Técnicas de monitoreo para ecosistemas fluviales de la Argentina






Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible
Argentina

CONICET

REM.AQUA
Red de Evaluación y Monitoreo de Ecosistemas Acuáticos

Técnicas de monitoreo para ecosistemas fluviales de la Argentina

Adonis Giorgi
Eduardo Domínguez
Nora Gómez

Compiladores

Secretaría de Ambiente y Desarrollo Sustentable
Presidencia de la Nación

CONICET

REM.AQUA
Red de Evaluación y Monitoreo de Ecosistemas Acuáticos

Giorgi, Adonis
Técnicas de monitoreo para ecosistemas fluviales de la Argentina / Adonis Giorgi ; Eduardo Domínguez ; Nora Gomez. - 1a ed. - Ciudad Autónoma de Buenos Aires : Consejo Nacional Investigaciones Científicas Técnicas - CONICET, 2022.
Libro digital, PDF

Archivo Digital: descarga y online
ISBN 978-950-692-199-6

1. Ecosistemas. 2. Aguas Fluviales. I. Domínguez, Eduardo. II. Gomez, Nora. III. Título.
CDD 577.6

© 2022 CONICET
Godoy Cruz 2290 (C1425FQB) CABA – República Argentina – https://www.conicet.gov.ar ; info@conicet.gov.ar;
Tel (+54 11) 4899 5400

© 2022 Adonis Giorgi

© 2022 Eduardo Domínguez

© 2022 Nora Gómez

Idea y dirección general del proyecto:
Adonis Giorgi
Eduardo Domínguez
Nora Gómez

Foto de tapa:
Arroyo Noques, Tucumán, Argentina.
Eduardo Domínguez

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.) 2022. *Técnicas de monitoreo para ecosistemas fluviales de la Argentina*. REM.AQUA (Red de Evaluación y Monitoreo de Ecosistemas Acuáticos), Conicet.

Autoridades

Presidente de la Nación
Alberto Fernández

Jefe de Gabinete de Ministros
Juan Manzur

Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible

Ministro de Ambiente y Desarrollo Sostenible
Juan Cabandié

Titular de la Unidad de Gabinete de Asesores
Sr. Juan Manuel Vallone

Secretaria de Política Ambiental en Recursos Naturales
Dra. Beatriz Domingorena

Directora Nacional de Gestión Ambiental del Agua y los Ecosistemas Acuáticos
Dra. Gabriela Liliana Gonzalez Trilla

Ministerio de Ciencia, Tecnología e Innovación

Ministro de Ciencia, Tecnología e Innovación
Lic. Daniel Fernando Filmus

Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas
Presidenta
Dra. Ana María Franchi

Vicepresidente de Asuntos Científicos
Dr. Mario Martín Pecheny

Vicepresidente de Asuntos Tecnológicos
Dr. Roberto Daniel Rivarola

Gerente de Desarrollo Científico y Tecnológico
Prof. Liliana Sacco

Directora de Convenios y Proyectos
Dra. Patricia Maccagno

Prólogo

Adonis Giorgi
Eduardo Domínguez
Nora Gómez

En el año 2020, se publicó el libro ***La bioindicación en el monitoreo y evaluación de los sistemas fluviales de la Argentina. Bases para el análisis de la integridad ecológica***, producido por el grupo de trabajo "Biomonitores" de la REM.AQUA (Red de Evaluación y Monitoreo de Ecosistemas Acuáticos). Este libro, además de recopilar los diferentes tipos de índices que se utilizan en el biomonitoreo de sistemas fluviales en distintas regiones del país, incluyó capítulos de interés general, como aspectos legales y educación, problemáticas de las cuencas y recomendaciones para la gestión. Este primer paso permitió reconocer las fortalezas y debilidades que afrontamos como país frente a las necesidades que impone la gestión del agua, respetando la integridad ecológica de los ecosistemas acuáticos. La idea subyacente del mismo fue promover la utilización de la comunidad acuática, constituida por seres vivos como nosotros, para la bioindicación de la calidad biológica del agua.

Durante mucho tiempo se discutieron los valores de los parámetros "aceptables" de calidad de agua, generalmente basados en parámetros físicos y químicos, frecuentemente sugeridos o impuestos por partes interesadas en un uso económico abusivo de un bien común e imprescindible para la vida, como es el AGUA. Estos valores no siempre se corresponden con una biota saludable. Es por esto que la filosofía de utilizar los organismos acuáticos como indicadores parte de considerar que si la calidad del agua no es buena para ellos, tampoco puede serlo para nosotros.

Teniendo en cuenta las consideraciones precedentes restaba entonces pasar de la teoría a la práctica, considerando además que los encargados de llevar adelante las evaluaciones probablemente son los mismo que realizan los análisis de la calidad del agua por los médios tradicionales. Posiblemente en algunos casos no serán biólogos, o no tienen los suficientes conocimientos específicos para realizar los muestreos, la separación y determinación de los organismos, y finalmente llegar al cálculo de los índices y su interpretación. Para ello, nos propusimos generar "manuales", lo más completos posibles en cuanto a la descripción de cada método y proceso para llevarlo a cabo, pero al mismo tiempo lo suficientemente simple y dinámico como para hacerlo accesible al gestor que tenga que realizarlo.

Este primer manual, está dirigido a explicar las metodologías requeridas para el biomonitoreo de ecosistemas fluviales de Argentina atendiendo las particularidades de las distintas regiones del país y focalizando el interés en los grupos de organismos frecuentemente utilizados en la evaluación y monitoreo de ríos y arroyos. Se trata de una publicación dinámica, que se irá mejorando con su uso y las demandas que surjan de los distintos ámbitos de la gestión. Este mecanismo permitirá perfeccionarlo e incorporar nuevas metodologías que serán necesarias ante los nuevos desafíos ambientales que imponga la conservación de los recursos acuáticos de Argentina. Próximamente se prevé la edición de un segundo manual dedicado a los ecosistemas lénticos realizado también con la participación de numerosos especialistas.

Mantener e incrementar la integridad ecológica de los de los ecosistemas acuáticos de Argentina es un compromiso que debemos asumir como sociedad para alcanzar un desarrollo sostenible. Para ello es fundamental que los científicos contribuyamos a facilitar la tarea de técnicos y gestores para lograr que el monitoreo de los ecosistemas acuáticos se realice de modo integral y permanente.

Por ello, agradecemos el compromiso, esfuerzo y apoyo de los autores, instituciones y diseñadores que hicieron posible la elaboración de este libro de técnicas.

Prólogo

REM-AQUA
Nora Gómez
Coordinadora Científica

La conservación de los ecosistemas acuáticos y su biodiversidad es central para la gestión de los cuerpos de agua, la cual asegura el acceso al agua de manera sostenible. La Red de Evaluación y Monitoreo de Ecosistemas Acuáticos de Argentina (REM-AQUA) propone este abordaje para el manejo de los ecosistemas acuáticos del país. Además, considera que es vital generar un espacio que permita la interacción de los distintos actores necesarios para llevarla adelante, contribuyendo a interpretar los problemas a partir de diagnósticos integrales, con metodologías que contemplen el análisis de la estructura y funcionamiento de los ecosistemas acuáticos. Es este contexto que nos lleva a reconocer inexorablemente que el empleo de descriptores de la biota juntamente con los de la calidad del hábitat y del agua nos proporcionan una medida integradora de los impactos que puede recibir un ecosistema acuático. Para esto se requiere de herramientas de evaluación y monitoreo, como las que se brindan en esta publicación.

Técnicas de monitoreo para ecosistemas fluviales de la Argentina es el logro del trabajo mancomunado de numerosos especialistas vinculados a la ecología acuática, que aunaron sus conocimiento para producir este documento, en el espacio propiciado por la REM-AQUA. El contenido del manual está orientado a la evaluación de la integridad ecológica de los ecosistemas fluviales del país, a través de aportar estrategias de monitoreo y evaluación de alcance nacional. Este producto se suma al incesante trabajo que se realiza en la red en temas de bioindicación, calidad del agua, regímenes hidrológicos, caudales ambientales y servicios ecosistémicos. El trabajo colaborativo entre científicos y los generadores de políticas públicas ha permitido identificar necesidades y plasmarlas en un documento, como el que se presenta aquí. El mismo aborda técnicas para evaluar el hábitat, el estado de la biota, la física y la química del agua.

Las metodologías desarrolladas en este documento pueden ser aplicadas, por ejemplo, para diagnosticar la severidad del deterioro ambiental de un curso de agua, identificar sus fuentes y causas, evaluar la efectividad de acciones de control o bien de actividades de restauración o rehabilitación. También provee herramientas para la caracterización regional de los ecosistemas fluviales de Argentina.

Esta publicación es un producto que surge de la interacción entre el Ministerio de Ambiente de la Nación y el CONICET, a través de la REM-AQUA como integrante de la Red Interinstitucional Orientada a la Solución de Problemas (RIOSP) del CONICET. En sus objetivos figuran la promoción de la seguridad hídrica, que para alcanzarla requiere conocer la integridad ecológica de los ecosistemas acuáticos, la cual necesita de metodologías de evaluación y monitoreo adaptadas a las particularidades de las distintas ecorregiones del país. Desde la REM-AQUA deseamos que esta publicación siente las bases para comenzar a evaluar los cuerpos de agua de Argentina en un marco de consensos entre el ámbito académico y de la gestión. Esto contribuirá a definir cuáles son las características deseables que deben reunir los ecosistemas acuáticos de Argentina, para permitir la vida de los organismos en coexistencia con los usos del agua.

Autores

Accattatis, Victoria
Instituto Nacional de Limnología (INALI), CONICET-UNL. Ciudad Universitaria. Colectora Ruta Nacional 168, Paraje El Pozo, (3000), Santa Fe.

Armendáriz, Laura C.
Instituto de Limnología Dr. Raúl A. Ringuelet (ILPLA). CONICET-Facultad de Ciencias Naturales y Museo-UNLP.

Assef, Yanina
Centro de Investigación Esquel de Montaña y Estepa Patagónica (CIEMEP)-CONICET-UNPSJB. Roca 780. Esquel. Chubut (9200).

Avigliano, Esteban
Universidad de Buenos Aires. Facultad de Ciencias Veterinarias. Buenos Aires. Argentina CONICET-Universidad de Buenos Aires. Instituto de Investigaciones en Producción Animal (INPA), Buenos Aires, Argentina.

Brand, Cecilia
Centro de Investigación Esquel de Montaña y Estepa Patagónica (CIEMEP)-CONICET-UNPSJB. Roca 780. Esquel. Chubut (9200).

Bustamante, Gustavo
UNSL-Facultad de Química, Bioquímica y Farmacia. Universidad Nacional de San Luis. Ejército de los Andes 950 (1er Bloque 2do piso) San Luis Capital (5700).

Cibils-Martina, Luciana
Instituto de Ciencias de la Tierra, Biodiversidad y Ambiente (ICBIA). Universidad Nacional de Río Cuarto – CONICET. Departamento de Ciencias Naturales.

Ciocco, Néstor
Laboratorio de Entomología. Instituto Argentino de Investigaciones de las Zonas Áridas (IADIZA). CCT Mendoza CONICET- UNCuyo.

Cochero, Joaquín
Instituto de Limnología Dr. Raúl A. Ringuelet (ILPLA). CONICET-Facultad de Ciencias Naturales y Museo-UNLP.

Cortelezzi, Agustina
Instituto Multidisciplinario sobre Ecosistemas y Desarrollo Sustentable Campus Universitario - Arroyo Seco S/N UNCPBA - Tandil.

Daruich, Jorgelina
UNSL-Facultad de Química, Bioquímica y Farmacia. Universidad Nacional de San Luis. Ejército de los Andes 950 (1er Bloque 2do piso) San Luis Capital (5700).

Devercelli, Melina
Instituto Nacional de Limnología (INALI-CONICET-UNL), Ciudad Universitaria. Colectora Ruta Nac. 168, Paraje El Pozo, (3000), Santa Fe

Domínguez, Eduardo
Instituto de Biodiversidad Neotropical (IBN). CONICET – U.N.T. Facultad de Ciencias Naturales e IML.

Fernández, Hugo R.
Instituto de Biodiversidad Neotropical (IBN). CONICET – U.N.T. Facultad de Ciencias Naturales e IML.

Fernández Cirelli, Alicia
Universidad de Buenos Aires. Facultad de Ciencias Veterinarias, Buenos Aires, Argentina CONICET - Universidad de Buenos Aires. Instituto de Investigaciones en Producción Animal (INPA), Buenos Aires, Argentina. Universidad de Buenos Aires. Centro de Estudios Transdisciplinarios del Agua (CETA), Buenos Aires, Argentina.

Gil, Angélica
UNSL-Facultad de Química, Bioquímica y Farmacia. Universidad Nacional de San Luis. Ejército de los Andes 950 (1er Bloque 2do piso) San Luis Capital (5700).

Giorgi, Adonis
Instituto de Ecología y Desarrollo Sustentable (INEDES)-UNLu-CONICET. Departamento de Ciencias Básicas-UNLu.

Gómez, Nora
Instituto de Limnología Dr. Raúl A. Ringuelet (ILPLA) CONICET - UNLP

González, Carolina
Instituto de Ecología, Genética y Evolución (IEGEBA) CONICET - Universidad de Buenos Aires; Departamento de Ecología, Genética y Evolución, FCEN, Universidad de Buenos Aires

Huber, Paula
Instituto Nacional de Limnología (INALI), CONICET - UNL. Ciudad Universitaria. Colectora Ruta Nacional 168, Paraje El Pozo, (3000), Santa Fe.

Kutschker, Adriana
Universidad Nacional de la Patagonia SJB. Facultad de Ciencias Naturales y Ciencias de la Salud. Sede Esquel. Sarmiento 849. 9200. Esquel. Chubut.

Licursi, Magdalena
Instituto Nacional de Limnología (INALI-CONICET-UNL) - Ciudad Universitaria. Colectora Ruta Nac. 168, Paraje El Pozo, (3000), Santa Fe.

Lucero, Julieta del R.
Instituto de Ciencias de la Tierra, Biodiversidad y Ambiente (ICBIA). Universidad Nacional de Río Cuarto – CONICET. Departamento de Ciencias Naturales.

Macchi, Pablo
Universidad Nacional de Río Negro. Instituto de Investigación en Paleobiología y Geología (CONICET-UNRN). Grupo Limnología y bioindicadores Av. Roca 1242 -General Roca (R8332FDZ) Provincia de Río Negro -Argentina.

Marchese, Mercedes R.
Instituto Nacional de Limnologia (INALI-CONICET-UNL). Ciudad Universitaria Colectora Ruta Nac. 168, Paraje El Pozo, (3000), Santa Fe.

Márquez, Javier A.
Instituto de Ciencias de la Tierra, Biodiversidad y Ambiente (ICBIA). Universidad Nacional de Río Cuarto – CONICET. Departamento de Ciencias Naturales.

Metz, Sebastian
Instituto Tecnológico de Chascomús (INTECH), CONICET - UNSAM. Av. Intendente Marino Km 8,200, Chascomús (7130), Buenos Aires.

Miserendino, María Laura
Centro de Investigación Esquel de Montaña y Estepa Patagónica (CIEMEP)-CONICET-UNPSJB. Roca 780. Esquel. Chubut (9200).

Montilla, Victoria
Instituto de Ciencias de la Tierra, Biodiversidad y Ambiente (ICBIA). Universidad Nacional de Río Cuarto – CONICET. Departamento de Ciencias Naturales.

Moreno, Liliana E.
UNSL-Facultad de Química, Bioquímica y Farmacia; Universidad Nacional de San Luis. Ejército de los Andes 950 (1er Bloque 2do piso) San Luis Capital (5700).

Ocon, Carolina S.
Instituto de Limnología Dr. Raúl A. Ringuelet (ILPLA). CONICET-Facultad de Ciencias Naturales y Museo-UNLP.

O'Farrell, Inés
Instituto de Ecología, Genética y Evolución (IEGEBA) CONICET - Universidad de Buenos Aires; Departamento de Ecología, Genética y Evolución, FCEN, Universidad de Buenos Aires.

Papazian, Gabriela
Universidad Nacional de la Patagonia SJB. Facultad de Ciencias Naturales y Ciencias de la Salud. Sede Esquel. Sarmiento 849. 9200. Esquel. Chubut.

Pero, Edgardo
Instituto de Biodiversidad Neotropical (IBN). CONICET –U.N.T. Facultad de Ciencias Naturales e IML.

Principe, Romina E.
Instituto de Ciencias de la Tierra, Biodiversidad y Ambiente (ICBIA). Universidad Nacional de Río Cuarto – CONICET. Departamento de Ciencias Naturales.

Reynaga, Celina
Instituto de Biodiversidad Neotropical (IBN). CONICET –U.N.T. Facultad de Ciencias Naturales e IML.

Rigacci, Laura
Instituto de Ecología y Desarrollo Sustentable (INEDES)-UNLu-CONICET - Departamento de Ciencias Básicas-Universidad Nacional de Luján (UNLu).

Rodrigues Capítulo, Alberto
Instituto de Limnología Dr. Raúl A. Ringuelet (ILPLA). CONICET - Facultad de Ciencias Naturales y Museo - UNLP.

Rodríguez Castro, Carolina
Instituto de Ecología y Desarrollo Sustentable (INEDES)-UNLu-CONICET. Departamento de Ciencias Básicas-Universidad Nacional de Luján (UNLu).

Scheibler, Erica
Laboratorio de Entomología. Instituto Argentino de Investigaciones de las Zonas Áridas (IADIZA). CCT Mendoza CONICET- UNCuyo.

Taboada , María de los Ángeles
Instituto de Ecosistemas de Aguas Continentales-Área Biología Integrativa-Fundación Miguel Lillo. Miguel Lillo 221 (4000) Tucumán.

Thompson, Gustavo A.
Universidad de Buenos Aires. Facultad de Ciencias Veterinarias. Buenos Aires. Argentina. CONICET-Universidad de Buenos Aires. Instituto de Investigaciones en Producción Animal (INPA), Buenos Aires, Argentina.

Unrein, Fernando
Laboratorio de Ecología Acuática. Instituto Tecnológico de Chascomús (INTECH)-CC 164 (B7130IWA) Chascomús, Provincia de Buenos Aires. Argentina

Volpedo, Alejandra V.
Universidad de Buenos Aires. Facultad de Ciencias Veterinarias. Buenos Aires. Argentina. CONICET-Universidad de Buenos Aires. Instituto de Investigaciones en Producción Animal (INPA), Buenos Aires, Argentina. Universidad de Buenos Aires. Centro de Estudios Transdisciplinarios del Agua (CETA), Buenos Aires, Argentina.

Yema, Lilen
Instituto de Ecología, Genética y Evolución (IEGEBA) CONICET - Universidad de Buenos Aires; Departamento de Ecología, Genética y Evolución, FCEN, Universidad de Buenos Aires.

Zilli, Florencia L.
Instituto Nacional de Limnologia (INALI-CONICET-UNL). Ciudad Universitaria Colectora Ruta Nac. 168, Paraje El Pozo, (3000), Santa Fe

Índice

7 **Prólogo**

9 **Prólogo REM-AQUA**

10 **Autores**

15 **Introducción. Estructura básica del manual y selección de protocolos**

19 **Técnicas de campo y laboratorio: físicas, químicas y morfométricas**

21 Parámetros físico-químicos en muestras de agua medidas *in situ* y en el laboratorio

34 Descripciones técnicas físico-químicas

44 Distribución regional de los protocolos-ecorregiones

46 Tipos de ríos: estimaciones de caudal y morfometría

50 Tipos de sustratos

51 Recomendaciones de seguridad para el campo y laboratorio

55 **Técnicas de campo y laboratorio para el estudio de macroinvertebrados**

57 Materiales de colecta y equipos de muestreo

63 Procedimientos de muestreo

72 Índices regionales con macroinvertebrados

72 **Región del NOA**

74 a. Altos Andes y Puna (ABI)

75 b. Yungas (IBY-4)

76 c. Montes de Sierras y Bolsones (BMWP´, ASPT, IBF)

78 **Región NEA**

80 a. Identificación, recuentos y asignación funcional

80 b. Índices (IMRP, IBMPAM, BMWP, IBF, SIGNAL 2)

94 **Región Cuyo (IBSSL)**

97 **Región Centro**

97 a. Muestreo

97 b. Aplicación de Índices (IBC, BMWP)

102 **Región Pampa**

102 a.Los cursos de agua de la llanura

102 b. Procedimiento de muestreo

102 c. Índices bióticos de aplicación en biomonitoreos de arroyos y ríos pampeanos (IBPAMP, IMRP,PBMWP)

109 **Región Patagonia**

109 a. Campo de aplicación

109 b. Recomendaciones

109 c. Procedimiento de muestreo

113 d. Aplicación de índices bióticos (BMPS)

119 **Técnicas de campo y laboratorio para el estudio de algas y cianobacterias**

121 Principales grupos taxonómicos de algas

128 Muestreo de campo y conservación de muestras

131 Ensambles de algas

131 **Fitoplancton**

133 a. Obtención de muestras de fitoplancton

135 b. Laboratorio

137 c. Almacenamiento de muestras

139 d. Indicadores del fitoplancton

141 **Bentos y sustratos sumergidos (IPS, IDP)**

145 a. Índices taxonómicos empleando diatomeas

148 b. Índices no taxonómicos

149 c. Particularidades para la región Patagonia

150 d. Muestreo

157 Clorofila-*a* planctónica
163 Floraciones de cianobacterias
171 Evaluación de la concentración de cianotoxinas
181 Limpieza de frústulos de diatomeas
186 Identificación y recuento de algas del bentos
188 Estimación de la biomasa del bentos
190 Determinación del ADN ambiental

201 Índices de calidad de hábitat y de ribera

203 Protocolos para índices de hábitat y de ribera
203 Región NOA (QBRy)
205 Región NEA
205 Región Cuyo
207 Región Centro (IIH, CBR)
211 Región Pampas (IHRPlata, ICRUM, ICRP,USHI, ICR
215 Región Patagonia (IVH, QBRp)
223 Interpretación de la Integridad Ecológica

227 Anexos

Introducción

Estructura básica del manual y selección de protocolos

Este manual reúne una serie de protocolos y recomendaciones para realizar el muestreo y monitoreo en ambiente lóticos. Está dirigido, principalmente, a personal técnico que interviene en tareas de gestión ambiental, pero pretendemos que también resulte una herramienta útil para quienes se acercan al estudio de la ecología acuática fluvial desde su profesión o como integrantes de asociaciones civiles enfocadas en temas ambientales.

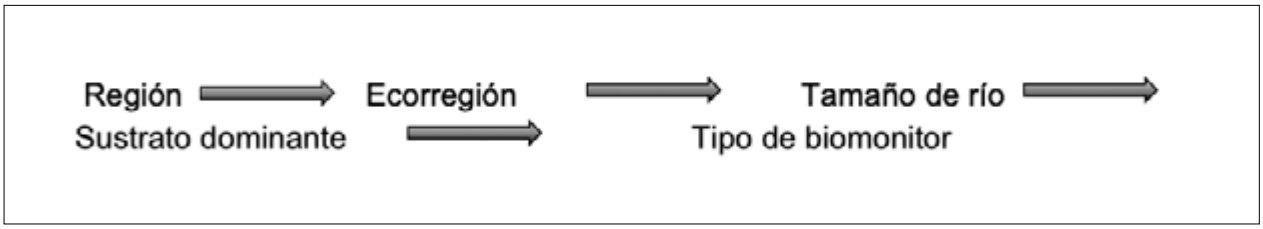
El manual reúne recomendaciones para el muestreo de sistemas fluviales que se encuentren en distintas regiones del país. En cada caso corresponderá seleccionar aquellas características más relevantes de acuerdo a cada una de las ecorregiones, al tamaño del río, y al sustrato dominante. También se pueden seleccionar dos grandes grupos no sistemáticos que habitualmente se utilizan para la bioindicación y pueden utilizarse en el biomonitoreo: los macroinvertebrados y las algas. De esta forma, podrán seleccionarse los protocolos más adecuados para poder realizar el muestreo y el monitoreo de un determinado tipo de río.

El manual incluye algunos capítulos generales como el de química de las aguas que refiere a los parámetros más relevantes para el monitoreo; otro, sobre las ecorregiones de la Argentina; y otro, sobre algunas de las características geomorfológicas que deben tenerse en cuenta en el muestreo de ríos.

A continuación, hay una serie de capítulos escritos por especialistas de distintas regiones del país sobre los protocolos y los índices bióticos más utilizados con invertebrados y/o algas.

Como el área ribereña se considera parte del río, también se ofrece en este manual una serie de índices de calidad de ribera y/o del hábitat desarrollados en las distintas regiones. Tanto los índices bióticos, como los ribereños, pueden utilizarse en zonas diferentes a las que han sido generadas si son fisonómica y paisajísticamente semejantes, aunque, en todos los casos, se deberán realizar los ajustes necesarios para adaptar el índice a un lugar nuevo e intentar validar la información brindada por el índice a través de la comparación con otra fuente diferente de obtención de información. De ese modo, los índices bióticos que indican grados de contaminación suelen ser calibrados contra resultados de un conjunto de variables físico-químicas indicadoras de contaminación. Por otro lado, los índices de calidad de ribera también pueden validarse considerando la función ecológica alterada al disminuir la calidad del área ribereña. En general, un área ribereña de baja calidad incrementa los procesos de erosión e incrementa la velocidad de ingreso de un soluto desde la ribera al cauce.

Para programar el monitoreo de un río, debe realizarse la selección de las estaciones de muestreo y de los parámetros a relevar, y tomar las decisiones más adecuadas para obtener la mayor información posible. Para este fin, se deberían transitar los siguientes pasos metodológicos para organizar un monitoreo adecuado:



Paso 1. Identificar todas las variables que podamos definir de los ecosistemas acuáticos que debemos monitorear.

Paso 2. Priorizar criterios.
En los criterios de decisión deberá tenerse en cuenta principalmente: a. en qué región y ecorregión está ubicado el río que se pretende monitorear; b. el tamaño de río que pretende monitorear; c. los tipos de sustratos predominantes en el ambiente fluvial; d. el tipo de características de las áreas de ribera (formaciones vegetales o paisaje en los que se enmarque ese río); e. la capacidad de colectar muestras químicas, biológicas y ecológicas; f. la capacidad de analizarlas. Una vez realizado este paso y establecidos los protocolos que serían necesarios adoptar, se puede decidir la incorporación o exclusión de alguno de ellos. Por ejemplo: decidir cuál/es tipos de comunidades, grupos de organismos o ensambles se utilizarán como bioindicadores (macroinvertebrados, algas).

Paso 3. Identificar la importancia de los criterios y definir objetivos.
Un monitoreo debe ser sostenido en el tiempo. Si consideramos que los protocolos seleccionados no se pueden realizar con una frecuencia determinada (mensual, por ejemplo), puede decidirse bajar la frecuencia del monitoreo (bimensual, estacional, semestral, anual) o reducir la frecuencia de análisis de algunas variables. Por ejemplo, se pueden hacer algunos controles en forma mensual y otros de modo bimensual. Debe tenerse en cuenta que, en algunos casos, puede resultar mucho más útil un monitoreo más espaciado en el tiempo, pero utilizando todos los medios a nuestro alcance, y en otros, puede ser prudente organizar un monitoreo más simple, pero con una alta frecuencia para poder sostenerlo de modo prolongado. Estos criterios deben estar organizados para poder cumplir los objetivos que se quieren lograr. Si se pretende controlar la calidad de un efluente, se deben establecer las estaciones de muestreo antes y después del área de vertido del mismo. Si los procesos industriales acontecen en determinados periodos de tiempo o estaciones, se deben coordinar con los momentos de la actividad industrial, pero también con los periodos de preparación y de finalización de la misma ya que pueden llegar a ser más contaminantes que la misma actividad.

Paso 4. Decidir las variables posibles y más informativas para el monitoreo.
En cada plan de monitoreo se pueden seleccionar distintas opciones para decidir el muestreo más adecuado, pero hay que tener en cuenta que no todos los indicadores reflejan la misma característica del ambiente fluvial. Por ello, es recomendable mantener un monitoreo que refleje el estado físico-químico y biológico del agua, pero también la calidad del cauce y su ribera. No es importante que la frecuencia de registros sea exactamente la misma, ya que las escalas de cambio de los distintos indicadores también varían. Por ejemplo, aunque varíe temporalmente el oxígeno disuelto, puede sostenerse una comunidad de invertebrados similar. A su vez, los cambios en la ribera serán variables estacionales pero no debieran cambiar con una frecuencia diaria. Nuevamente, para esta etapa, muchas de estas definiciones dependerán de los objetivos.

Paso 5. Seleccionar una alternativa.
La opción más conveniente se seleccionará tomando en cuenta la importancia de los criterios y cada una de sus alternativas.

Paso 6. Implementar la alternativa.
Primero, se realizará el muestreo de acuerdo a la o las combinaciones de alternativas que se hayan decidido, luego se comenzará con el proceso de monitoreo.

Paso 7. Evaluar la efectividad de la decisión.
Luego de un tiempo, no menor a un año, se deberá evaluar el monitoreo realizado en cuanto a indicadores y frecuencia de toma, y a errores y omisiones cometidas. También se evaluará si los datos y resultados corresponden con los objetivos. Siempre es mejor agregar alguna medida que retirar una que se ha venido haciendo, ya que pierde valor comparativo para el monitoreo.

Dentro de las decisiones a tomar se encuentran diferentes tipos de nodos o niveles:

- Primer nodo: es la región o área de trabajo en la que nos ubicamos; dentro de ella puede haber varias ecorregiones. A partir de esta decisión, se produce la primera división en función de la variable más importante que, en nuestro caso, es la ecorregión.

- Nodos intermedios: tras la primera división, encontramos estos nodos que vuelven a dividir el conjunto de datos en función de las siguientes variables: el tamaño u orden del río, el tipo de sustrato dominante, la estructura de la vegetación ribereña (ej.: bosque, estepa).

- Nodos terminales: se ubican en la parte inferior del esquema y su función es indicar qué bioindicador conviene usar junto con aspectos fisicoquímicos e hidrológicos a considerar.

- Al analizar una cuenca determinada puede ser necesario aplicar distintos protocolos de recolección de información y análisis, si estas cuencas atraviesan distintas ecoregiones. Habrá cuencas con mayor grado de homogeneidad (según las ecorregiones que atraviesan) que otras.

En este manual, además, se asignan una serie de secciones en las que se explican técnicas específicas, varias de ellas usadas habitualmente. Las mismas son independientes unas de otras y permiten implementar una o más técnicas de análisis que quieran incluirse en el monitoreo o que puedan realizarse como un monitoreo de modo independiente en una época determinada del año o de condiciones hidrológicas particulares (ej.: aguas bajas o altas). Las secciones incluyen la descripción de técnicas químicas y biológicas específicas, así como explicaciones que pueden ayudar a complementar algunos diseños de monitoreo.

Finalmente, en el último capítulo, se recomienda que el biomonitoreo se complemente con la aplicación de técnicas físicas, químicas, biológicas y ecológicas. De ese modo, se podrá evaluar el grado de integridad ecológica del ecosistema fluvial al contar con información proveniente de indicadores químicos, bióticos (ej.: macroinvertebrados, algas, etc.) y de calidad del habitat y la ribera.

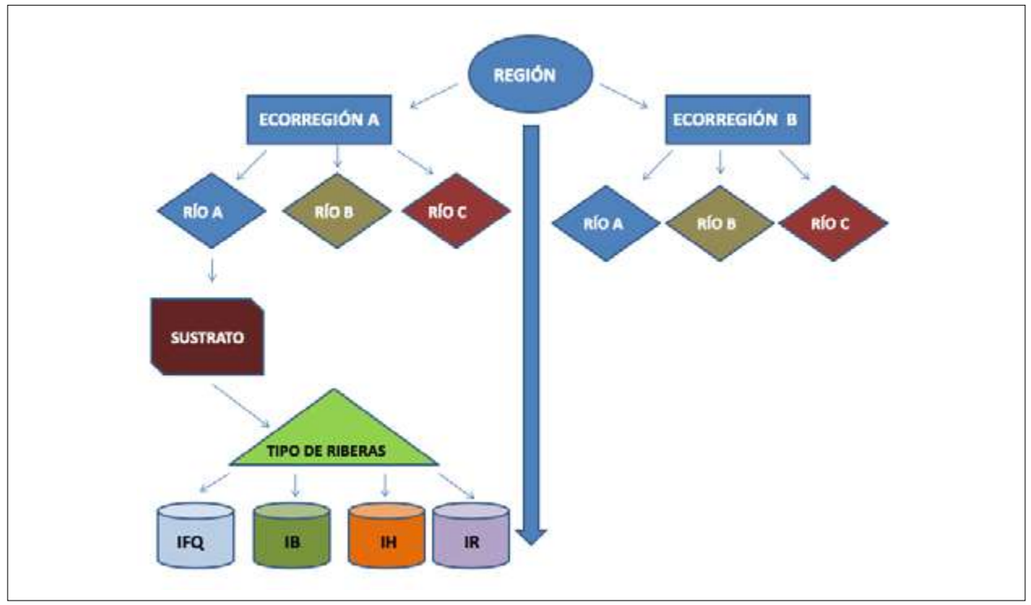


Figura 1: Esquema del árbol de decisiones para la selección de los diferentes criterios con los que se evaluarán los ríos a monitorear. IFQ: índice fisicoquímico; IB: índice biológico; IH: índice de hábitat; IR: índice de ribera.

