

# Técnicas de monitoreo para ambientes lénicos de la Argentina



Secretaría de Turismo,  
Ambiente y Deportes  
Ministerio del Interior

Subsecretaría  
de Ambiente

CONICET

 **REM.AQUA**  
Red de Evaluación y Monitoreo  
de Ecosistemas Acuáticos

# Técnicas de monitoreo para ambientes lenticos de la Argentina

**Adonis Giorgi  
Eduardo Domínguez  
Nora Gómez**

Compiladores



**Secretaría de Turismo,  
Ambiente y Deportes**  
Ministerio del Interior

**Subsecretaría  
de Ambiente**



Gómez, Nora
Técnicas de monitoreo para ambientes léticos de la Argentina / Nora Gómez ; compilación de Nora Gomez. - 1a ed. - Ciudad Autónoma de Buenos Aires : Consejo Nacional Investigaciones Científicas Técnicas - CONICET, 2023.
Libro digital, PDF
Archivo Digital: descarga
ISBN 978-950-692-211-5
1. Ecosistemas. 2. Cuencas Fluviales. 3. Técnicas de Medición. I. Título.
CDD 577.0982

© 2023 CONICET  
Godoy Cruz 2290 (C1425FQB) CABA – República Argentina – <https://www.conicet.gov.ar>; info@conicet.gov.ar; Tel (+54 11) 4899 5400

© 2023 Adonis Giorgi

© 2023 Eduardo Domínguez

© 2023 Nora Gómez

Idea y dirección general del proyecto:

Adonis Giorgi

Eduardo Domínguez

Nora Gómez

Foto de tapa:

Mallín verde en Meseta de Somuncurá, Río Negro, Argentina. Pablo Macchi

Fotos de carátulas:

Laguna de Chascomús, Buenos Aires, Argentina. Horacio Zagarese

Vega de altura en el valle del río de las Taguas, San Juan, Argentina. Pablo Macchi

Lago Mascardi, Río Negro, Argentina. Esteban Balseiro

Diseño, producción editorial y digital:

Silvina Simondet

Diagramación:

Flavio Maddalena

No se permite la reproducción total o parcial de este libro, ni su almacenamiento en un sistema informático, ni su transmisión cualquier forma o por cualquier medio, electrónico, mecánico, fotocopia u otros métodos, sin el permiso previo del editor. Su infracción está penada por las leyes 11.723 y 25.446. Se permiten citar en artículos críticos o reseñas, sin fines comerciales de la siguiente manera: Adonis Giorgi, Eduardo Domínguez y Nora Gómez (Comps.) 2023. *Técnicas de monitoreo para ambientes léticos de la Argentina*. REM.AQUA (Red de Evaluación y Monitoreo de Ecosistemas Acuáticos), Conicet.

## CAPÍTULO 16

# Evaluación de la integridad ecológica de humedales patagónicos y andinos mediante macroinvertebrados

Macchi, P.A. y Epele, L. B.

## Objetivo

Describir una metodología para evaluar el estado ecológico de humedales patagónicos y andinos, mediante la aplicación de métricas basadas en el muestreo de macroinvertebrados acuáticos.

## Introducción

Los macroinvertebrados acuáticos, definidos por convención, son aquellos organismos superiores a 1 mm (Batzer y Boix 2016) e incluyen platelminitos, moluscos, anélidos, ácaros, crustáceos e insectos, entre los más destacados. Alrededor del mundo existen 40 familias de macroinvertebrados dominantes en humedales ( $\geq 10\%$  de ocurrencia), de las cuales 25 corresponden a insectos, los que constituyen el grupo más diverso. Entre los insectos se destacan los Ordenes Diptera con ocho familias, Hemiptera con cinco y, Coleoptera y Odonata ambos con cuatro (Batzer y Ruhí 2013).

La composición y la estructura de los ensambles de macroinvertebrados presentes en un determinado humedal dependen de factores abióticos, como la localización geográfica, el hidroperíodo (tiempo de permanencia del agua) y la química del agua, así como de factores bióticos como la presencia de macrófitas y peces (Macchi 2017).

