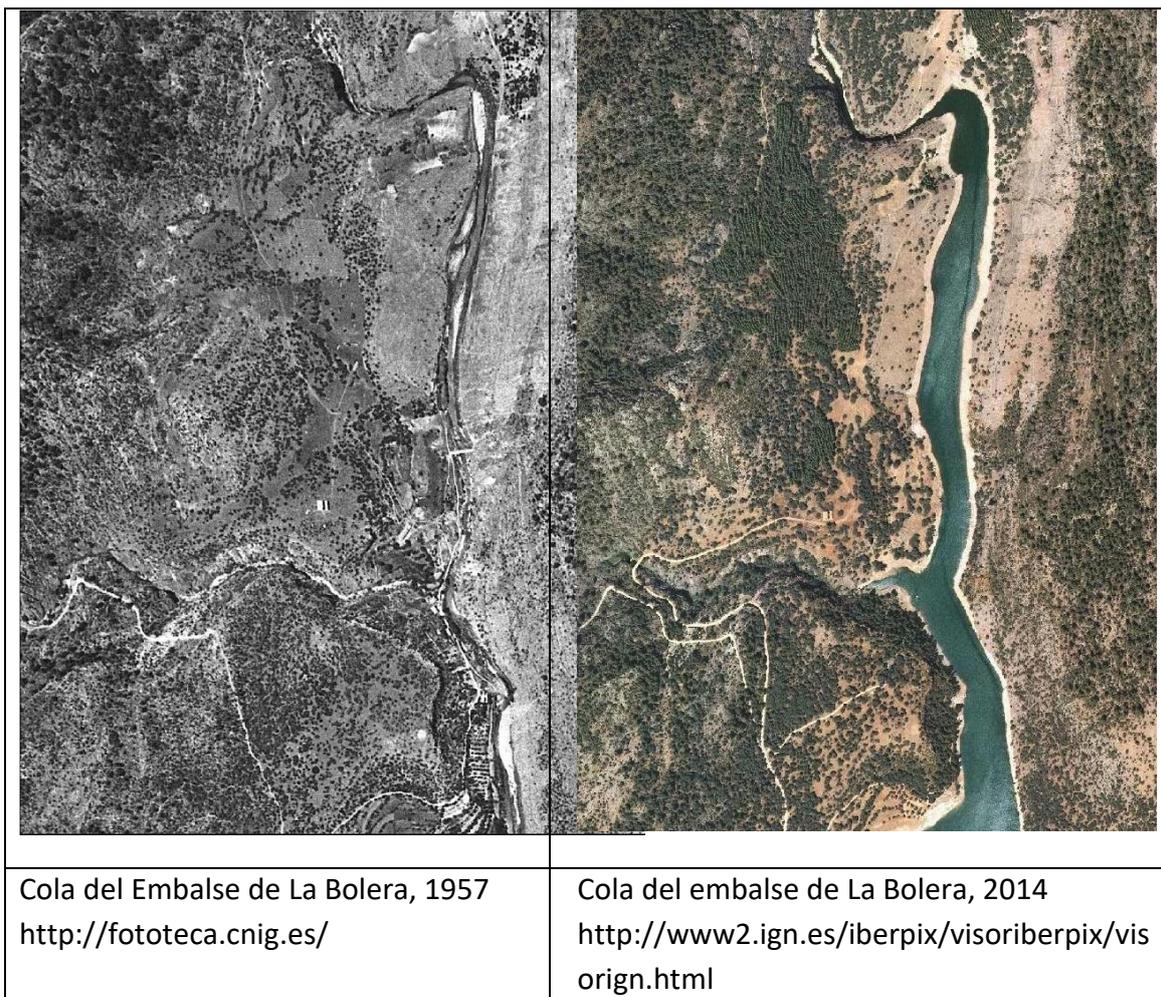


Figura 1. Cola del embalse de La Bolera en 1957 y 2014. Puede apreciarse que la superficie forestada ha aumentado en el último medio siglo, tanto por la extensión y densificación de las masas forestales existentes como por las repoblaciones con coníferas.

3.2. Valoración económica de los servicios ecosistémicos

Los ecosistemas y los organismos que los conforman contribuyen al bienestar humano a través de servicios ecosistémicos, que han sido clasificados en cuatro categorías atendiendo al tipo de beneficio que reportan (de aprovisionamiento, de regulación, culturales, y de soporte; MEA 2005). La dispersión de semillas es un servicio ecosistémico cualitativamente esencial para el funcionamiento de los ecosistemas (servicio de “regulación”, pues reporta beneficios obtenidos por la regulación de procesos ecosistémicos), si bien su valoración económica y, en general, su importancia cuantitativa en el conjunto del ecosistema es aún poco conocida (Hutchins et al. 1996). Mediante la dispersión, las aves y los mamíferos actúan como enlaces móviles dentro de y entre los distintos parches de hábitat, contribuyendo así al funcionamiento y la resiliencia del ecosistema (Hutchins et al. 1996). Mediante la dispersión mediada por vertebrados, las plantas se benefician de flujo génico, escape

de áreas de alta mortandad, dispersión a sitios más favorables y la colonización de áreas nuevas o degradadas. De hecho, la actividad de vertebrados como dispersores de semillas es tan importante que ha llevado a la aparición de estudios sobre el beneficio económico que suponen (Hougner et al. 2006).