Técnicas de campo y laboratorio: físicas, químicas y morfométricas

Parámetros físico-químicos en muestras de agua medidos *in situ* y en el laboratorio

Alejandra Vanina Volpedo; Gustavo Ariel Thompson,
Esteban Avigliano y Alicia Fernández Cirelli

Consideraciones generales: En términos generales, en ambientes lóticos como ríos y arroyos se recomienda colectar las muestras en áreas donde el agua circule y evitar las zonas estancadas. Según el tipo de estudio que querramos realizar, se deberán definir las pautas de los lugares de extracción de las muestras. Para el caso de determinaciones de calidad de agua en general, sin suponer fuentes de contaminación puntuales, se puede realizar la toma de muestra de agua en el centro del cauce y a una profundidad no menor de 20 cm.

Para obtener una mejor representación del sitio de estudio se recomienda colectar las muestras por triplicado. Esto permite hacer análisis más robustos y facilita la posibilidad de comparación a futuro con otros datos.

Los sitios de colecta de muestras pueden estar distribuidos espacial y temporalmente, según los objetivos del muestreo. A modo de ejemplo, en un cauce de un río pueden tomarse tres puntos de colecta de agua (margen izquierda, centro y margen derecha) que se integran en una sola muestra. También se puede generar una muestra con volúmenes separados por lapsos (por ejemplo, diariamente, estacionalmente, etc.).

Muestreo, análisis, interpretación y confiabilidad de los datos químicos

La colecta de muestras debe ser estadísticamente representativa del conjunto total de datos que se quiere medir, para que los resultados que se obtengan de su análisis permitan conclusiones objetivas, defendibles y sólidamente fundamentadas.

Para desarrollar un plan de muestreo debe decidirse cuándo, dónde y qué cantidad de muestras deben ser colectadas. El diseño del muestreo dependerá de los objetivos del estudio y del alcance que quiera tenerse con los mismos.

En muestreos bidimensionales (horizontales), se debe determinar la posición georeferenciada y se puede desarrollar de varias maneras:

a. Muestreo al azar: la zona se divide en áreas mínimas representativas (por ej. parcelas de 1 m²) y se eligen una cantidad de posiciones al azar asociadas a la cantidad de muestras que se quieren colectar.

b. Muestreo en transecta o en pierna: se elige la posición de partida y la longitud de la transecta, así como la distancia mínima entre los puntos de muestreo, y luego se colectan las muestras sobre la transecta.

c. Muestreo en etapas: se divide la zona en subunidades regulares y se considera alguna característica física o hidrológica del cuerpo de agua, por ejemplo, antes o después de un tributario o de un efluente, o de una obra ingenieril etc. y luego se colectan las muestras en cada subunidad.

d. Muestreo en grilla: se toman muestras a intervalos regulares de espaciado fijo (Fernández Cirelli y Volpedo, 2020).

En el caso de muestreos tridimensionales (ej.: grandes ríos), debe además tenerse en cuenta la dimensión vertical, como es el caso para muestras en profundidad.

La distribución temporal también ofrece variantes. Muchos fenómenos tienen características cíclicas; las muestras afectadas por actividad biológica pueden exhibir grandes cambios en el tiempo asociados a las estaciones del año, al momento del día (mañana, tarde o noche), a un periodo interanual (sequías, inundaciones) o asociados al fenómeno hidroclimático del Niño (ENSO).

Los datos obtenidos en el laboratorio analítico deben ser técnicamente válidos, legalmente defendibles y de reconocible calidad a fin de obtener un resultado confiable. Todas las medidas tienen errores que pueden ser sistemáticos, que definen la calidad analítica del método y son indicadores usados para evaluar el método empleado. Los procedimientos deben tener un control de calidad que identifique y controle la fuente de error (Blesa et al., 2012).

La precisión es un indicador de la reproducibilidad de la medida y será alta si se usa un método de alta precisión. La exactitud de una medida es su cercanía al valor verdadero; una medida es exacta cuando el error del azar como el error sistemático es bajo. La precisión puede ser calculada repitiendo los análisis de una misma muestra; la exactitud sólo puede ser comprobada analizando muestras de patrones de referencia o por comparación de los resultados de distintos laboratorios.

Por otro lado, hay que considerar los límites de detección (la concentración más baja de un parámetro analítico en una muestra que se puede detectar, aunque no necesariamente cuantificar) y de cuantificación (que es la concentración más baja que se puede determinar con exactitud y precisión aceptables). En la práctica, se considera que el límite de cuantificación es cinco veces el límite de detección (APHA 2017).

Se acepta internacionalmente que la calidad de las mediciones químicas y la comparabilidad de los resultados están basados en los siguientes aspectos: uso de métodos analíticos validados, equipos debidamente mantenidos y calibrados, uso de materiales de referencia para las calibraciones, control de calidad interno efectivo, participación en esquemas de ensayos interlaboratorios, auditorías independientes de los procedimientos y personal debidamente entrenado. Estos aspectos son fundamentales, pues, para determinar la calidad del agua, debemos saber qué contiene y en qué cantidad para considerarla apta para cada uso específico (no debe exceder un límite determinado). Por lo tanto, debemos asegurar la representatividad del muestreo y la calidad de las mediciones químicas para que los resultados obtenidos nos permitan alcanzar conclusiones válidas.

Diseños de muestreo

Se pueden realizar dos tipos diferentes de muestreos en cuerpos de agua (ríos, lagos y aguas superficiales).

Muestreo puntual: donde se colecta la muestra en una ubicación, profundidad y hora seleccionada. Normalmente, la cantidad de agua tomada es suficiente para todos los análisis físicos y químicos que se realizarán. A veces, si el dispositivo de muestreo es pequeño y se deben realizar muchos análisis, se tomarán dos muestras en una estación en un pequeño intervalo de tiempo (15 minutos) y se mezclarán en el mismo envase o contenedor de transporte.

Muestreo compuesto: es decir, muestras compuestas de varias ubicaciones, profundidades o tiempos diferentes para cumplir algunos objetivos específicos de monitoreo. Las muestras compuestas pueden ser de los siguientes tipos:

- **Profundidad integrada:** más comúnmente compuesta por dos o más partes iguales recogidas a intervalos de profundidad predeterminados entre la superficie y el fondo. Existen distintos equipos o métodos que permiten recoger e integrar una muestra de agua desde la superficie a la profundidad requerida en un cuerpo de agua (por ejemplo, bombas sumergibles).

- **Área integrada:** se realiza combinando una serie de muestras tomadas en varios puntos de muestreo distribuidos espacialmente en el cuerpo del agua (pero generalmente todos a una profundidad o a intervalos de profundidad predeterminados).

- **Muestreo integrado en el tiempo:** se realiza mezclando volúmenes iguales de agua recogida en una estación de muestreo a intervalos de tiempo cortos y regulares.

- **Integrado de descarga:** se recogen muestras y se mide la tasa de descarga a intervalos regulares durante el período de interés. Un arreglo común es tomar muestras cada 2 horas durante un período de 24 horas. A continuación, se realiza la muestra compuesta mezclando porciones de la muestra individual que sean proporcionales a la tasa de descarga en el momento en que se tomó la muestra

Elaboración de “blancos” para el muestreo

Un tema importante para considerar es la elaboración de “blancos” que son muestras de agua destilada o ultrapura que se usa en el muestreo. Esto permite que en el caso de que se hayan producido errores humanos en la colecta de muestras,

por ejemplo, problemas con los envases, con el equipamiento o con la preservación de las muestras, se tenga un control y se pueda detectar el punto donde ocurrió el error. Los blancos son muy importantes y deben ser considerados particularmente, ya que permitirán un análisis más detallado y certero de los datos colectados en el muestreo.

Los “blancos de campo” (BC) permiten verificar que no haya contaminación durante los procedimientos que se realizan en el terreno. Para ello, debemos llevar al sitio de muestreo un envase con agua destilada o ultrapura para poder generar el blanco de campo. Durante el procedimiento de colecta de muestras, se debe abrir y cerrar un envase con agua destilada siguiendo los mismos pasos que hicimos cuando se manipularon y acondicionaron las muestras. De esta forma, cualquier elemento que midamos en este blanco nos informará sobre los niveles de contaminación producto del manejo y acondicionamiento.

El “blanco de envases” (BE) se genera en el laboratorio y sirve para analizar si existe algún tipo de contaminación causado por el envase que estamos utilizando; como por ejemplo, por las paredes internas del envase en su proceso de producción o por el enjuagado para su limpieza. Para este paso, se procede a llenar con agua destilada o ultra pura (la misma utilizada para los blancos anteriores) y se deja en el laboratorio hasta regresar de la campaña de muestreos. Este blanco no se lleva al campo, permanece en el laboratorio.

El “blanco de equipamiento” (BEq**)** es uno de los más importantes ya que define la contaminación de las muestras por el uso de equipamiento. Este blanco se toma cuando terminamos de tomar una muestra en un punto y ya hemos enjuagado de forma estandarizada a los equipos para proceder al próximo punto de muestreo. En ese momento, se enjuagará una vez más el equipo con agua destilada o ultra pura y se guardará esa muestra de agua en un envase, como una muestra más.

Parámetros físico-químicos

Los parámetros físico-químicos son fundamentales en monitoreos de calidad de agua ya que permiten generar información cuyo análisis contribuirá al desarrollo de políticas públicas como, por ejemplo, la conservación de un ecosistema acuático o la implementación de medidas que permitan preservar la calidad de agua para un determinado fin, como el riego de cultivos o el uso en las actividades pecuarias, entre otros usos.

Los indicadores físicos y químicos que se registran comúnmente son: temperatura, turbidez, sólidos disueltos, conductividad, pH, dureza y oxígeno disuelto. Por otro lado, también se pueden complementar estos parámetros con determinaciones de materia orgánica, nutrientes (fósforo y nitrógeno), elementos mayoritarios, metales y compuestos orgánicos como, por ejemplo, plaguicidas. La cantidad de parámetros dependerá de los objetivos del muestreo o del monitoreo.

Algunos de los parámetros físico-químicos, como la temperatura, el pH y el oxígeno disuelto, deben registrarse *in situ,* en el cuerpo de agua. Para ello, es muy útil el uso de sondas multiparamétricas o electrodos individuales. Para otros tipos de parámetros hay que colectar muestras de agua, preservarlas adecuadamente y transportarlas al laboratorio para ser analizadas, ya que no se pueden determinar *in situ* (Tabla 1).

Parámetros físico-químicos determinados *in situ*

Las sondas multiparamétricas permiten registrar diferentes parámetros en simultáneo y su uso disminuye los tiempos de operación de equipos y de toma de muestras. Para la utilización del equipo, se recomienda tener un balde de plástico de 5 litros solo para este fin, sujeto con una soga en su manija para facilitar la colecta de agua del ambiente acuático en estudio. El balde debe ser enjuagado tres veces con agua del lugar a analizar antes de colectar la muestra correspondiente.

Una vez obtenida la muestra, se sumerge la sonda del equipo que posee los electros de medición de los distintos parámetros a analizar en el agua del balde; dicha sonda deberá estar calibrada previamente. Cuando se estabilizan las lecturas del equipo se procede a ingresar los datos en el soporte digital interno del equipo, o bien registrarlos en una libreta de campo. Finalizada la medición, se retira la sonda de la muestra de agua y se la enjuaga cuidadosamente con agua destilada o ultra pura, de forma de que no queden restos de la muestra en los electrodos y, aquellos que así lo requieran (por ejemplo, pH-metro), deben ser guardados con una solución de almacenamiento para evitar el secado del mismo. Al concluir este paso, se procede a guardar el equipo para poder utilizarlo en la siguiente estación de muestreo.

Los parámetros físico-químicos que se deben registrar *in situ* son:

Temperatura (T)
Es un indicador físico esencial ya que su valor en un cuerpo de agua condiciona la solubilidad de los gases, como por ejemplo el oxígeno disuelto. La temperatura se puede medir usando un termómetro con un rango de 0-50 °C, o un termómetro electrónico. Las sondas multiparamétricas tienen incluida la posibilidad de medir este parámetro *in situ*. Hay que colocar el electrodo de la sonda (o un termómetro, en caso de no contar con una sonda) en el cuerpo de agua aproximadamente a 10 cm de profundidad y agitarlo suavemente, y registrar la medición cuando la lectura del visor de la sonda se haya estabilizado (Método 2550: APHA, 2017).

Turbidez (Tb)
Es un parámetro usado habitualmente en aguas naturales como indicador de la presencia de sólidos, especialmente coloidales, que incluye partículas de arcilla y limo, materia orgánica e inorgánica finamente particulada y organismos planctónicos. La turbidez es una medida de la claridad de un cuerpo de agua. Es una medición óptica, comúnmente registrada en unidades nefelométricas de turbiedad (UNT), que compara la intensidad de la luz dispersada por una muestra de agua con la intensidad de la luz dispersada por una suspensión estándar de referencia. Esta medición se realiza con una sonda que emite un haz de luz en la muestra de agua y registra la intensidad (Método 2130: APHA, 2017). Si no se cuenta con una sonda de campo, es posible realizar la determinación en el laboratorio con un nefelómetro. En este caso, la determinación se debe realizar lo más pronto posible y refrigerar la muestra a 4 °C para evitar la descomposición microbiana de las partículas orgánicas, sin modificar su pH. Previamente a la determinación en el laboratorio, la muestra debe llevarse a la temperatura de colecta y agitarse vigorosamente para asegurar una medición representativa.

	Determinaciones	Unidades	Método Estandarizado
Indicadores físicos			
Temperatura	*In situ*	Centígrados	(Método 2550- APHA, 2017)
Turbidez	*In situ* o en el laboratorio	Unidades Nefelométricas de Turbidez (UNT)	(Método 2130- APHA, 2017)
Sólidos Totales Disueltos	In situ o en el laboratorio	mg/L (ppm)	(Método 2540 C- APHA, 2017)
Sólidos Totales Suspensión	En el laboratorio	mg/L (ppm)	Método 2540 D- APHA, 2017)
Conductividad eléctrica	*In situ* o en el labratorio	Microsiemens (µS) miliSiemens/cm	(Método 2510: APHA, 2017)
Indicadores químicos			
pH	*In situ*		(Método 4500-H+ B: APHA, 2017).
Dureza Total	En el laboratorio	mgCaCO3 / L	(Método 2340 C: APHA, 2017)
Oxígeno Disuelto	*In situ*	mg/L (ppm)	(Método 4500 G -APHA, 2017)
Materia Orgánica Total	En el laboratorio	mg/L (ppm)	(Método 5310 B- APHA, 2017).
Nutrientes (P y N)	En el laboratorio	mg/L (ppm)	(Método 4500-P C; E-APHA, 2017). (Método-N D 4500-APHA, 2017).
Nitratos	En el laboratorio	mg/L (ppm)	(Método 4500 D; E -APHA, 2017).
Iones Mayoritarios: Calcio y Magnesio	En el laboratorio	mg/L (ppm)	(Método 2340 C: APHA, 2017)
Iones Mayoritarios: Sodio y Potasio	En el laboratorio	mg/L (ppm)	(Método 3500 B- APHA, 2017)
Cloruros	En el laboratorio	mg/L (ppm)	(Método 4500 B-APHA, 2017).
Sulfatos	En el laboratorio	mg/L (ppm)	(Método 4500 E -APHA, 2017).
Metales	En el laboratorio	µg/L-mg/L (ppb-ppm)	(Método 3120 B: APHA, 2017).
Compuestos orgánicos de interés	En el laboratorio	µg/L-mg/L (ppb-ppm)	(Método 6020 B; C- APHA, 2017).

Tabla 1: Tipos de parámetros, determinaciones y métodos.

pH
Es la concentración de iones hidrógeno (pH= -log[H^+]), refleja la acidez o alcalinidad de una solución e interviene en los equilibrios de diferentes sustancias químicas que pueden encontrarse en diferentes formas de acuerdo a la acidez, por ejemplo, en la solubilidad de los metales. El pH de las aguas naturales se encuentra en un rango comprendido entre 6 y 9 (Stumm y Morgan, 1995; Conzonno 2009, Tundisi y Tundisi, 2013), aunque puede haber excepciones (Fernández Cirelli y Volpedo, 2020).

Para efectuar su medición *in situ*, se debe utilizar una combinación de electrodos (electrodos de vidrio y referencia) de una sonda. Los electrodos se conservan en una solución de KCl 3 M, pero antes de utilizarse deben dejarse en agua de canilla unos 10 minutos y calibrarse previamente usando dos soluciones buffer comerciales (Método 4500-H^+B: APHA, 2017).

Oxígeno disuelto (OD)
Es uno de los indicadores más utilizados ya que participa en un gran número de procesos que tienen lugar en el medio acuático. Se define como la cantidad de oxígeno gaseoso (O_2) disuelto en una solución acuosa y puede ser expresado como una concentración (en mg/L), que es un valor absoluto, o como porcentaje de saturación, que es una expresión de la proporción de oxígeno disuelto en el agua en relación con la concentración máxima que puede disolverse a una temperatura, presión y salinidad particular. Esta última, es una medida más recomendable para comparar oxígeno en agua con distintas temperaturas. La determinación analítica se debe realizar *in situ*; para su medición, se pueden usar electrodos individuales o una sonda multiparamétrica. Los electrodos poseen una membrana permeable al oxígeno que se sumerge con leve agitación dentro del cuerpo de agua a analizar y permiten determinar el oxígeno disuelto (Método 4500 O: APHA, 2017). Es conveniente el registro de la hora, del día y de la temperatura cuando se determina este parámetro para facilitar la interpretación de los resultados en un monitoreo. Actualmente, también existen lectores "ópticos" que han demostrado tener mayor rapidez en las mediciones y estabilidad en las determinaciones.

Conductividad eléctrica (CE)
Es la capacidad que presenta el agua para conducir la electricidad y se debe a las sales que lleva disueltas. No es un parámetro específico de una especie química concreta, sino que engloba al conjunto de iones. La conductividad es afectada por las características litológicas del terreno que atraviesa el agua y por la presencia, o no, de vertidos de aguas residuales, ya que los iones que contienen no son eliminados por los procesos de depuración. Este parámetro sirve para determinar la existencia de algunos vertidos y la posibilidad de reutilización del agua para regar. La conductividad eléctrica se mide aplicando una diferencia de potencial entre dos placas o anillos metálicos (ambos de una superficie conocida y separados por una distancia también conocida) que se colocan en una muestra de agua. Los valores bajos de CE se expresan en micro-Siemens por centímetro (µS/cm), y los valores altos en mili-Siemens por centímetro (mS/cm). Para efectuar una medición, el manejo de la sonda es similar al descripto para el parámetro temperatura y debe hacerse la correspondiente calibración con una solución estándar de cloruro de potasio (Método 2510: APHA, 2017).

Control y calibración de una sonda multiparamétrica
Todos los equipos que se utilicen en un muestreo deben estar previamente revisados y calibrados a fin de garantizar que los registros que se realicen sean fiables. La calibración de cada parámetro debe hacerse previamente al muestreo siguiendo las indicaciones del manual de cada equipo multiparamétrico y utilizando soluciones patrón estandarizadas.

Para la recolección de datos *in situ* (temperatura, oxígeno disuelto, pH, conductividad eléctrica, sólidos totales disueltos, turbidez, etc.) se recomienda utilizar equipos multiparamétricos robustos que soporten ser manipulados intensivamente en campo. Existen varias marcas en el mercado (HANNA, HACH, HORIBA, entre otras). Este tipo de equipos poseen en general una sonda robusta y sus respectivos electrodos para realizar las mediciones. También, un sistema operativo digital que permite registrar el dato de manera segura en cada estación de muestreo y, una vez concluido el muestreo, se puede acceder de manera práctica a los registros guardados en el equipo. Igualmente, siempre se aconseja el apoyo de una libreta de campo, a fin de garantizar tener una copia en papel por cualquier imprevisto.

Recordar que, una vez finalizado el muestreo, se deben limpiar, revisar y controlar todos los equipos y elementos utilizados. Las sondas multiparamétricas deben ser enjuagadas intensamente con agua ultra pura y secados a temperatura ambiente. Se deben chequear todos los componentes del equipo antes de guardarlo; cada equipo tiene sus recomendaciones en sus manuales de uso, por lo cual se debe seguir las mismas para garantizar el adecuado mantenimiento de la sonda.

Parámetros físico-químicos que se determinan en el laboratorio

Para determinar los parámetros que se miden en el laboratorio (Tabla 1), las muestras de agua deben colectarse sin dejar cámara de aire y preservarse de manera adecuada[1], además deben estandarizarse los procedimientos de rotulado para un correcto envío a los laboratorios de análisis, a fin de garantizar la confiabilidad de los datos obtenidos en terreno.

Colecta preservación y transporte de muestras

Los envases utilizados para las muestras pueden ser botellas de 500 mL de plástico, de polietileno (PE) o politetrafluoroetileno (PTFE, más conocido como teflón). Estas son preferibles a los envases de vidrio ya que tienen la ventaja de que es menos probable que se rompan. Los envases deben utilizarse únicamente para muestras de agua y nunca para el almacenamiento de productos químicos u otros líquidos. Los envases para muestras deben limpiarse escrupulosamente para que no contaminen las muestras colocadas en ellos. Cada envase debe ser enjuagado tres veces con agua de red, una vez con ácido nítrico 1:1 y luego tres enjuagues con agua destilada o ultrapura[2].

Las muestras de agua deben ser rotuladas previamente a la salida al terreno o en el campo. Tendrán un número exclusivo y único en referencia a un código consensuado que tenga información de la campaña de monitoreo, del lugar de colecta de la muestra, de la fecha, de la hora, del código de numeración de la muestra y de la identificación de la persona que tomó la muestra. En el caso de que el estudio tenga una relevancia socio-ambiental, es común utilizar códigos alfanuméricos para no divulgar información relevante al sitio de muestreo y potenciales resultados.

Las muestras deben ser conservadas a baja temperatura, para lo cual deben ser transportadas en conservadoras térmicas, limpias y descontaminadas. Para garantizar que la temperatura de las muestras se mantenga baja, se puede usar, por ejemplo, hielo en bloque, conservadores términos, hielo picado, hielo seco u otra substancia similar. Las muestras que requieren refrigeración son, generalmente, acondicionadas con hielo triturado para facilitar la distribución del frío de manera homogenea. Una combinación entre hielo triturado y bloques de hielo, usualmente, es lo más conveniente. El hielo seco (en *pellets* o en bloques) se utiliza para muestras que deben ser congeladas inmediatamente de su colecta. Para minimizar inconvenientes con el uso de hielo es recomendable resguardar las botellas dentro de bolsas plásticas (que pueden ser reutilizables) a fin de garantizar que no se borren los rótulos por el efecto del roce con el hielo**.** Es importante realizar un control visual del estado del hielo para poder realizar recambios acordes a su descongelamiento. En este punto es aconsejable utilizar conservadoras con válvula de drenaje de agua para evitar aperturas innecesarias y tener un mejor manejo del líquido (Schenone *et al.*, 2014).

Las muestras deben ser transportadas directamente al laboratorio de referencia y entregadas al responsable del laboratorio que medirá los parámetros junto con una copia de la planilla que indique el número de rótulo y los datos de la muestra[3].

Parámetros físico-químicos de laboratorio

Los parámetros físico-químicos (Tabla 1) que pueden determinarse en las muestras de agua en el laboratorio son:

Sólidos totales en suspensión (STS)
Los STS se definen como la porción de sólidos totales de una muestra de agua que es retenida por un filtro de tamaño de poro de 0,45 µm. Son partículas de tamaño variable que se mantienen en suspensión en el agua. Para su determinación, se filtra un volumen de agua y se pesan los sólidos en suspensión retenidos en el filtro. La muestra se toma en botellas plásticas prelavadas 3 veces con el agua a muestrear antes de la colección final. Debe asegurarse de no incrementar la turbidez del agua muestreada cuando se colecta la muestra al generar disturbios en el fondo del cuerpo de agua. Una vez que el filtro ha sido secado a 103-105 °C y pesado, la cantidad de sólidos totales en suspensión se registra en unidades de mg/L (Método 2540 D: APHA, 2017).

Sólidos totales disueltos (STD)
Constituyen la porción de sólidos en una muestra de agua que pasa a través de un filtro de tamaño de poro de 0,45 µm. Los sólidos totales disueltos son el material residual resultante en un recipiente luego de la evaporación (180 °C) de una muestra y su subsecuente secamiento en un horno a temperatura definida y constante (Método 2540C: APHA, 2017).

Dureza
Es la suma de todos los cationes multivalentes presentes en el agua. Los cationes más importantes son calcio y magnesio y suele calcularse su valor como la suma de ellos. Químicamente, la dureza, también llamada dureza total, se define como: dureza = [Ca2+] + [Mg2+]. La dureza se expresa como la masa, en miligramos (por litro) de carbonato de calcio que contiene el mismo número de iones positivos (+2). Según la dureza, las aguas se clasifican como: blandas: 0-60 mg/L CaCO3, moderadamente blandas: 60-120 mg/L CaCO3, duras: > 120 mg/L CaCO3. La dureza total se determina mediante una valoración con EDTA. En el caso de que sea necesario determinar calcio y magnesio individualmente se recomienda realizar las determinaciones por absorción atómica (Método 2340 C: APHA, 2017), aunque también pueden determinarse colorimétricamente.

Materia orgánica
Es un conjunto de compuestos de composición y estructura química bastante diferente, pero que presentan una característica común: su capacidad para reaccionar con el oxígeno en un proceso de oxidación (Fernández Cirelli y Volpedo, 2020).

Las determinaciones de materia orgánica se realizan por:

a) oxidación por parte de microorganismos, que se denomina *demanda* **bioquímica de oxígeno** (DBO).

b) oxidación por medio de un oxidante químico estandarizado, que puede ser dicromato de potasio: en cuyo caso se denomina **demanda química de oxígeno** (DQO).

c) oxidación total de la materia orgánica: **carbono orgánico total** (COT).

La **demanda bioquímica de oxígeno** (DBO) es el más aproximado a los procesos que tienen lugar en el medio acuático. Se asume que en la muestra hay microorganismos que pueden facilitar la oxidación de la materia orgánica por parte del oxígeno disuelto en el agua. La cantidad de oxígeno consumido, que es lo que se mide (mg de oxígeno/L) depende del tiempo. Por eso, la determinación se realiza a los 5 días (DBO_5) a una temperatura de referencia de 20 ºC. Como se mide diferencia de oxígeno, la reacción se lleva a cabo en la oscuridad. El valor de saturación de oxígeno a 20 ºC es 9 mg/L. Esto hace necesario que se realicen diluciones, lo que constituye una fuente de error en la determinación que se debe considerar. Este método presenta una variabilidad intrínseca ya que es una reacción entre compuestos desconocidos de modo que diferentes concentraciones de compuestos puede dar una DBO similar.

Los métodos de **oxidación química** (DQO) incluyen la oxidación con exceso de dicromato de potasio y este exceso se valora con un reductor, el Fe+2, hasta el punto final. Una alternativa a la titulación es medir la intensidad de color con un espectrofotómetro. El oxidante químico reacciona con sustancias difíciles de biodegradar, por lo que los valores de DQO son en general mayores, y la relación entre DBO y DQO no es lineal. La DQO es de más fácil estandarización y reproducibilidad y se realiza en un tiempo menor (2 h).

El **carbono orgánico total** (COT): se oxida en forma total la muestra y se determina el carbono como dióxido de carbono, se utiliza para la materia orgánica disuelta y suspendida en el agua. La cuantificación del dióxido de carbono generado se puede realizar volumétricamente, por conductividad térmica o una sonda específica. Este método es de más fácil automatización y aunque los equipos disponibles son costosos, se requiere menor tiempo y permite el análisis simultáneo de muchas muestras.

El **carbono orgánico disuelto** (COD) se utiliza para caracterizar el material orgánico que está disuelto. Para aguas superficiales, el COD es de unos 5 ppm en promedio, aunque en humedales con mucha materia orgánica como pantanos y turberas puede alcanzar valores diez veces superiores. Para aguas residuales no tratadas, los valores típicos de COD son de cientos de ppm (Stumm y Morgan, 1995).

Nutrientes

- **Fósforo total:** se encuentra en aguas naturales y residuales casi exclusivamente en forma de fosfatos. Estos se encuentran en formas iónicas o ligados a la materia orgánica. Para su determinación se requiere un volumen de 200 mL de muestra colectada en botella plástica, refrigerada (1 a 4 °C) y mantenida en oscuridad. La determinación analítica incluye una digestión con persulfato (Método 4500-P B 5: APHA, 2017) y una colorimetría basada en una reducción con ácido ascórbico (Método 4500-P F: APHA, 2017).

- **Fósforo soluble:** se determina mediante pruebas colorimétricas sin previa hidrólisis o digestión oxidativa de la muestra. Se requieren

[1] Por ejemplo, en las muestras de agua donde se quieran determinar metales pesados es necesaria la adición de ácido nítrico concentrado.

[2] Algunos autores también recomiendan, además, hacer un lavado previo con ácido cromático (una mezcla de ácido sulfúrico concentrado H2SO4 y dicromato de potasio Na2Cr2O7).

[3] Recomendación: no entregue su planilla original en el laboratorio, guárdela para usted.

al menos 125 mL de muestra que puede ser colectada en botella plástica, transportada refrigerada, para luego ser filtrada en el laboratorio por una membrana de 0,45 µm. La determinación analítica se efectúa mediante una reducción con ácido ascórbico y se mide espectrofotométricamente (Método 4500-P F: APHA, 2017).

- **Nitrógeno en forma de amoníaco/amonio**: se determina utilizando la misma metodología analítica. Para su determinación se requiere un volumen de 125 mL de muestra, colectada en botella plástica, refrigerada (1 a 4 °C), que es filtrada por una membrana de 0,45 µ y definida por una colorimetría de fenato (Método 4500-NH3 G: APHA, 2017).

- **Nitrógeno en forma de nitrato/nitrito**: para la determinación se requiere de un volumen de muestra de 125 mL, colectado en botella plástica, refrigerada (1 a 4° C) y remitido al laboratorio en menos de 24 horas. El nitrato puede determinarse espectrofotométricamente en aguas superficiales y subterráneas. Existen kits comerciales para la determinación de las diferentes especies de nitrógeno. La cromatografía iónica es un método adecuado y preciso para la determinación simultánea de las diferentes formas iónicas. Suele aplicarse el método de la columna reductora para estimar la concentración de nitrógeno en forma de nitratos o nitritos.

- **Nitrógeno Total** (NT): su determinación se puede realizar por el método de Kjeldahl. El volumen de muestra a colectar es de 500 o 1000 mL. Las muestras deben ser analizadas inmediatamente, caso contrario pueden preservar acidificando a pH < 2,0 con H2SO4 concentrado y almacenándolas a 4 ºC. El análisis debe efectuarse dentro de los 28 días siguientes a la colecta de la muestra. El método de Kjeldahl convierte el nitrógeno en amoníaco mediante digestión con ácido sulfúrico durante 2-3 horas en presencia de un catalizador de sulfato de potasio y sulfato de cobre. La determinación final se efectúa mediante una volumetría del amoníaco formado.

Iones mayoritarios

Los iones mayoritarios permiten caracterizar el tipo de agua, los mismos son aniones (bicarbonato HCO_3^-, carbonato $CO3^{-2}$, cloruro Cl^-, sulfatos SO_4^{2-}) y los cationes: calcio (Ca^{+2}), magnesio (Mg^{+2}), potasio (K^+) y sodio (Na^+). Existen diferentes métodos analíticos que pueden emplearse para determinar la presencia de los distintos iones en las muestras de agua (Tabla 2).

Con los valores de las concentraciones de los iones mayoritarios se puede determinar el tipo de agua utilizando el diagrama triangular de Piper Hill Langelier (Fig. 1) que permite conocer el carácter del agua en sus fases químicas y expresa muy bien las relaciones entre los diferentes aniones y cationes presentes en el agua y expresados en miliequivalentes por litro (mEq/L). El diagrama está compuesto por tres partes principales: dos triángulos y un rombo central (Fig. 1). En el triángulo de la derecha se representan los aniones, mientras que en el triángulo de la izquierda se encuentran los cationes. Sobre estos triángulos se grafican los datos del contenido iónico de los análisis y se obtiene un único punto; la proyección de ambos en el diagrama rómbico dará un tercero que indica la composición porcentual relativa en términos de pares de aniones y pares de cationes.

Elementos traza

Las muestras para determinación de elementos traza disueltos en el agua como el cadmio (Cd), el cobre (Cu), el cromo (Cr), el mercurio (Hg), el níquel (Ni), el plomo (Pb), el zinc (Zn) o como el metaloide arsénico (As) se deben colectar en recipientes plásticos o de vidrio previamente lavados con agua de red, ácido nítrico diluido y tres enjuagues con agua destilada y ultra pura. El volumen de muestra requerido ronda entre 250 a 500 mL, según la técnica analítica que se use. Las muestras de agua colectadas deben ser filtradas utilizando una membrana de 0,45 µm (o diámetro de poro menor en función de los objetivos[4]), acidificadas con ácido nítrico (HNO_3) (concentrado para una proporción final de 0.pH< 2) y preservadas a 4 °C en envases plásticos, de teflón, polipropileno o polietileno.

Para su cuantificación se utilizan métodos de espectrofotometría como Espectrometría de Masas con Plasma Acoplado Inductivamente (ICP-MS) o Espectrometría de Emisión Óptica de Plasma Acoplado Inductivamente (ICP-OES).

Compuestos orgánicos

Se requiere un volumen de muestra de al menos 1 L en botellas de vidrio opaco o color ámbar con tapa con cubierta de teflón. Las muestras deben ser almacenadas en oscuridad y en recipientes a 4 °C (es posible el congelado en función de los objetivos y compuestos a determinar).

[4] Si se desea determinar elementos traza totales, no deben filtrarse.