La modificación del paisaje y los usos del suelo debidos a la urbanización, la agricultura, la ganadería, la minería, la desforestación y el remplazo de especies nativas por exóticas con valor comercial, han sido las principales causas de la pérdida y degradación de los humedales y particularmente de los mallines en Patagonia (Epele 2014; Epele y Miserendino 2015; Macchi 2017; Epele et al. 2021). Además existen amenazas producidas por el cambio climático, que para la región Patagónica se

traducen en disminuciones de las precipitaciones y aumentos de temperatura (Epele et al. 2021).

El uso de los macroinvertebrados como indicadores del estado ecológico de los ecosistemas acuáticos, constituye una herramienta útil para detectar alteraciones que se producen en los mismos. Entre las ventajas, para utilizarlos como bioindicadores en humedales, se puede mencionar que: (1) Están ampliamente distribuidos en muchos tipos de humedales; (2) Responden con distinta sensibilidad a diversos factores de estrés ambiental (3); La mayoría completa sus ciclos de vida en el humedal por lo que están expuestos directamente a factores de estrés físicos, químicos y biológicos; (4) Son importantes en las redes tróficas de la fauna que reside en los humedales (Batzer y Boix 2016; Ruhí et al. 2016). No obstante su aplicación, a diferencia de los ecosistemas lóticos, ha sido reducida dado que los humedales presentan una mayor diversidad de condiciones hidrogeomorfológicas, lo que origina condiciones bióticas y abióticas únicas, que pueden ser muy diferentes de los ríos y arroyos. De esta forma, dada la amplia variedad de humedales y la especificidad propia del sitio y sus condiciones, no existe un enfoque único y estándar para el uso de macroinvertebrados como bioindicadores de los humedales (Ruhí et al. 2016). Por ello muchos autores han resaltado que los estudios integrados serían los más apropiados, estableciendo índices específicos de integridad ecológica de los humedales sobre la base de comunidades locales de macroinvertebrados (Ruhí et al. 2016).

## Recomendaciones

La aplicación de métricas basadas en ensambles de macroinvertebrados acuáticos en humedales patagónicos y andinos requiere tener en cuenta, ciertas consideraciones particulares para una correcta evaluación.

**a. Condiciones de referencia:** la heterogeneidad hidrogeomorfológica junto a la diversidad de hábitats disponibles define la composición y estructura de los ensambles de macroinvertebrados particulares de cada humedal. De esta forma pueden existir humedales que, por sus condiciones naturales, presenten una pobreza faunística y cuando se estiman las métricas utilizadas para su evaluación, los valores indiquen algún grado de degradación ambiental que no se corresponde con su calidad ecológica, sino a sus características naturales. Entonces, para no incurrir en errores de interpretación, sugerimos revisar los antecedentes para la zona que se desea estudiar, o en su defecto, realizar un muestreo base que permita establecer las condiciones de referencia para el conocimiento de los macroinvertebrados. Este debe incluir además aspectos hidrogeomorfológicos, calidad del agua, diversidad de hábitats, algas, macrófitas y presencia de peces. De esta forma, en sucesivos muestreos, podrán realizarse comparaciones respecto a la línea de base establecida.

**b. Fecha de muestreo:** las precipitaciones (lluvias) o el deshielo en arroyos con hielo o nieve en cabecera, previas al muestreo pueden ocasionar aumentos de agua y sedimentos en los humedales, afectando a la biota presente. Es por ello que se recomienda seleccionar un momento de muestreo con un mínimo de siete días previos sin precipitaciones en la región a evaluar.

**c. Estación de muestreo:** las variaciones hidrológicas estacionales, relacionadas con el hidróperíodo, afectan a la comunidad de macroinvertebrados y a la productividad de los humedales. Además, humedales semipermanentes (que se secan al menos una vez en un período de 10 años) o temporarios (que se secan todos los años), pueden secarse a fines de verano y otoño, o mermar mucho su nivel del agua. El invierno es la temporada de mayores precipitaciones y, fines de primavera y principios de verano, de fuertes vientos. En estas condiciones inestables los resultados de una evaluación pueden dar resultados menores a los esperados. Es por ello que el mejor momento de muestreo en la región es fines de primavera y principios de verano, con condiciones hidrológicas más estables. Si se selecciona el verano, se sugiere hacerlo antes de febrero, ya que muchos humedales suelen secarse a partir de dicho mes.