La valoración de los servicios ecosistémicos está en auge ya que, aparte del papel que muestran como elemento clave de la salud del ecosistema, pueden potencialmente aportar un beneficio económico cuantificable en términos monetarios que i) ayude a comprender su papel para el bienestar humano y ii) permita reconsiderar estrategias de manejo que optimicen el potencial natural para un determinado proceso (p. ej. colonización mediada por dispersión de semillas) al tiempo que reducir los costos económicos para la sociedad. Sin embargo, se conoce especialmente poco su valor cuando dichos servicios no se intercambian en un mercado, como sucede con muchos servicios de regulación y esenciales, lo cual es el caso de la dispersión de semillas por animales. La valoración económica de estos servicios es por tanto clave tanto desde el punto de vista del manejo de los ecosistemas como para la valoración adecuada de su relevancia por parte de la sociedad.

Sin la existencia de un mercado, y a falta de conciencia social al respecto de su importancia, los mejores métodos para la valoración económica de algunos servicios ecosistémicos son métodos basados en el coste, como el del **coste de reposición** (Hougner et al. 2006). Este método consiste en calcular el valor de un servicio como el coste de que dejase de existir y tener que sustituirlo por una actividad humana. La técnica del coste de reposición ofrece un marco de trabajo idóneo para valorar el papel de las aves (y otros vertebrados) como dispersantes efectivos de plantas leñosas del bosque mediterráneo, ya que la cuantificación del éxito de colonización mediado por la actividad de estos organismos es conceptualmente sencilla (determinación de densidad de plantas en un área determinada) y los costes de reforestación para la obtención de una densidad determinada son fácilmente calculables. En definitiva, el uso del método de coste de reposición puede permitir valorar el papel de los dispersores de semillas como especies ingenieras que ofrecen un servicio ecosistémico cuantificable monetariamente (Leverkus y Castro 2017).

Así pues, realizaremos una valoración económica teniendo en cuenta i) la densidad de plantas encontradas y ii) los costes de reforestación para conseguir una densidad similar de plantas (o de asumir el coste económico de reemplazar a los dispersores naturales debido a su hipotética desaparición).

Objetivo 2: Valoración económica del servicio ecosistémico prestado por los dispersores de semillas mediante el método del Coste de Reposición.

Para reemplazar el servicio ecosistémico de la dispersión natural de bellotas (cuyo efecto neto es el reclutamiento de encinas) podemos acudir tanto a la plantación de plántulas de vivero como a la siembra directa de bellotas. Ambas son alternativas que pueden dar un resultado cualitativo y cuantitativamente idéntico al proceso de dispersión natural, lo cual constituye el primer requisito para elegir el método a considerar para calcular el coste de reposición. En algunos casos la siembra podría incluso ser más económica que la plantación. Elegir el método más económico es el segundo requisito, y se hace con el fin de no inflar el valor de los servicios ecosistémicos. Sin embargo, la poca fiabilidad de la siembra, principalmente como resultado de altas tasas de depredación de bellotas por roedores, hace que se suele acudir a la plantación. Debido a que la disposición por parte de la sociedad a incurrir en el coste de la alternativa en caso de que desapareciese el servicio ecosistémico representa el tercer requisito para calcular el coste de reposición, y dado que no se puede decir que la sociedad esté dispuesta a pagar por una repoblación con bellotas, descartamos este método y calcularemos el coste de reposición mediante el coste que supondría reemplazar la dispersión natural por una plantación.

Para los cálculos económicos del servicio ecosistémico prestado por los dispersores tendremos que calcular en primer lugar la densidad de encinas en nuestra zona de muestreo. Vamos a usar la densidad total de encinas (plántulas y juveniles) obtenida en nuestros transectos. Una vez calculada la densidad de pies ha^{-1} calcularemos los gastos que ocasionaría a la administración pública “plantar” esa densidad de encinas encontrada.

Para realizar una plantación, una retroexcavadora excava hoyos donde posteriormente una cuadrilla de peones planta manualmente los plántulas. Calcularemos el coste de las plantas y del trabajo de la retroexcavadora, los peones y los capataces mediante costes y asunciones estándar. Para comenzar, consideraremos unos costes unitarios que vienen dados en la tabla siguiente:

Tabla 4. Costes estándar en repoblaciones forestales.