Componente	Métodos de determinación
Carbonatos ($CO3^{2-}$) – Bicarbonatos (HCO_3^-)	Titulación ácido-base
Cloruros (Cl^-)	Argentometría Cromatografía de intercambio iónico
Sulfatos ($SO4^{2-}$)	Turbidimetría Cromatografía de intercambio iónico
Calcio (Ca^{+2})	Complejometría Fotometría de llama Espectromentría de absorción atómica Cromatografía de intercambio iónico Volumétrico EDTA
Magnesio (Mg^{+2})	Complejometría Fotometría de llama Cromatografía de intercambio iónico Espectrometría de absorción atómica Espectrometría de Masas con Plasma Acoplado Inductivamente
Potasio (K^+)- Sodio (Na^+)	Fotometría de llama Espectrometría de absorción atómica Cromatografía de intercambio iónico

Tabla 2: Métodos de determinación de iones mayoritarios.

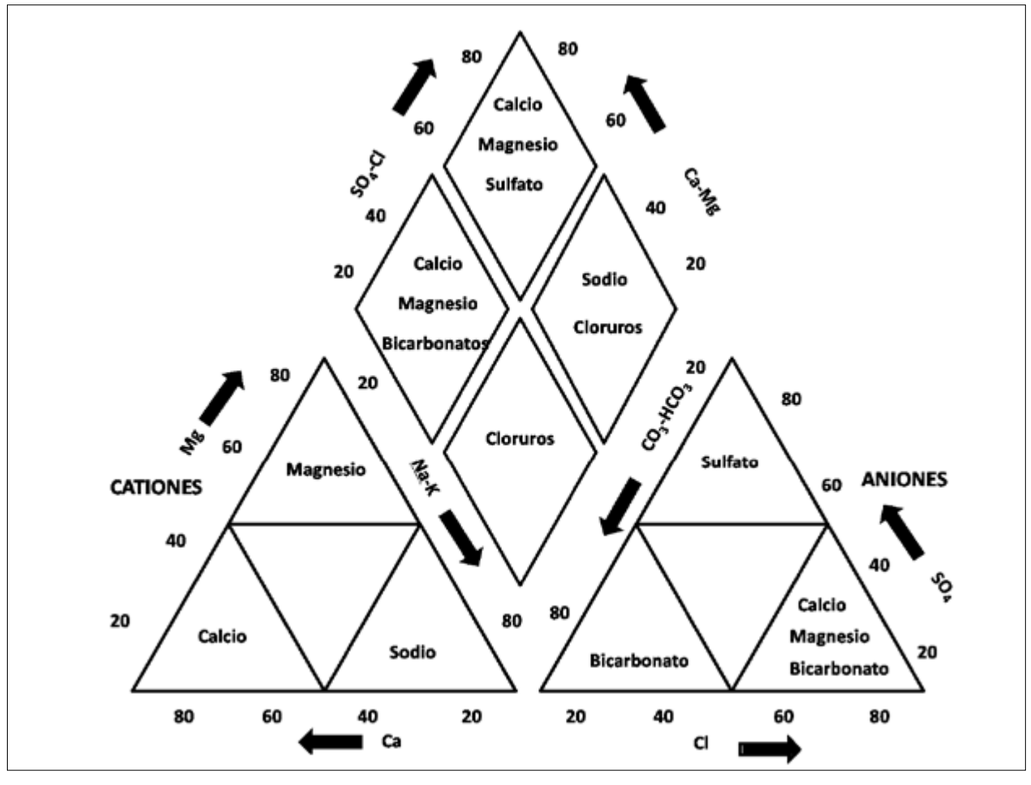


Figura 1: Diagrama de Piper Hill Langelier para calcular la composición porcentual relativa de aniones y de cationes del agua.

◀ volver al índice

La determinación de compuestos orgánicos tiene dos fases principales, la extracción y la cuantificación. Los métodos de extracción son muy variados y generalmente se llevan a cabo mediante el uso de mezclas de solventes orgánicos. La determinación se realiza mediante técnicas de separación como la cromatografía de gases (CG), la cromatografía líquida de alta eficacia (HPLC) y la electroforesis capilar (EC) que tienen diferentes variantes y combinaciones con otras metodologías (ejemplo LC-MS/MS). Según el tipo de compuesto, se hace la determinación analítica: organoclorados (Método 6410: APHA, 2017) y organofosforados (Método 8270 C: USEPA, 1996 y método 8141 B: USEPA, 1998).

Se recomienda a los gestores que luego de tener claros los objetivos del monitoreo realicen una lista de los sitios de muestreo seleccionados y en base a ello determinen qué parámetros les son de interés para poder calcular la cantidad de muestras e insumos necesarios para llevar a cabo el monitoreo a fin de tener cubiertos todos los requerimientos. Por otro lado, también deberían organizar la logística del traslado de las muestras e identificar los laboratorios que harán las respectivas mediciones, previo al monitoreo, para garantizar que las muestras sean medidas en tiempo y forma, y preservadas adecuadamente.

Consideraciones finales

A modo de resumen se presenta la Tabla 3 que permite tener una visión general de los requerimientos para la colecta, preservación, transporte, conservación y almacenamiento de muestras de agua para la posterior determinación de diferentes parámetros. Estos lineamentos se describen de acuerdo a APHA (2017), USEPA (2007) y la norma ISO 5667-3:2003. Los volúmenes enumerados en la Tabla 3 son para una sola determinación y solo se deben utilizar como guía (valores mínimos). Para determinar concentraciones muy bajas de cualquier componente (analito) pueden ser necesarios volúmenes más grandes. Por otra parte, los volúmenes de muestra van a depender del método analítico que se utilice *a posteriori*, por lo que el laboratorio/institución que realice los análisis debe ser consultado previamente sobre sus requisitos antes del muestreo. A menos que se indique lo contrario, los requisitos enumerados son los de las determinaciones cuantitativas habituales. Estas recomendaciones deben emplearse sólo como una guía. La selección de los volúmenes de muestras, el protocolo de preservación, los procedimientos, tiempos de conservación y condiciones de almacenamiento deben basarse en la naturaleza de la muestra, el uso final previsto de los datos y los objetivos de calidad de los datos. En una muestra dada, el analito que requiera el tratamiento para una mayor preservación, así como el tiempo de conservación más corto, debe dictar el tratamiento de preservación de la muestra general. El procedimiento de preservación se refiere al tratamiento de la muestra después de la recolección, ya sea en tránsito o a su llegada al laboratorio. El tiempo de conservación es el período máximo recomendado desde la recolección de muestras hasta su análisis, en caso de discrepancia entre los distintos lineamientos se ha informado el menor periodo de tiempo.

Parámetro	Tipo de medición						
• **Temperatura** • **Turbidez** • **pH** • **Oxígeno disuelto** • **Conductividad eléctrica**	Medición *in situ* con sonda multiparamétrica o electrodos						
	Medición en el laboratorio						
Parámetro	**Envase**	**Volumen mínimo (ml)**	**Muestreo y transporte**	**Preservación**	**Máximo tiempo de conservación**	**Almacenamiento**	**Observaciones**
Sólidos • **Totales** • **Disueltos** • **Suspendidos**	Polietileno (PE), teflón (PTFE) o vidrio	1000	Llenar el en vase hasta excluir el aire. Transportar con hielo		2 días.	Refrigerar (≤ 6° C) NO congelar	Sólidos disueltos también es conocidos como “residuos filtrables” o “sólidos disueltos totales” (TDS). Sólidos suspendidos también es conocido como “residuos no filtrables” (NFR).
Dureza	Polietileno (PE), teflón (PTFE) o vidrio	200	Llenar el envase hasta excluir el aire.		2 o 3 días	Refrigerar (≤ 6° C) NO congelar	
Materia orgánica • **Demanda bioquímica de oxígeno (DBO)** • **Demanda química de oxígeno (DQO)** • **Carbón orgánico total (COT)**	Polietileno (PE), teflón (PTFE) o vidrio de color opaco o ámbar con tapa de teflón.	200	Transporte con el hielo y sin luz.	En caso del carbono orgánico: Acidificar (ácido sulfúrico, clorhídrico o fosfórico) a pH <2	Recomendado DBO 1 día; DQO y COT, 7 días.	Refrigerar (≤ 6 °C) en oscuridad. NO congelar	Analizar tan pronto como sea posible. Mantener alejado de la luz.

▶

◀ volver al índice

Parámetro	Tipo de medición				
					Analizar tan pronto como sea posible.
Nutrientes • **Fósforo total (PT):**	Polietileno (PE)	Acidificar a pH < 2,0 con H_2SO_4	200	Llenar el envase hasta excluir el aire. Transportar con hielo y mantener en oscuridad en el caso del Pt.	
		Dentro de los 28 días siguientes a la colecta de la muestra.			Refrigerar (≤ 4° C) NO congelar
• **Fósforo soluble**		24 hs especialmente para nitratos y nitritos.			
• **Nitrógeno en forma de amoníaco/ amonio**					
• **Nitrógeno en forma de nitrato/nitrito**					
• **Nitrógeno Total (NT)**			1000		
Aniones • **Bicarbonato (HCO_3^-)** • **Carbonato (CO_3^{-2})** • **Cloruro (Cl^-)** • **Sulfato (SO_4^{-2})**	Polietileno (PE), teflón (PTFE) o vidrio de borosilicato		200	Llenar el envase hasta excluir el aire. Transportar con hielo	
		28 días. Para HCO_3^- y CO_3^{-2}, recomendado 24 hs, es aceptable hasta 14 días			
Cationes • **Calcio (Ca)** • **Magnesio (Mg)** • **Potasio (K)** • **Sodio (Na)**	Polietileno (PE) o teflón (PTFE)	Acidificar con ácido nítrico a pH < 2	500	Llenar el envase hasta excluir el aire. Transportar con hielo	Refrigerar (≤ 6° C) NO congelar
		< 1 mes; 7 días sin acidificar la muestra.			La acidificación permite la determinación de otros componentes (metales) en la muestra.
Elementos traza (As, Ba, Cd, Cu, Cr, Hg, Ni, Pb, Sr, Zn, entre otros)	Polietileno (PE) teflón (PTFE), polipropileno (PP)	Acidificar con ácido nítrico a pH < 2	250 a 500 mL	Llenar el envase hasta excluir el aire.	Refrigerar (≤ 4° C)
		1 mes			Las muestras pueden ser filtradas en función de los objetivos del muestreo), acidificadas con ácido nítrico.
Compuestos orgánicos • **Organoclorados** • **Organofosforados** • **Otros**	Vidrio de color opaco o ámbar con tapa de teflón.		1000	Llenar el envase hasta excluir el aire. Transportar en oscuridad y refrigeradas a 4 °C	Refrigerar (≤ 4° C)

Tabla 3: Resumen de los parámetros más relevantes y volúmenes de muestra requeridos, así como preservación y tiempo de almacenaje de vida útil de las mismas.

◀ volver al índice

Bibliografía

Baird, R. B., A. D. Eaton & E. W. Rice (Eds.). 2017. *Standard methods for the examination of water & wastewater.* 23.rd ed. Washington, DC: American Public Health Association (APHA).

Blesa, M. A., M. Do Santos Alfonso y M. C. Apella. 2012. *Agua y ambiente. Un enfoque desde la química.* Buenos Aires: Eudeba. 353 pp.

Conzonno, V. 2009. *Limnología química*. La Plata: Editorial de la Universidad Nacional de La Plata.

Fernández Cirelli A. y A. Volpedo. 2020. Indicadores físico-químicos: ¿qué, cómo y cuánto reflejan la calidad del agua?. En: Domínguez, A. Giorgi y N. Gómez (Comp.). *La bioindicación en el monitoreo y evaluación de los sistemas fluviales de la Argentina: bases para el análisis de la integridad ecológica* (1.ª ed.). Buenos Aires: Eudeba, pp. 9-21. ISBN digital 978-950-23-3006-8/ ISBN formato impreso: 978-950-23-3005-1.

ISO 5667-3:2003. *Calidad del agua. Muestreo. Parte 3: Guía para la conservación y manipulación de las muestras de agua*. International Standards Organization.

Schäfer, R. B., A. Paschke, B. Vrana, R. Mueller & M. Liess. 2008. Performance of the Chemcatcher® passive sampler when used to monitor 10 polar and semi-polar pesticides in 16 Central European streams, and comparison with two other sampling methods. *Water Res*, 42(10–11): 2707–2717.

Schenone, N., H. Moscuzza, E. Avigliano, J. Ross y E. Mabragaña. 2014. *Plan Estandarizado de Muestreos de Calidad de Agua Superficial*. Buenos Aires.

Stumm, W., J.J. Morgan. 1995. *Aquatic Chemistry*. 3.rd ed. USA: John Wiley & Sons, Inc. 1022 pp.

USEPA. 2007. Title 40 of the Code of Federal Regulations (CFR), Chapter 1. *Environmental Protection Agency*, Subchapter D. Water Programs, Part 136. *Guidelines establishing test procedures for the analysis of pollutants,* Subpart 136.3. *Identification of test procedures.* United States Environmental Protection Agency on-line, https://www.ecfr.gov/current/title-40.

La mayor parte de las técnicas químicas que se describen a continuación están basadas en APHA, 2005. Se trata de una selección y se sugieren algunas recomendaciones emanadas de la práctica analítica. En la actualidad, muchas de estas técnicas pueden reemplazarse por determinaciones a través de sondas o la utilización de kit de reactivos. Las primeras suelen basarse en aumentar la fuerza iónica del ión que se intenta medir; las segundas, en las descripciones que se acompañan a continuación.

Descripciones técnicas físico-químicas

Laura Rigacci y Carolina Rodríguez Castro

Calcio y Magnesio

Las concentraciones de calcio y magnesio se pueden determinar realizando titulaciones con EDTA. Para discriminar entre estos dos iones, en primer lugar, se realiza una determinación de dureza total y luego se determina la concentración de calcio a través de una titulación con EDTA a pH 12-13, utilizando como indicadores Calcón (CAS 2538-85-4) o Murexida (CAS 3051-09-0). Esta titulación consiste en colocar 50,0 mL de muestra en un erlenmeyer, 1 mL de NaOH 1 M (disolver 4 g de hidróxido de sodio en 1 L de agua destilada; guardar en un envase de plástico y cerrar herméticamente) y 0,2 g de Calcón o Murexida en cloruro de sodio (mezclar 200 mg de indicador en 100 g de NaCl pulverizado hasta obtener un color homogéneo). Titular inmediatamente con EDTA 0,01 N (ver técnica de dureza total). Si se utiliza Calcón, el cambio de color es de rosa a azul puro sin rastros de violeta en el punto final; si se utiliza Murexida, el cambio de color es de rosa salmón a púrpura. El color del punto final se debe mantener igual durante al menos 1 minuto. Si eso no ocurre, se deben seguir agregando gotas de titulante hasta lograr estabilidad en en color.

Registrar los mL de EDTA utilizado y realizar los cálculos de acuerdo a las siguientes ecuaciones:

$$\text{meq}\frac{\text{Ca}^{2+}}{\text{L}} = \frac{\text{A} \times \text{B} \times 1000}{\text{mL de muestra}}$$

$$\text{meq}\frac{\text{Mg}^{2+}}{\text{L}} = \frac{\text{C}}{100} - \frac{\text{meqCa}^{+2}}{\text{L}}$$

Donde A es el volumen de EDTA utilizado en la titulación, B es la normalidad real del EDTA, y C es la dureza total de la muestra en ppm de $CaCO_3$.

Si se desea expresar el resultado en mg/L se deben multiplicar los resultados anteriores por 40,04 para el calcio y por 24,305 para el magnesio.

Recomendaciones a tener en cuenta:

- Si el contenido de calcio es bajo, puede ser necesario aumentar el volumen de muestra a 100 mL y aumentar proporcionalmente la cantidad de hidróxido de sodio y de indicador. Por el contrario, si las muestras tienen mucho calcio, se pueden realizar diluciones.

- Si el color del indicador no se mantiene estable en el punto final durante 1 minuto, es porque la muestra tiene mucho calcio y precipita con el hidróxido de sodio. En ese caso, y ya teniendo un volumen aproximado de EDTA necesario, preparar una nueva muestra, pero, **antes del agregado del hidróxido,** agregar aproximadamente el 90 % del EDTA necesario para alcanzar el punto final. A continuación, agregar el hidróxido de sodio, el indicador y finalizar la titulación.

- Esta técnica es útil para concentraciones de calcio por encima de 0,25 meq/L. Para concentraciones menores, se debe realizar la determinación por espectrometría de absorción atómica.

El sodio y el potasio son iones monovalentes que pueden determinarse tanto por métodos de emisión como de absorción atómica. Los métodos de emisión se basan en que los átomos se excitan al atravesar una llama de gas natural/aire y, al desexcitarse, emiten luz de longitudes de onda características (589 nm para el sodio y 766,5 nm para el potasio). Si las concentraciones son bajas, la cantidad de luz emitida es proporcional a las cantidades de los iones presentes en la muestra. La muestra debe filtrarse (0,45 µm de poro) para no taponar el fotómetro de llama. Si se tiene mucho material particulado en suspensión, se puede prefiltrar la muestra con otro filtro con un tamaño de poro mayor o reducir la carga de material particulado centrifugando la muestra y luego filtrando el sobrenadante. Una vez filtradas, las muestras se leen directamente en el fotómetro de llama, aunque si la concentración es muy elevada de uno o los dos iones es necesario hacer las diluciones adecuadas para cada ión.

Para cada catión hay que construir un blanco y una curva de calibración. En el caso del sodio, se prepara una solución stock de 1,00 g de sodio/L (2,542 g de NaCl secado a 140 °C en 1000 mL de agua ultrapura). Al realizar una dilución 1/10 de la solución stock se obtiene la solución intermedia de 100 mg de Na/L y, si se hace una nueva dilución 1/10 de esta última, se obtiene la solución estándar de 10 mg de Na/L. En el caso del potasio, preparar una solución stock de 1,00 g de potasio/L (1,907 g de KCl secado a 110 °C en 1000 mL de agua ultrapura). Al realizar una dilución 1/10 de la solución stock se obtiene la solución intermedia de 100 mg de K/L y, si se hace una nueva dilución 1/10 de esta última, se obtiene la solución estándar de 10 mg K/L. Se deben construir al menos 4 patrones de cada uno de los cationes y se debe tener en cuenta la sensibilidad del fotómetro de llama con que se cuenta y la concentración de las muestras.

Para la operación del equipo, corresponde seguir las instrucciones del manual pero, en líneas generales, primero se debe ajustar la llama a un tamaño adecuado y poner el equipo para medir sodio. Mientras se aspira el blanco, se fija la ganancia de la intensidad relativa a 0 (cero), luego se pone a medir el patrón más concentrado y se fija la ganancia en 100. Una vez realizado este ajuste, se vuelve a leer el blanco y luego la curva de calibración y las muestras, con el propósito de que el orden de lectura sea en orden creciente de concentración. A partir de la curva de calibración, se calcula la concentración de las muestras, teniendo en cuenta las diluciones que se hubieran realizado.

Una vez finalizadas las mediciones de sodio, se pasa el equipo a medición de potasio y se sigue el mismo procedimiento que con el sodio.

Las concentraciones que se obtienen están en mg/L. Si se desea expresar los resultados en meq/L se deben dividir los resultados de sodio por 22,99 y los de potasio por 39,098.

Recomendaciones a tener en cuenta:

- El agua ultrapura se contamina fácilmente con sodio. Utilizar siempre agua ultrapura recién obtenida.

- Las soluciones stock, intermedia y estándar se deben almacenar en frascos plásticos y agitar muy bien antes de ser utilizadas.

- Si las muestras tienen concentraciones relativamente elevadas de cloruro, sulfato o bicarbonato, es necesario agregar estroncio o lantano como supresor de la ionización y agente liberador.

- Una vez finalizadas las determinaciones, y en especial si las muestras eran coloreadas, lavar el equipo con una solución de ácido nítrico 2 N y luego nuevamente lavar con agua ultrapura.

La concentración de cloruros en el agua se determina habitualmente por una titulación con nitrato de plata usando cromato de potasio como indicador (método de Mohr). En esta técnica, a medida que se agrega nitrato de plata a la muestra, se forma una turbidez blanca debido a precipitación de cloruro de plata; una vez precipitado todo el cloruro, comenzará a precipitar cromato de plata de color rojo ladrillo que marcará el final de la titulación. Esta técnica necesita un blanco de titulación que se deberá hacer por duplicado y se realiza como sigue: a 50 mL de agua destilada se le agrega una punta de espátula de carbonato de calcio (para simular la turbidez del cloruro de plata) y 0,5 mL del indicador de cromato de potasio al 5 % (colocar 5 gramos de K_2CrO_4 en un matraz y completar hasta 100 mL con agua destilada). Titular con nitrato de plata 0,0141 N (2,395 g de $AgNO_3$ en 1000 mL de agua destilada) añadiendo gota a gota hasta percibir el primer tinte rojizo. Registrar el volumen de titulante utilizado como volumen de blanco **(VB)**. El procedimiento para las muestras consiste en colocar 50 mL de muestra en un erlenmeyer y añadirle 0,5 mL del indicador. Titular con nitrato de plata hasta la aparición del primer tinte rojizo. (**IMPORTANTE:** la titulación se debe llevar a cabo entre pH 7 y 10; si el pH de la muestra está fuera de ese rango, añadir una punta de espátula de bicarbonato de sodio ($NaHCO_3$) libre de cloruros).

Debido a que el nitrato de plata no es un patrón primario, se debe valorar la solución para conocer la concentración real. Para ello, se debe preparar una

solución patrón de cloruro de sodio 0.0141 N (pesar 824,0 mg de NaCl previamente secado en estufa a 140 °C durante 2 h y disolverlos en 1000 mL de agua destilada) y luego realizar una titulación con el nitrato de plata colocando 10,0 mL de la solución patrón de cloruro de sodio en un erlenmeyer, 40 mL de agua destilada, 0,5 mL de indicador y una punta de espátula de bicarbonato de sodio. Detener la titulación cuando se perciba el primer tinte rojizo y registrar el volumen de nitrato de plata utilizado como $\mathbf{V}_{est}$. Este procedimiento se debe realizar por duplicado.

La concentración real del nitrato de plata se calcula como:

$$N_{real} = \frac{N_{NaCl} \times 10mL}{V_{est} - VB}$$

La concentración de cloruros en las muestras se calcula según la siguiente fórmula:

$$meq\frac{Cl^-}{L} = \frac{(A - VB) \times N_{real} \times 1000}{mL\ de\ muestra}$$

Donde A es el volumen de nitrato de plata utilizado para titular la muestra y VB es el volumen de blanco. Si se desea expresar el resultado en mg de Cl^-/L se debe multiplicar el resultado anterior por 35,453.

Recomendaciones a tener en cuenta:

- El nitrato de plata es fotosensible, por lo tanto, debe almacenarse en botellas de color caramelo y guardarlo en un lugar oscuro. Además, cuando se lo está utilizando, se debe procurar que reciba la menor cantidad de luz posible (por ejemplo, realizar las titulaciones inmediatamente después de llenar la bureta, especialmente si no se cuenta con una bureta color caramelo).

- Se debe ser consistente con la detección del punto final. Finalizar la titulación en distintas intensidades de anaranjado conduce a un mayor error.

- Si las muestras tienen muy baja concentración de cloruros, se puede aumentar el volumen de la muestra hasta 100 mL incrementando proporcionalmente el volumen de indicador utilizado. Por el contrario, muestras con concentraciones de cloruros muy elevadas (por ejemplo, de la cuenca del Salado en la provincia de Buenos Aires), pueden requerir realizar diluciones o utilizar un titulante de mayor concentración.

- Esta técnica sólo es útil para muestras con concentraciones de cloruros mayores a 0,85 meq/L. Para concentraciones menores, los cloruros se deben determinar por cromatografía iónica.

- Si se tienen dudas de la calidad del agua destilada con que se cuenta, antes de preparar los reactivos, colocar un pequeño cristalito de nitrato de plata en unas gotas del agua destilada. Si aparece una turbidez blanca es indicativo de que el agua destilada tiene cloruros y debe utilizarse agua destilada de mejor calidad.

La determinación de los carbonatos y bicarbonatos se realiza típicamente a través de una titulación con ácido sulfúrico 0,02 N utilizando como indicador fenolftaleína y un indicador mixto. Los resultados se expresan en miliequivalentes por litro (meq/L). Para preparar la solución de ácido sulfúrico, primero se debe realizar una solución de H_2SO_4 0,1 N (2,7 mL de H_2SO_4 concentrado en 1 L de agua destilada) y luego realizar una dilución colocando 200 mL de H_2SO_4 0,1 N en un matraz de 1 L y llevar a volumen con agua destilada. Para estandarizar el ácido, se debe preparar una solución estándar de carbonato de sodio 0,05 N (pesar 2,502 g de Na_2CO_3 en 1000 mL de agua destilada libre de CO_2) y valorar 5,0 mL de esta solución con el ácido sulfúrico 0,02 N utilizando 2 gotas de indicador mixto hasta viraje del indicador de celeste a rosado. La titulación de las muestras se realiza colocando 50,0 mL de muestra en un erlenmeyer y añadiendo 4 gotas de fenolftaleína (50 mg de fenolftaleína en 100 mL de alcohol 96 %); si la solución se torna rosada o fucsia, se debe titular con el H_2SO_4 0,02 N hasta que desaparezca el color rosado de la solución. Este volumen de ácido utilizado se suele llamar "volumen a a la fenolftaleína" o simplemente "VF". En caso de que al agregar la fenolftaleína no se perciba la aparición de un color rosado en la muestra, significa que no hay carbonatos, y VF = 0. Una vez anotado el volumen de ácido gastado, se debe continuar la titulación sobre la misma muestra y sin enrasar la bureta, pero agregando 4 gotas del indicador mixto (100 mg de verde de bromocresol y 20 mg de rojo de metilo disueltos en 100 mL de alcohol 96 %). En este caso, la solución se tornará color celeste, y la titulación se detendrá cuando vire a rosado. Se registrará el volumen total de ácido gastado como "VT". La composición de la muestra dependerá de la relación entre los volúmenes gastados.

Las concentraciones de cada especie se calculan según las siguientes ecuaciones:

$$eq\frac{CO_3^{2-}}{L} = \frac{VF \times N \times 2000}{mL\ de\ muestra}$$

$$meq\frac{HCO_3^-}{L} = \frac{(VT - 2 \times VF) \times N \times 1000}{mL\ de\ muestra}$$

Donde VF es el volumen de ácido gastado para que vire la fenolftaleína, VT es el volumen total de ácido gastado luego del viraje del indicador mixto y N es la normalidad estandarizada del ácido.

La normalidad estandarizada del ácido se calcula como:

$$N = \frac{A \times B}{53 \times C}$$

Donde A es la masa (en gramos) de carbonato de sodio que se pesó, B son los mL de la solución de carbonato de sodio utilizados para la titulación y C son los mL de ácido sulfúrico 0,02 N que se gastaron.

Recomendaciones a tener en cuenta:

- Para obtener agua destilada libre de CO_2 se la debe llevar a ebullición en un erlenmeyer durante algunos minutos y dejar enfriar tapada con un vidrio de reloj. Si no se la va a utilizar inmediatamente, se puede guardar en una botella con cierre hermético con la precaución de llenar la botella lo máximo posible para reducir la cantidad de aire en su interior.

- Se debe reducir al mínimo posible la exposición de la muestra al aire para evitar la disolución de CO_2 del ambiente.

- No se debe filtrar, diluir ni concentrar la muestra.

- Si la muestra tiene muy bajo contenido de carbonatos y/o bicarbonatos, para disminuir el error de titulación, se puede aumentar el volumen de muestra (hasta 200 mL) modificando proporcionalmente la cantidad de indicador utilizado.

$$eq\frac{CO_3^{2-}}{L} = \frac{VF \times N \times 2000}{mL\ de\ muestra}$$

La determinación de sulfatos se lleva a cabo por turbidimetría. El principio de esta técnica se basa en que, si al sulfato se le añade bario con ácido acético, se producen cristales de sulfato de bario de tamaño uniforme que producen una turbidez proporcional a la cantidad de sulfato en la muestra. La técnica consiste en colocar 100 mL de muestra filtrada en un erlenmeyer y añadirle 20 mL de solución buffer mientras se mezcla con un agitador magnético. Para muestras con concentraciones de sulfato por encima de 10 mg/L se utiliza el buffer A (disolver 30 g de $MgCl_2 \cdot 6H_2O$, 5 g de acetato de sodio trihidratado, 1 g de KNO_3, 20 mL de ácido acético (99%) y aforar a 1000 mL); si las muestras tienen menos de 10 mg/L de sulfato, utilizar el buffer B (es similar al buffer A pero además hay que añadirle 0,111 g de sulfato de sodio). Una vez añadido el buffer, agregar una punta de espátula de cloruro de bario sólido y agitar por exactamente 60 segundos. Medir la turbidez a los 5 minutos utilizando un nefelómetro o un espectrofotómetro a 420 nm. Si las muestras son coloreadas o presentan turbidez, realizar blancos de muestras a las que se le agregó el buffer (sin añadir cloruro de bario). Realizar un blanco y una curva de calibración con al menos 4 patrones en el rango de 0 a 40 mg SO_4-2/L a partir de una solución estándar de sulfato de sodio de 100 mg SO_4-2/L (0,1479 g de Na_2SO_4 anhidro en 1000 mL de agua destilada). Seguir el mismo procedimiento con el blanco y los patrones que con las muestras.

Para el cálculo de la concentración de sulfato hay dos casos posibles. Si se utilizó el buffer A, calcular la concentración directamente a partir de la curva de calibración utilizando la absorbancia de la muestra a la que se le restó el valor de la absorbancia del blanco de muestra. Si se utilizó el buffer B, proceder de igual manera que en el caso anterior, pero al **resultado final** se le debe sustraer 15 mg/L de sulfato (los cuales se adicionaron junto con el buffer). Para expresar el resultado obtenido en meq/L se debe dividir el resultado obtenido en mg/L por 48,03.

Recomendaciones a tener en cuenta:

- Es importante mantener la velocidad de agitación constante. La agitación debe ser vigorosa, pero sin que se produzcan salpicaduras.

- La técnica se puede hacer en vasos de precipitado.

- Si no se dispone de un volumen tan alto de muestra, se pueden reducir los volúmenes a la mitad.

- Si la concentración de sulfatos en una muestra es mayor a 40 mg/L, se deben realizar diluciones antes del agregado de los reactivos utilizando agua destilada.

La dureza total se determina mediante una valoración con EDTA a pH 10 utilizando Negro de Eriocromo T (NET) (CAS 1787-61-7) como indicador. En esta titulación, el NET cambia del color inicial rojo vino a un color azul puro sin rastros de púrpura en el punto final. El procedimiento consiste en colocar 25,0 mL de muestra en un erlenmeyer, añadir 1 mL de una solución reguladora de amonio/amoníaco (disolver 16,9 g de cloruro de amonio en 143 mL de hidróxido de amonio concentrado y llevar a 250 mL con agua destilada) y agregar una punta de espátula de NET diluído (moler 0,2 g de NET con 80 g de NaCl pulverizado). Titular inmediatamente con EDTA 0,01 M (disolver 3.72 g de EDTA disódico dihidratado y 0.1 g de cloruro de magnesio hexahidratado en 1 L de agua destilada; guardar en recipiente plástico). El color del punto final se debe mantener igual durante al menos 1 minuto. Si eso no ocurre, se deben seguir agregando gotas de titulante hasta lograr estabilidad en el color. Valorar el EDTA titulando 20,0 mL de una solución estándar de 1000 ppm de $CaCO_3$ (pesar 1,000 g de $CaCO_3$ anhidro, añadir cuidadosamente y, gota a gota, ácido clorhídrico 1 + 1 hasta su disolución y luego diluir en 1 L con agua destilada) procediendo de la misma manera que con las muestras. La normalidad real del EDTA y la dureza total se calculan según las siguientes fórmulas:

$$N_{real}EDTA = \frac{A \times 0.01}{B}$$

$$\text{Dureza total}\left(\text{mg}\frac{CaCO_3}{L}\right) = \frac{C \times N_{real}EDTA \times 100000}{\text{mL muestra}}$$

Donde,
A = mL de solución estándar de $CaCO_3$ titulados
B = mL de EDTA gastados en la titulación de la solución estándar
C = mL de EDTA gastados en la titulación de la muestra
Recomendaciones a tener en cuenta:

- Es conveniente agregar inicialmente una pequeña cantidad de indicador y luego añadir más en caso de ser necesario, ya que si la solución queda muy oscura es muy difícil de percibir el punto final.

- Si la muestra es de agua blanda o moderadamente blanda, para disminuír el error de titulación, se puede aumentar el volumen de muestra a 50 ó 100 mL, aumentando proporcionalmente la cantidad de solución reguladora y de indicador. Por otra parte, si la dureza total es muy elevada, se pueden realizar diluciones de la muestra.

- La presencia de algunos metales como Cu^{2+}, Fe^{3+} y Al^{3+}, entre otros (los cuales pueden estar presentes en aguas con contaminación industrial severa), pueden interferir con el indicador evitando que cambie de color en el punto final. Si eso sucede, antes de agregar el indicador, se debe añadir a la muestra un cuarto de punta de espátula de Na_2S.

La determinación de nitratos habitualmente se realiza a través de la pre-reducción de nitratos a nitritos con una columna de cadmio-cobre y la posterior determinación de nitritos por el método colorimétrico. La fabricación de la columna es trabajosa, pero su correcta construcción es fundamental para el éxito de las determinaciones. En primer lugar, hay que realizar un acondicionamiento de las limaduras de cadmio (de 0,3 a 1,5 mm de diámetro). Para ello, poner en un vaso de precipitado limaduras de Cd nuevas o usadas en cantidad suficiente como para llenar una columna de 18,5 cm (aproximadamente 50 g de Cd), lavar con HCl 6 N (diluir 500 mL de ácido clorhídrico concentrado y llevar a 1 L con agua destilada) y enjuagar con agua. Añadir 100 mL de sulfato de cobre al 2 % (20 g de $CuSO_4 \cdot 5H_2O$ en 1 L de agua) y remover bien durante 5 minutos o hasta que desaparezca parcialmente la coloración azul de la solución. Decantar con cuidado de modo que junto al líquido sobrenadante se eliminen las partículas más pequeñas de cadmio (que pueden taponar los poros e impedir el flujo en la columna). Repetir todas las veces que sea necesario hasta que el líquido sobrenadante caiga limpio y comience a formarse un precipitado coloidal marrón. Enjuagar muy bien con agua (pero con suavidad) hasta retirar todo el Cu precipitado.