**d. Biotopo:** la calidad y cantidad de los biotopos (complejidad estructural del hábitat) son fundamentales para la estructuración de las comunidades de macroinvertebrados (Bird y Day 2014) y sus cambios, pueden afectar a su composición y abundancia (Hill 2004). Es por ello que, para garantizar

un muestreo representativo de macroinvertebrados en un humedal, previamente se deben identificar los biotopos presentes en el mismo (Ver Figura 1).

**e. Caracterización de la calidad del agua:** para la caracterización y evaluación de la calidad del agua, ver protocolo de ecosistemas lóticos.

**f. Muestreo de macroinvertebrados en la columna de agua:** se recomienda que el muestreo de macroinvertebrados sea realizado en la columna de agua y no en los sedimentos. Diversos estudios han demostrado una baja abundancia y diversidad de macroinvertebrados en sedimentos (Kashian y Burton 2000), probablemente debido a las condiciones de anoxia en que se encuentran apenas unos milímetros debajo de la columna de agua (Macchi 2017).

## Determinación de biotopos

Para la evaluación de biotopos se sugieren cuatro categorías (Bird 2012, Blanckenberg et al. 2020):

**A. Vegetación compleja** (conformado por ensambles de macrófitas pertenecientes a distintos tipos biológicos, sumergidas y emergentes, arraigadas o no arraigadas).

**B. Vegetación simple** (conformado por ensambles de macrófitas únicamente arraigadas y emergentes de la superficie del agua).

**C. Aguas someras** (hábitat sin macrófitas, con una profundidad máxima de 30 cm)

**D. Aguas profundas** (hábitat sin macrófitas, con una profundidad superior a los 30 cm).

## Procedimiento:

Se recorre el perímetro del humedal y se identifica, de manera ocular, el porcentaje de cobertura de cada biotopo (análisis cualitativo). Este valor se registra en una planilla y se utilizará para el diseño de muestreo de los ensambles de macroinvertebrados.

## Muestreo de macroinvertebrados

### Materiales

Previo a la salida de campo se debe verificar que se cuenta con los todos materiales y equipos necesarios en condiciones para realizar el muestreo (Tabla 1). Para eso deberá completar los formularios de chequeo de materiales y equipo, diseño de monitoreo y ficha de campo para cada sitio, completando los datos mínimos requeridos.



**Fig. 1.** Biotopos identificados en humedales según la complejidad estructural del hábitat (Macchi 2017)

### Procedimiento

Se deberá recopilar la información descriptiva del hábitat, que se documentará la descripción del sitio, las condiciones climáticas, fisicoquímicas del agua, y el uso de suelo. Para lo cual se utiliza la ficha de campo (ver Anexo 1).

Realizar un registro fotográfico del sitio de muestreo, incluyendo las principales características que describan las condiciones en que se encuentra el humedal y los biotopos o hábitats presentes, así como todos aquellos atributos del área que resulten de importancia (fuentes de perturbación). En lo posible utilice un Sistema de Posicionamiento Global (GPS) para ubicar longitud, latitud y altitud del sitio.

Antes de realizar el muestreo de macroinvertebrados, tomar muestras de agua para caracterizar su calidad fisicoquímica (ver protocolo de ambientes lóticos).

En la columna de agua los macroinvertebrados serán colectados con una red de mano con marco tipo D de 500 µm de tamaño de poro, de acuerdo

con la siguiente metodología multihábitat (Barbour et al. 2006, Hering et al. 2006):

1. Delimitar una transecta que abarque desde la orilla al centro del cuerpo de agua, y que toque todos los biotopos presentes en el humedal.
2. Introducir la red D en uno de los biotopos identificados y mover la misma en zigzag, removiendo suavemente en el sustrato, o arrastrando entre las macrófitas, de manera que el movimiento del agua que se genere sea capturado por la red. Repetir este arrastre de red al menos cuatro o cinco veces en el biotopo. Es importante registrar la distancia de arrastre de red en cada movimiento, ya que luego posibilitará obtener, junto a la superficie del marco, la abundancia muestreada en un volumen y con ello calcular la densidad de macroinvertebrados. Por ejemplo, si el marco de la red mide  $0,25 \text{ m}^2$ , el arrastre de cada movimiento fue de 1 metro y se realizaron 4 arrastres, el cálculo es  $0,25 \text{ m}^2 \times 1 \text{ m} \times 4$ , el volumen muestreado es de  $1 \text{ m}^3$ . Se sugiere expresar las densidades en individuos por metro cúbico ( $\text{ind}/\text{m}^3$ ).