Ítem	Coste unitario (€)
Planta (ud.)	0,34
Retro con chófer (h)	51,9
Peón (h)	14,6
Capataz (h)	15,9

Los peones trabajan en cuadrillas de 6, acompañados por un capataz. La velocidad de plantación de los peones (VP) es de 17 plantas h⁻¹ a una densidad de 800 plantas ha⁻¹ y se incrementa a mayor densidad debido a que a mayor densidad requieren menos tiempo en desplazarse de un hoyo al siguiente. Lo mismo ocurre con la velocidad de la retroexcavadora (VR), que excava 47.5 hoyos h⁻¹ a una densidad de 800 plantas ha⁻¹ y se hace más eficiente a mayor densidad. Las velocidades de los peones y la retroexcavadora siguen las siguientes ecuaciones:

$$(1) \quad VP_D = VP_{800} + \ln\left(\frac{D}{800}\right)$$

$$(2) \quad VR_D = VR_{800} + \ln\left(\frac{D}{800}\right)$$

donde D es la densidad a la que se realizará la plantación y VR₈₀₀ y VP₈₀₀ son las velocidades a 800 plantas ha⁻¹ antes indicadas. Estas ecuaciones pueden representarse gráficamente de la siguiente manera:

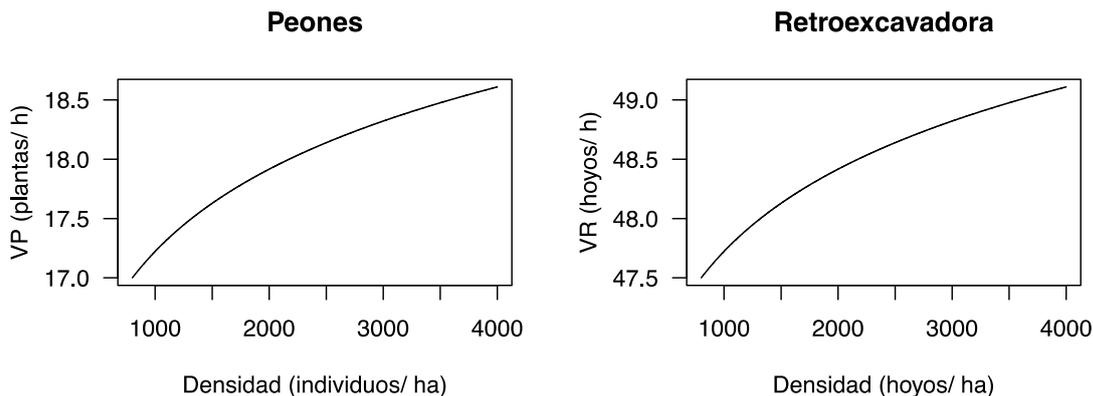


Figura 2. Representación gráfica de las ecuaciones 1 (Peones) y 2 (Retroexcavadora). La velocidad de ambos se incrementa a una mayor la densidad de plantas debido a la reducción en el tiempo requerido en trasladarse de un punto de plantación al siguiente.

Lo estipulado en la ecuación para la retroexcavadora es para terreno llano; el tiempo empleado por la misma se incrementa en un 3% por cada 5° de pendiente del terreno (lo cual se refleja en el parámetro C de la ecuación de abajo). Al coste total de reforestación se le tiene que añadir un 7% de costes indirectos (materiales de oficina, transporte, seguros, etc.).

La estima del coste de reposición puede hacerse según la ecuación 3:

$$(3) \text{ Coste}(\text{€ ha}^{-1}) = [(D \times 0,34) + \left(\frac{D}{VR} \times C \times 51,9\right) + \left(\frac{D}{VP} \times 14,6\right) + \left(\frac{D}{6 \times VP} \times 15,9\right)] \times 1,07$$

donde D es la densidad final obtenida, VR la velocidad de trabajo de la retroexcavadora, VP la velocidad de trabajo del peón y C el factor de corrección por la inclinación del terreno (si el terreno es llano C=1). Si asumimos un porcentaje de marras (muertes después del transplante) del 50%, un valor habitual para la encina, tenemos además que multiplicarlo todo por dos.

Estas cifras nos dan una idea aproximada de eso que llamamos servicios ecosistémicos, a los que habitualmente no prestamos atención y de los que sólo entendemos su importancia cuando tenemos que asumir, previo pago, su sustitución cuando se degradan o desaparecen los elementos de la naturaleza que los llevan a cabo.

(Página en blanco para hacer los cálculos)

4. CUESTIONES

1. Hemos hecho una estima del ahorro que suponen los dispersores de semillas al hacer gratis las plantaciones que de otro modo tendríamos que hacer nosotros. ¿Qué habría que hacer para estimar el impacto negativo en euros de la actividad de los herbívoros?

2. ¿Crees que una extracción absoluta (vía eliminación o exclusión, por ejemplo usando cercados) de los herbívoros ungulados resolvería el problema del bloqueo en la regeneración? Analiza esta opción desde los puntos de vista ecológico y económico.

3. ¿Se te ocurre alguna opción para que los herbívoros nos ofrecieran también un servicio ecosistémico, esto es, que en lugar de costarnos dinero como en la pregunta 1, hicieran un trabajo que nos evitaríamos nosotros?

4. Los dispersores de semillas tienen un radio de acción limitado. Por ejemplo, el arrendajo moviliza prácticamente todas las bellotas que mueve en un radio de 50 a 300 m desde la planta fuente. ¿Qué podríamos hacer si en una repoblación que queremos naturalizar no hay fuentes naturales de semillas?