El armado de la columna se realiza utilizando una bureta de 25 mL. Se coloca un pequeño tapón de fibra de vidrio o amianto en la base de la columna y se la llena con agua. Se agregan de a poco las limaduras de cadmio acondicionadas hasta formar una columna de 18,5 cm de largo y se mantiene el nivel del agua por encima de las limaduras para evitar la formación de burbujas de aire. Se cierra la columna con otro tapón de amianto y se le coloca encima una ampolla de decantación de 125 mL con el robinete abierto y se lo sella con papel parafilm, de manera que la ampolla sirva como un reservorio de líquido. Una vez finalizada la construcción se la lava con 200 mL de solución de NH_4Cl-EDTA diluida (300 mL de solución de NH_4Cl-EDTA con 200 mL de agua ultrapura) en flujo continuo. El flujo debe regularse para que fluyan entre 7 y 10 mL por minuto. También debe lavarse la columna al terminar las determinaciones. La columna debe mantenerse llena con esta solución mientras no se utiliza. Como recomendación: la columna debe reciclarse cuando su eficiencia reductora sea menor al 75% al comparar dos patrones de NO_2- y NO_3- de igual concentración o cuando se produjera el vaciado de la columna, es decir que el Cd entre en contacto con aire. El reciclado de la columna implica el reacondicionamiento de los gránulos de Cd.

Para pasar las muestras por la columna, es necesario prepararlas mezclando 25 mL de muestra con 75 mL de una solución de NH_4Cl-EDTA (13 g de NH_4Cl y 1,7 g de EDTA disódico en 900 mL de agua ultrapura, ajustar el pH a 8,5 con hidróxido de amonio y completar hasta 1 L). Junto con las muestras, preparar un blanco y al menos 4 patrones entre 0,05 y 1 mg/L de nitrógeno como nitrato ($N\text{-}NO_3$-) siguiendo el mismo procedimiento de preparación de las muestras.

Antes de utilizar la columna es necesario activarla pasando 100 mL de un patrón de 1 mg de $N\text{-}NO_3$-/L preparado (25 mL de patrón + 75 mL de solución de NH_4Cl-EDTA) y luego lavarla con 100 mL de solución de NH_4Cl-EDTA diluido. **NOTA:** Una vez regulado el flujo de la columna, no se lo debe modificar, especialmente mientras se están midiendo las muestras.

Las muestras deben pasar por la columna de a una por vez y en orden creciente de nitratos, comenzando por el blanco e intercalando los patrones con las muestras (si no se tienen datos previos de nitratos se pueden ordenar de acuerdo a los contenidos de nitratos esperados). Se recogen los primeros 40 mL de muestra en una probeta, se utilizan para enjuagarla y se descartan. Se colectan los siguientes 25 mL de muestra en la probeta y se los coloca en un erlenmeyer (puede ser el mismo donde estaba la muestra preparada para pasar por la columna) y, antes de los 15 minutos, se le debe añadir el reactivo de sulfanilamida (ver técnica de nitritos). Realizar la lectura en espectrofotómetro a 543 nm pasados los 10 minutos de la adición del reactivo (pero antes de las 2 h).

Dado que esta técnica determina la suma de los nitratos y los nitritos de la muestra, la concentración de nitratos se calcula realizando una curva de calibración y restándole la concentración de nitritos determinada separadamente.

Recomendaciones a tener en cuenta:

- Para muestras con concentraciones muy bajas de nitratos se pueden hacer patrones de menor concentración (entre 0,01 y 1 mg $N\text{-}NO_3$-/L) y realizar las lecturas con cubetas de 5 ó 10 cm de paso óptico.

- Si la muestra tiene una concentración de nitratos por encima de 1 mg de $N\text{-}NO_3$-/L se deben realizar diluciones con agua ultrapura antes de prepararla con la solución de NH_4Cl-EDTA.

- En aguas donde la cantidad de sólidos en suspensión es demasiado elevada (ej.: cursos de agua de la provincia de Buenos Aires, río Paraná, entre otros) el filtrado de las muestras se puede realizar utilizando filtros de 0,7 µm de tamaño de poro.

- Si no se cuenta con un equipo para obtener agua ultrapura se puede conseguir comercialmente agua bidestilada de buena calidad. La calidad del agua se evalúa a través del blanco de reactivos.

El método para la determinación de nitritos más extendido es colorimétrico. Los nitritos, en presencia de sulfanilamida y N-(1-naftil) etilendiamina a un pH entre 2 y 2,5, forman un azocompuesto de color rosa intenso que puede ser medido espectrofotométricamente. El procedimiento consiste en colocar 25,0 mL de muestra filtrada (tamaño de poro: 0,45 µm) en un erlenmeyer limpio y seco y añadirle 1 mL del reactivo color (colocar 70 mL de agua ultrapura en un matraz, añadir 10 mL de H_3PO_4 85 %, disolver completamente 1 g de sulfanilamida, luego disolver 0,1 g de diclorhidrato de N-(1-naftil) etilendiamina y, finalmente, aforar a 100 mL). Simultáneamente con las muestras, preparar un blanco de agua ultrapura y, al menos, 3 patrones utilizando una solución estándar de trabajo de nitritos para realizar una curva de calibración. Para los patrones, preparar una solución stock de nitritos (1,232 g de $NaNO_2$ en 1000 mL de agua ultrapura; preservar con 1 mL de cloroformo y guardar en la heladera). A partir de la solución stock, preparar una solución intermedia de nitritos realizando una dilución 1/5. Para obtener la solución estándar de trabajo de nitritos, realizar una dilución 1/10 de la solución intermedia siempre utilizando agua ultrapura (1,00 mL = 0,500 µg N). Las soluciones intermedia y estándar de trabajo deben prepararse en el día. Para el blanco y los patrones, proceder de igual manera que con las muestras. Agitar inmediatamente luego de la adición de los reactivos. Medir la absorbancia en un espectrofotómetro a 543 nm pasados los 10 minutos de la adición del

reactivo, pero antes de las 2 h. La concentración de N-NO_2- (nitrógeno como nitrito) de las muestras se calcula según la curva de calibración realizada con los patrones de nitritos.

Recomendaciones a tener en cuenta:

- Para muestras con concentraciones muy bajas de nitritos, las lecturas se pueden realizar con cubetas de 5 ó 10 cm de paso óptico.
- En aguas donde la cantidad de sólidos en suspensión es demasiado elevada el filtrado de las muestras se puede realizar utilizando filtros de 0,7 µm de tamaño de poro.
- Si las muestras son coloreadas antes de la adición del reactivo color, realizar blancos de las muestras y descontarlo de la absorbancia antes de calcular la concentración de N.
- Si no se cuenta con un equipo para obtener agua ultrapura, se puede conseguir comercialmente agua bidestilada de buena calidad. La calidad del agua se evalúa a través del blanco de reactivos.

Para determinar el nitrógeno del **amonio**, el método más utilizado es el del fenol (APHA, 1992). En este método la reacción del amonio con el hipoclorito y el fenol, catalizada por una sal manganosa, forma un compuesto azulado (indofenol). Alternativamente se puede utilizar el kit comercial de Wiener para la determinación de uremia (sin ureasa) siguiendo el procedimiento adaptado por Claudia Feijoó.

Este método requiere una destilación preliminar si la alcalinidad excede los 500 mg CaCO3/L, si hay color o turbidez o si la muestra ha sido guardada con ácido o tiene una acidez mayor de 100 mg CaCO3/L. Si existen interferencias, es imperativa la destilación con ácido sulfúrico.

El método es válido para concentraciones entre 0 y 500 µg NH^3-N/L. Durante el procedimiento es importante evitar la contaminación de las muestras con tabaco o transpiración y es conveniente filtrar las muestras. Para realizar la determinación se miden 50 mL de cada muestra y se colocan en erlenmeyers. Se añaden 3 mL de una solución A de 35 g de fenol puro y 0,4 g de nitroprusiato de sodio deshidratado disueltos en agua destilada hasta alcanzar 1 L de solución. Luego de agitar y esperar 1 minuto se añaden 3 mL de la solución B. La solución B se prepara disolviendo 280 g de citrato sódico y 15 g de NaOH en 800 mL de agua desionizada y luego añadiendo 35 mL de hipoclorito de sodio

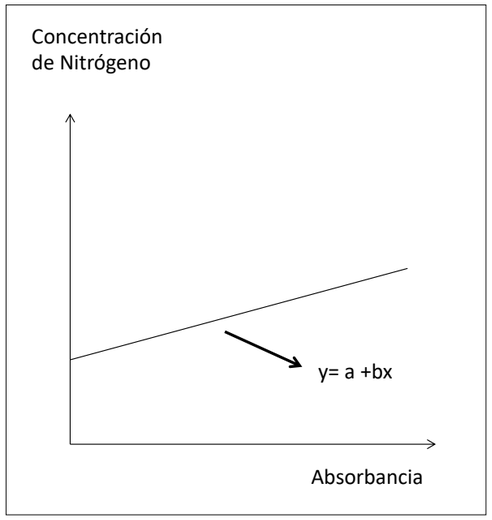


Figura 1: Representación de la variación de concentración de nitrógeno del amonio y la absorbancia.

concentrado (puede utilizarse lavandina comercial concentrada [80 mg/dm^3]) llevándola a un volumen final de 1 L. Realizar un blanco y al menos un patrón de cloruro de amonio de la misma manera. El color azul celeste aparece luego de 30 minutos y se lee la absorbancia a 630 nm en un espectrofotómetro comparando contra el blanco. La concentración de N (µg NH_3-N/L) se calcula comparando la absorbancia con una curva realizada colocando en abscisas la absorbancia de los patrones de N y en ordenadas su concentración ajustando a una función lineal.

En el caso de utilizar el kit de Wiener, colocar 50 mL de muestra en un erlenmeyer e, inmediatamente, agregarle 1 mL de reactivo 1 y 1 mL de reactivo 2 (preparados siguiendo las instrucciones del kit). Realizar un blanco y, al menos, un patrón de la misma manera. Colocar en estufa o baño termostático a 37 oC durante 2 horas. El color es estable por 24 horas. Se lee la absorbancia a 635 nm en un espectrofotómetro comparando contra el blanco.

Para determinar el fósforo del fosfato el método más utilizado es el del ácido ascórbico. En este método colorimétrico, el molibdato de amonio y el tartrato de potasio y antimonio reaccionan con el ortofosfato en medio ácido para formar un compuesto que es reducido a azul de molibdeno por el ácido ascórbico. Se colocan en un erlenmeyer 50 mL de muestra. Se le agrega a cada muestra 1 gota (0.05ml) de fenoftaleína 0,5%. Si se forma un color rojo, se agrega H_2SO_4 (5N) gota a gota hasta que desaparezca el color. Por otro lado, se prepara un

blanco colocando 50 mL de agua bidestilada en un erlenmeyer. Se prepara también al menos un patrón con Fosfato diácido de potasio anhidro (KH_2PO_4) y se procede con ellos de la misma forma que con las muestras. A cada Erlenmeyer se le agregan 8 mL de un reactivo mixto que debe prepararse en el día de la determinación y consiste en 15 mL de una solución de molibdato amónico al 4% ($Mo_7O_{24}(NH_4)_6$. 4 H_2O), 50 mL de ácido sulfúrico 5N, 30 mL de ácido ascórbico (1.76 g de ácido ascórbico en un matraz y llevar a 100 mL con agua bidestilada) y 5 mL de tartrato de Sb y K (0,274 g y llevar a 100 mL con agua bidestilada). Es importante agitar luego de la adición de cada reactivo. Luego de la adición del reactivo mixto, el desarrollo del color se lleva a cabo durante 15 minutos a temperatura ambiente y no debe leerse pasadas las 2 horas. Luego se lee la absorbancia a 875 nm en un espectrofotómetro. La concentración de P se calcula según la curva realizada a partir de patrones de P.

Cabe resaltar que este método puede sobreestimar la concentración de ortofosfato en presencia de pequeñas cantidades de arsénico en forma de arseniato. En tal caso, se recomienda agregar un paso de reducción del As(V) con L-Cisteína 5% en una solución de HCl 0,6M. La reacción ocurre durante 5 minutos en baño o estufa a 80 °C en erlemeyers bien cerrados. Luego se deja enfriar hasta temperatura ambiente. Finalmente se agregan 2,5 mL de una solución de ácido ascórbico 5%, 5 mL de acetona y 10 mL de un reactivo mixto diferente que consiste en 50 mL de ácido sulfúrico 20%, 5ml de tartrato de Sb y K (0,274 g en

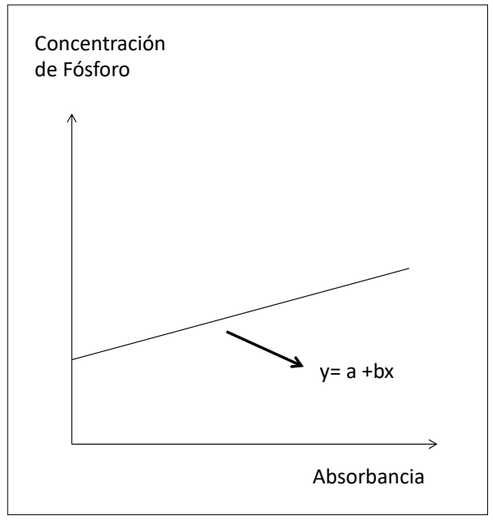


Figura 2: Representación de la variación de concentración de fósforo de los fosfatos y la absorbancia.

100 mL de agua destilada), 15 mL de una solución de molibdato amónico al 4% ($Mo_7O_{24}(NH_4)_6$. 4 H_2O) y llevar a un volumen de 100 mL con agua destilada. En este caso la lectura se hace a 875 nm (Carvalho *et al.* 1998).

Para determinar fósforo total en agua, el método de digestión con HNO_3 y H_2SO_4 propuesto por APHA (2005) con modificaciones de Feijoó es recomendado para la mayoría de las muestras. En él, las muestras son digeridas previamente y luego tratadas con el método del fósforo reactivo soluble (PRS) que se detalla en este capítulo. La digestión oxida la materia orgánica liberando al fósforo como ortofosfatos. Para comenzar, se colocan 20 mL de muestra en un erlenmeyer y se adiciona 1 mL de H_2SO_4 concentrado y 1 mL de HNO_3 concentrado. Luego, se coloca sobre una plancha calefactora y se digiere (bajo campana de gases) hasta alcanzar un volumen de 1 mL. Continuar hasta que la solución se vuelva incolora para remover el HNO_3. Enfriar y agregar aproximadamente 20 mL de agua y 1 gota (0.05 mL) de fenoftaleína 0,5%. Incorporar NaOH 1N con una bureta hasta que de transparente vire a rosa claro. Filtrar la muestra, si presenta turbidez o material particulado, y colocar en un matraz y llevar a 100 mL. Realizar la estimación de PRS y referirlo al volumen inicial de muestra.

Demanda bioquímica de oxígeno (DBO)

Es la cantidad de oxígeno necesaria para descomponer la materia orgánica presente por la acción bioquímica aeróbica. Permite determinar la materia orgánica biodegradable.

Esta transformación biológica precisa un tiempo superior a los 20 días, por lo que se ha aceptado como norma, realizar una incubación durante 5 días, a 20 °C, en la oscuridad y fuera del contacto del aire a un pH de 7.0-7.5 y en presencia de nutrientes y oligoelementos que permitan el crecimiento de los microorganismos.

Las muestras muy poluidas precisan más oxígeno en los 5 días que el que contiene la muestra, por lo que se usa el método de dilución. Se añade oxígeno disuelto a la muestra, se inocula, si es preciso, con microorganismos apropiados y se incuba durante 5 días determinándose la diferencia entre el oxígeno inicialmente presente y el que resta a los 5 días.

El método consiste en poner una muestra de agua durante un tiempo determinado en condiciones estandarizadas. Depende del tipo de muestra (aguas naturales, residuales, etc.), el agua puede

incubarse con o sin dilución. En general, conviene hacer varias diluciones para evitar que se consuma totalmente el oxígeno de la muestra. También es conveniente realizar réplicas y agregar unas botellas que contengan solo agua de dilución.

Se mide el oxígeno disuelto (OD) mediante oxímetro o utilizando la técnica de Winkler, al inicio y al final del período de incubación. Si se realiza el método de Winkler se utilizará una botella para cada medición.

En el agua destilada que se usa para hacer la dilución hay que agregar un mL de cada una de las siguientes soluciones: buffer de fosfato y sulfato de magnesio, cloruro de calcio y cloruro férrico por cada litro de agua. Si el agua de dilución debe ser almacenada, agregar el buffer de fosfato únicamente antes de utilizar. Los reactivos que se utilizan son los siguientes:

1) Solución buffer de fosfato
Disolver 2,125 g de KH_2PO_4; 5,4375 g de K_2HPO_4; 8,35 g Na_2HPO_4.7H20; 0,425 g de $CLNH_4$ en 125 mL y llevarlo a 250 mL de agua destilada.

2) Disolver 5,625 g de Mg SO_4.7H20 en 250 mL de agua destilada.

3) Disolver 6,875 Ca Cl_2 en 250 mL de agua destilada.

4) 9,9525 Cl_3 Fe en 250 mL de agua destilada.
Si las muestras son muy ácidas o muy básicas, se deben llevar a pH 6,5 con solución NaOH o H_2SO_4 según corresponda. El agregado no debe ser mayor que el 0,5% del volumen de la muestra. Para diluir las muestras se debe calcular que el volumen total de las botellas de DBO es de 300 mL y que se realizarán dos botellas si se utiliza Winkler para la determinación de OD (inicial y final). Para comenzar, se debe fijar el OD en la botella de DBO inicial [A] y medir OD por Winkler. Los frascos [B] se cerrarán inmediatamente sin dejar burbujas de aire y se mantendrán durante 5 días a 20 °C en incubadora a oscuridad. Al finalizar los 5 días de incubación se determinará el oxígeno.

A partir de las determinaciones se debe calcular el consumo de oxígeno para cada dilución
según: DBO_5 = (A - B) /dilución
A= mg de O_2 /L (frasco A)
B= mg de O_2 /L (valor frasco B)

Oxígeno disuelto (Método de Winkler)

Es el método de titulación más preciso para el análisis de oxígeno disuelto (OD) y es muy útil para determinarlo en las muestras de DBO. Se basa en la adición de una solución de manganeso y de un alcali fuerte a la muestra. El oxígeno rápidamente oxida una cantidad equivalente de hidróxido de manganeso divalente que precipita como hidróxidos de mayor valencia. En presencia de iones ioduro en medio ácido, el manganeso liberado vuelve al estado divalente con la liberación de una cantidad de iodo equivalente al contenido original de OD. El iodo es titulado con una solución estándar de tiosulfato. El punto final de la titulación puede detectarse visualmente usando almidón como indicador.

Existen diferentes modificaciones para minimizar el efecto de las interferencias. La **modificación de la azida** elimina la interferencia causada por el nitrito, que es la más común en efluentes tratados biológicamente y en muestras incubadas de DBO. Se utiliza en aguas servidas, efluentes y arroyos, especialmente si las muestras contienen más de 50 µg NO_2-/L y menos de 1 mg de hierro ferroso/L.

Para la determinación se toman las muestras en botellas de DBO de 300ml, que se llenan rebalsando 2 o 3 veces su volumen. Si no hay burbujas, colocar la tapa. Es importante evitar que la muestra tome contacto con el aire o sea agitada. Hacer la determinación inmediatamente en aquellas muestras que tengan una apreciable demanda de oxígeno o iodo. Si esto no ocurre, las muestras pueden guardarse durante unas pocas horas luego de la adición del sulfato de manganeso, la solución iodada y el ácido. Proteger las muestras de luz solar fuerte y titular tan pronto como sea posible.

Los reactivos necesarios para realizar esta determinación son:

1) **Solución de $MnSO_4$:** Disolver 480 g de $MnSO_4$. 4 H_2O (o 400 g de $MnSO_4$. 2 H_2O, o 364 g de $MnSO_4$. H_2O) en agua destilada, filtrar y diluir a 1 l. Esta solución no debería dar color con el almidón cuando es adicionada a una solución acidificada de IK.

2) **Solución iodada:** Para muestras saturadas o no saturadas, disolver 500 g de OHNa (o 700 g de OHK) y 135 g de INa (o 150 g de IK) en agua destilada y diluir a 1 l. Adicionar 10 g de N_3Na disueltos en 40 mL de agua destilada. Este reactivo no debe dar color con el almidón cuando es diluida o acidificada.

3) **H_2SO_4 (concentrado):** 1 mL equivale a 3 mL de la solución iodada.

4) **Almidón:** Para preparar una solución acuosa, disolver 2 g de almidón y 0.2 g de ácido salicílico (preservante) en 100 mL de agua destilada caliente.

5) Tiosulfato de Na 0.025 N: Disolver 6.205 g de tiosulfato en agua destilada. Adicionar 1.5 mL de NaOH 6N (o 0.4 g de NaOH sólido) y diluir a 1000 mL. Estandarizar con la solución diodada.

6) Estandarización del tiosulfato: Secar $K_2Cr_2O_7$ a 103 °C durante 2 h. Preparar una solución de dicromato 0.025 N (= 1.226 g de dicromato/L). Disolver aproximadamente 2 g de KI en un erlenmeyer con 100-150 mL de agua destilada. Adicionar 10 mL de H_2SO_4 al 10 % y, luego, 20 mL de la solución de dicromato con pipeta de doble aforo. Poner en oscuridad durante 5 minutos, diluir aproximadamente a 400 mL y titular el iodo liberado con tiosulfato 0.025 N adicionando almidón hacia el final de la titulación, cuando toma un color amarillo claro. Calcular el factor f (f = V dicromato (20ml) /V tiosulfato).

Para comenzar la determinación, se agrega a la muestra 1 mL de solución de $MnSO_4$ y, luego, 1 mL de solución iodada sumergiendo las pipetas en el agua (lavar las pipetas entre muestra y muestra). Luego se tapa cuidadosamente (evitando la introducción de burbujas) y se mezcla invirtiendo la botella unas pocas veces. Cuando se forma un precipitado que ocupa aproximadamente la mitad inferior de la botella, se agrega 1 mL de H_2SO_4 (concentrado) por las paredes del cuello. Tapar y mezclar invirtiendo la botella varias veces hasta que desaparezca el precipitado. De esta forma, el oxígeno se encuentra fijado en la muestra y se puede proseguir en el laboratorio. Una vez allí, se titula un volumen de muestra correspondiente a 200 mL tomados en campo (como se agregó 1 mL de sulfato y 1 mL de solución iodada a 300 mL de muestra, el cálculo es 200 x 300/(300 - 2) = 201 mL totales). Medir los 201 mL con probeta y pipeta y pasarlos a un erlenmeyer. Titular con el tiosulfato hasta que tome un color amarillo claro. Agregar unas gotas (5-6) de almidón y continuar la titulación hasta que desaparezca el color azul. Si se sobrepasa el punto de titulación, agregar un volumen medido de la muestra tratada. Corregir para la cantidad de muestra adicionada. Para realizar el cálculo de la concentración de OD, para la titulación de 200 mL de muestra, cada 1 mL $Na_2S_2O_3$ 0.025 M se cuenta = 1mg OD/L.

Distribución regional de los protocolos-ecorregiones

Adonis Giorgi y Eduardo Domínguez

Las variables físico-químicas pueden y deben ser registradas en todos los ambientes fluviales. En caso de que no puedan realizarse todas, deberá ponerse énfasis en las que permitan caracterizar los cambios en la calidad del agua de modo más adecuado de acuerdo a las peculiaridades de cada región.

Para la organización de los tipos de muestreos, bioindicadores e indicadores de hábitat y de ribera, se presenta la información de la siguiente manera: de acuerdo a **regiones** o áreas de trabajo en las que se realizará el monitoreo, a la **ecorregión** donde pretendemos realizarlo, a el **tamaño de los ríos** a muestrear, a la **hidrología** y al tipo de **sustratos** presentes en esos ríos. En base a esas características se seleccionarán los índices que resulten más adecuados para cada caso.

Debe tenerse en cuenta que los ríos de una cuenca pueden extenderse por más de una provincia y/o una ecorregión. En general, los encargados de hacer los monitoreos tienen en cuenta la organización política del país, por lo que deberán controlar los ríos de una provincia, aunque provengan de otras provincias. Por otro lado, los organismos utilizados como bioindicadores estarán influenciados fuertemente por las condiciones ecológicas de las ecorregiones. Por esta razón, por ejemplo, las comunidades de macroinvertebrados que se encuentran en ríos de montañas de diferentes cuencas, pero aproximadamente, a la misma altura, serán más semejantes entre sí que las comunidades que se suceden en una de esas cuencas pero en la alta montaña, en el pedemonte y en la llanura. Así, en diferentes ríos de las yungas desde el norte de Catamarca hasta Jujuy, se puede usar el mismo índice, pero a medida que se pasa de la alta montaña por las yungas hasta la llanura chaqueña, por ejemplo, se necesitarán otros índices. De esa manera, también pueden utilizarse

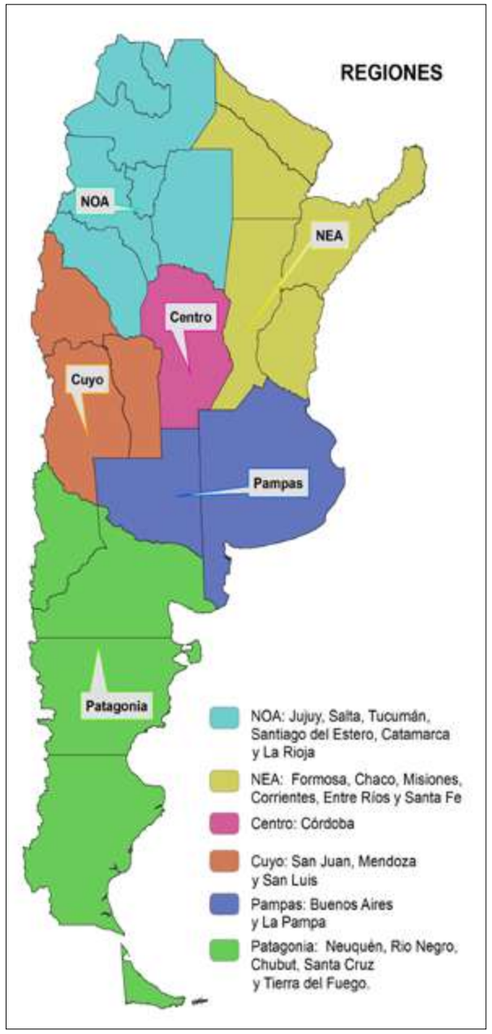


Figura 1: Mapa de las regiones en las que se dividió el país, para organizar las áreas de trabajo

metodologías e índices que puedan ser comunes a distintas regiones.

Es importante tener en cuenta que el muestreo, y tipo de índice a aplicar, resultará de la consideración de la ecorregión, del tamaño del río, del tipo de sustrato y del tipo de vegetación ribereña. Es posible determinar un mismo tipo de muestreo en ríos de diferentes regiones con características similares. Mientras que el tipo de índice biótico a aplicar puede ser diferente, aun en ríos semejantes de distintas regiones, por presentar comunidades distintas.

Para ubicarnos en qué **ecorregión** se llevará adelante el muestreo seguiremos la propuesta de Morello *et al.*, 2012.

Podemos definir a las ecorregiones como unidades geográficas discretas, caracterizadas por ensambles únicos de especies. Siguiendo a Morello *et al.*, 2012, reconocemos 15 ecorregiones relacionadas con los ambientes acuáticos continentales. Ellas son: (Fig. 2):

1. Ecorregión de los Altos Andes
2. Ecorregión Puna
3. Ecorregión de las Selvas de Yungas
4. Ecorregión Chaco Seco
5. Ecorregión Chaco Húmedo
6. Ecorregión Selva Paranaense
7. Ecorregión Campos y Malezales
8. Ecorregión Monte de Sierras y Bolsones
9. Ecorregión Esteros del Iberá
10. Ecorregión Monte de Llanuras y Mesetas
11. Ecorregión Espinal
12. Ecorregión Pampa
13. Ecorregión Delta e Islas de los ríos Paraná y Uruguay
14. Ecorregión Bosques Patagónicos
15. Ecorregión Estepa Patagónica



Figura 2: Mapa de ecorregiones de la Argentina.

Al comparar las regiones con el mapa de ecorregiones, se observa que en cada área de trabajo puede haber más de una ecorregión, o que una ecorregión puede trascender un área de trabajo. Es necesario tener esto en cuenta para la selección del índice. Por otro lado, no todas las ecorregiones tienen índices biológicos específicos, pero cuando este sea el caso, pueden servir para orientar cuál índice de las ecorregiones cercanas podría ser aplicable. Sin embargo, es importante validar los índices cuando se aplican en otras ecorregiones, ya que pueden requerir ajustes. No siempre serán las mismas las familias o especies dominantes.

Tipos de ríos: estimaciones de caudal y morfometría

Adonis Giorgi y Eduardo Domínguez

Lo que tendremos en cuenta para esta clasificación es considerar a los ríos de acuerdo al tamaño y morfología de su cauce, dado que puede ser necesario considerar distintos ambientes y estrategias de muestreo en cada uno de ellos.

Orden del río

El orden del río se define por el número de afluentes que conforman un segmento determinado del cauce. Cuando se unen dos afluentes de primer orden, constituyen un río de segundo orden que conservará ese orden, aunque reciba nuevos afluentes de primer orden, pero lo cambiará al recibir uno de segundo orden. En general, aquellos de orden mayor son mas anchos y profundos y transportan mayores caudales (Fig.1). Para estas determinaciones, es muy útil usar las herramientas de Sistemas de Información Geográfica que permitirán además preseleccionar los lugares de muestreo en base a las características de la región, la distancia entre lugares de muestreo y la accesibilidad.

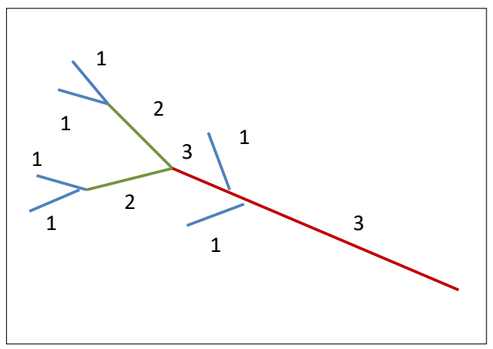


Figura 1: Representación de una cuenca donde se marcan el número de orden al que pertenecen los distintos ríos y arroyos.

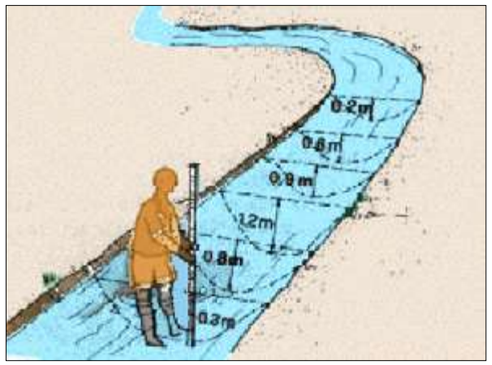


Figura 2: Posicionamiento de las transectas en un tramo del río para determinar su ancho.

Ancho del río

El ancho del río (Fig. 2) es el ancho del cauce desde una orilla a otra y, en general, se refiere al ancho mojado, que es aquel cubierto por agua. Si bien ese ancho puede ser variable, se considera un ancho promedio del segmento o tramo. El ancho puede ser medido en forma efectiva en un arroyo o río pequeño o estimado desde un puente para ríos medianos o calculado en base a imágenes satelitales o relaciones trigonométricas en ríos aún mayores.

Caudal del río

El caudal de un río se puede estimar de distintos modos, pero se define como el volumen de agua que transporta el río en una unidad de tiempo (Fig. 3). En general los arroyos tienen caudales muy pequeños y los ríos caudales mayores porque pertenecen a órdenes mayores, es decir, reciben varios afluentes de las distintas áreas que drenan. La clasificación de ríos de acuerdo con el



Figura 3: Esquema de la sección de un río establecida a partir del ancho y la profundidad, que multiplicada por la velocidad del agua indica el caudal.



Figura 4: Distintos tipos de cauces que pueden tener los ríos. De izquierda a derecha: rectos, meandrosos o anostomosados.

caudal suele hacerse en condiciones de caudal basal porque, en condiciones de inundaciones, el caudal puede aumentar varias veces y tampoco sería representativo el muestreo a realizarse.

Morfología del cauce

La morfología del cauce no siempre es similar; en general, se presentan tres tipos morfológicos básicos de cauces: (Fig. 4) rectos, con meandros, trenzados o anastomosados. Hay que tener en cuenta, como se indica en la figura, que cada uno de ellos puede tener una sección diferente, de modo que, aunque el caudal sea el mismo, los hábitats disponibles para los organismos serán diferentes. Esto deberá contemplarse durante la toma de muestras tratando de abarcar la mayor cantidad de hábitats y, por lo tanto, de biodiversidad de organismos.

Tipos de ríos	Caudal	Orden	Ancho	
Ríos Grandes	Más de 10 m^3/s	6-12	50 o más Metros	Incluye Ríos interprovinciales
Ríos Medianos	1-10 m^3/s	3-6	13-50	Ríos
Ríos Pequeños	0-1m^3/s	1-3	1-12 m	Arroyos

Tabla 1: Tipos de ríos de acuerdo a sus características hidrológicas.

Los ríos se pueden dividir en tres grandes tipos cuyas características resumimos en la Tabla 1.