Formularios: <b>REM-AQ-F002</b> Diseño de monitoreo <b>REM-AQ-F001</b> Ficha de campo		Formularios requeridos para completar antes y durante el monitoreo.
GPS		Para geoposicionar el sitio de muestreo
Red marco D		Para muestreo semi-cuantitativo de macroinvertebrados en una amplia variedad de hábitats (macrófitas, hojarasca) y tipos de sustrato. Apertura de malla de 500 µm.
Coladores o tamices de 1000 µm y 500 µm.		Para concentración y limpieza previa de la muestra.
Bolsas de polietileno con cierre		Para fijación y traslado de muestras al laboratorio, en caso de no procesar en campo.
Pinzas entomológicas suaves		Para la separación y recolección de organismos que puedan quedar retenidos en la red.
Pipetas Pasteur de plástico		Para atrapar organismos pequeños que pueden ser succionados.
Piseta de 500 ml		Para el lavado de coladores o tamices.
Conservadoras		Para la conservación y traslado de muestras al laboratorio.
Guantes descartables		Para proteger las manos, pueden utilizarse guantes largos tipo veterinario en el caso de sospecha de ambiente contaminado.
Equipo personal de muestreo: waders y/o botas		Para un mejor desplazamiento, evitando mojarse durante el muestreo.

Alcohol 70% y/o Formol 5%		Para fijar y conservar las muestras o los organismos separados en campo alcohol al 70%. Para fijación de muestras también puede utilizarse formol al 5%.
Cinta métrica de 50 m o 100 m		Para realizar las mediciones necesaria en el sitio de muestreo.
Kit de librería: Lápiz, lapicera, marcador indeleble, tijera, goma de borrar, cinta ancha.		Para anotaciones y otras tareas en el proceso de rotulación de muestras.
Botiquín de primeros auxilios		Necesario para cualquier imprevisto de accidente.
Equipo de desinfección		Mochila para desinfección de los equipos entre diferentes humedales.

**Tabla 1.** Materiales y equipamiento para el muestreo de macroinvertebrados en humedales.

3. Una vez terminado cada arrastre, se deberá levantar la red D y enjuagar el copo sumergiéndolo en la superficie del agua, con la finalidad de eliminar la mayor cantidad de sedimento fino posible. También es recomendable retirar la mayor cantidad de materia de tamaño grande (hojas, ramas, rocas, etc.) que haya quedado atrapada, previa inspección y lavado dentro de la misma red. Finalmente, el material se vaciará en las bolsas plásticas previamente etiquetadas, tomando la parte inferior de la red con toda la mano y dándole la vuelta dentro de la bolsa con varias sacudidas. Para asegurarnos que la red queda totalmente vacía de organismos, se pueden utilizar pinzas entomológicas para recoger los organismos adheridos.

4. Rotular y fijar la muestra con alcohol al 96%. Como la muestra contiene agua la concentración final será menor y su preservación durará más tiempo (se recomienda cambiar el alcohol de la muestra luego de una semana). Guardar en heladera para traslado. Si la muestra contiene mucha materia orgánica puede utilizarse formol al 5% para fijar la misma, ya que se garantizará una mejor conservación.

5. Repetir los pasos 2 a 4 en los otros biotopos registrados. De sólo estar presente un biotopo

volver a tomar una muestra integrada, con el procedimiento descripto.

6. Al finalizar el muestreo se procederá a la desinfección de los equipos y materiales utilizados. Para ellos se recomienda utilizar pulverizadores o recipientes que contengan soluciones de preparación sencilla como agua con lavandina al 2%, agua con sal al 5% o agua caliente por encima de los 60°C. Esta desinfección garantiza la eliminación de algas, huevos u otros microorganismos que pueden ser potenciales invasores de otros humedales, evitando la contaminación cruzada.