5. Tras un incendio forestal se suelen talar los árboles quemados y extraer y vender la madera con el fin de recuperar al menos una parte de su valor económico. ¿Qué clase de servicio ecosistémico se está considerando para tomar la decisión de extraer la madera quemada? ¿Qué propondrías para que se tomasen en cuenta otro tipo de consideraciones respecto al impacto de distintas alternativas de manejo?

5. REFERENCIAS

- Bossema I. 1979. Jays and oaks: and eco-ethological study of a symbiosis. *Behaviour* 70:1-117.
- Hougnér C, Colding J, Soderqvist T. 2006. Economic valuation of a seed dispersal service in the Stockholm National Urban Park, Sweden. *Ecological Economics* 59:364-374.
- Hutchins HE, Hutchins SA, Liu BW. 1996. The role of birds and mammals in Korean pine (*Pinus koraiensis*) regeneration dynamics. *Oecologia* 107:120-130.
- Leverkus AB, Castro J. 2017. An ecosystem services approach to the ecological effects of salvage logging: Valuation of seed dispersal. *Ecological Applications* (en prensa).
- MEA (Millennium Ecosystem Assessment) 2005. *Ecosystems and human well-being: Synthesis*. Island Press, Washington.
- Wright JP, Jones CG. 2006. The concept of organisms as ecosystem engineers ten years on: progress, limitations, and challenges. *BioScience* 56:203-209.

BASES DE DATOS NOAA: MONITORIZACIÓN ATMOSFÉRICA DE GASES DE EFECTO INVERNADERO Y SU RELACIÓN CON EL CAMBIO CLIMÁTICO

6

Juan M. Medina-Sánchez, Marco J. Cabrerizo y Eloísa Ramos-Rodríguez

DEPARTAMENTO DE ECOLOGÍA, FACULTAD DE CIENCIAS, UNIVERSIDAD DE GRANADA 18071- GRANADA.

1. INTRODUCCIÓN

La **Administración Nacional Oceánica y Atmosférica** (*National Oceanic and Atmospheric Administration*, NOAA) es una agencia científica del Departamento de Comercio de los Estados Unidos cuyas actividades se centran en las condiciones de los océanos y la atmósfera. Los portales web de NOAA proporcionan los resultados obtenidos a partir de mediciones periódicas desde una amplia red de laboratorios, campañas oceanográficas y aéreas, y satélites, que realizan la monitorización de la concentración de gases atmosféricos con efecto invernadero, y la evaluación del estado del clima, sus tendencias y variabilidad a lo largo de una amplia serie temporal (siglos XIX, XX y XXI, dependiendo de los parámetros) y espacial (regional y global).

Objetivos

Aprovechando esta ingente cantidad de información de dominio público, y de enorme interés para la Ecología de Sistemas, los objetivos de esta práctica son:

- Conocer y familiarizarse con estos portales.
- Acceder a sus bases de datos para estudiar las tendencias espaciales y temporales de parámetros como la concentración de gases con efecto invernadero, las anomalías térmicas, y los índices de oscilación climática.
- Investigar las relaciones entre estos parámetros.

2. MATERIAL Y MÉTODOS

Nos introduciremos en los portales webs indicados y accederemos a los productos disponibles (datos y mapas) siguiendo los accesos indicados (con flechas y elipses rojas) en la guía visual de imágenes de pantalla descritos a continuación.

A. **Gases de efecto invernadero** <http://www.esrl.noaa.gov/gmd/>

B. **Anomalías de temperatura** <http://www.ncdc.noaa.gov/cag/>

C. **Tele-conexiones: índices SOI (El Niño) y NAO**
<http://www.ncdc.noaa.gov/teleconnections/>

a. Gases de efecto invernadero

Ejercicio 1. Analiza las tendencias de la concentración atmosférica de distintos gases con efecto invernadero (**CO₂**, **CH₄**, **N₂O**) y distintos productos halocarbonados (**CFCs**, **HCFCs** y **HFCs**); para ello, sobre distintas regiones del planeta:

1.1. Compara la variabilidad interanual y estacional de los distintos gases (series temporales).

1.2. Analiza la distribución latitudinal.

Portal de datos: <http://www.esrl.noaa.gov/gmd/>

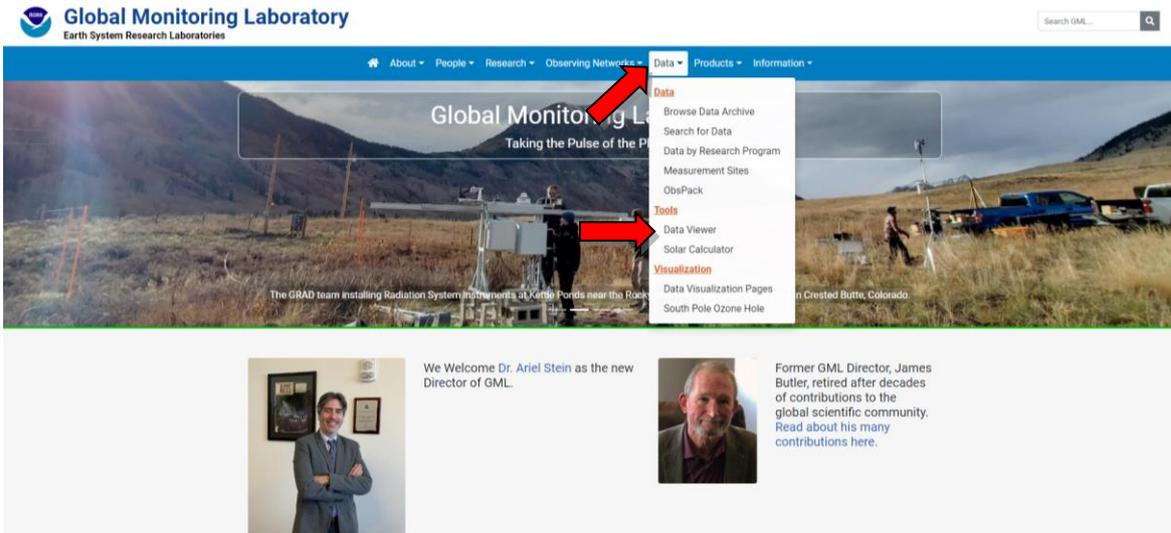


Imagen recuperada de <http://esrl.noaa.gov/gmd/>

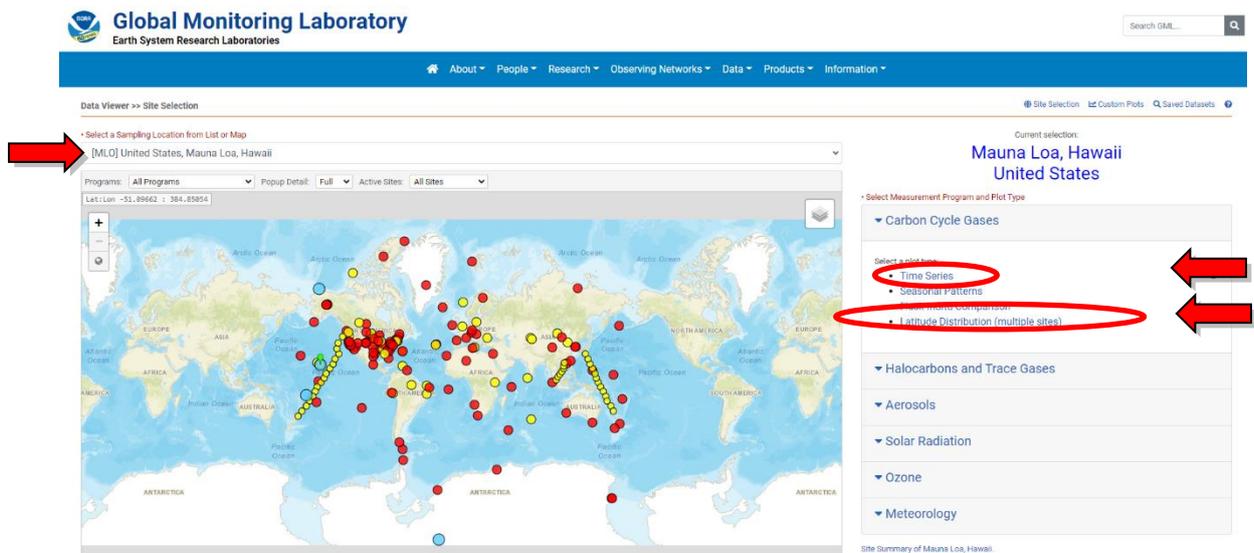


Imagen recuperada de <http://esrl.noaa.gov/gmd/>

A1. RESULTADOS

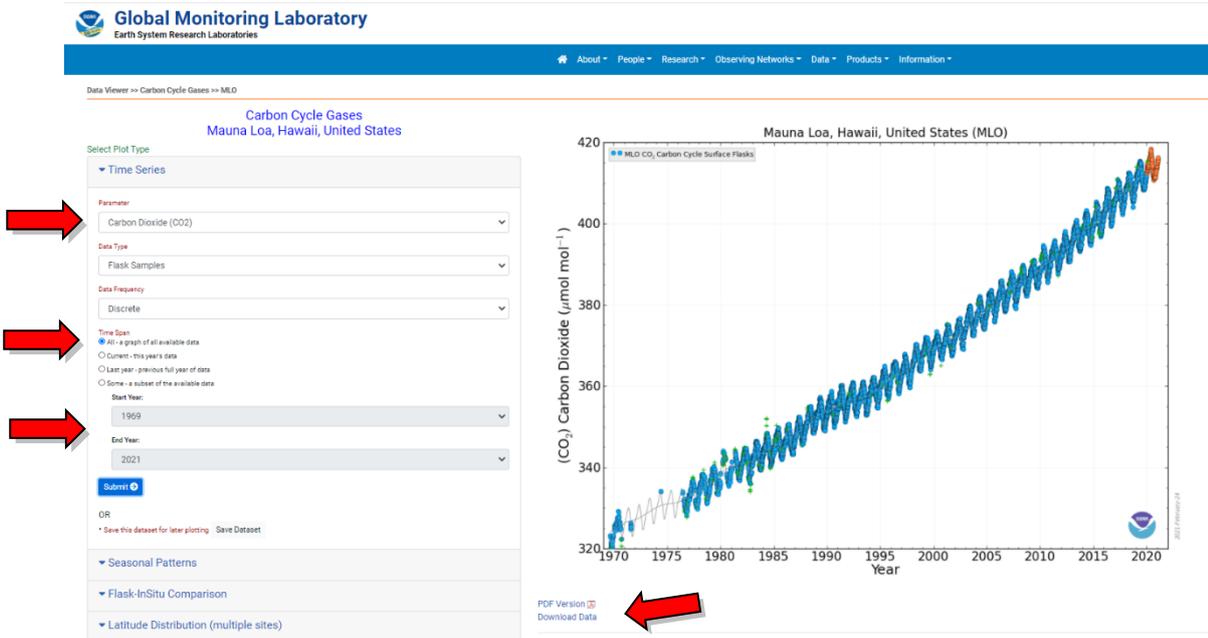


Imagen recuperada de <http://esrl.noaa.gov/gmd/>

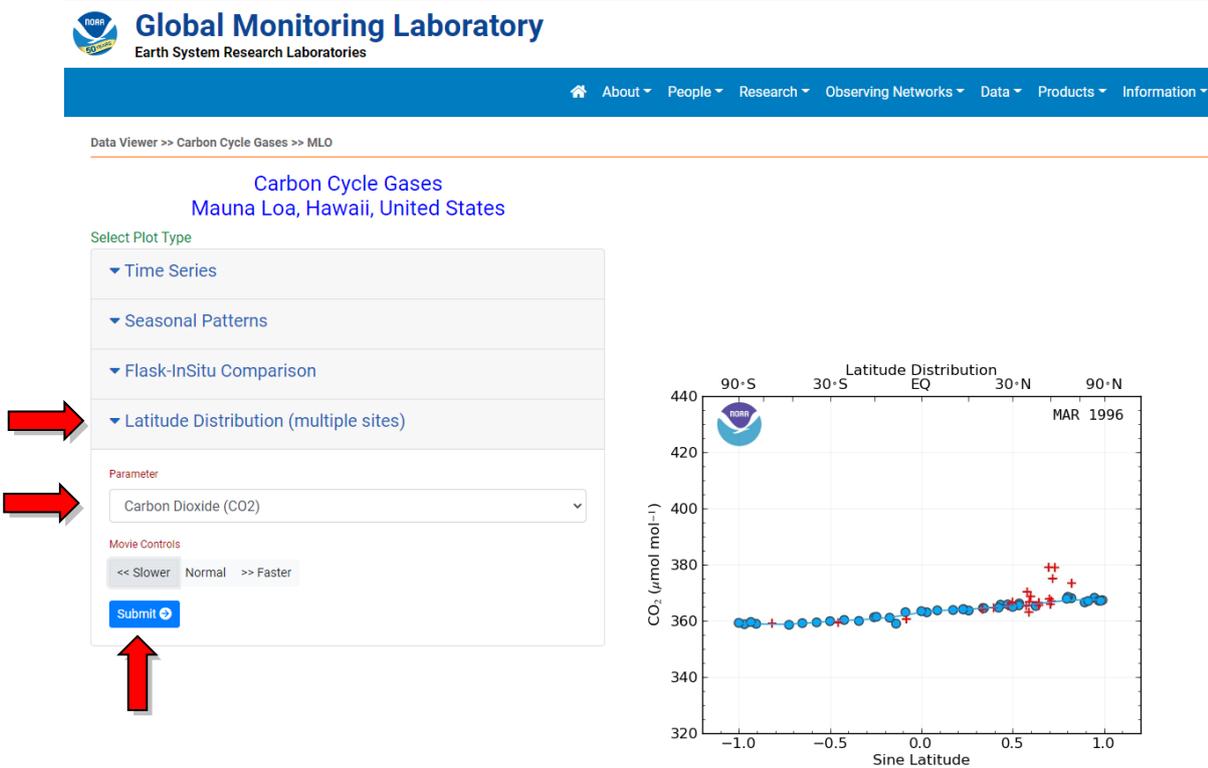


Imagen recuperada de <http://esrl.noaa.gov/gmd/>

A.2. CUESTIONES

A.2.1. ¿Qué tendencias globales se observan en las concentraciones atmosféricas de **CO₂, CH₄, N₂O**?

A.2.2. ¿Hay variaciones intra-anales (estacionales)? ¿A qué se deben?

A.2.3. ¿Hay variaciones en las tendencias entre distintas regiones?

A.2.4. ¿Hay variaciones globales importantes entre distintas especies de CFCs y HFCs?
¿A qué se deben?

(Página en blanco para anotar resultados)

(Página en blanco para anotar resultados)

(Página en blanco para responder las cuestiones)

B. ANOMALÍAS DE TEMPERATURA

Ejercicio 2.

2.1. Analiza comparativamente los resultados obtenidos a escala interanual en distintos continentes de las anomalías de temperatura.

2.2. Obtén los resultados de anomalías de temperatura para el mes más frío (ej. enero) y el más cálido (ej. julio), según una escala interanual, y compara las tendencias.