Estimaciones de caudal y morfometría

Antes de comenzar con las medidas in situ, es necesario realizar un relevamiento general del terreno que nos permitirá planificar varias de las actividades. Para esto, las herramientas que nos proveen los Sistemas de Información Geográfica (SIG) son fundamentales. Un reconocimiento de la zona, ubicación de los lugares accesibles con vehículos, localización de las probables estaciones de muestreos, localización de posibles fuentes de contaminación y sus vías de ingreso, tamaño de los ríos, etc., nos facilitará determinar qué elementos llevar en la campaña (por ejemplo: botas, waders o lancha). Esto puede hacerse con diferentes niveles de complejidad: desde una navegación con Google Earth©, hasta mapas con diferentes capas de información dedicadas a ríos, vegetación, industrias, cultivos, frigoríficos, etc. Todo esto, además de ahorrarnos tiempo y dinero en campañas de reconocimiento, nos puede dar pautas no observables en el terreno que podrían tener relevancia para nuestros análisis (por ejemplo: deforestaciones, cultivos, canalizaciones, etc., que podrían pasar desapercibidas a escala local). Además, también nos provee de la posibilidad de ubicar exactamente en un mapa nuestras estaciones de muestreo para su repetición en el tiempo. La revisión de algunos aspectos hidrológicos puede tener más detalles que este manual, por lo que sería importante también revisar estos apartados (e idealmente contactar a los especialistas) antes de iniciar las campañas. Por otro lado, en las distintas regiones, se incluyó la bibliografía relevante.

En cada muestreo se debe señalar claramente la localización del sitio de estudio, tomando las coordenadas con un GPS, e indicando su posición en la cartografía de trabajo, además de dibujar o bosquejar en las planillas de campo el tramo a muestrear señalando la ubicación de los ambientes observados.

Se deben evitar las alteraciones como puentes, vados, cruces de caminos, depósitos de residuos, extracción de áridos, etc. que no reflejen la variabilidad natural del tramo. Es importante, y siempre en caso de ser posible, muestrear en los diferentes sustratos comprendidos en el tramo.

Es de fundamental importancia tener una estimación, al menos aproximada, del caudal del río que se está muestreando y al que se hace referencia para que pueda compararse con otros similares tanto en las características físico-químicas como en los organismos presentes.

El caudal es el resultado del producto entre la sección o la media de varias secciones del río (expresado en m^2 o cm^2) y la velocidad media del agua (que se expresa en m/s o cm/s). Las unidades de caudal más utilizadas son los litros por segundo (l/s) o metros cúbicos por segundo (m^3/s) ($1m^3$=1000 litros).

El caudal se calculará en las localidades donde sea posible, en general en ríos de hasta 20 m de ancho, vadeables, donde el río sea más estrecho. No es recomendable medir este parámetro en los tramos más profundos de los ríos, puesto que una mayor profundidad del cauce dificulta la toma de datos. En estos casos, se pueden tomar como caudales de referencia los que provienen de estaciones de aforo cercanas o a partir de la medición de niveles hidrométricos.

Para calcular la sección de un río, cuando este es pequeño, se coloca una cinta métrica de uno a otro lado del río. Mediante esta cinta métrica podrá estimarse el ancho del río en ese lugar. Luego, mediante un metro o vara graduada, se puede estimar la profundidad en distintos puntos de esa línea conformada por la cinta métrica que corta el río. Si el río es muy pequeño (arroyo) se recomienda tomar profundidades cada 10 o 20 cm de una a otra orilla. Si el río tiene mayor tamaño, la profundidad podrá tomarse cada medio metro o, aun, 1 metro. De ese modo, podremos estimar la superficie de cada uno de los segmentos imaginarios. Su sumatoria sería la sección total.

En ríos mayores se puede realizar esta estimación desde un puente usando una plomada o un flotador con sonar que permita medir la profundidad (H) en segmentos de 1 a 2 metros para reconstruir la sección del río (Fig. 5).

Cálculo de la sección del río

Para estimar este parámetro, primero se colocará una cinta métrica ocupando todo el ancho del cauce procurando que esté tensada. A continuación, se tomarán las medidas de profundidad, a intervalos regulares, mediante una vara graduada. La longitud de los intervalos será proporcional al ancho del tramo.

La sección del río la obtendremos calculando las subáreas y sumándolas todas, o calculando la profundidad media y multiplicándola por el ancho total.

Cálculo de la velocidad del agua en el río

Si se cuenta con un velocímetro es conveniente realizar la medición de la velocidad de la corriente en cada uno de los sitios donde se midió la profundidad. En caso de que la profundidad sea mayor a 20 cm, es conveniente tener una medida de la velocidad del agua cerca de la superficie y otra a mayor profundidad. Hay que tener en cuenta que la velocidad de la corriente de agua será mayor en superficie y disminuye a medida que aumenta la profundidad. Por ello, mientras más medidas de velocidad se obtengan en cada sitio, la estimación de la velocidad media de la masa de agua será más adecuada.

Algunos criterios para la estimación de los caudales en ríos con distinta profundidad media son: a) si el río tiene una profundidad menor a =0,5 m, tomar las velocidades en una única profundidad. b) si el río tiene mayor profundidad, es recomendable tomar la velocidad en dos o tres profunidades diferentes. Por otro lado, si se toma una única medida de velocidad, porque la profundidad es baja o se está haciendo una evaluación rápida, no conviene realizarla en la superficie sino a profundidad media.

El caudal que se expresa en litros o metros cúbicos por segundo se obtiene a partir de multiplicar la velocidad media del agua (el promedio de todas las mediciones en la columna de agua) por la sección. De ese modo, el caudal en una sección determinada estará dado por la siguiente fórmula: Q = A * V donde: Q = Caudal (m^3 / s) A = Área del canal (m^2) V = Velocidad (m/s).

La velocidad del agua también puede ser estimada mediante flotadores (pueden ser esferas llenas de arena o naranjas) a las que se les permite recorrer un tramo recto de aproximadamente 20 metros. Si se toma el tiempo que tardan varias esferas en recorrer 20 metros se podrá obtener un valor de velocidad media. Debe considerarse que, así como la velocidad baja hacia el fondo, también se reduce en las orillas. También existen equipos de molinetes que pueden permitir la medición de la velocidad desde arriba de un puente u otros donde la velocidad se calcula a partir de la aplicación del efecto doppler.

En cauces pequeños, también pueden utilizarse otros métodos como el de dilución que emplea sales para realizar la estimación del caudal. Pero el método de velocidad-área es el que puede emplearse en un rango mayor de tamaños de ríos y, en el caso de que el río sea de gran tamaño, pueden asociarse las variaciones de caudal a las de nivel hidrométrico. En caso de que existan estaciones de aforo o estimaciones de caudal prolongadas en el tiempo, realizadas a través de variaciones en el nivel hidrométrico del agua, sería conveniente hacer referencia o calibrar las nuevas estimaciones con los valores de las mismas en los sitios muestreados.

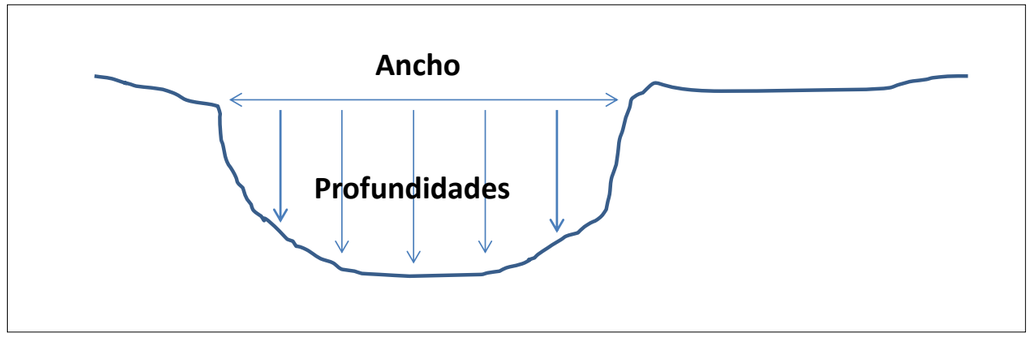


Figura 5: Sección de un río estimada mediante la medida de la profundidad del agua a intervalos regulares.

◀ volver al índice

Tipos de sustratos

Eduardo Domínguez y Adonis Giorgi

Los ríos pueden tener diferentes tipos de sustratos. Estos, junto con las características hidrológicas, determinarán el tipo de muestreo. Ya que muchos organismos viven en microhábitats, debemos tratar de incluir a la mayoría de ellos para tener una muestra representativa. Cuanto más heterogéneo sea un río, más variedad de microhábitats tendrá. Un muestreo no exhaustivo resultará en un submuestreo que puede subestimar la riqueza de taxones y, por lo tanto, en un índice con un valor menor al correcto. Por lo tanto, lo ideal es hacer un muestreo "multihábitat", o sea, que incluya a todos o a la mayoría de hábitats disponibles.

Los sustratos pueden ser:

A. Orgánicos: plantas acuáticas sumergidas, emergentes, flotantes; algas, raíces y troncos depositados en el cauce; materia orgánica gruesa (paquetes de hojas), etc.

B. Inorgánicos: superficies uniformes como lajas o arcillas compactadas; bloques (rocas de diámetro mayor a 250 mm); cascajo y piedras (diámetro entre 250 y 25 mm); gravas (diámetro 25 a 2 mm); arenas y limos (diámetro de 2 a 0,1 mm).

También puede haber sedimentos finos constituídos por limos y arcillas (con o sin materia orgánica y diámetro menor a 0,1 mm).

Los hábitats con porcentajes de un tipo de sustrato mayor al 5% en un tramo, se considerarán dominantes; y los que cuentan con una representación del 5%, o menos, serán marginales. Es importante inspeccionar el río para elegir un tramo representativo que incluya la máxima variedad de sustratos.

Para estimar el porcentaje de sustrato presente en el lugar de muestreo, es conveniente elegir un tramo de 50 a 100 metros y establecer mediante cuadrados o transectas el porcentaje de área (o longitud) ocupada por los distintos tipos de sustrato (roca, arena, limo, vegetación). Luego de tomar entre 10 o 20 muestras donde se estime este porcentaje, el promedio de las mismas indicará la proporción aproximada en que está representado cada uno de ellos. La representación de sustratos, o su heterogeneidad, puede servir para decidir cuántas muestras extraer de las comunidades de invertebrados o algas a muestrear y qué método es el más adecuado para ser utilizado. En general, en un sustrato más heterogéneo (rocoso o con vegetación) será necesario tomar más réplicas que en un sustrato homogéneo (arena o limno).

Recomendaciones de seguridad para el campo y laboratorio

Adonis Giorgi

Recomendaciones básicas de seguridad en campo

Tener preparado un botiquín para desinfectar y vendar heridas. Elementos básicos para un botiquín:

- Guantes descartables de látex para no contaminar heridas y para seguridad de la persona que asiste al herido.
- Gasas y vendas limpias (de 7 y 10 cm de ancho) para limpiar heridas y detener hemorragias.
- Apósitos estériles para limpiar y cubrir heridas abiertas.
- Cinta adhesiva para fijar gasas o vendajes.
- Tijera para cortar gasas y vendas o la ropa del accidentado.
- Antisépticos como yodo, agua oxigenada (de 10 volúmenes) o alcohol para prevenir infecciones.
- Jabón neutro (blanco) para higienizar heridas.
- Alcohol en gel y líquido para higienizar las manos.
- Suero antiofídico (según la región).

En general, es conveniente usar ropa que cubra todo el cuerpo y botas de goma; también, tener guantes y alcohol disponible.

La comida, bebida y tabaco, etc. se transportarán en recipientes herméticos, en lo posible refrigerados. No comer, fumar o beber con las manos sucias, ni durante la toma de muestras. Lavarse las manos con agua y jabón abundante o usar alcohol en gel o alcohol diluido 70%.

Al finalizar la jornada, limpiar los equipos de trabajo para no transportar organismos entre ambientes. Si muestrea varios ambientes fluviales o estaciones en forma continuada en un mismo día, deberá procurar limpiar todos los materiales que se utilicen en más de una de ellas.

Los residuos deben ser transportados de regreso al lugar de trabajo, nunca ser arrojados a ríos, arroyos o charcas.

En caso de ensuciarse la ropa y el cuerpo, ducharse al regresar y cambiarse de ropa.

Cuando se sale de campaña, tener una cartilla con las direcciones y números telefónicos de hospitales, salas de atención primaria, bomberos o defensa civil, en caso de que haya que reportar incendios o accidentes.

Medidas preventivas

No manipular equipos eléctricos con las manos húmedas.

Reparar o sustituir cualquier cable o enchufe que presente deficiencias (pelados, rotos, deteriorados, etc.).

Si se observa calentamiento, chispazos, sensación de hormigueo, etc. en cualquier equipo o instalación eléctrica, desconectarlo inmediatamente.

Evitar la exposición al frío que puede provocar desde resfríos y gripe a bronquitis crónica, hipotermia y congelamiento de extremidades. Utilizar ropa de trabajo adecuada, camperas, extremos de mangas y pantalones ajustados.

Evitar excesiva exposición al calor ya que puede producir deshidratación, calambres, déficit salino, golpe de calor o insolación. Cubrir la cabeza con algún protector, tomar agua (no bebidas alcohólicas) y usar ropa liviana de color claro. Los síntomas de insolación son, entre otros: dolor de cabeza, náuseas y vómitos, respiración agitada, visión borrosa. Como primera medida, en caso de estos síntomas, conviene situarse a la sombra con las piernas levantadas.

Evitar salir a campo con tormentas. De hacerlo, evitar situarse en las proximidades o bajo tendidos eléctricos, o colocarse en lugares elevados o expuestos. En la medida de lo posible, permanecer en el vehículo.

En caso de picaduras y mordeduras, lavar la herida con agua y jabón, cubrir con un apósito y vendarla para acudir al médico, hospital o sala de auxilio. En caso de hacer torniquetes, deben situarse más arriba de donde se encuentra la herida o mordedura.

Recomendaciones básicas de seguridad en el laboratorio

Mantener un botiquín. Tiene que estar en una caja o una valija a la vista y bien señalizado (símbolo universal de la cruz roja que indica “primeros auxilios”). Debe contener:

- Jabón neutro (blanco) para limpiar heridas.
- Alcohol en gel para desinfectar rápidamente las manos de quien realiza la asistencia.
- Termómetro digital para medir la temperatura corporal.
- Guantes descartables de látex para no contaminar heridas y para seguridad de la persona que asiste a la víctima.
- Gasas estériles para limpiar heridas.
- Vendas para detener hemorragias.
- Antisépticos como yodo y agua oxigenada para higienizar heridas. Pueden ser paños de limpieza
- Tijera limpia y desinfectada para cortar gasas y vendas o la ropa de la víctima.
- 2 pañuelos triangulares
- Pinzas
- Cinta adhesiva sanitaria para fijar gasas o vendajes.
- Tiritas adhesivas para heridas menores.
- Solución salina normal (fisiológica) para la higiene de grandes heridas y para lavar y limpiar lesiones oculares.
- Alcohol al 70% para limpiar el instrumental de primeros auxilios.
- Medicamentos de venta libre: analgésicos antifebriles

Medidas preventivas

Presencia de matafuegos
Ubicados a la salida del laboratorio y de zona de riesgo de ignición con indicación de sus características y modalidad de uso.

Clase de Matafuego	A Agua	ABC Polvo Quimico Seco	BC Co2	ABC Halotron	D Polvo Quimico D	K Potasio
A Solidos	✓	✓	✗	✓	✗	✗
B Liquidos	✗	✓	✓	✓	✗	✗
C Electricos	✗	✓	✓	✓	✗	✗
D Metales	✗	✗	✗	✗	✓	✗
K Gases	✗	✗	✗	✗	✗	✓

Vías de evacuación
De forma general, hay que familiarizarse con los elementos de seguridad disponibles (debe conocerse la localización de extintores, mangueras, duchas de seguridad y lavaojos) y estar al tanto de las salidas principales de emergencia, las cuales deben respetarse y evitar que sean invadidas por objetos innecesarios.

Sistemas individuales de protección
Deberán usarse gafas de seguridad, en caso de que sea necesario. Es obligatorio el uso de guardapolvo en forma cerrada; al salir, se lo debe dejar en el lugar designado. Se recomienda llevar zapatos cerrados (y no sandalias) y no utilizar lentillas en el laboratorio. Cuando sea necesario, utilizar guantes para protección de las manos y barbijos para protección de vías respiratorias. No es conveniente tener el pelo largo no recogido porque es una fuente de contaminación y de accidentes.

Normas higiénicas
No comer ni beber en el laboratorio. Hay que lavarse siempre las manos antes de abandonar el laboratorio.

Manipulación de productos, cultivos y materiales
No se deben utilizar productos o cultivos no etiquetados, ni sustituir un producto o cultivo por otro. El mayor peligro es el fuego. Es necesario evitar la presencia de llamas abiertas en el laboratorio, siempre que sea posible.

No utilizar material de vidrio en mal estado ya que aumenta el riesgo de accidentes.

Condiciones del área de trabajo

Debe mantenerse limpia y ordenada, sin efectos personales (libros, abrigos, bolsas, etc.) o equipos innecesarios.

Debe comunicarse inmediatamente cualquier tipo de derrame. Los productos químicos, cultivos, etc. derramados tienen que ser recogidos y eliminados inmediatamente siguiendo los protocolos establecidos.

Utilización de equipos y aparatos

Cada equipo debe tener una cartilla explicativa y el personal debe estar entrenado. En caso de duda, preguntar al responsable del laboratorio.

Eliminación de residuos

Seguir las indicaciones estándares respecto a la eliminación de residuos. Tener en cuenta que puede haber residuos inocuos que pueden eliminarse con la basura cotidiana y otros que deberán clasificarse como residuos especiales o peligrosos y disponerse adecuadamente en recipientes, y bolsas separadas.

Personas especialmente sensibles

Si tiene algún problema de salud, o se encuentra en estado de gestación o lactancia, contáctese con el Área Sanitaria más cercana para no correr riesgos innecesarios.

Técnicas de campo y laboratorio para el estudio de macroinvertebrados

Materiales de colecta y equipo de muestreo

Pablo Macchi

Antes de comenzar, hay que familiarizarse con el índice que se aplicará y el tipo de rio que se estudiará, para poder contar así con todos los elementos necesarios para organizar adecuadamente los muestreos y saber exactamente qué tipo de observaciones se deben realizar. Esto ahorrará tiempo y esfuerzo, ya que se contará con todos los elementos necesarios para lograr los objetivos.

Los muestreos se realizarán en los ríos o arroyos cuyo estado se desea estudiar y serán determinados por los tipos de ríos que estén involucrados. Estos estudios pueden ser para establecer sitios de referencia o para saber cuan contaminados o alterados están. También para establecer un sistema de control permanente sobre el impacto de la contaminación que el río o arroyo sufre a lo largo del año o de su recorrido. Según los objetivos, y los protocolos preestablecidos, los muestreos pueden ser **cuantitativos**, **semicuantitativos** y **cualitativos**.

Los muestreos cuantitativos se realizan de manera estandarizada para que sean comparables y se puedan aplicar estadísticas. Por ejemplo, se toma un número determinado de muestras en diferentes lugares con superficies preestablecidas y en condiciones semejantes. Los muestreos cualitativos ponen el énfasis en muestrear la diversidad, pero no están diseñados para aplicarles análisis estadísticos. Por ejemplo, se puede muestrear en un lugar separando los organismos hasta que ya no aparezcan más taxones diferentes. Los semicuantitativos son una combinación de los otros dos, donde las comparaciones cuantitativas se realizan por rangos, utilizando escalas de abundancia-dominancia (ej.; raro, escaso, frecuente, abundante, muy abundante), o por porcentajes que puedan establecerse visualmente (menor a 25%, entre 25 y 50 %, entre >50 y 80 %, y >80%).

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

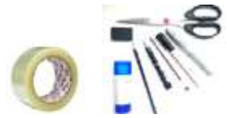
Materiales para el muestreo

Formularios: Diseño de monitoreo Ficha de campo		Formularios requeridos para completar antes y durante el monitoreo.
Coladores o tamices de 1000 µm y 500 µm.		Para limpieza previa de la muestra.

Materiales para el muestreo

Bateas plásticas blancas, medidas sugeridas 40x30x9.		Para el vertido de muestras y separación visual de organismos.
Bandejas de telgopor blancas, diferentes medidas		Para fraccionar la muestra y separación visual de organismos.
Frascos plásticos con tapa de 250 o 500 cm3 u otra medida conveniente.		Para depositar los organismos separados en el campo o para fijación y traslado de muestras al laboratorio.
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.
Pipetas Pasteur de plástico		Para atrapar organismos pequeños que pueden ser succionados.
Piseta de 500 mL		Para el lavado de coladores o tamices.
Baldes		Para colectar agua
Lupas de mano con diferentes aumentos		Para una mejor observación e identificación de los organismos.
Tubos Eppendorf de 1,5 mL		Para guardar organismos de la misma familia o morfotipos similares.
Conservadoras		Para la conservación y traslado de muestras al laboratorio.
Equipo portátil de desinfección Aspersor manual con una solución de hipoclorito de sodio al 5%,		Para desinfección de todo el equipo de muestreo utilizado antes de dirigirse a un nuevo sitio, para evitar la contaminación cruzada.

Materiales para 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 necesarias en el sitio de muestreo.
Claves de identificación		Para la identificación de los organismos en el campo es necesario tener claves pictóricas y/o libros con claves dicotómicas.
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.
Cinta y estacas		Para demarcación de tramos de muestreo.
Equipo personal de muestreo: waders y/o botas		Para un mejor desplazamiento, evitando mojarse durante el muestreo.
Indumentaria de muestro		Se recomienda ropa cómoda y de material de fácil secado. Camisa de manga larga, pantalones desmontables, gorra y botas.
Equipo básico de higiene y protección		Para proteger las manos. Pueden utilizarse guantes largos tipo veterinario en el caso de sospecha de ambiente contaminado. El equipo incluye barbijos, toallas descartables y alcohol al 70%.
Botiquín de primeros auxilios		Para cualquier imprevisto de accidente.

Equipos 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.
Surber		Para el muestreo cuantitativo de macroinvertebrados en ríos y arroyos poco profundos. Apertura de malla de 500 µm.
Pantalla o pateo		Para el muestreo cualitativo macroinvertebrados, en ríos y arroyos con sustrato rocoso, con una apertura de malla de 500 µm. Puede adosarse un marco metálico de superficie conocida sobre el sustrato para tener un muestreo cuantitativo.
Draga Ekman		Para muestreo de fondo ríos y arroyos con baja velocidad de la corriente; para lagunas y humedales, con sedimentos finos (principalmente fangosos, con mayor contenido de limo y arcilla).
Draga Tamura		Para muestreo de fondo en ríos profundos y lagos con alta velocidad de la corriente con sedimentos finos (90% de arena).
Draga Ponar		Para muestreo de fondo en ambientes con baja velocidad de la corriente y sedimentos finos (arena-limo).
Cilindro Hess		Para muestreo cuantitativo de macroinvertebrados en arroyos y ríos poco profundos de sustrato rocoso.

Equipos de muestreo

Descoranozadores o Corer		Para muestreo cuantitativo de macroinvertebrados, en ríos o arroyos poco profundos con sedimentos finos limosos arcillosos.
Sustrato artificial		Para la colonización de macroinvertebrados y su seguimiento temporal.
Aspirador de sedimentos finos		Para fitobentos en sustratos blandos, con predominio de limo y arcillas (episamon). Se utiliza una pipeta de 10 mL, seccionando la parte inferior, donde se insertará un adaptador de plástico para que sirva de apoyo en los sedimentos.
Corer de metacrilato (o jeringa sin su extremo)		Para fitobentos de sustratos blandos, con predominio de arena. Permite la extracción de los primeros milímetros.
Equipo medidor portátil y sondas multiparámetro		Para la caracterización fisicoquímica del agua en el sitio de muestreo. Los equipos deben ser calibrados y probados antes del muestreo. El equipo básico incluye sensores de pH, conductividad eléctrica, temperatura del agua y del ambiente y oxígeno disuelto. A esto se puede sumar sensor ORP y turbidímetro.
Cámara fotográfica		Para el registro fotográfico del ambiente y todo detalle que resulte de interés.
GPS (geoposicionamiento global)		Para guardar rutas y puntos.

Equipos de muestreo

Regla o mira	 	Para medir profundidad y otras mediciones longitudinales necesarias.
Descoranozadores o Corer	 	Para muestreo de fondo cuantitativo de algas, en ríos o arroyos poco profundos con sustrato duro (tosca, arcillas).
Red de plancton		Para el muestreo de fitoplancton se recomienda utilizar una red de 20 - 30 µm de apertura de poro.
Aspirador de sedimentos finos		Para fitobentos en sustratos blandos con predominio de limo y arcillas (episamon). Se utiliza una pipeta de 10 mL y se secciona la parte inferior, donde se insertará un adaptador de plástico que servirá de apoyo en los sedimentos.
Corer de metacrilato (o jeringa sin su extremo)		Para fitobentos de sustratos blandos con predominio de arena. Permite la extracción de los primeros milímetros.
Equipo medidor portátil y sondas multiparámetro		Para la caracterización fisicoquímica del agua en el sitio de muestreo. Los equipos deben ser calibrados y probados antes del muestreo.
Recipientes		Para la recolección de muestras y almacenamiento.

Procedimientos de muestreo

Mercedes Rosa Marchese y Florencia Lucila Zilli

Selección de sitios

La selección de sitios de muestreo y tramo del río a estudiar depende de los objetivos del monitoreo. Puede ser único o a largo plazo, y para detectar contaminaciones puntuales o difusas. En el caso de contaminaciones puntuales, es recomendable establecer al menos un sitio aguas arriba del efluente o situación problemática que se requiere evaluar en el área afectada y tener diferentes sitios aguas abajo para poder analizar si el río se recupera. Lo ideal es poder hacer un muestreo multihábitat para asegurarse de obtener una muestra representativa. En el caso de monitoreo de una región, es conveniente elegir segmentos representativos de esa región y en ellos uno o más tramos que se identifiquen geográficamente y a los que pueda retornarse periódicamente.

La determinación de la longitud del tramo a estudiar dependerá del tamaño del río, como se verá más adelante, pero puede ser desde decenas de metros hasta kilómetros. Según el ancho del río, puede ser necesario establecer sitios de muestreo en ambas márgenes y en el centro del cauce para determinar si las descargas se mezclan completamente al ingresar al río, o no. También es importante analizar si el tramo del río afectado es meandriforme, recto o anastomosado. Por ejemplo, si las descargas son en un tramo meandriforme, puede ser suficiente con un sitio de muestreo en la margen o en la contramargen aguas abajo de donde está la descarga y otro en el centro del cauce. Pero, si es un tramo recto, puede ser necesario establecer una transecta en cada sitio de muestreo y extraer una muestra en cada ribera y en el centro porque puede estar impactado todo el cauce.

Por otro lado, en ríos de mayor caudal (>1000-1500 m^3/s^1), el centro del cauce es el área más representativa y se podrían establecer los sitios de muestreo sólo en la faja central. Además, existen grandes diferencias en relación a las características físicas y químicas de las riberas y el centro, por lo tanto, la evaluación o diagnóstico puede llevar a errores de interpretación porque las diferencias pueden deberse a condiciones propias del hábitat, y no a los efectos que se quieren medir.

En ríos de mayor caudal y más profundos se debe utilizar embarcaciones para la extracción de las muestras, mientras que en los menos profundos y vadeables puede realizarse directamente introduciéndose el operador en el sitio.

a. Arroyos y ríos vadeables

- Se recomienda seleccionar un tramo de 50/100 metros en el área que se desee estudiar.

- Identificar los diferentes microambientes dentro del lecho por el tipo de sustrato (predominancia de arena, predominancia de grava, cascajo o rocas), el tipo de flujo (rápido, remanso, etc.) y la presencia de macrófitas.

- **En arroyos serranos:** para colectar invertebrados, emplear la red de pateo (o pantalla) o red con marco D y realizar un recorrido en zigzag dentro del lecho, siempre desde aguas abajo hacia aguas arriba removiendo el sustrato con los pies y recolectando el material que se desprende del fondo con la red. En el recorrido, asegurarse de atravesar los distintos microambientes identificados en el punto anterior. Realizar ese recorrido durante un tiempo estandarizado (en general se considera 5 minutos). Para el caso de la red de pateo, los mangos deben ser sostenidos con ambas manos para mantener la red extendida y se remueve con los pies la zona frente a esta, siempre ubicándose aguas arriba de la red



Figura 1: Representación de los hábitats típicos que se forman en un tramo de un rio de bajo orden.

para que los organismos sean arrastrados y retenidos por esta. Luego de un tiempo adecuado de remoción, levantar la red contra la corriente para que los organismos no se suelten y depositar el contenido en una bandeja blanca, o retirar los organismos directamente con pinzas y poner en los frascos. Este tipo de red, en general retiene menos sedimentos que las redes D, por lo que la separación es más fácil. Si se aplica esfuerzo de búsqueda (igual tiempo, e igual área de remoción en cada muestra), estas muestras también son aptas para análisis estadísticos (Wantzen y Rueda Delgado, 2009).

- **En ríos de llanura:** en el caso de invertebrados también se utiliza la red de pateo (o pantalla) o red con marco D y se realiza una transecta dentro del lecho a lo largo de la orilla desde aguas abajo hacia aguas arriba, removiendo el sustrato con los pies y recolectando el material que se desprende del fondo con la red. En el recorrido hay que asegurarse de atravesar los distintos microambientes identificados en la orilla y realizar ese recorrido durante 5 minutos. En los ríos de llanura, en general, la transecta se realiza sobre la orilla ya que estos ríos presentan más de 70 m de ancho y muchas veces no son vadeables. Además, los microambientes de la orilla son los que presentan la mayor diversidad de invertebrados (Gualdoni *et al.* 2009).

- En el caso de usar una red surber, que es un muestreador más cuantitativo y que delimita un área de 0,09 m^2, el operador debe ubicarse a un lado o atrás de la red para no remover el sustrato delante de la misma y lograr que lo que quede atrapado corresponda exclusivamente al 0,09 m^2 de superficie demarcada por el surber. Deberá desplazarse siempre aguas arriba, es decir, en contra de la corriente para no alterar las zonas a muestrear; de este modo, la alteración quedará en la zona previamente muestreada. En este caso, es necesario remover las rocas y "limpiarlas" con las manos o un cepillo, siempre en frente de la boca de la red, para que los organismos que se vayan soltando sean arrastrados dentro del copo de la red. Con este tipo de red se toman muestras en las diferentes orillas y en el centro (siempre que la profundidad sea menor a la altura de la boca la red) y se pueden hacer tres réplicas en cada lugar, para poder hacer análisis estadísticos.

- Ver Limpieza y almacenamiento de las muestras.

b. Ríos no vadeables

Ríos profundos con sedimentos arenosos o limo-arcillosos: Para la recolección de macroinvertebrados bentónicos en este tipo de ríos, se requiere el uso de algún tipo de draga. Por ejemplo, para sedimentos finos, la draga Ekman es la más utilizada y es muy eficiente; pero en lugares como la faja central del cauce principal del río Paraná y otros cauces similares, con mayor velocidad de la corriente y sedimentos arenosos o más gruesos, este tipo de draga no funciona y se requiere alguna más robusta (por ejemplo, Tamura, Pomar).

Ríos y arroyos menos profundos: En estos cuerpos de agua, además, se puede utilizar muestreadores tubulares (descorazonadores o "core"). Existen diferentes modelos en el mercado, pero también se pueden construir fácilmente y a bajo costo.

Para muestreos cuantitativos con draga se recomienda extraer 3 muestras en cada sitio de muestreo establecido y, con un core, un mínimo de 5 muestras para disminuir el error porque, en general, los organismos no se distribuyen al azar en el hábitat donde viven, sino que se agrupan.

Macrófitas: Para la recolección de invertebrados asociados a macrófitas se utiliza un copo o red con mango (RED D) (puede ser de 35 cm de diámetro). En cada fecha y sitio de muestreo se toman 3 o 4 réplicas, según la extensión de la carpeta vegetal. La densidad de los invertebrados se puede expresar como número de individuos por m^2 cubierto por la vegetación (ind/m^2) y como número de individuos por 100 g de materia vegetal seca (ind/100g). Luego se lavan cuidadosamente las partes sumergidas de las plantas para que los invertebrados se desprendan.

Para todos estos muestreos, generalmente, se emplean redes y tamices de 200-300 µm de abertura de malla, aunque para biomonitoreos se recomienda de 500 µm.

En algunos estudios, las muestras tomadas en un determinado tramo se combinan y se prosigue en laboratorio para analizar la muestra completa de ese segmento, aunque, generalmente, se submuestrea. Se emplea esta técnica cuando el objetivo es comparar sitios en términos de riqueza o abundancia en promedio y no importa la variabilidad entre muestras. Generalmente, se recolectan muchas muestras (>10) que luego se integran (Anderson *et al.* 2013). Es más recomendable que cada muestra se procese de forma independiente para obtener un valor promedio y su desvío estándar. De esta forma no se pierde referencia de la variabilidad dada por la distribución agregada de los organismos. La expresión de los datos de densidad es en número de ind/m^2 y, si se obtiene biomasa, en g o mg/m^2 teniendo en cuenta la superficie de extracción del equipo utilizado.