## Separación y determinación del material

**Lista de elementos necesarios para el trabajo**  
 Tamiz de 500 µm, capsulas de Petri, pinzas entomológicas, pisetas con alcohol 70%, tijera, bandejas plásticas o de telgopor, cajas o canastos plásticos, cubetera, papel manteca para rótulos, lápiz o lapicera indeleble, cuaderno, tubos Eppendorf, frascos plásticos, frascos de vidrio, lupa de brazo, lupa estereoscópica, claves dicotómicas y bibliografía para la identificación de los organismos.

### Ordenamiento del material

Una vez en el laboratorio, las muestras serán ingresadas de acuerdo a las especificaciones propias del sistema de control. Las muestras rotuladas deberán ser registradas en una carpeta de control, que incluya los datos: fecha, humedal, coordenadas del sitio y nombre de la persona que realizó el muestreo. Es importante en este paso verificar el rotulado del material. Las muestras se organizarán en una secuencia conveniente para su posterior procesamiento. Una vez registradas las muestras se organizarán en cajas, previamente rotuladas con el nombre de todos los sitios que contendrá cada una. Guardar cada planilla de campo en una carpeta rotulada con el nombre del proyecto, previamente conservar una copia de la misma digitalizada. A la mayor brevedad posible, es conveniente ir guardando la información en un ordenador (planilla Excel).

### Separación, identificación y conservación de las muestras

En el laboratorio volcar las muestras recolectadas en el campo, preservadas en bolsas o frascos plásticos, en una bandeja plástica blanca. Previamente colar a través de un tamiz de 500 µm y enjuagar con agua. Volcar la muestra enjuagada en una bandeja blanca e inspeccionar visualmente el tamiz, retirando los macroinvertebrados que puedan haber quedado adheridos. Cuando la muestra presente una gran cantidad de algas filamentosas u organismos muy suaves y pequeños se deberá evitar el lavado. Si trabajó con formol manipular según protocolo y almacenar en botellas plásticas el residuo hasta su tratamiento. Si trabajó con alcohol se puede enjuagar y colar con tamiz y eventualmente el residuo se descarta. Todo el material obtenido de los tamices deberá ponerse nuevamente en alcohol al 70%, para evitar su descomposición mientras dura el proceso de separación de los organismos.

Para comenzar con la separación de los organismos volcar una porción de la muestra en una bandeja blanca (plástica o tergopol). Separar con pinzas un ejemplar de cada tipo que se vea morfológicamente diferente (separar varios de cada uno para estar seguros), se puede trabajar con una lupa de brazo largo que magnifica entre 3 a 5 veces el ejemplar. Los ejemplares similares se colocan en una celda de una cubetera de heladera (blanca o clara), que previamente tenga alcohol 70% en cada compartimento. Es económica, y permite organizar los diferentes organismos en cada celda. Si la muestra se deja de procesar por un tiempo (día siguiente) tapar y colocar algún peso. Al finalizar de separación de la muestra de un sitio, guardar cada celda de la cubetera con los distintos

tipos de macroinvertebrados en tubos Eppendorf con alcohol al 70% y colocarlos en frascos previamente rotulados.

Una vez separadas las muestras, tomar los frascos y volcar uno de los tubos Eppendorf con los organismos en una cápsula de Petri con alcohol 70 %. Observar e identificar bajo lupa estereoscópica con claves dicotómicas o pictóricas sugeridas (ver inciso 8 y anexo 2), al menos hasta el nivel taxonómico de familia. La resolución a nivel de familia se puede utilizar como un sustituto de resoluciones taxonómicas más bajas para calcular una variedad de métricas que permiten caracterizar el estado ecológico de humedales sin una pérdida significativa de información (Pires et al. 2021).

Confeccionar una matriz anotando cada familia de macroinvertebrado registrada por cada sitio o humedal estudiado en un cuaderno. Es importante identificar en planilla o cuaderno, fecha, humedal, sitio, observador. Anotar el nombre de la familia en forma de columna ejemplo: Dytiscidae, Lestidae, Tipulidae, etc.

Los organismos identificados se pueden almacenar nuevamente en tubos Eppendorf y éstos a su vez en un frasco de vidrio con tapa a rosca. Cada Eppendorf se puede rotular con etiquetas de papel vegetal en el interior, usando un código de identificación, humedal, sitio, fecha. No olvidar rotular por fuera y por dentro. Esta recomendación es importante porque si hay una gran cantidad de frascos, se pueden mezclar las tapas. De este modo siempre quedará la etiqueta interior identificatoria, como resguardo. El fijador para preservar la muestra es alcohol 70 %. Uno puede revisar la muestra almacenada cuantas veces requiera o en diferentes días, volviendo a guardar el material por si surgen dudas o consultas.