Concepto de anomalía de temperatura:

<http://www.ncdc.noaa.gov/monitoring-references/faq/anomalies.php>

Home / Climate Monitoring / Global Surface Temperature Anomalies February 10 Release: Tue, 8 Mar 2022, 11:00 AM EST

FAQ Mean Temperature Estimates Gridded Dataset Anomalies and Index Data Additional Websites References

Background Information - FAQ

[Expand All](#) [Collapse All](#)

 What is a temperature anomaly? 

The term *temperature anomaly* means a departure from a reference value or long-term average. A positive anomaly indicates that the observed temperature was warmer than the reference value, while a negative anomaly indicates that the observed temperature was cooler than the reference value.

What can the mean global temperature anomaly be used for? 

What datasets are used in calculating the average global temperature anomaly? 

What version of the GHCNm analysis is currently being used? 

Imagen recuperada de <http://www.ncdc.noaa.gov/cag/>

Portal de datos de anomalías de temperatura: <http://www.ncdc.noaa.gov/cag/>



Global Time Series

Choose from the options below and click "Plot" to create a time series of surface temperature anomalies.

Please note, global and hemispheric anomalies are with respect to the 20th century average. Coordinate anomalies are with respect to the 1991 to 2020 average. All other regional anomalies are with respect to the 1910 to 2010 average.

Timescale: Annual

Month: December

Start Year: 1880

End Year: 2022

Region: Global

Latitude: 0 Longitude: 0
-90.0 to 90.0 -180.0 to 180.0

Surface: Land and Ocean

Plot

Options

Display Trend

per Decade per Century

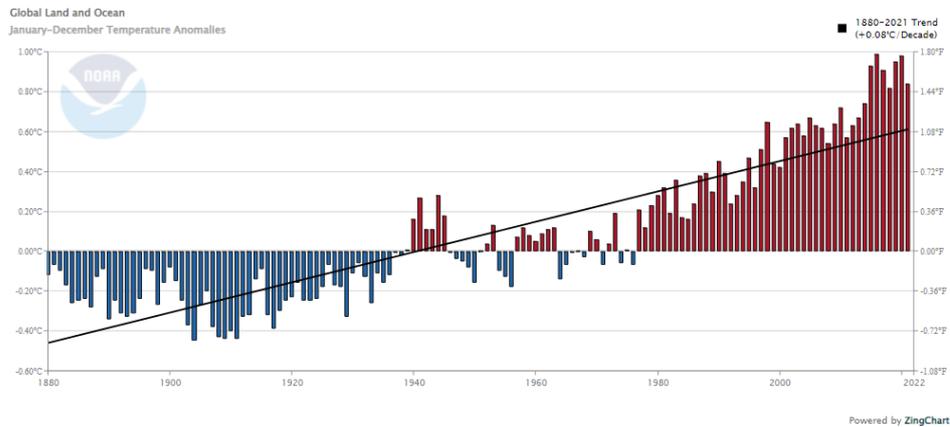
Start: 1880 End: 2022

Smoothed Time Series

Binomial Filter LOESS

Imagen recuperada de <http://esrl.noaa.gov/cag/>

B.1. RESULTADOS



Year	Anomaly (1901-2000 Base Period)	Rank
2021	0.84°C	137
2020	0.98°C	141
2019	0.95°C	140
2018	0.82°C	136
2017	0.91°C	138
2016	0.99°C	142

B.2. CUESTIONES

B.2.1. ¿Qué es una anomalía de temperatura?

B.2.2. ¿Observas alguna tendencia en la serie de anomalías de temperatura anual global desde 1880 a la actualidad?

B.2.3. ¿Varían las tendencias entre distintas regiones?

B.2.4. ¿Varían las tendencias entre océano y tierras emergidas?

B.2.5. ¿Varían las tendencias entre el mes más frío y el más cálido?

(Página en blanco para anotar resultados)

(Página en blanco para responder las cuestiones)

C. Tele-conexiones: índices SOI (Índice de Oscilación Sur) y NAO (Oscilación del Atlántico Norte)

Ejercicio 3. Extrae en Excel la serie temporal de datos de los índices SOI y NAO facilitada por el profesor.

3.1. Representa ambos índices en una gráfica de líneas (serie temporal).

3.2. Realiza un análisis de correlación entre ambos índices.

A. **Portal de teleconexiones:** <http://www.ncdc.noaa.gov/teleconnections/>

The screenshot shows the NOAA Climate Monitoring website. The header includes the NOAA logo and the text 'National Centers for Environmental Information' and 'Climate Monitoring'. Below the header is a navigation bar with 'Home / Climate Monitoring' and a date 'February US Release: Tue, 8 Mar 2022, 11:00 AM EST'. The main content area is titled 'Products By Category' and features a search bar and tabs for 'All', 'National', and 'Global'. A sidebar on the left lists various product categories. The main content area displays six product cards, each with a title, a brief description, and an 'Access Now' button. Red arrows point to the 'El Niño / Southern Oscillation (ENSO)' card in the top row and the 'North Atlantic Oscillation (NAO)' card in the bottom row.