Uso de sustrato artificial: Los sustratos artificiales imitan las características de un sustrato de interés para la colonización. Se utilizan tanto para macroinvertebrados, como para algas y otros microorganismos. En el caso de macroinvertebrados, se usan, por ejemplo, paquetes de detritos vegetales -*leaf packs*-, de rocas o de materiales sintéticos. El peso seco o el área de colonización de los sustratos pueden ser medidos antes de colocar en el sitio de estudio, si se desea obtener la densidad de invertebrados. El periodo de tiempo para la colonización es importante (se recomienda como mínimo un mes) y, además, se debe tener en cuenta que los sustratos deben ser colocados en la columna de agua o dentro de los sedimentos a una profundidad que permita recolectar todos los organismos. Deben ser anclados para evitar pérdidas y se debe tener en cuenta las fluctuaciones hidrológicas del cuerpo de agua. Para retirarlos, se pueden emplear copos de una abertura de malla adecuada para impedir la perdida de macroinvertebrados. Son muy útiles en ríos profundos con sustrato de arena, grava o rocas y arroyos con alta velocidad de la corriente, y facilitan el estudio en ambientes altamente contaminados (Anderson *et al.*, 2013).

Los muestreos pueden ser cuantitativos**:** donde se debe poner énfasis en el número y forma de tomar las muestras, para poder aplicar análisis estadísticos. También pueden ser realizados de manera cualitativa: son más simples y sirven para comparar sitios en relación a presencia o ausencia de organismos y obtener la riqueza taxonómica (número de taxa) del área de estudio sin tener en cuenta la densidad de cada grupo. No se tiene en cuenta la unidad de superficie. El número de taxa registrado en el lugar depende del esfuerzo de muestreo, variable según el tiempo empleado o el área que se muestree. Una limitación que generalmente se señala de los muestreos cualitativos es que dependen de la experiencia del operador, y por tanto los resultados obtenidos por uno u otro operador pueden variar (Klemm et al. 1990).

MUY IMPORTANTE: después de cada muestreo realizado en una estación, los equipos y materiales sean lavados y desinfectados con una solución de hipoclorito de sodio al 5 % para evitar la contaminación cruzada.

Limpieza, almacenamiento de muestras y protocolo de trabajo de laboratorio, aplicación de índices

- Una vez terminado el recorrido, trasladar el contenido de la red en un balde o bandeja blanca. Asegurarse de que todo el contenido de la red pase al balde. Para ello, revisar la red y constatar que ningún invertebrado haya quedado adherido a la malla de la red. Si no hay mucho sedimento, pasar al punto f).

- Si hay mucho sedimento, llenar 1-2 baldes con agua del río o arroyo para poder diluir más la muestra si fuera necesario.

- Añadir agua al balde con la muestra y remover el contenido con vara de metal o madera. En este procedimiento el material inorgánico (guijarro, arena, etc.) que haya ingresado a la red se ubicará en el fondo del balde y el material orgánico quedará en suspensión.

- Verter solamente el sobrenadante dentro de una red más pequeña para filtrar los organismos.

- Volver a añadir agua al balde con material inorgánico, remover y verter el sobrenadante dentro de la red que contiene la muestra. De esta forma, nos aseguramos de extraer completamente los invertebrados del material inorgánico e introducirlos en la muestra. Repetir este procedimiento al menos unas 3 veces. Pueden requerirse más repeticiones si la muestra es muy grande. Siempre hacerlo con la mayor suavidad, para evitar el daño del material biológico.

- Buscar un frasco rotulado con fibra indeleble indicando sitio, fecha y operador e introducir en el frasco la totalidad de la muestra retenida en la red entomológica.

- Con papel vegetal y lápiz indeleble confeccionar la misma etiqueta que figura en el exterior del frasco e introducirla dentro del frasco con la muestra. Esto es para asegurar la identificación de la muestra en caso de derrames que borren la etiqueta externa del frasco.

- Si las muestras van a ser procesadas en el laboratorio dentro de los 7 días de recolectadas, se puede utilizar alcohol 80% o 96% como líquido conservante. Si la muestra contiene muchas algas o materia vegetal, o si va a pasar más tiempo sin procesar, añadir al frasco formol 4% (son 10 mL de formaldehído para 100 mL de muestra).

- Una vez concluida la recolección de la muestra, se debe recolectar también una muestra de agua para la determinación de nutrientes y registrar con lápiz en la libreta de campo o planilla adjunta los siguientes datos:

  - Lugar de muestreo, fecha y hora.

  - Características generales del ambiente (datos referidos al tiempo, vegetación ribereña, precipitaciones, presencia de nubes, viento etc.)

  - Datos de variables físico-químicas (velocidad de corriente, profundidad, ancho del canal, temperatura del aire y del agua, pH del agua, conductividad, luz incidente, recolectar muestra de agua para determinación de nutrientes).

  - Esquema del río y lugares donde se tomó la muestra para poder repetir en un próximo muestreo, en caso de necesidad.

- En ríos que presentan fondos inestables (arenosos o limosos), tambien se pueden utilizar sustratos artificiales. Estos son útiles porque a veces es muy difícil encontrar las áreas (generalmente en parches) en las que se encuentran los organismos. Es importante anclarlos al sustrato, y que estén separados de éste, para que no queden enterrados en el sedimento durante las crecientes. De esta manera, se pueden poner varios y se los va recuperando a lo largo del tiempo.

- Recordar no dejar en el sitio basura, ni olvidar ningún material utilizado en el muestreo.

- Si se realizan en el mismo día muestreos en distintos sitios, se recomienda colocar los frascos con las muestras en una caja plástica o de cartón bien sujetos para evitar derrames.

FICHA DE CAMPO											
Nombre cuerpo de Agua						Estación					
Cuenca		Tipo de sistema				Inicio		Latitud		Longitud	Altura s.n.m
						Fin					
Provincia						Pendiente					
Fecha		Hora				Operador					
Condiciones Climatológicas											
Localización de Sitio	**ESQUEMA**										

Característica del Cuerpo de Agua	Particularidades del segmento

Tipo de sustrato	%		Tamaño medio del sustrato (cm)	Presencia de Plantas	%
Roca				Flotantes	
Arena				Sumergidas Libres	
Limo				Sumergidas Arraigadas	
Guijarros				Emergentes	
Plantas				Otros	
Otro					

Vegetación Ribereña	**(%)**	**Altura promedio (m)**			
Ninguna					
Árboles					
Arbustos					
Gramíneas					
Otro					

Usos del Suelo	%		**Tramo**		**Morfología del cauce**	
Urbano			Ancho (m)		Recto	
Agrícola			Profundidad (m)		Sinuoso	
Ganadero			Longitud (m)		Anostomozado	
Natural			Caudal (m3/s)		Meandriforme	

Determinación de los índices: separación de muestras, determinación del material biológico en laboratorio y registro en planillas para cálculo de índices de macroinvertebrados

Antes de iniciar el procesamiento de las muestras de macroinvertebrados, para la posterior identificación de los ejemplares colectados en las mismas, hay que considerar el tiempo medio que tiene que emplear cada operador para realizar las distintas tareas. El procesado de las muestras no es algo sencillo, sobre todo para los principiantes, y se aconseja que se realice de forma continua para evitar errores comunes que se dan a lo largo de este procedimiento. Por ello, se recomienda que inicialmente se deje un margen amplio de tiempo y se respeten los mínimos establecidos (unas 4.30 h) para llevar a cabo esta tarea. Asímismo, es aconsejable solicitar y contar con personal experimentado, aunque sea al inicio de los muestreos.

Es necesario previamente familiarizarse con el índice a calcular para confeccionar planillas de identificación y conteo de ejemplares correspondientes (Fig. 2).

Ordenamiento del material a trabajar
Una vez que las muestras llegan al laboratorio se recomienda:

- Verificar la rotulación del material. Que todos los frascos de muestras tengan etiquetas que incluyan el sitio de muestreo, la fecha y el nombre del que realizó la colecta.
- Verificar que el frasco que contenga la muestra tenga suficiente líquido conservante, para evitar la desecación si no es analizado en el momento.
- Separar los frascos por sitio de muestreo, ordenarlos y dejarlos en cajas o bandejas rotuladas.
- Dejar el frasco de la primera muestra a analizar en una bandeja próxima al elemento óptico y junto a los materiales necesarios: pinza, pisetas con alcohol 70%, tubos con tapa para separar grupos taxonómicos (ej. tubos de Khan), planilla y lápiz.

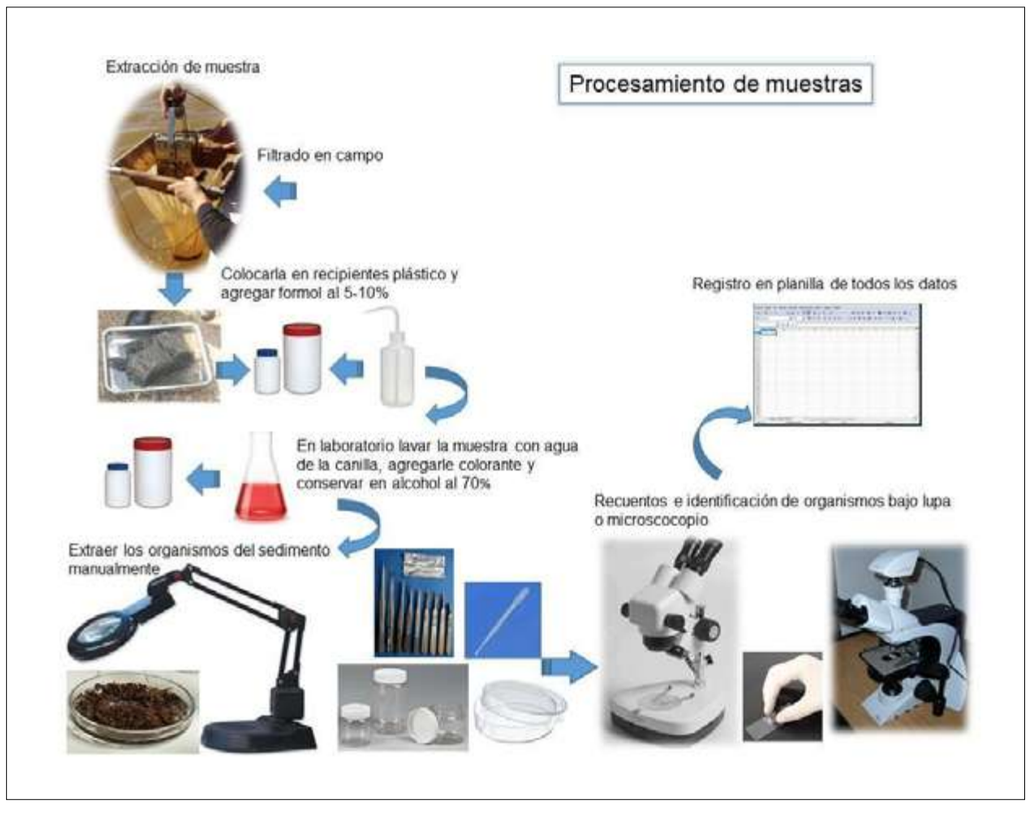


Figura 2: Protocolo de procesamiento de las muestras de macroinvertebrados en campo y laboratorio.

Transferencia del material
Para transferir el material recogido del campo a las cápsulas de Petri y luego realizar las identificaciones correspondientes, se recomienda seguir los siguientes pasos:

- Llevar el frasco que contiene la muestra y los elementos necesarios para el lavado a una pileta. Usar guantes y barbijo para prevenir contacto con el conservante.
- Ubicar una red entomológica o tamiz de 30 cm de diámetro aproximado y 200 - 300 µm de abertura de malla sobre la pileta de lavado.
- Dentro de la pileta, abrir el frasco y verter la muestra dentro de la red con mucho cuidado para no dañar los organismos. El uso del formol debe ser realizado con mucho cuidado utilizando guantes y una máscara por sus efectos tóxicos y cancerígenos.
- Abrir el grifo y lavar la muestra con abundante agua teniendo cuidado de que el agua no caiga directamente sobre la muestra para no dañar los organismos. El agua debe deslizarse sobre las paredes de la red hacia la muestra. La muestra debe lavarse para eliminar el líquido conservante antes de su procesamiento bajo el microscopio estereoscópico.
- Mientras se realiza el lavado ir separando el material orgánico grueso (hojas, ramas) del resto de la muestra con una pinza. Lavar este material orgánico antes de desecharlo teniendo cuidado de colocarlo por encima de la red. Así, si posee invertebrados adheridos, éstos caerán dentro de la red.
- Una vez concluido el lavado, verter el contenido de la red en un vaso de precipitado con ayuda de pinzas entomológicas y pisetas con agua. El tamaño del vaso dependerá del tamaño de la muestra.
- Las muestras pueden ser coloreadas con Eritrosina o Rosa de Bengala para una mejor visualización de los organismos en el momento de su extracción del sedimento, o bien, utilizar la técnica de flotación donde se agrega una solución concentrada de azúcar o sal para cambiar la densidad y así recolectar los organismos que flotan.
- Colocar el vaso de precipitado con el material biológico en una mesada, próximo al instrumental óptico que se utilizará para realizar las identificaciones.

Lista de elementos necesarios para el trabajo

- Equipos de protección personal (guardapolvo, guantes, barbijo)
- Lavatorio
- Redes entomológicas o tamiz de 30 cm de diámetro y 200 - 300 µm de abertura de malla
- Placas de Petri
- Porta y cubreobjetos
- Pinzas entomológicas
- Agujas histológicas y hojas de bisturí
- Cuchara
- Vasos de precipitado
- Tubos ensayo o Khan de plástico con tapón o tapa.
- Pisetas con alcohol y con agua
- Bandejas blancas de plástico
- Material óptico
- Lápiz o rotulador resistente al agua
- Tijera
- Papel vegetal
- Cajas o bandejas de almacenamiento
- Formularios previamente preparados para anotar la identificación y recuentos. Pueden contener una lista de taxa con espacios en los que se indica su presencia en la muestra y anotar el recuento; también puede usarse un programa de ordenador preparado para la entrada directa de datos.
- Claves de identificación: Lopretto y Tell (1995), Domínguez & Fernández (2009) o guías pictóricas provistas para algunas de las regiones en este manual.

Frascos adecuados para almacenamiento prolongado

- Almacenar las muestras hasta su posterior análisis y conservarlas en el mismo frasco en el cual se colocaron cuando fueron recolecta-

das en el campo. Si se dejaran almacenadas mucho tiempo hasta su procesamiento, asegurarse de que el contenido del preservante sea suficiente y cubra todo el material recolectado. Asegurarse también de que la tapa se cierra correctamente. De esta forma se evitan desecaciones del material biológico. Los frascos deben almacenarse en lugares frescos y oscuros para que la luz o las altas temperaturas no deterioren los materiales colectados.

- Conservar los individuos ya identificados y cuantificados de una misma muestra en alcohol etílico al 70% en frascos plásticos (los mismos que se utilizan en el campo) y/o tubos Khan, o de vidrio con buen cierre, con los datos de referencia que se utilizaron en la etiqueta durante el muestreo. La cantidad utilizada del preservante debe ser la suficiente para que cubra todo el material biológico.

- Cuando ya se han procesado varias muestras, los tubos deben ser colocados todos juntos en un frasco plástico con la capacidad suficiente para alojar los tubos que se deseen almacenar (frasco madre). Cada frasco madre puede contener sitios de una misma cuenca, de sierras o llanura, de una misma ecorregión, etc. Poner esa información en una etiqueta en el frasco madre.

- Para evitar desecación del material, asegurarse de que la tapa del frasco cierra correctamente y colocar alcohol 70% al frasco madre luego de colocar los tubos. Es conveniente revisar una vez al año el frasco madre para verificar la evaporación del alcohol y rellenar.

Forma de ordenar los frascos durante el trabajo

Organizar los frascos una vez llegados del campo como se menciona en el punto 1 (Ordenamiento del material a trabajar).

Al revisar todas las muestras, organizar los individuos ya identificados y contabilizados en frascos plásticos y/o tubos, proceder como se explica en el punto 6.

Instrucciones para observar e identificar el material y completar las planillas

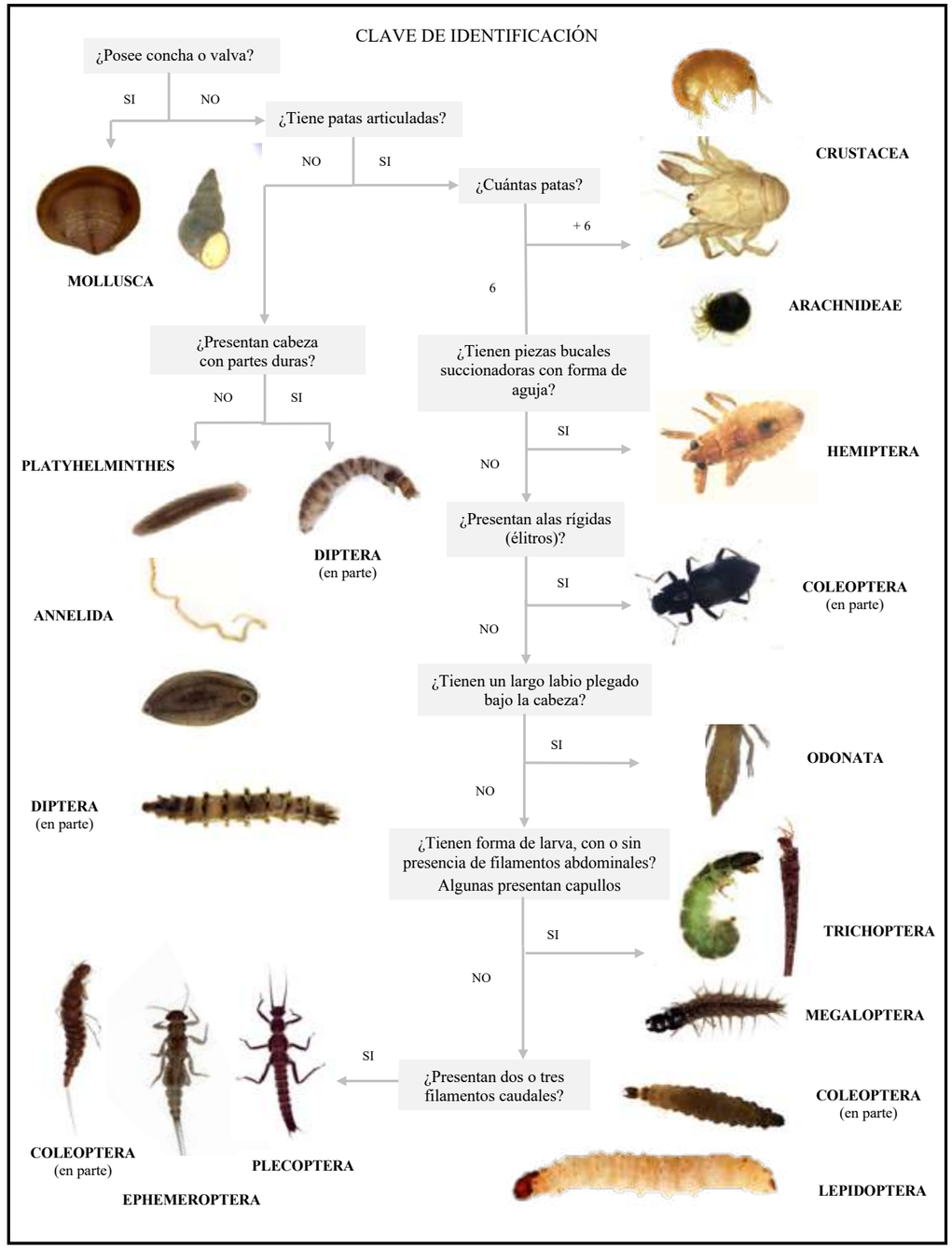
- Para iniciar la identificación, volcar una pequeña porción de la muestra lavada en una placa de Petri con ayuda de una cuchara y colocar la placa bajo el microscopio estereoscópico.

- Realizar la identificación de los invertebrados mediante la observación de características morfológicas bajo lupa con ayuda de pinzas entomológicas y agujas histológicas. Utilizar la clave pictórica incluida a continuación (punto 7) y las claves especializadas disponibles en Lopretto & Tell, 1995, Domínguez y Fernández 2009. Esta bibliografía citada contiene claves especializadas que permiten identificar el material biológico desde el mayor al menor nivel taxonómico de acuerdo a sus características morfológicas.

- Los datos se registran en un cuaderno, separando primero por órdenes en diferentes cápsulas y, luego, cada orden en familia (o nivel que sea). Al finalizar la observación devolver la muestra al frasco original.

- Es aconsejable almacenar las muestras para formar una colección de referencia del material para consultas posteriores y posibles comparaciones para determinar el cambio de calidad de un año a otro, por ejemplo, o de una estación a otra, o inclusive la evaluación de un cambio como puede ser la instalación de una fábrica, la salida de una cloaca, el aumento de la urbanización, etc.

Clave pictórica para la determinación de principales grupos de macroinvertebrados



Claves para órdenes:

(Diseño: Pablo Macchi basado en Lopretto & Tell, 1995, Domínguez y Fernández, 2009)

Índices regionales con macroinvertebrados

NOA, NEA, CUYO, CENTRO, PAMPA Y PATAGONIA

Región del NOA

Hugo Rafael Fernández, y Celina Reynaga

El NOA está compuesto por las provincias de Jujuy, Salta, Tucumán, Santiago del Estero, Catamarca y La Rioja con una extensión de 563.126 km² de terreno muy diverso. Por encima de los 2.500 metros de altitud, la masa continental se clasifica como zona montañosa, cualquiera sea su pendiente; por debajo de los 2.500 metros y por encima de los 300 metros, el territorio designado tierras altas o colinas también se considera zona montañosa si tiene cierto grado de pendiente y una morfología variable. Entonces, el 56,3 % del NOA corresponde a zonas montañosas con solo un 7,1 % de áreas protegidas, entre las que se destaca solamente la ecorregión de las yungas como prioritaria para la conservación, según González (2005).

En esta extensa área montañosa de la región se incluyen 4 ecorregiones, según Morello *et al.* (2012): altos andes, puna, yunga y monte de sierras y bolsones. En esta área geográfica se generan numerosas cuencas y subcuencas que forman los grandes ríos que cruzan la Argentina de oeste a este (ver detalle en Domínguez *et al.*, 2020). La diversidad paisajística y los cambios observables en pocos kilómetros hacen que los métodos de muestreo para estudios o trabajos de vigilancia y biomonitoreo en agua o ribera merezcan una especial atención. Los ríos o arroyos pequeños (caudal: 0-1m³/s) de orden 1 a 3 y no más de 12 m de ancho son muy comunes en esta zona (figs. 1- 5) y en muchos casos caracterizados por ser esporádicos o no permanentes en la época seca en la región (mayo a octubre). En general, los ríos descriptos aquí son vadeables en el período de caudal de base, y por tanto definitorio a la hora de programar un monitoreo al considerar el período lluvioso. Más raros son los ríos medianos (caudal: 1-10 m³/s) que llegan al orden 6 y hasta 50 m de ancho que pueden observarse en valles intermontanos, muy caudalosos durante las crecientes (figs. 6- 10). En estos tipos de ríos, el método de muestreo y aproximación al sistema será más cercano al de un río de llanura (ver sección correspondiente) que al propuesto a continuación.

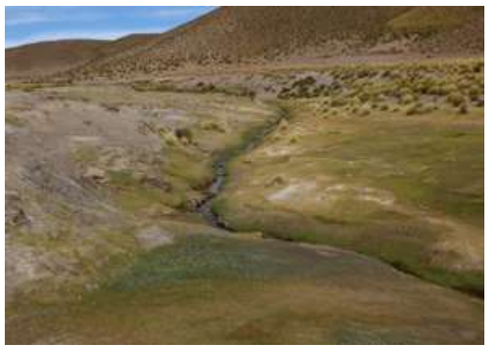


Fig. 1: Arroyo al pie del volcan Tuzgle (Jujuy)



Fig. 2: Arroyo Noques (Tucuman)



Fig. 3: Río Itiyuro (Salta)



Fig. 4: Arroyo en Chaquivil (Tucuman)



Fig. 5:. Arroyo de la Quebrada humeda (La Rioja)



Fig. 6:Río Santa María crecido



Fig. 7: Río Morado (Jujuy)



Fig. 8: Río en la puna (Jujuy)



Fig. 9: Rio Quebrada de las Conchas (Salta)

a. Altos Andes y Puna

Los ecosistemas acuáticos de las ecorregiones de Altos Andes y Puna incluyen una amplia variedad de ambientes, desde pequeños a grandes lagos de distintos orígenes, nacientes de ríos que en muchos casos se asocian a grandes humedales o vegas. Los ecosistemas acuáticos se combinan entre lóticos (aguas corrientes) y lénticos (aguas quietas) hallándose una fauna particular en donde conviven organismos comúnmente presentes en los ríos y aquellos más dominantes en lagos o lagunas. Los métodos para colectar macroinvertebrados dependen de la estructura del cauce, como del tipo de muestreo que se necesite realizar; en el caso particular de la Puna, los cauces hídricos son generalmente angostos y poco profundos y, en algunos casos, se encuentran encajonados dentro del paisaje. Para estos casos lo más recomendable es el uso de red D con malla de abertura de 300 µm y con mangos largos para acceder a los distintos hábitats. También puede utilizarse coladores que permiten el acceso a sitios estrechos y poco profundos.

Dadas las características ecológicas y la tolerancia a la contaminación en las zonas andinas por encima de 2000 msnm, el índice biótico recomendado es el ABI (Andean Biotic Index, Ríos-Touma *et al.* 2014).

ABI: utiliza la presencia-ausencia de familias de macroinvertebrados, donde a cada familia se le asigna una puntuación del 1 al 10 de acuerdo al nivel de sensibilidad a la contaminación. Cabe recalcar que si se trabaja sobre los 2000 m s.n.m., se debe utilizar las puntuaciones de las familias de acuerdo al ABI, método desarrollado y adaptado para estas zonas altitudinales. Una vez establecidas las puntuaciones de cada uno de los grupos encontrados, se realiza la sumatoria de los valores de las familias presentes por cada sitio de muestreo (Tablas 1 y 2).

Taxones	Puntaje
Gripopterygidae, Leptophlebiidae, Odontoceridae, Perlidae	10
Hydrobiosidae	8
Glossossomatidae, Limnephilidae, Scirtidae	7
Aeshnidae, Coenagrionidae, Hyalellidae, Hydroptilidae	6
Corixidae, Elmidae, Simuliidae, Tipulidae, Turbellaria	5
Baetidae, Ceratopogonidae, Dolichopodidae, Hydracarina, Stratiomyidae,Tabanidae	4
Glossiphonidae, Hydroptilidae, Ostracoda, Planorbidae, Staphilinidae	3
Chironomidae, Collembola, Culicidae, Muscidae	2
Oligochaeta, Syrphidae	1

Valor (ABI)	Calidad del agua
>96	Muy buena
59-95	Buena
35-58	Regular
14-34	Mala
<14	Muy Mala

Tablas 1 y 2: Categorías de calidad del agua de acuerdo a los valores del índice ABI, obtenidos por el valor de presencia de familias de macroinvertebrados.

b. Yungas

Los ríos y arroyos que discurren por las selvas de montaña de la ecorregión de Las Yungas se caracterizan por albergar una diversidad asombrosa de macroinvertebrados bentónicos. Para esta región, se aconseja el uso de red D para colectar aquellos organismos que se encuentran en las raíces, vegetación, sustrato rocoso y sedimento, y realizar un barrido en un tramo de 20 m durante 30 minutos.

Entre los índices bióticos que pueden ser utilizados en esta región, se destacan a continuación aquellos que combinan una baja resolución taxonómica con una alta capacidad indicadora:

IBY- 4 o Índice Biótico de las Yungas basado en 4 taxones (Dos Santos *et al.* 2011): en términos prácticos, la baja resolución taxonómica implica facilidad en la identificación. La conjunción de los siguientes taxones resueltos hasta el nivel de familia (Elmidae) y de orden (Trichoptera, Megaloptera y Plecoptera) facilita acceder a una diagnosis bastante precisa del estado del río estudiado para diagnosticar perturbación en ríos y arroyos de la región mencionada. El índice puede adoptar 5 valores discretos, i.e. {0, 1, 2, 3, 4} en función del número de los taxones claves detectados (Tabla 3). La presencia de cada uno de los insectos sumará un punto, pudiendo alcanzar un máximo de 4 (todos los grupos están en el río) y un mínimo de 0 (ninguno está presente en el río). Por ejemplo, si en un tramo se registrara la siguiente lista de taxones: {Ephemeroptera, Chironomidae, Trichoptera, Plecoptera} entonces sería IBY-4 = 2, porque están presentes sólo 2 de los 4 taxones con potencia diagnóstica.





Elmidae: pequeños escarabajos de los ríos (menos de 1 cm), oscuros, caminan muy lentamente (no nadan). Sus larvas son alargadas, cilíndricas o aplanadas. Para el índice se considera la presencia de la larva o el adulto.



*Trichoptera***:** larvas de 1 a 3 cm de largo. Algunas especies construyen estuches con arena u hojas, otras fabrican redes de seda con las que atrapan partículas arrastradas por el agua y que le sirven de alimento.



Plecoptera: poseen un largo de cuerpo que ronda los 2 a 3 cm, sin incluir sus dos antenas y sus dos filamentos posteriores. Tórax formado por tres placas.



*Megaloptera***:** muy activos y grandes (hasta 7 cm), con fuertes mandíbulas. Se destacan los 8 filamentos respiratorios en el abdomen.

◀ volver al índice

0	muy contaminado
1	contaminado
2	contaminación media
3	en buen estado
4	en excelente estado

Tabla 3: Categorías para expresar los resultados de calidad del agua basado en la presencia de 4 taxa (IBY-4).

BMWP' (Biological Monitoring Working Party): Índice modificado por Domínguez & Fernández (1998) para la región. Este índice se calcula sumando las puntuaciones asignadas a los distintos taxones o familias de macroinvertebrados encontradas en las muestras. Las familias que se han podido identificar se registran y se les asigna el puntaje que reciben según el índice BMWP', en función del grado de sensibilidad a la contaminación (ver Tabla 4). Al final se suman todos los puntajes (una única vez por familia, independientemente de la cantidad de individuos o diferentes especies o géneros encontrados) y, según el resultado, se compara con la tabla de valores (Tabla 5) para obtener la calidad del agua del río donde se realizó el muestreo.

c. Montes de sierras y bolsones

Esta área del NOA es una franja relativamente angosta, pero muy extendida en sentido latitudinal. Se caracteriza porque las zonas áridas o semiáridas forman una gran extensión territorial, donde los cauces suelen tener escorrentías intermitentes. Los lechos suelen ser gravosos o arenosos. El método de colecta de macroinvertebrados aconsejado es empleando red Surber o red D y los índices más utilizados fueron el BMWP´, ASPT´e IBF.

◀ volver al índice

TAXON	PUNTAJE
Leptophlebiidae	10
Perlidae, Gripopterygidae	
Corydalidae	
Libellulidae	
Leptoceridae	
Psephenidae	
Crambidae	9
Leptohyphidae, Glossosomatidae, Odontoceridae Philopotamidae Chironomidae (Podonominae y Orthocladinae) Odonata (varias fam.)	8
Rhyacophilidae, Limnephilidae	7
Hydroptilidae	6
Unionidae, Lymnaeidae,	
Oligoneuriidae, Caenidae	5
Elmidae, Staphylinidae	
Hydropsychidae	
Tipulidae, Simuliidae	
Mycetopodidae	
Baetidae,	4
Haliplidae	
Tabanidae, Dixidae, Stratiomyidae, Empididae, Dolichopodidae, Ceratopogonidae, Psychodidae	
Palaemonidae, Aeglidae	
Hydracarina	
Dytiscidae, Hydrophilidae Physidae, Planorbidae, Ancylinae	3
Trichodactylidae, Ostracoda, Copepoda	
Hemiptera (varias fam.)	
Hirudinea	
Culicidae, Ephydridae Ampullariidae	2
Oligochaeta Chironomidae (Chironominae, rojos)	1

Tabla 4: Puntuaciones asignadas a los diferentes taxones de macroinvertebrados para la obtención del índice BMWP' (modificado de Alba-Tercedor y Sánchez-Ortega, 1988; Domínguez y Fernández, 1998). Actualizados con datos 2019.

Clase	Valor (BMWP')	Significado
I	>66	Aguas muy limpias
	40-66	Aguas no contaminadas
II	30-40	Con algún grado de contaminación
III	20-30	Aguas contaminadas
IV	10-20	Aguas muy contaminadas
V	<10	Aguas fuertemente contaminadas

Tabla 5: Clases para calificar la calidad de agua de los sitios de acuerdo al valor BMWP´

Región del NEA

Mercedes Rosa Marchese y Florencia Lucila Zilli

Aquí se presenta información general, así como la vinculada a metodologías con probada eficacia para el diagnóstico y monitoreo de ríos y arroyos de la región. Cabe destacar que, en la actualidad, se están ajustando y testeando diversos índices, así como la asignación de valores de sensibilidad/tolerancia de las taxa más representativas para ser aplicados en ríos de la región, los que serán oportunamente incorporados a este manual.

La región nordeste está enmarcada por grandes ríos como el Paraná, Paraguay y Uruguay y, por tanto, presenta una red hidrográfica con gran desarrollo de humedales regulados por pulsos recurrentes de inundación y sequía. Los ríos y arroyos de la región tienen escasa pendiente y corresponden a la región de Humedales del Chaco, Misioneros, del Corredor Fluvial Chaco-Mesopotámico, del Corredor Fluvial Paraguay-Paraná y de la Pampa (Benzaquen *et al.*, 2013; Kandus *et al.*, 2017). Los ríos de la región son, en general, ríos grandes (>10m^3/s), de profundidad variable y con predominancia de sedimentos finos (arenas, limos y arcillas), escaso gradiente topográfico, en permanente actividad y modificación como consecuencia del comportamiento cíclico de las inundaciones. No obstante, en Entre Ríos, algunos arroyos son pequeños con un caudal <1m^3/s y de muy poca longitud y en muchos casos presentan sustratos duros con gravas y cantos rodados.