Una vez procesado el material pueden almacenarse las muestras provenientes de varios sitios en un mismo frasco, siempre que estén adecuadamente rotuladas. Esto ahorra espacio, los frascos a su vez pueden almacenarse en racks o canastos plásticos apilables (como los cajones de verduras o frutas, o de cartón de buena calidad). A su vez el cajón puede estar rotulado ejemplo: Campaña: verano, Mallín Grande, Río Negro 2020.

Es conveniente armar una pequeña colección de referencia cuando ya se está seguro de que la taxonomía está resuelta. También se recomienda en lo posible y si se tiene posibilidad de fotografiar el material bibliográfico, ya que sirve para hacer consultas con los especialistas, o revisar nuevamente si se tienen dudas. La cámara de un celular

(apoyados sobre los oculares de la óptica) permite conseguir fotografías de buena calidad y almacenarlas.

### Evaluación de la integridad ecológica

Los indicadores del estado ecológico de los ecosistemas acuáticos son reconocidos cada vez más como herramientas fundamentales para la gestión y el manejo adecuado de estos ecosistemas (Brazner et al. 2007). Particularmente, los macroinvertebrados acuáticos juegan un papel importante en el funcionamiento de los humedales, por lo que el análisis exhaustivo de estos organismos puede proporcionar una visión general del estado de conservación del mismo.

En este sentido, como en la región no existen índices bióticos análogos a los utilizados en ríos, un enfoque multimétrico permite evaluar el efecto de diversos factores de estrés en diferentes atributos de los ensambles de macroinvertebrados, donde cada métrica evaluada es una característica de la biota que cambia de una manera predecible a medida que aumenta la intensidad del estrés ambiental (Barbour et al. 2006).

La utilización de macroinvertebrados como indicadores a nivel de comunidad requiere, metodológicamente, la transformación de los datos (presencia o abundancia de los diferentes taxones) en métricas (Prat et al. 2009). La mayor parte de las métricas simples aplicadas en el estudio de los macroinvertebrados utilizan como factor clave la tolerancia de los diferentes taxones a una perturbación determinada (Macchi 2017). De este modo la relación entre el número de organismos tolerantes a las perturbaciones y los intolerantes a ella son un recurso habitual en las métricas usadas

(Bonada et al. 2006).

Dentro de esas métricas, las de riqueza resultan ser las más sensibles frente al disturbio (Gascón et al. 2009; Macchi 2017) y sus valores disminuyen a medida que aumenta la degradación en los humedales por cambios en el uso del suelo. Las métricas de riqueza reflejan la diversidad de las comunidades acuáticas y su aumento se correlaciona con el incremento de la salud de las comunidades (Barbour et al. 1996).

Las métricas simples sugeridas para evaluar disturbios en humedales patagónicos y andinos (en negrita en Tabla 2), son los siguientes (Epele y Miserendino 2015; Macchi 2017): nº total de taxones, nº de familias de insectos, nº de órdenes de invertebrados no insectos, nº de taxones de insectos, nº de taxones de quironómidos, EOT (riqueza de efemerópteros, odonatos y tricópteros), OCD (riqueza de odonatos, coleópteros y dípteros), % de dípteros, % de quironómidos, % de crustáceos, % EOT, % OCD ; % de depredadores y % de filtradores (Figura 2). Aunque la aplicación de algunas de estas métricas es sugerida para realizar una evaluación ecológica de los humedales, es conveniente probar otras, y relacionarlas con la calidad del agua y los usos del suelo, para ampliar las explicaciones de los posibles disturbios y sus efectos en la integridad ecológica. Por ejemplo, la variación de la calidad del agua de los humedales está directamente relacionada al grado de disturbio de la zona aledaña. En diversos estudios de humedales en la región, los efectos del uso ganadero y urbano generan mayores valores en las concentraciones de nutrientes, sólidos en suspensión y conductividad (Macchi 2017; Miserendino et al., 2020).