Imagen recuperada de <https://www.ncdc.noaa.gov/climate-monitoring/#wx-patterns>

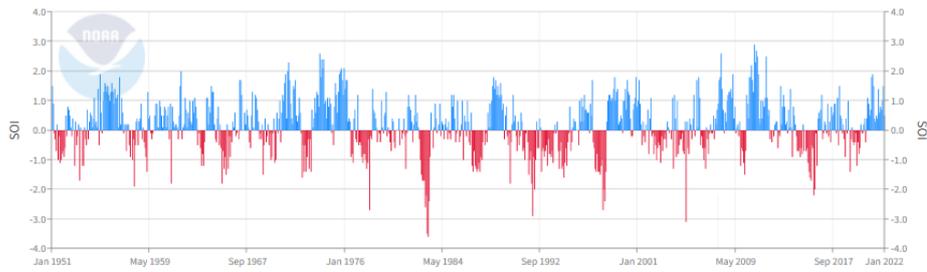
C.1. RESULTADOS

Índice de Oscilación (SOI):

Southern Oscillation Index (SOI)

The Southern Oscillation Index (SOI) is a standardized index based on the observed sea level pressure (SLP) differences between Tahiti and Darwin, Australia. The SOI is one measure of the large-scale fluctuations in air pressure occurring between the western and eastern tropical Pacific (i.e., the state of the Southern Oscillation) during **El Niño** and **La Niña** episodes. In general, smoothed time series of the SOI correspond very well with changes in ocean temperatures across the eastern tropical Pacific. The negative phase of the SOI represents below-normal air pressure at Tahiti and above-normal air pressure at Darwin. Prolonged periods of **negative** (**positive**) SOI values coincide with abnormally **warm** (**cold**) ocean waters across the eastern tropical Pacific typical of **El Niño** (**La Niña**) episodes. The [methodology used to calculate SOI is available below](#). More information can be found at the [Climate Prediction Center SOI page](#).

Southern Oscillation Index (SOI)



Source: <https://www.cpc.ncep.noaa.gov/data/indices/soi>

Powered by ZingChart

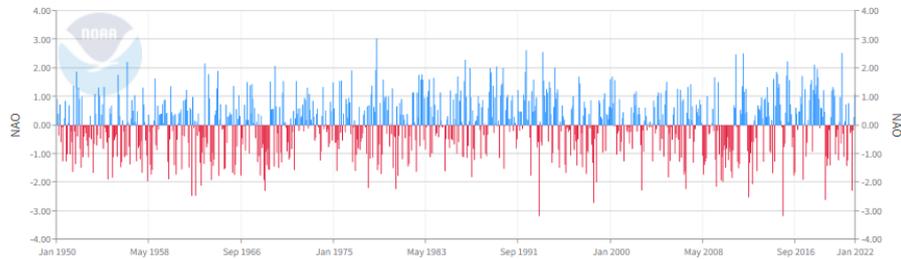
[View Data](#) 

Calculation of SOI

Imagen recuperada de <https://www.ncdc.noaa.gov/climate-monitoring/#wx-patterns>

Oscilación del Atlántico Norte (NAO):

North Atlantic Oscillation (NAO)



Source: https://www.spc.ncep.noaa.gov/products/precip/CWlink/ana/norm_nao_monthly_b5001_current.ascii.table

Powered by ZingChart



[View Data](#)

The North Atlantic Oscillation (NAO) index is based on the surface sea-level pressure difference between the Subtropical (Azores) High and the Subpolar Low. The positive phase of the NAO reflects below-normal heights and pressure across the high latitudes of the North Atlantic and above-normal heights and pressure over the central North Atlantic, the eastern United States and western Europe. The negative phase reflects an opposite pattern of height and pressure anomalies over these regions. Both phases of the NAO are associated with basin-wide changes in the intensity and location of the North Atlantic jet stream and storm track, and in large-scale modulations of the normal patterns of zonal and meridional heat and moisture transport, which in turn results in changes in temperature and precipitation patterns often extending from eastern North America to western and central Europe.

Strong positive phases of the NAO tend to be associated with above-normal temperatures in the eastern United States and across northern Europe and below-normal temperatures in Greenland and oftentimes across southern Europe and the Middle East. They are also associated with above-normal precipitation over northern Europe and Scandinavia and below-normal precipitation over southern and central Europe. Opposite patterns of temperature and precipitation anomalies are typically observed during strong negative phases of the NAO. During particularly prolonged periods dominated by one particular phase of the NAO, abnormal height and temperature patterns are also often seen extending well into central Russia and north-central Siberia. The NAO exhibits

Imagen recuperada de <https://www.ncdc.noaa.gov/climate-monitoring/#wx-patterns>

C.2.CUESTIONES

C.2.1. ¿Qué periodicidad se observa para valores superiores (en valor absoluto) a +1 y -1 en ambos índices?

C.2.2. ¿Están ambos índices correlacionados?

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos a *NOAA ESRL Global Monitoring Division* (Boulder, Colorado, USA, (<http://esrl.noaa.gov/gmd/>)) del Departamento de Comercio de los Estados Unidos de América por proporcionar de manera pública y gratuita las imágenes incluidas en este manual de prácticas.