Por otro lado, el sector correspondiente al Alto Paraná (desde la boca del río Iguazú hasta su confluencia con el río Paraguay), tiene un régimen hidrológico irregular y complejo debido a la presencia de represas en la cuenca superior y Yacyretá (en territorio argentino). El Alto Paraná es un río de meseta encajonado, con cauce angosto en el orden de los 250 m, de lecho rocoso y sinuoso. Los tributarios de bajo orden son extensos, muy sinuosos, con márgenes de pendientes elevadas y presentan lechos rocosos con placas de basaltos y discontinuidades que forman saltos, pozones y correderas (Peso *et al.*, 2013). En general, en los ríos de mayor caudal y velocidad de la corriente sólo se registran parches ribereños de macrófitas flotantes y arraigadas, pero en los más pequeños pueden llegar a colmatarse e impedir el flujo de agua debido a la vegetación acuática. Por tanto, en estos ambientes es importante no sólo analizar los macroinvertebrados bentónicos sino también los asociados a la vegetación. En algunos arroyos, sobre todo de la ecorregión pampeana del NEA, existe buen desarrollo de helófitas. La vegetación de ribera en las zonas más conservadas está caracterizada por selva en galería o monte con variaciones de acuerdo a la ecorregión. Las grandes modificaciones se dan por las actividades agropecuarias y de la industria forestal.

Los macroinvertebrados registrados con mayor frecuencia en ríos de mayor caudal (>50 m^3.s^{-1}) con flujo permanente, que viven en sedimentos de fondo o asociados a otros sustratos, tales como raíces de plantas acuáticas, restos de hojas en descomposición, troncos sumergidos, etc., tienen un amplio rango de tamaños desde menos de 1 milímetro a varios centímetros. Sumado a esto, la alta turbidez del agua en muchos de los ríos del sistema del Paraná dificulta en gran medida realizar la observación directa y análisis en campo de los grupos taxonómicos encontrados y, por ende, no son aplicables las metodologías encontradas en los protocolos clásicos de bioindicadores y biomonitores, sino que requieren ajustes para poder ser empleados. Los grupos más representativos son insectos, anélidos, turbelarios, nematodes, moluscos y crustáceos (Fig. 1). En la Figura 2 se observa la diversidad de ambientes fluviales de la región del NEA.

Ejemplos de diferentes ambientes fluviales de la region NEA.



Arroyo Ramón (Misiones)
(https://commons.wikimedia.org/wiki/)



Rio Iguazú (Misiones) (Foto: F. Zilli)



Río Bermejo (Formosa) http://www.chacodiapordia.com



Río Negro -(Chaco) http://www.diarionorte.com



Río Paraná y su llanura aluvial. Colección INALI (CONICET-UNL)



Río Colastiné (Santa Fe). Colección INALI (CONICET-UNL)



Arroyos- Cuenca Carrizales (Santa Fe) (Foto F. Zilli)



Arroyos- Cuenca Carrizales (Santa Fe) (Foto F. Zilli)



Cauce principal Río Paraná (Santa Fe-Entre Ríos)
(Foto: M. Marchese)



Arroyo el Ceibo (Entre Ríos)
https://www.google.com/maps/



Río La Azotea (Entre Ríos) (fuente M.Marchese)

a. Identificación, recuentos y asignación funcional

Para el análisis cualitativo y cuantitativo de las muestras, es necesario colocar a los organismos que son de mayor tamaño en cajas de Petri y pueden contarse e identificarse directamente en lupa (microscopio estereoscópico). Mientras que los más pequeños se deben ir colocando en portaobjetos, siempre teniendo en cuenta que no se sequen, para lo que se coloca unas gotas de agua y por encima un cubreobjetos y así se cuentan e identifican en microscopio óptico. Para manipular los organismos se debe utilizar pinzas de punta fina y pipetas Pasteur. Para algunos grupos, por ejemplo, oligoquetos, quironómidos, etc. es necesario aclararlos para poder identificarlos o realizar preparados permanentes. Para aclarar a los quironómidos se puede utilizar una solución de KOH al 10% o medio de Hoyer (Trivinho-Strixino 2011). Para los oligoquetos, se puede utilizar Lactophenol (Brinkhurst y Marchese 1992).

Para la identificación taxonómica morfológica se pueden utilizar las claves pictóricas incluidas en este manual, o guías o claves disponibles para la región Neotropical (Brinkhurst y Marchese 1992; Lopretto y Tell, 1995; Dominguez y Fernandez 2009, Trivinho-Strixino 2011, Marchese *et al.*, 2020, entre otras). Los grupos de invertebrados más comunes se encuentran en la Figura 1.4. De acuerdo al índice o métricas aplicados puede ser necesario realizar asignaciones funcionales de los macroinvertebrados y, en ese caso, se pueden emplear guías o información publicada (por ej. Merrit *et al.* 2002, Cummins *et al.* 2005, Tomanova 2007, Ramírez y Gutiérrez-Fonseca, 2014) y para ajustes regionales se pueden consultar las publicaciones y los autores de las mismas que trabajan en la región NEA.

a. Índices

Al presente, aún no se han desarrollado índices bióticos específicos para la evaluación de ríos de la región del nordeste, sino que se han aplicado diferentes índices originados en otras regiones del país o del exterior. Al respecto, los índices bióticos aplicados en ríos del sistema del río Paraná se basan en la relación de una especie de oligoqueto, *Limnodrilus hoffmeisteri* con la densidad total (*L. hoffmeisteri* / densidad total). Esta relación aumenta en ambientes con contaminación orgánica. Por otro lado, la relación quironómidos / oligoquetos disminuye en los ambientes de alta conductividad. (Marchese y Ezcurra de Drago 1999; Pavé y Marchese 2005).

No obstante, solo la presencia de *L. hoffmeisteri* no es indicadora de contaminación orgánica sino su densidad o dominancia. Por otro lado, en cauces secundarios y tributarios de menor caudal, índices tales como IMRP (Rodrigues Capítulo 1999), IBPamp (Rodrigues Capítulo *et al.* 2001), BMWP (Armitage *et al.* 1983; Alba Tercedor y Sánchez Ortega 1988) (para sus cálculos ver protocolos, IBF (Hilsenhoff 1988), SIGNAL 2 (Chessman 2003) Protocolo Signal2) han sido aplicados (Damborsky *et al.* 2012; Damborsky y Poi 2015; Crettaz Minaglia *et al.* 2014, 2015; Juárez *et al.* 2016, 2018; Capeletti *et al.* 2017, 2019). Juarez *et al.* (2018) realizaron en arroyos de Entre Ríos evaluación de riberas con la aplicación del índice de Calidad de Riberas (Troitiño *et al.* 2010) y, más recientemente,

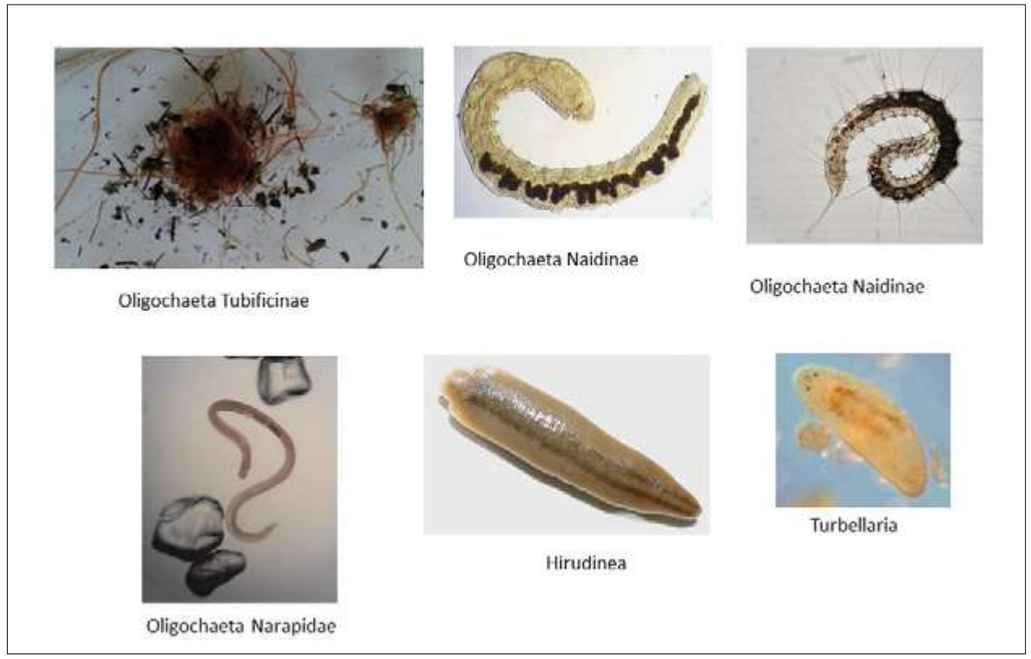


Figura 1: Grupos de órdenes y familias más comunes (oligoquetos, hirudíneos y turbelarios). (Fotos del laboratorio de Bentos-INALI

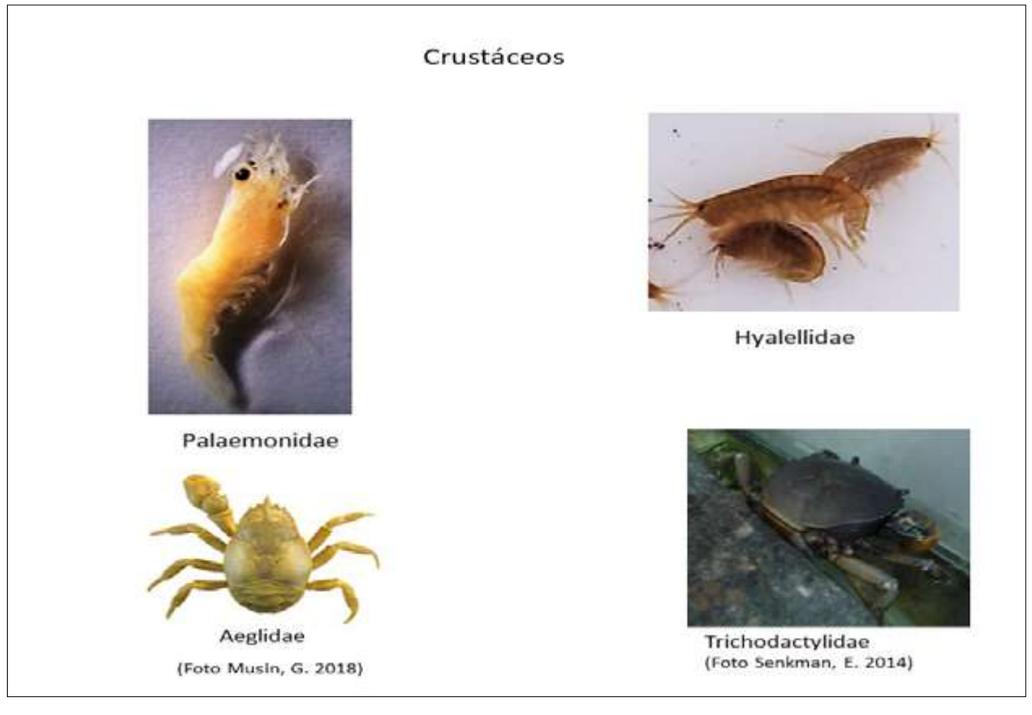


Figura 2: Grupos de órdenes y familias más comunes (crustáceos).

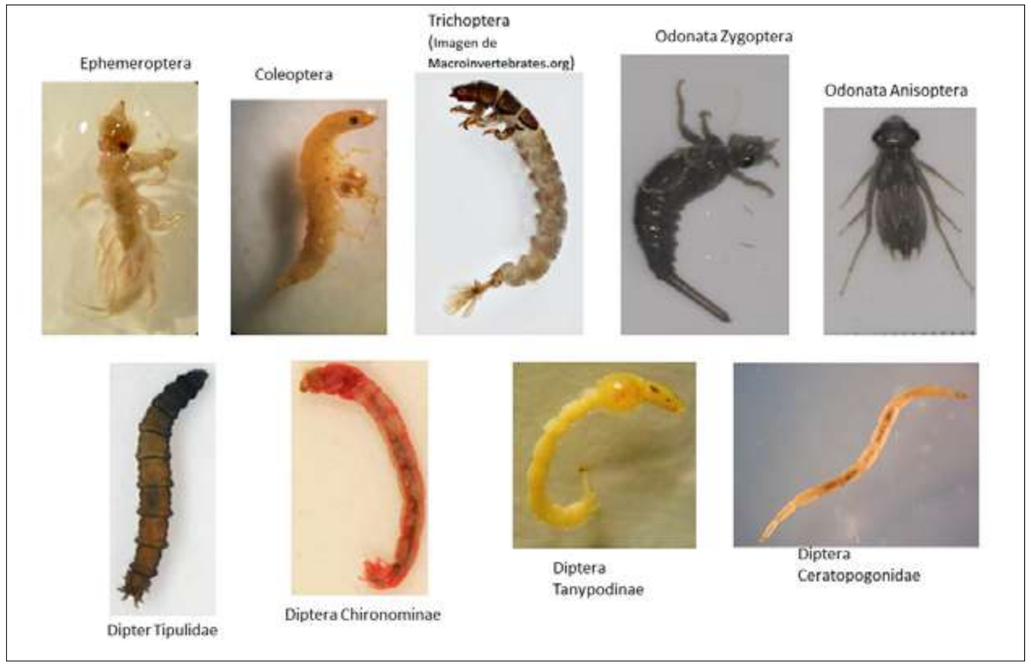


Figura 3: Grupos de órdenes y familias más comunes (larvas de insectos). (Fotos del laboratorio de Bentos - INALI)

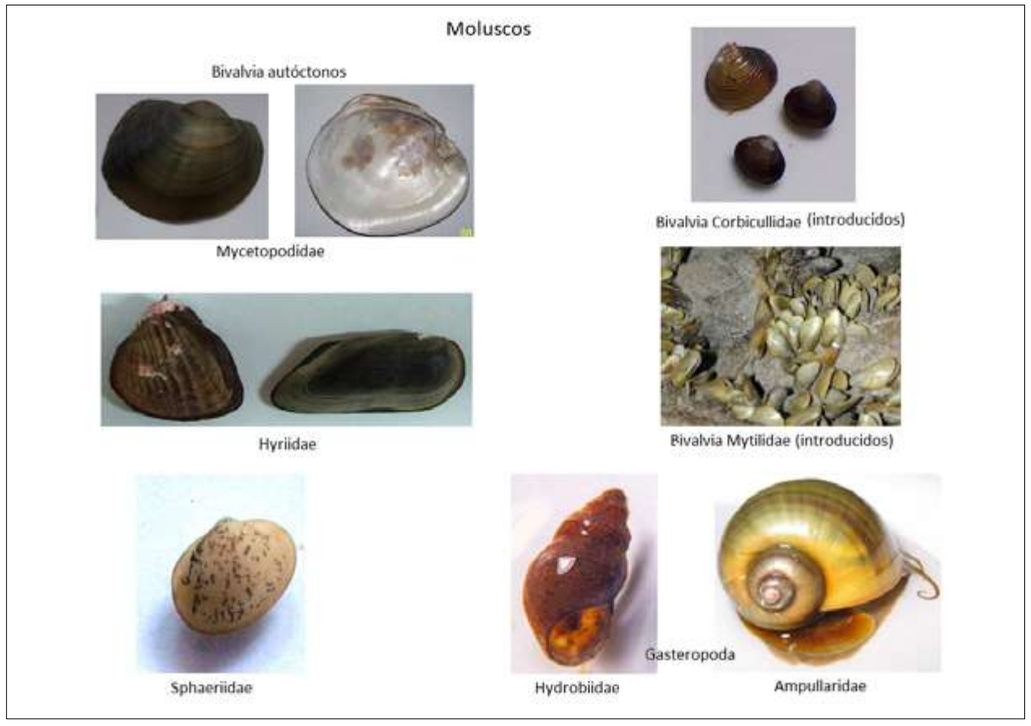


Figura 4: Grupos de órdenes y familias más comunes (moluscos).

se han realizado análisis de calidad de ribera aplicando el indice QBR (Munné *et al.* 1998) en arroyos pampeanos de Santa Fe (Capeletti *et al.* inédito). Al respecto, es importante realizar un análisis de la calidad de riberas de los ríos a los efectos de tener una evaluación integrada del sistema (Índices de Calidad de Ribera, Anexo Pampa y Anexo Centro) donde se explican los distintos índices de evaluación de calidad de riberas y hábitats).

IBF (Índice Biótico de Familia)

Se utiliza para evaluar la contaminación orgánica (Tabla 1). Se calcula por el promedio de los valores de tolerancia de todas las familias de artrópodos en una muestra (Tabla 2).

Diseño de muestreo: Cualitativo. Se recolectan las muestras en mesohábitats con corriente considerando la presencia de microhábitats que podrían habitar los artrópodos. En caso de haber poca corriente se recomienda recolectar en dónde hubiera necromasa o troncos.

Recolección de muestras: (versión original) Con red D. Los artrópodos recolectados se colocan en bandejas blancas con poca agua. Se recolectan hasta 100 artrópodos que puedan ser identificados a simple vista. Se preparan cerca de 8 recipientes (placas) con etanol 70% para colocar los artrópodos de cada uno de los órdenes o familias comunes.

Los artrópodos se identifican con lupa de mano y cuentan en campo.

Nivel de identificacion: Familia.

Cálculo: Se multiplica la abundancia de cada familia por los valores de tolerancia de la Familia (Tabla 2). Se suman los productos y se dividen por 100 (total de artrópodos en la muestra).

Fórmula: FBI= Σ (Abundancia Familia*tolerancia Familia)/100

Ejemplo:

	Abundancia	**Valor de tolerancia**	**Abundancia *tolerancia**	
Chloroperlidae	50	1	50	
Baetiscidae	20	3	60	
Ephemeridae	30	4	120	
Total	100	Σ	230	
		FBI	2.3	Excelente

Índice Biótico de Familia	**Calidad del agua**
0.00 - 3.75	Excelente
3.76 - 4.25	Muy buena
4.26 - 5.00	Buena
5.01 - 5.75	Regular
5.76 - 6.50	Muy regular
6.51 - 7.25	Mala
7.26 - 10.00	Muy mala

Tabla 1: Evaluación de calidad de agua usando el IBF (Índice Biótico de la Familia) para contaminación orgánica

PLECOPTERA	Capniidae	1
	Nemouridae	2
	Pteronarcyidae	0
	Chloroperlidae	1

PLECOPTERA	Perlidae	1
	Taeniopterygidae	2
	Leuctridae	0
	Perlodidae	2

EPHEMEROPTERA	Baetidae	4
	Ephemerellidae	1
	Leptophlebiidae	2
	Oligoneuriidae	2
	Siphlonuridae	7
	Baetiscidae	3
	Ephemeridae	4
	Metretopodidae	2
	Polymitarcyidae	2
	Tricorythidae	4
	Caenidae	7
	Heptageniidae	4
	Potomanthidae	4
ODONATA	Aeshnidae	3
	Cordulegastridae	3
	Gomphidae	1
	Calopterygidae	5
	Corduliidae	5
	Lestidae	9
	Coenagrionidae	9
	Libellulidae	9
	Macromiidae	3
TRICHOPTERA	Brachycentridae	1
	Helicopsychidae	3
	Lepidostomatidae	1
	Limnephilidae	4
	Philopotamidae	3
	Psychomyiidae	2
	Glossosomatidae	0
	Hydropsychidae	4
	Leptoceridae	4
	Molannidae	6
	Phryganeidae	4
	Rhyacophilidae	0
	Hydroptilidae	4
	Odontoceridae	0
	Polycentropodidae	6
	Sericostomatidae	3

MEGALOPTERA	Corydalidae	0
	Sialidae	4
LEPIDOPTERA	Pyralidae	5
COLEOPTERA	Dryopidae	5
	Elmidae	4
	Psephenidae	4
DIPTERA	Athericidae	2
	Chironomidae (Chironomini) rojos	8
	Dolochopodidae	4
	Simuliidae	6
	Tabanidae	6
	Blephariceridae	0
	Otros (incluyendo Chironomidae rosados)	6
	Empididae	6
	Muscidae	6
	Tipulidae	3
	Ceratopogonidae	6
	Ephydridae	6
	Syrphidae	10
	Psychodidae	10
AMPHIPODA	Gammaridae	4
	Talitridae	8
ISOPODA	Asellidae	8

Tabla 2: Valores de tolerancia de las Familias de artrópodos en los arroyos de la zona de los Grandes Lagos orientales (EEUU)

Hilsenhoff, W. 1988 Rapid Field Assessment of Organic Pollution with a Family Level Biotic Index. Journal of the North American Benthological Society 7: 65-68.

Signal 2

Fue diseñado para responder a las variaciones más comunes de la calidad de agua como enriquecimiento de nutrientes, salinización. Sitios con contaminación de tipo inusual (como derivadas de la minería) pueden continuar teniendo scores altos.

Diseño de muestreo: Se toman muestras en diferentes sitios de estudio para comparar los efectos en condiciones de diferentes usos de suelo. Semicuantitativo.

Recolección de muestras: Se muestrean todos los meso y microhábitats presentes.

- En cada área se colecta una muestra con red D, por lo menos 3 minutos por 10 m.
- Las muestras se colectan en bandejas grandes.
- Se colectan por lo menos 100 macroinvertebrados por área como mínimo (preferentemente entre 150-200) tratando de encontrar todos los tipos posibles. Se guardan los invertebrados de cada sitio por separado.

Nivel de Identificacion

1. Familia
2. Orden-Clase-Phylum

Se debería calcular respetando siempre uno u otro nivel.

Cálculo

Nivel de tolerancia/sensibilidad de los taxones: 1 (más tolerante) - 10 (más sensible) (Tabla 1).

Se puede usar o no la abundancia para ponderar los taxones. Existen diferentes tipos de ponderación. En el original se usa y presenta la de New South Wales Streamwatch 'Water Bug Survey' (Tabla 2).

Se calcula para cada sitio a comparar separadamente.

- Cálculo sin ponderación

3. Se obtiene la lista de macroinvertebrados a uno de los dos niveles de identificación.
4. Se asigna el grado para cada taxón. Si se encuentra algún taxón para el que no existe asignado el grado, se debe eliminar de la lista.
5. Se calcula el valor de SIGNAL 2 promediando los niveles.

- Cálculo con ponderación

1. Se obtiene la lista de macroinvertebrados a uno de los dos niveles de identificación.
2. Se asigna el nivel para cada taxón. Si se encuentra algún taxón para el que no existe asignado el grado, se debe eliminar de la lista.
3. En caso de emplear la abundancia de los taxones (ponderación de los taxones), se asigna la ponderación a cada uno de ellos.
4. Se multiplica el nivel de tolerancia o sensibilidad por el peso
5. Se suman los pesos de todos los taxones.
6. Se suman los productos obtenidos en el paso 4.
7. El valor obtenido en el paso 6 es dividido por el obtenido en el 5. Se obtiene el valor de SIGNAL2 ponderado.

Ejemplo de cálculo con ponderación utilizando Orden-Clase-Phyla

Tabla de Ponderación	
Número de especímenes	**Factor de peso**
1 a 2	1
3 a 5	2
6 a 10	3
11 a 20	4
>20	5

Tabla de cálculos				
Orden, Clase y Phyla de Invertebrados colectados en cada sitio	**Grado de sensibilidad**	**Número de especímenes**	**Factor de peso**	**Grado x factor de peso**
Acarina	6	10	3	18
Coleoptera	5	5	2	10
Decapoda	4	1	1	4
Diptera	3	35	5	15
Ephemeroptera	9	8	3	27

Tabla de cálculos				
Orden, Clase y Phyla de Invertebrados colectados en cada sitio	**Grado de sensibilidad**	**Número de especímenes**	**Factor de peso**	**Grado x factor de peso**
Hemiptera	2	17	4	8
Nemertea	3	2	1	3
Odonata	3	3	2	6
Oligochaeta	2	8	3	6
Plecoptera	10	12	4	40
Trichoptera	8	22	5	40
Turbellaria	2	4	2	4
Total			35	181

Puntaje Signal = Total de grado x Factor de peso/ Total de factor de peso = 181/35=5.2

Ejemplo de cálculo de puntaje con Signal 2 utilizando Orden-Clase-Phyla

Tabla de Ponderación	
Número de especímenes	**Factor de peso**
1 a 2	1
3 a 5	2
6 a 10	3
11 a 20	4
>20	5

Tabla de cálculos				
Orden, Clase y Phyla de Invertebrados colectados en cada sitio	**Grado de sensibilidad**	**Número de especímenes**	**Factor de peso**	**Grado x factor de peso**
Acarina	6	10	3	18
Coleoptera	5	5	2	10
Decapoda	4	1	1	4
Diptera	3	35	5	15
Ephemeroptera	9	8	3	27
Hemiptera	2	17	4	8
Nemertea	3	2	1	3
Odonata	3	3	2	6
Oligochaeta	2	8	3	6
Plecoptera	10	12	4	40
Trichoptera	8	22	5	40
Turbellaria	2	4	2	4
Total			35	181

Puntaje Signal = Total de grado x Factor de peso/ Total de factor de peso = 181/35=5.2

Interpretación de gráficos
1-Para interpretarlos, se grafican los valores SIGNAL2 obtenidos (eje de las y) en relación al número de taxones (eje de las x) para cada sitio. Puntaje Signal = Total de grado x Factor de peso/ Total de factor de peso = 177/48=3.7

2- En el biplot se determinan 4 cuadrantes. Los bordes de cada cuadrante varían en función de la ecoregión, el método de muestreo y el tipo de hábitat.

3-Los bordes se ubican encerrando los puntos correspondientes a los sitios en el área de referencia o menor impacto (ver ejemplo). Esto define los cuadrantes.

Cuadrante 1: Altos valores de SIGNAL 2 y número de taxones. La alta riqueza de taxones sugiere que hay diversidad de hábitats, que los factores estresantes como tóxicos o factores estresantes físicos no están presentes. Los altos valores de SIGNAL 2 sugieren que la turbidez, salinidad y concentración de nutrientes son bajas.

Cuadrante 2: Bajos valores del SIGNAL 2 y alta riqueza de taxones. Posiblemente mayores valores de turbidez, salinidad o nutrientes que los del cuadrante 1. Puede que sea por condiciones naturales, por la geología local y tipos de suelo, o como resultado de actividades antrópicas. La alta riqueza sugiere que las condiciones del hábitat físico se mantienen y que los tóxicos no están presentes en grandes cantidades.

Cuadrante 3: Altos valores de SIGNAL 2, pero bajos de riqueza de macroinvertebrados. Puede indicar contaminación por tóxicos, disminuciones de pH o la presencia de sustratos homogéneos como es el caso de ambientes con condiciones físicas extremas o cuando el ambiente fue simplificado antrópicamente. Puede, incluso, deberse a submuestreo de meso y microhábitats.

Cuadrante 4: Bajos valores de SIGNAL 2 y baja riqueza. Estos sitios presentan los efectos de al menos 1 tipo de impacto antrópico.

Límites entre cuadrantes varían con áreas geográficas, métodos de muestreo y tipo de hábitats



Número de familias de macroinvertebrados
Diagrama de cuadrantes para las familias de macoinvertebrados para la aplicación de Signal 2.
Tomado de Chessman (2003)

Acarina	6	Conchostraca	1	Isopoda	2	Odonata	3
Amphipoda	3	Decapoda	4	Lepidoptera	2	Oligochaeta	2
Anaspidacea	6	Diplopoda	4	Mecoptera	10	Plecoptera	10
Anostraca	1	Diptera	3	Megaloptera	8	Polychaeta	1
Bivalvia	3	Ephemeroptera	9	Nematoda	3	Porifera	4
Branchiura	1	Gastropoda	1	Nemertea	3	Trichoptera	8
Bryozoa	4	Hemiptera	2	Neuroptera	6	Turbellaria	2
Coleoptera	5	Hirudinea	1	Nematomorpha	6		
Collembola	1	Hydrozoa	1	Notostraca	1		

b) Nivel de tolerancia/sensibilidad a nivel de Familia		
Acarina	Arrenuridae	8
Acarina	Aturidae	8
Acarina	Eylaidae	5
Acarina	Hydrachnidae	7
Acarina	Hydrodromidae	8
Acarina	Hydryphantidae	8
Acarina	Hygrobatidae	8
Acarina	Limnesiidae	7
Acarina	Limnocharidae	10
Acarina	Mideopsidae	4
Acarina	Momoniidae	10
Acarina	Notodromadidae	1
Acarina	Oxidae	8
Acarina	Pionidae	5
Acarina	Torrenticolidae	10
Acarina	Unionicolidae	8
Amphipoda	Ceinidae	2
Amphipoda	Corophiidae	4
Amphipoda	Eusiridae	7
Amphipoda	Melitidae	7
Amphipoda	Neoniphargidae	4
Amphipoda	Paracalliopidae	3
Amphipoda	Paramelitidae	4
Amphipoda	Perthiidae	4
Amphipoda	Talitridae	3
Anaspidacea	Koonungidae	1
Anostraca	Branchipodidae	1
Bivalvia	Corbiculidae	4

▶

▶

Bivalvia	Hyriidae	5					
Bivalvia	Sphaeriidae	5					
Coleoptera	Brentidae	3					
Coleoptera	Carabidae	3					
Coleoptera	Chrysomelidae	2					
Coleoptera	Curculionidae	2					
Coleoptera	Dytiscidae	2					
Coleoptera	Elmidae	7					
Coleoptera	Gyrinidae	4					
Coleoptera	Haliplidae	2					
Coleoptera	Heteroceridae	1					
Coleoptera	Hydraenidae	3					
Coleoptera	Hydrochidae	4					
Coleoptera	Hydrophilidae	2					
Coleoptera	Hygrobiidae	1					
Coleoptera	Limnichidae	4					
Coleoptera	Microsporidae	7					
Coleoptera	Noteridae	4					
Coleoptera	Psephenidae	6					
Coleoptera	Ptiliidae	3					
Coleoptera	Ptilodactylidae	10					
Coleoptera	Scirtidae	6					
Coleoptera	Staphylinidae	3					
Decapoda	Atyidae	3					
Decapoda	Grapsidae	7					
Decapoda	Hymenosomatidae	3					
Decapoda	Palaemonidae	4					
Decapoda	Parastacidae	4					
Decapoda	Sundatelphusidae	3					
Diplopoda	Siphonotidae	6					
Diptera	Aphroteniinae	8					
Diptera	Athericidae	8					
Diptera	Blephariceridae	10					
Diptera	Cecidomyidae	1					
Diptera	Ceratopogonidae	4					
Diptera	Chaoboridae	2					
Diptera	Chironominae	3					
Diptera	Culicidae	1					
Diptera	Diamesinae	6					

Diptera	Dixidae	7					
Diptera	Dolichopodidae	3					
Diptera	Empididae	5					
Diptera	Ephydridae	2					
Diptera	Muscidae	1					
Diptera	Orthocladiinae	4					
Diptera	Pelecorhynchidae	10					
Diptera	Podonominae	6					
Diptera	Psychodidae	3					
Diptera	Scatopsidae	1					
Diptera	Sciaridae	6					
Diptera	Sciomyzidae	2					
Diptera	Simuliidae	5					
Diptera	Stratiomyidae	2					
Diptera	Syrphidae	2					
Diptera	Tabanidae	3					
Diptera	Tanyderidae	6					
Diptera	Tanypodinae	4					
Diptera	Thaumaleidae	7					
Diptera	Tipulidae	5					
Ephemeroptera	Ameletopsidae	7					
Ephemeroptera	Baetidae	5					
Ephemeroptera	Caenidae	4					
Ephemeroptera	Coloburiscidae	8					
Ephemeroptera	Leptophlebiidae	8					
Ephemeroptera	Oniscigastridae	8					
Ephemeroptera	Prosopistomatidae	4					
Ephemeroptera	Siphlonuridae	10					
Ephemeroptera	Teloganodidae	9					
Gastropoda	Ancylidae	4					
Gastropoda	Bithyniidae	3					
Gastropoda	Glacidorbidae	5					
Gastropoda	Hydrobiidae	4					
Gastropoda	Lymnaeidae	1					
Gastropoda	Physidae	1					
Gastropoda	Planorbidae	2					
Gastropoda	Pomatiopsidae	1					
Gastropoda	Thiaridae	4					
Gastropoda	Viviparidae	4					

Hemiptera	Belostomatidae	1					
Hemiptera	Corixidae	2					
Hemiptera	Gelastocoridae	5					
Hemiptera	Gerridae	4					
Hemiptera	Hebridae	3					
Hemiptera	Hydrometridae	3					
Hemiptera	Mesoveliidae	2					
Hemiptera	Naucoridae	2					
Hemiptera	Nepidae	3					
Hemiptera	Notonectidae	1					
Hemiptera	Ochteridae	2					
Hemiptera	Pleidae	2					
Hemiptera	Saldidae	1					
Hemiptera	Veliidae	3					
Hirudinea	Erpobdellidae	1					
Hirudinea	Glossiphoniidae	1					
Hirudinea	Ornithobdellidae	1					
Hirudinea	Richardsonianidae	4					
Hydrozoa	Clavidae	3					
Hydrozoa	Hydridae	2					
Isopoda	Amphisopidae	1					
Isopoda	Cirolanidae	2					
Isopoda	Janiridae	3					
Isopoda	Mesamphisopidae	3					
Isopoda	Oniscidae	2					
Isopoda	Phreatoicidae	4					
Isopoda	Phreatoicopsidae	2					
Isopoda	Sphaeromatidae	1					
Lepidoptera	Pyralidae	3					
Mecoptera	Nannochoristidae	9					
Megaloptera	Corydalidae	7					
Megaloptera	Sialidae	5					
Nemertea	Tetrastemmatidae	7					
Neuroptera	Neurorthidae	9					
Neuroptera	Osmylidae	7					
Neuroptera	Sisyridae	3					
Nematomorpha	Gordiidae	5					
Notostraca	Triopsidae	1					
Odonata	Aeshnidae	4					

Odonata	Austrocorduliidae	10					
Odonata	Coenagrionidae	2					
Odonata	Cordulephyidae	5					
Odonata	Corduliidae	5					
Odonata	Diphlebiidae	6					
Odonata	Gomphidae	5					
Odonata	Hemicorduliidae	5					
Odonata	Hypolestidae	9					
Odonata	Isostictidae	3					
Odonata	Lestidae	1					
Odonata	Libellulidae	4					
Odonata	Lindeniidae	3					
Odonata	Macromiidae	8					
Odonata	Megapodagrionidae	5					
Odonata	Protoneuridae	4					
Odonata	Synlestidae	7					
Odonata	Synthemistidae	2					
Odonata	Telephlebiidae	9					
Odonata	Urothemistidae	1					
Oligochaeta	Enchytraeidae	4					
Oligochaeta	Lumbriculidae	3					
Oligochaeta	Naididae	5					
Oligochaeta	Phreodrilidae	4					
Oligochaeta	Tubificidae	3					
Plecoptera	Austroperlidae	10					
Plecoptera	Eustheniidae	10					
Plecoptera	Gripopterygidae	8					
Plecoptera	Notonemouridae	6					
Porifera	Spongillidae	3					
Trichoptera	Antipodoeciidae	8					
Trichoptera	Atriplectididae	7					
Trichoptera	Calamoceratidae	7					
Trichoptera	Calocidae	9					
Trichoptera	Conoesucidae	7					
Trichoptera	Dipseudopsidae	9					
Trichoptera	Ecnomidae	4					
Trichoptera	Glossosomatidae	9					
Trichoptera	Helicophidae	10					
Trichoptera	Helicopsychidae	8					

Trichoptera	Hydrobiosidae	8					
Trichoptera	Hydropsychidae	6					
Trichoptera	Hydroptilidae	4					
Trichoptera	Kokiriidae	3					
Trichoptera	Leptoceridae	6					
Trichoptera	Limnephilidae	8					
Trichoptera	Odontoceridae	7					
Trichoptera	Oeconesidae	8					
Trichoptera	Philopotamidae	8					
Trichoptera	Philorheithridae	8					
Trichoptera	Polycentropodidae	7					
Trichoptera	Tasimiidae	8					
Turbellaria	Dugesiidae	2					
Turbellaria	Temnocephala	5					

Tabla 3: Nivel de tolerancia/sensibilidad a nivel de Orden-Clase-Phylum (Chessman, 2003)

Región Cuyo

Angélica Gil, Liliana Elizabeth Moreno, Jorgelina Daruich, Gustavo Bustamante, Erica Scheibler y Néstor Ciocco.