Medida	Métrica	Respuesta esperada al disturbio
Riqueza	<b>Nº total de taxones</b>	Disminuye
	<b>Nº de familias de insectos</b>	Disminuye
	<b>Nº de taxones de insectos</b>	Disminuye
	<b>Nº de órdenes de invertebrados no insectos</b>	Disminuye
	<b>Nº de taxones de quironómidos</b>	Disminuye
	Nº de géneros de coleópteros	Aumenta
	Nº de taxa de crustáceos	Disminuye
	Nº de taxa de gasterópodos	Disminuye
Composición y abundancia	% de efemerópteros	Disminuye
	% de tricópteros	Disminuye
	<b>% de dípteros</b>	Disminuye
	<b>% de quironómidos</b>	Disminuye
	% de gasterópodos	Disminuye
	% de oligoquetos	Aumenta
	<b>% de crustáceos</b>	Aumenta
	% de anfípodos	Aumenta
	% de oligoquetos	Aumenta
	<b>% EOT (Efemerópteros, odonatos y tricópteros)</b>	Disminuye
	<b>% OCD (Odonatos, coleópteros y dípteros)</b>	Disminuye
Tolerancia/Intolerancia	Índice de Shannon y Wiener	Disminuye
	Equitatividad	Disminuye
	Densidad	Aumenta
	<b>EOT (Efemerópteros, odonatos y tricópteros)</b>	Disminuye
	<b>OCD (Odonatos, coleópteros y dípteros)</b>	Disminuye
Grupos funcionales	<b>% Depredadores</b>	Disminuye
	% Colectores	Disminuye
	<b>% Filtradores</b>	Aumenta
	% Raspadores	Disminuye
	% Fragmentadores	Variable

**Tabla 2.** Algunas métricas simples basadas en atributos de los ensambles de macroinvertebrados de humedales y sus probables respuestas al disturbio o cambios en el uso del suelo en humedales (en negrita los recomendados).



**Fig. 2.** Modelo conceptual de métricas de macroinvertebrados acuáticos que contribuyen a la evaluación de la integridad ecológica de humedales. Métricas: TT: n° total de invertebrados; FI: n° de familias de insectos; TI: n° de taxones de insectos; NI: n° de órdenes de invertebrados no insectos; Q: n° de taxones de quirónomidos; EOT: n° de taxones de efemerópteros, odonatos y tricópteros; OCD: n° de taxones de odonatos, coleópteros y dípteros; %D: abundancia relativa porcentual de dípteros; % Q: abundancia relativa de quirónomidos; % EOT: abundancia relativa de EOT; % OCD: abundancia relativa de OCD; % Cr: abundancia relativa de crustáceos; % De: Ab. abundancia relativa de depredadores; %Fi: abundancia porcentual de filtradores (Macchi 2017).

## Bibliografía sugerida para la identificación

Domínguez, E., H. R. Fernández. 2009. Macroinvertebrados bentónicos sudamericanos. Sistemática y biología. Fundación Miguel Lillo, Tucumán, Argentina, 656 pp.

Hamada, N., J. H. Thorp, D. C. Rogers. 2018. Keys to Neotropical Hexapoda. Thorp and Covich's. Freshwater Invertebrates. Volume III. London, United Kingdom, 839 pp.

Lopretto, E. C., G. Tell. 1995. Ecosistemas de aguas continentales Metodologías para su estudio. Ediciones Sur.

Macchi, P. 2019. Biomonitoring RN (Versión 1.0) <https://m.apkpure.com/es/biomonitoring-rn/ar.com.biomonitoring.muestras>

## Bibliografía

Barbour, M. T., J. Gerritsen, E. Griffith, R. Frydenborg, E. McCarron, J. S. White, M. L. Bastian, 1996. A framework for biological criteria for Florida streams using benthic macroinvertebrates. Journal of the North American Benthological Society, 185-211.

Barbour, M.T., J. B. Stribling, K. R. Karr. 2006. Multimetric approach for establishing biocriteria and measuring biological condition. In Biological assessment and criteria: tools for water resource planning and decision making, W.S. Davis and T.P. Simon, eds. CRC Press, Boca Raton, FL. 63-77.

Batzer, D. P. D. Boix. 2016. An Introduction to Freshwater Wetlands and Their Invertebrates. In Invertebrates in Freshwater Wetlands (pp. 1-23). Springer International Publishing.

Batzer, D. P., A. Ruhí. 2013. Is there a core set of organisms that structure macroinvertebrate assemblages in freshwater wetlands?. Freshwater Biology, 58(8), 1647-1659.

Bird, M. S. 2012. Effects of Habitat Transformation on Temporary Wetlands in the South-Western Cape, South Africa. Journal of Aquatic Science, 36, 299-308.

Bird, M. S., J. A. Day. 2014. Wetlands in changed landscapes: the influence of habitat transformation on the physico-chemistry of temporary depression wetlands. PloS one, 9(2), e88935.

Blanckenberg, M., M. C. Mlambo, D. Parker, S. N. Motitsoe, C. Reed. 2020. Protected and un-protected

urban wetlands have similar aquatic macroinvertebrate communities: a case study from the Cape Flats Sand Fynbos region of southern Africa. PloS one, 15(5), e0233889.

Bonada, N., N. Prat, V. H. Resh, B. Statzner. 2006. Developments in aquatic insect biomonitoring: a comparative analysis of recent approaches. Annu. Rev. Entomol., 51, 495-523.

Epele, L. B. 2014. Comunidades de invertebrados acuáticos de mallines de Patagonia, bajo distintos niveles de antropización (tesis de doctorado). Universidad Nacional de La Plata, Buenos Aires, Argentina. <http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/34197>

Epele, L. B., M. L. Miserendino. 2015. Environmental quality and aquatic invertebrate metrics relationships at Patagonian wetlands subjected to livestock grazing pressures. PloS one, 10(10), e0137873.

Epele, L. B., Grech, M. G., Manzo, L. M., Macchi, P. A., Hermoso, V., Miserendino, M. L., ... & Cañedo-Aríguelles, M. 2021. Identifying high priority conservation areas for Patagonian wetlands biodiversity. Biodiversity and Conservation, 30, 1359-1374. DOI: 10.1007/s10531-021-02146-2

Gascón, S., D. Boix, J. Sala. 2009. Are different biodiversity metrics related to the same factors? A case study from Mediterranean wetlands. Biological conservation, 142 (11), 2602-2612.

Hering, D., C. K. Feld, O. Moog, T. Ofenböck. 2006. Cook book for the development of a Multimetric Index for biological condition of aquatic ecosystems: experiences from the European AQEM and STAR projects and related initiatives. Hydrobiologia, 566 (1), 311-324.

Hill, L. 2004. Elands catchment comprehensive reserve determination study, Mpumalanga Province, ecological classification and ecological water requirements (quantity) workshop report. Report No. ENV-PC, 19, 1-98.

Kashian, D. R., T.M. Burton. 2000. A comparison of macroinvertebrates of two Great Lakes coastal wetlands: testing potential metrics for an index of ecological integrity. Journal of Great Lakes Research, 26(4), 460-481.

Macchi, P.A. 2017. Macroinvertebrados acuáticos como indicadores ecológicos de cambios en el uso del suelo en mallines del sudoeste de la Provincia de Río Negro (Tesis Doctoral). Facultad de Ciencias Naturales y Museo. Universidad

Nacional de la Plata. [http://sedici.unlp.edu.ar/  
handle/10915/59171](http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/59171)

Miserendino, M. L., L. B. Epele, C. Brand, L. M. Manzo. 2020. Los indicadores biológicos en la Patagonia. Calidad de agua e integridad ecológica: Una mirada desde arroyos a mallines. Eudeba, 165-173.

Pires, M. M., M. G. Grech, C. Stenert, et al. 2021. Does taxonomic and numerical resolution affect the assessment of invertebrate community structure in New World freshwater wetlands?. Ecological indicators, 125, 107437.

Prat, N., B. Ríos, R. Acosta, M. Rieradevall. 2009. Los macroinvertebrados como indicadores de calidad de las aguas. Macroinvertebrados bentónicos sudamericanos. Sistemática y biología, 631-654.

Ruhí, A., G. W. Fairchild, D. J. Spieles, G. Becerra-Jurado, D. Moreno-Mateos. 2016. Invertebrates in Created and Restored Wetlands. InInvertebrates in Freshwater Wetlands (pp. 525-564). Springer International Publishing.