Los ríos y arroyos de la provincia de Mendoza poseen dos periodos hidrológicos bien marcados por el incremento del caudal hacia la primavera y el verano, producto del deshielo. El origen de los ríos de montaña de la provincia es principalmente nival y, en menor medida, glacial. En consecuencia, las estaciones climáticas de otoño e invierno (período de aguas bajas o de menor caudal) son las indicadas para realizar el monitoreo y conocer la estructura comunitaria de los macroinvertebrados bentónicos, ya que presentan mayor biodiversidad. Durante el periodo de aguas altas, comprendido en los meses de primavera-verano, la densidad de los invertebrados disminuye, principalmente en los ríos de tamaño grande (caudal aproximado: 120-60 m^3s^{-1} durante el verano, caudal mínimo aproximado 20-8 m^3s^{-1} durante otoño invierno; orden de Strahler: 4-5) y mediano (caudal máximo: 15-6 m^3s^{-1}, caudal mínimo aproximado: 4-2 m^3s^{-1}; orden de Strahler: 2-3). En arroyos de pequeño tamaño (orden de Strahler:1-2; caudal máximo aproximado 7-2 m^3s^{-1} durante el verano, caudal mínimo aproximado: 0.2-2 m^3s^{-1} durante el otoño invierno), si bien se produce una disminución en la abundancia de los invertebrados, las diferencias entre estaciones climáticas no son tan significativas como en los ríos de mayor tamaño (Fig. 1a).

Los ríos de la provincia de San Luis se caracterizan por presentar dos estaciones hidrológicas bien marcadas denominadas aguas altas y aguas bajas; denominaciones que responden a los periodos de lluvias y de sequías, respectivamente. El período de aguas altas queda comprendido entre los meses de primavera-verano y, el período de aguas bajas, entre los meses de otoño-invierno. Estos datos son muy importantes porque los ciclos biológicos y, por tanto, las densidades poblacionales de los ejemplares, varían.

En las fotos se muestras ejemplos de ríos de Mendoza con distinto grado de artificialización.



a) Río Malargüe: (Foto: Gustavo Bustamante)



b) Dique Potrerillos: (Foto: Olivia Moreno)



c) Río Tunuyán: (Foto: Liliana Moreno)

Es común que, posteriormente a una lluvia torrencial (alrededor de los 400 mm), se produzcan grandes crecidas que arrastren el sustrato y la fauna de los ríos; por lo tanto, es aconsejable esperar por lo menos 15 días para la toma de muestras. En los ríos temporales, es muy importante adecuar el momento del muestreo a condiciones hidrológicas adecuadas que garanticen la existencia de un flujo de agua continuo. Los ríos de la provincia se ubican entre el orden 1 y 4.

Los ríos de esta región son mayoritariamente pequeños y se los denomina habitualmente como "arroyos serranos". Prácticamente en su totalidad se encuentran regulados para el aprovechamiento del agua para usos humano y agrícola. Los caudales son bajos con un promedio de 0,20 y 1,5 $m^3 s^{-1}$ (Fig.1b).

Para caracterizar el ambiente, lo ideal es abarcar completamente los distintos ambientes o hábitats puesto que, al tener diferente hidrología, albergan a diferentes organismos y se los puede considerar como zonas de depósito y deriva. En tramos de mayor velocidad del agua, debido a la mayor pendiente, es común encontrar pozones o remansos donde la velocidad es menor y el tamaño del sustrato suele ser arenoso o limoso y, otros tramos, denominados correderas, rabiones o rápidos donde la velocidad es mayor, la profundidad menor y el sustrato es más grande, como de guijarros a rocas grandes.

Antes de comenzar, hay que familiarizarse con el índice que se aplicará para poder organizar los muestreos y saber exactamente qué tipo de observaciones se deben realizar. Esto ahorrará tiempo y esfuerzo, ya que se contará con todos los elementos necesarios para lograr los objetivos.

Dividimos a la región Cuyo en dos regiones. Una, en la provincia de Mendoza, correspondiente a las mayores pendientes con alturas entre 2800 msnm, se denomina zona de Cordillera Central y Frontal (zona cordillerana):1000 msnm piedemonte, 600 m el llano, donde hasta ahora se han

Rios de San Luis con distinto grado de intervención humana



a) Arroyo Los Molles: (Foto: Liliana Moreno)



b) Río San Luis: (Foto Matías Argüello)



c) Dique la Florida: (Foto David Nicola)



d) Río Nogolí: (Foto Carlos Quiroga)

empleado los Índices BMWP y **ASPT** así como **EPT** y **%DF**. La otra, la denominaremos región serrana (en la provincia de San Luis) con pendientes menores, con alturas entre 900 y 600 msnm, donde se ha aplicado el Índice Biótico de las Sierras de San Luis (**IBSSL**) (Vallania *et al.* 1996). Para la evaluación de calidad de ambientes acuáticos urbanos se utilizaron, recientemente, indicadores múltiples (Calderon *et al.*, 2014) y, para ambientes salinos, se aplicaron índices de macroinvertebrados (Colombetti *et al.*, 2020).

IBSSL (Índice Biótico de las Sierras de San Luis): Índice propuesto por Vallania *et al.* (1996) para la región. Este índice se calcula sumando las puntuaciones asignadas a los distintos taxones o familias de macroinvertebrados encontradas en las muestras. Las familias que se han podido identificar se registran y se les asigna el puntaje que reciben según el índice en función del grado de sensibilidad a la contaminación (ver cuadro 1). Al final, se suman todos los puntajes (una única vez por familia independientemente de la cantidad de individuos o diferentes especies o géneros encontrados) y, según el resultado, se compara con la tabla de valores para obtener un juicio de calidad del agua del río donde se realizó el muestreo (Tabla 1).

Grupo taxonómico		N° total de unidades sistemáticas presentes (U.S.)							
		0-1	2-5	6-10	11-15	16-20	21-25	26-30	31-35
		Índices Bióticos							
Plecópteros y Efemerópteros	+ de una U. S.	-	7	8	9	10	11	12	13
	Sólo una U. S.	-	6	7	8	9	10	11	13
Tricópteros	+ de una U. S.	-	6	7	8	9	10	11	12
	Sólo una U. S.	-	5	6	7	8	9	10	11
Odonato o Coleóptera ó Simúlidos	Las U. S. anteriores ausentes	-	4	5	6	7	8	9	10
Moluscos o Crustáceos	Las U. S. anteriores ausentes	-	3	4	5	6	7	-	-
Oligoquetos o Quironómidos	Las U. S. anteriores ausentes	1	2	3	4	5	-	-	-
Todas las unidades anteriores ausentes		0	1	2	3	-	-	-	-

Cuadro 1: Listado de taxones considerados y el puntaje asignado para el Índice Biótico de las Sierras de San Luis (IBSSL).

Clase de calidad	**Valores del Índice Biótico**	**Juicio**	**Color de Referencia**
Clase I	10-11-12	Ambiente no contaminado	
Clase II	8-9	Ambiente poco contaminado	
Clase III	6-7	Ambiente contaminado	
Clase IV	4-5	Ambiente muy contaminado	
Clase V	1-2-3	Ambiente fuertemente contaminado	

Tabla 1: Clase de calidad del agua según los valores del Índice Biótico de las Sierras de San Luis (IBSSL).

Región Centro

Romina Elizabeth Príncipe, Javier Andrés Márquez, y Victoria Montilla

En este capítulo, se proponen procedimientos para la valoración de la calidad de sistemas fluviales serranos y de llanura de la provincia de Córdoba (Fig. 1). La valoración de la calidad en estos sistemas puede realizarse mediante la aplicación del Índice Biótico Carcarañá (IBC, Gualdoni y Corigliano, 1991). El índice BMWP ajustado localmente también puede aplicarse en arroyos serranos.

a. Muestreo

Los muestreos serán semicuantitativos estandarizando el esfuerzo de muestreo por tiempo en arroyos serranos y ríos de llanura con distinto grado de antropización, desde condiciones prístinas o naturales hasta sistemas altamente intervenidos.

b. Aplicación de índices

a) Realizar la identificación de los invertebrados utilizando la clave pictórica incluida. Se debe recurrir también a claves especializadas (Lopretto & Tell, 1995, Domínguez y Fernández 2009) para la identificación de familias y géneros segun corresponda.

b) Si se aplica solamente el índice BMWP identificar los invertebrados a nivel de familia. Si se aplica el índice IBC verificar el límite taxonómico de identificación requerido para cada orden. (Ver Tabla1).).

c) Anotar en una planilla los taxones identificados.

- Con la planilla de identificación proceder al cálculo de los índices. Para ello, armar una planilla de Excel en la cual se incluyan los sitios en las columnas y los taxones en las filas.
  - Si se aplicará solamente el índice IBC, en cada celda marcar con una x los taxones identificados en cada sitio.
  - Si se aplicará el índice BMWP (disponible solo para arroyos serranos), en cada celda se coloca el puntaje de cada familia.
  - Nótese que cuando completa la planilla de Excel con los puntajes de familia para aplicar BMWP, puede aplicar también el índice IBC.



Figura 1: Sistemas fluviales de la provincia de Córdoba. a. arroyos serranos de primer orden (Villa Alpina); b. arroyo serrano de tercer orden (Alpa Corral); c. río de llanura de lecho arenoso (Río Cuarto); d. río de llanura de lecho limoso (Alejandro Roca).

Índice Biótico Carcarañá (IBC): El IBC fue propuesto por Gualdoni & Corigliano (1991) y es una herramienta idónea de evaluación de la calidad de arroyos serranos y ríos de llanura del sur de Córdoba. Este índice es válido en tramos de impacto ambiental severo y no tiene el alcance para evaluar el efecto post-embalse, los impactos orgánicos no severos y otras perturbaciones leves (Corigliano 1999). El IBC requiere que la identificación de los macroinvertebrados esté definida por el límite taxonómico de familia o género (Tabla 1).

A partir de la identificación realizada, utilizar la tabla estándar de doble entrada correspondiente a arroyos serranos (Tabla 2) o ríos de llanura (Tabla 3) según corresponda, para obtener el valor del índice IBC.

a) Seleccionar una de las filas en función de la presencia de uno o más taxones (unidades sistemáticas US) de cada grupo faunístico registrados en la muestra. Ejemplo: si en la muestra no se registraron efemerópteros ni plecópteros y se registró una sola familia de tricópteros, seleccionar la 4ta fila de la tabla.

b) Luego moverse por esa fila y buscar la columna que corresponda de acuerdo a la cantidad total de taxones (unidades sistemáticas US) registrados en la muestra. Se obtiene así el valor del índice.

c) Convertir el valor del índice en un juicio de calidad con la Tabla 4.

Índice BMWP (Biological Monitoring Working Party) - Aplicable solo en arroyos serranos: El BMWP fue propuesto originalmente por Armitage *et al.*(1983) y es muy utilizado a nivel mundial para el monitoreo de las alteraciones de los ríos por su fácil aplicación al requerir identificaciones sólo hasta nivel de familias y datos cualitativos. En el caso de nuestra región, el puntaje asignado a cada una de las familias de invertebrados está ajustado, hasta el momento, solamente para arroyos serranos (Tabla 5 y 6).

a) Colocar el puntaje asignado a cada una de las familias identificadas en la muestra (el puntaje va de 1 a 10 de acuerdo con la tolerancia de los diferentes grupos a la contaminación orgánica).

b) Sumar las puntuaciones de cada familia. A partir de esta sumatoria se obtiene un puntaje que permite emitir un juicio de calidad del agua para cada uno de los sitios muestreados (Tabla 6).

Grupo faunístico	**Límite de identificación**
Plecóptera	Género
Ephemeroptera	Género
Trichoptera	Familia
Odonata	Género
Coleóptera	Familia
Molusca	Género
Crustacea	Familia
Heteróptera	Género
Diptera	Familia
Dugesiidae	Familia
Hirudinea	Género
Oligochaeta	Familia
Otros Grupos raros	
Acariformes	Presencia
Nematoda	Presencia
Nematomorpha	Presencia
Tardígrada	Presencia
Lepidóptera	**Presencia**

Tabla 1: Límite de identificación requerido para cada grupo faunístico para el cálculo del Índice Biótico Carcarañá (IBC).

Grupos faunísticos		**Nº total de unidades sistemáticas presentes**							
		0-1	2-5	6-10	11-15	16-20	21-25	26-30	31-...
		Índices bióticos							
Plecópteros o Ephemerópteros	+ de una U.S.	-	-	8	9	10	11	12	13
	Solo una U.S.	-	-	7	8	9	10	11	12
Tricópteros	+ de una U.S.	-	6	7	8	9	10	11	12
	Solo una U.S.	-	5	6	7	8	9	10	11
Ancílidos o Simúlidos	Las U.S. anteriores ausentes	-	4	5	6	7	8	9	-
Otros Moluscos u Odonatos o Coleópteros	Las U.S. anteriores ausentes	-	3	4	5	6	7	-	-
Oligochaetas o quironómidos	Las U.S. anteriores ausentes	1	2	3	4	5	-	-	-
Todas las U.S. anteriores ausentes		0	1	2	3	-	-	-	-

Tabla 2: Cálculo de los valores del Índice Biótico Carcarañá (IBC). para arroyos serranos.

Grupos faunísticos		**Nº total de unidades sistemáticas presentes**						
		0-1	2-5	6-10	11-15	16-20	21-25	26
		Índices bióticos						
Plecópteros o Ephemerópteros	+ de una U.S.	-	-	9	10	11	12	13
	Solo una U.S.	-	-	8	9	10	11	12
Tricópteros	+ de una U.S.	-	7	8	9	10	11	12
	Solo una U.S.	-	6	7	8	9	10	-
Odonata o Mollusca	Las U.S. anteriores ausentes	-	5	6	7	8	-	-
Coleoptera o Crustacea	Las U.S. anteriores ausentes	-	4	5	6	7	-	-
Oligochaetas o Chironomidae	Las U.S. anteriores ausentes	2	3	4	5	-	-	-
Todas las U.S. anteriores ausentes		2	3	-	-	-	-	-

Tabla 3: Cálculo de los valores del Índice Biótico Carcarañá (IBC) para ríos de llanura.

Clase de calidad	Valores del Índice biótico	Juicio	Color de referencia
I (Buena)	10-11-12...	Ambiente no contaminado	Azul
II (Aceptable)	8-9	Ambiente poco contaminado	Verde
III (Dudosa)	6-7	Ambiente contaminado	Amarrillo
IV (Crítica)	4-5	Ambiente muy contaminado	Anaranjado
V (Peligrosa)	1-2-3	Ambiente fuertemente contaminado	Rojo

Tabla 4: Conversión de valores del Índice Biótico Carcarañá en clase y juicio de calidad.

	Familia	Puntuación		Familia	Puntuación
Annelida	Lumbriculidae	1	**Hemiptera**	Hebridae	3
	Lumbricidae	1		Naucoridae	3
	Tubificidae	1		Notonectidae	3
	Naididae	1		Corixidae	3
	Hirudidae	3		Mesoveliidae	3
	Glossiphoniidae	3		Hydrometridae	3
	Semiscolecidae	3		Belostomatidae	3
	Macrobdellidae	3		Gelastocoridae	7
Mollusca	Planorbidae	3	**Odonata**	Coenagrionidae	6
	Ancylidae	5		Lestidae	6
	Physidae	3		Aeshnidae	6
	Lymnaeidae	3		Gomphidae	7
	Hydrobiidae	3		Libelulidae	6
	Sphaeriidae	3	**Lepidoptera**	Crambidae	4
	Mycetopodidae	3	**Coleoptera**	Elmidae	5
	Hyriidae	4		Hydrophilidae	3
	Chilinidae	6		Dytiscidae	3
Plathelminthes	Dugesiidae	5		Gyinidae	3
Nematoda	Nematoda	1		Dryopidae	5
Acari	Hydracarina	4		Haliplidae	4
Crustacea	Hyalellidae	6		Staphylinidae	3
	Aeglidae	5		Lutrochidae	6
Ephemeroptera	Baetidae	6		Scirtidae	5
	Caenidae	4		Blephariceridae	10
Trichoptera	Leptohyphidae	7	**Diptera**	Chironomidae	2
	Leptophlebiidae	10		Tabaniidae	4
	Coloboruscidae	8		Stratiomyidae	4
	Philopotamidae	8		Psychodidae	4
	Hydropsychidae	5		Dixidae	4
	Polycentropodidae	7		Empididae	4
	Hydroptilidae	7		Muscidae	2
	Helicopsychidae	8		Simuliidae	5
	Leptoceridae	10		Ceratopogonidae	4
	Calamoceratidae	10		Tipulidae	5

	Familia	Puntuación		Familia	Puntuación
Trichoptera	Glossossomatidae	8	**Diptera**	Ephhydridae	2
	Odontoceridae	10		Culicidae	2
	Hydrobiosidae	8			
	Limnephilidae	7			
Plecoptera	Perlidae	10			

Tabla 5: Puntuación asignada a las familias de macroinvertebrados acuáticos para la obtención del Biological Monitoring Working Party (BMWP).

BMWP	Juicio	Calidad	Clase	Color
> 100	Aguas muy limpias	Muy buena	5	Azul
61-100	Aguas con poca contaminación	Buena	4	Verde
36-60	Aguas contaminadas	Moderada	3	Amarrillo
16-35	Aguas muy contaminadas	Mala	2	Anaranjado
≤ 15	Aguas extremadamente contaminadas	Pésima	1	Rojo

Tabla 6: Juicio de calidad del agua basado en la sumatoria de puntajes de familias de invertebrados del índice BMWP.

Región Pampa

Alberto Rodrigues Capítulo, Laura Cecilia Armendáriz, Carolina Silvia Ocon

Los ríos y arroyos pampeanos están sometidos a una fuerte intervención antropogénica como consecuencia del intenso uso urbano y agropecuario del suelo. Esto ha conducido a que esta área del país, de gran relevancia desde el punto de vista socio-económico, esté expuesta a diferentes problemáticas ambientales que abarcan desde el enriquecimiento con materia orgánica y nutrientes, hasta la contaminación por desechos industriales y agropecuarios, algunos de carácter tóxico. Esto ha generado un progresivo deterioro de la calidad ecológica de sus redes hídricas, cuyo diagnóstico y monitoreo requieren del empleo de múltiples indicadores entre los que se deben considerar los vinculados a la biota.

En esta sección se abordará el desarrollo y aplicación de indicadores biológicos empleados para monitorear el estado ecológico de las cuencas pertenecientes a la ecorregión Pampa. Se trata de una zona en la cual se emplazan los principales conglomerados urbanos de la Argentina, entre ellos los correspondientes al área metropolitana, que abarca una superficie de 3.880 km^2 y alrededor de 12.800.000 habitantes (INDEC, 2010). Por otra parte, esta área reúne la mayor superficie del país sembrada, además de llevarse a cabo prácticas ganaderas extensivas e intensivas (*feedlots*). Esta situación, originada en las últimas décadas, ha generado la necesidad de que desde el ámbito científico se exploren y desarrollen distintos indicadores bióticos, para así poder contar e incorporar estas herramientas a la evaluación y monitoreo de los ríos y arroyos pampeanos de acuerdo con sus características limnológicas.

a. Los cursos de agua de la llanura

De acuerdo con la geomorfología y con las cuencas de drenaje, pueden reconocerse varias áreas hidrográficas (Frenguelli ,1956 y modificado por Ringuelet, 1962), además de los ríos alóctonos que atraviesan la región y otras áreas que carecen de ríos permanentes. Estos cursos de agua discurren por una superficie de escasa pendiente (1m/km), algunos meandrosos, otros semipermanentes, con una densidad de drenaje de ríos y arroyos de 0.16 km/km^2 (Sala *et al.*, 1998). Los cauces están compuestos por sedimentos finos, con abundantes detritos orgánicos; la velocidad de la corriente es baja y frecuentemente transportan agua con elevada turbiedad, nutrientes y conductividad. Estos cursos de agua en general están alimentados por lluvias, por vertientes y el aporte de las napas freáticas.

La escasa pendiente favorece el desarrollo de las macrófitas (plantas acuáticas), una característica distintiva de estos cursos de agua, a las que se reconoce como elementos claves en la estructuración de estos sistemas acuáticos. El paisaje pampeano solo se ve interrumpido por las elevaciones de las sierras del Sistema de Tandilia (650 msnm.) y Ventania (1.250 msnm.) donde los arroyos presentan un predominio de fondo pedregoso-arenoso, con escasa turbidez, mayor velocidad del flujo y una fauna de invertebrados reófila (adaptado a la corriente de agua).

La diversidad de comunidades acuáticas representadas en los arroyos pampeanos ha favorecido la posibilidad de explorar distintos indicadores biológicos permitiendo su empleo en la evaluación y monitoreo de algunos ecosistemas acuáticos con el ensamble de los invertebrados como uno de los más utilizados.

b. Procedimiento de muestreo

En los ambientes pampeanos, las dimensiones variadas de los sistemas lóticos hacen que la selección del tamaño de tramo también varíe. Por lo tanto, el tamaño standard de 100 m puede disminuir en función de la morfometría del ambiente. Al momento de seleccionar los sitios debe tenerse en cuenta los diferentes hábitats presentes, como ser las distintas granulometrías del sustrato (en nuestro caso, generalmente, sedimentos finos y limo-arcillosos, o pedregosos en arroyos serranos) o la presencia de macrófitas (teniendo en cuenta su cobertura y sus diferentes arquitecturas o tipos biológicos).

Para la ecorregión Pampa está muy extendido el uso de dragas para sedimentos blandos, como es el caso de la draga Ekman, útil para su uso desde pequeñas embarcaciones o bien modificada para uso con mango. Para ríos con mayor velocidad de corriente se utilizan las dragas Van Veen, Tamura o Dietz-Lafond. Para sedimentos duros en ambientes con mayor velocidad de corriente, como los arroyos serranos bonaerenses, se emplea la red Surber. También es común el uso de redes tipo D o de marco triangular o cuadrangular que se apoyan y arrastran por el sustrato.

c. Índices bióticos de aplicación en biomonitoreos de arroyos y ríos pampeanos

IBPAMP **(Índice Biótico Pampeano):** es un índice biótico que evalúa la calidad ambiental basado en la presencia de macroinvertebrados y sus sensibilidades diferenciales a la contaminación orgánica, desarrollado por Rodrigues Capítulo *et al.* (2001) para la zona. Consta de una tabla correspondiente a ambientes ritrónicos (montaña) (Tabla 1a) y otra a ambientes potámicos (llanura) que se seleccionará en función de las características del sistema a estudiar (Tabla 1b). En dichas tablas se da un listado de taxa ordenados de arriba hacia abajo según su sensibilidad (en orden decreciente) y de izquierda a derecha se detalla el número de unidades taxonómicas acompañantes (desde 0 a más de 26).

Estas unidades taxonómicas (Tabla 2) están constituidas por los grupos de organismos registrados en la muestra que no correspondan a los mencionados en la primera columna. A la vez, en la primera columna puede seleccionarse si en la muestra existen sólo uno o más de los taxa para cada rango de sensibilidad. Así, si en la muestra existe 1 o más taxa correspondiente a una sensibilidad dada, se observa cuántas unidades taxonómicas lo acompañan y en el cuadro donde confluyen ambos datos se lee el valor, que será mayor cuantos más grupos acompañantes existan.

Los potenciales valores del índice se detallan en otra tabla donde se presentan cinco rangos de valores y colores correspondientes para las clases de calidad (Tabla 5).

IMRP **(Indice de Macroinvertebrados para Ríos Pampeanos):** para la aplicación de este índice se otorgó un valor de sensibilidad ecológica (Vx) a cada taxón inversamente proporcional al grado de tolerancia a la contaminación variando este desde 0.1 para los muy tolerantes hasta 2.0 para los más sensibles (Tabla 3). De esta manera, el índice (IMRP) se basa en una sumatoria de valores de sensibilidad ecológica (Vx) asignados a cada uno de los diferentes taxones observados en los ambientes en estudio (Rodrigues Capítulo, 1999). El índice se vincula a la calidad del agua general según los detalles y colores que se disponen en la Tabla 5.

PBMWP. (Pampean Biomonitoring Working Party): es una adaptación de los índices europeos BMWP (Inglaterra) e IBMWP-(España) a las familias de macroinvertebrados de la ecorregión Pampa. Se lo utiliza a partir de una tabla donde existe una lista de familias con rangos de sensibilidad ecológica que van de 1 a 10 puntos (Tabla 4). La sumatoria de estos puntajes da un valor que también se remite a una tabla con rangos de calidad ecológica de sus aguas de acuerdo con

Grupo faunístico	Número total de unidades sistemáticas (U.S) presentes						
	0-1	2-5	6-10	11-15	16-20	21-25	>26
1 Trichoptera con estuche (Leptoceridae)							
> 1 U.S.			8	9	10	11	12
Solo 1 U.S			7	8	9	10	11
2 Hydropsychidae, Lestidae, Elmidae, Gomphidae							
>1 U.S		6	7	8	9	10	11
Solo 1 U.S		5	6	7	8	9	10
3 Ancylidae, Decapoda, Aeshnidae, Simuliidae, Otros Trichoptera							
>1 U.S		4	5	6	7	8	9
Solo 1 U.S		3	4	5	6	7	8
4 Otros Coleoptera, Ephemeroptera (excepto Caenidae)		3	4	5	6	7	
Todas las U.S anteriores (1,2,3) ausentes							
5 Coenagrionidae, Caenidae, Heteroptera, Amphipoda							
Todas las U.S anteriores (1,2,3,4) ausentes		2	3	4	5		
6 Tubificidae, Chironomidae rojos, Physidae, Culicidae							
Todas las U.S anteriores (1,2,3,4,5) ausentes	1	1	2	3			
7 Syrphidae, Enchitreidae, Psychodidae							
Todas las U.S anteriores (1,2,3,4,5,6) ausentes	0	1	2				

Tabla 1: Tabla de doble entrada para de cálculo del Índice Biótico Pampeano (IBPAMP).
a) Para ambientes de ritron (arroyos de las sierras pampeanas)

la diversidad y tolerancia a la contaminación (sin especificar el origen de esta) y ajustándose a cinco clases de estado ecológico de los ríos (Tabla 5). Este índice PBMWP se complementa con el ASPT (Average Score Per Taxon) que da una idea de la sensibilidad media de los macroinverteabrados utilizados al dividir el PBMWP por el total de familias sumadas (Tabla 5).

Todos estos índices son cotejados con otros parámetros fisicoquímicos normalmente utilizados en la calidad de aguas.

Grupo faunístico	**Número total de unidades sistemáticas (U.S) presentes**						
	0-1	2-5	6-10	11-15	16-20	21-25	>26
1 Trichoptera con estuche (Leptoceridae)							
> 1 U.S.			9	10	11	12	13
Solo 1 U.S			8	9	10	11	12
2 Otros Trichoptera, Lestidae, Elmidae, Gomphidae, Unionidae							
>1 U.S		6	7	8	9	10	11
Solo 1 U.S		5	6	7	8	9	10
3 Ancylidae, Decapoda, Aeshnidae, Simuliidae							
>1 U.S		4	5	6	7	8	9
Solo 1 U.S		3	4	5	6	7	8
4 Otros Coleoptera, Ephemeroptera (excepto Caenidae), Libellulidae							
Todas las U.S anteriores (1,2,3) ausentes		3	4	5	6	7	
5 Coenagrionidae, Caenidae, Heteroptera, Amphipoda							
Todas las U.S anteriores (1,2,3,4) ausentes		2	3	4	5		
6 Tubificidae, Chironomidae rojos, Physidae, Culicidae							
Todas las U.S anteriores (1,2,3,4,5) ausentes	1	1	2	3			
7 Syrphidae, Enchitreidae, Psychodidae							
Todas las U.S anteriores (1,2,3,4,5,6) ausentes	0	0	1	2			

Tabla 1: Tabla de doble entrada para de cálculo del IBPAMP.
b) Para ambientes de potamon (ríos y arroyos de llanura)

Taxa	**Nivel de la Unidad Sistemática (U. S.)**	**Taxa**	**Nivel de la Unidad Sistemática (S.U.)**
Trichoptera	Familia	Hirudinea	Familia
Ephemeroptera	Género	Oligochaeeta	Familia
Odonata	Género	Hydracarina	Presencia
Coleoptera	Familia	Nematoda	Presencia
Mollusca	Género	Tardigrada	Presencia
Crustacea	Género	Coelenterata	Presencia
Heteroptera	Género	Porifera	Presencia
Diptera	Familia	Bryozoa	Presencia
Tricladida	Familia	Temnocephala	Presencia

Tabla 2: Unidades sistemáticas. Definición de Unidades Sistemáticas que acompañan al taxon o taxones seleccionados por su sensibilidad en el lado izquierdo de la tabla. Se indican referencias del n° de U.S. para el área pampeana en las columnas 3 a 5).

Vx	**TAXA**	**Vx**	**TAXA**
1.00-1.2	HYDROIDA	1.1-1.2	EPHEMEROPTERA (Caenidae)
0.50	TURBELLARIA	1.5- 1.9	Baetidae-Polymitarcidae
			ODONATA (larvas)
0.30	ROTIFERA	1.0-1.2	Coenagrionidae
0.10	NEMATODA	1.6-1.9	Anisoptera y Lestidae
	OLIGOCHAETA	0.4	PSOCOPTERA
0.2-0.3 0.13- 0.15	Naidinae Lumbriculidae Tubificinae Enchy1raeidae	0.70- 0.90	HETEROPTERA
0.50-0.6	HIRUDINEA GASTROPODA PELECIPODA	1.5-2.0 0.30-0.60	TRICHOPTERA DIPTERA Chironomidae
0.35	CLADOCERA	0.30 0.40	Culicidae,Típulidae (larvas) Tabanidae (larvas) Ceratopogonidae
	COPEPODA	0.10	Psychodidae
0.35 0.40	CYCLOPOIDA HARPACTICOIDA	0.20 1.70	Stratiomyidae Ephydridae Simulidae (larvas)
	OSTRACODA	0.3- 0.4	COLEOPTERA (no Elmidae)
0.90 -	AMPHIPODA	1.5	Elmidae
1.50	DECAPODA	0.2-0.4	TARDIGRADA
0.20	COLLEMBOLA	0.30	ACARINA

Tabla 3: Lista de los taxa de invertebrados para la obtención del Índice de Macroinvertebrados para Ríos Pampeanos (IMRP) y sus valores de Vx de sensibilidad en relación con su calidad ambiental. Donde *sp* es cada uno de los taxones considerados desde 1 hasta *n*; $V_{x=}$ valor de sensibilidad de cada taxón.

$$IMRP = \sum_{sp}^{n} Vx$$

◀ volver al índice

PBMWP Río:		Fecha	Localidad			Identificado por:		
TAXÓN	**PTS**	**Abund**	**TAXÓN**	**PTS**	**Abund**	**TAXÓN**	**PTS**	**Abund**
TRICLADIDA Dendrocoelidae	5		EPHEMEROPTERA			TRICHOPTERA		
Dugesiidae	5		Baetidae	8		Ecnomidae	7	
Planariidae	5		Caenidae	4		Glossosomatidae	8	
OLIGOCHAETA	1		Leptophlebiidae	100		Hydropsychidae	9	
HIRUDINEA			Polymitarcidae	9		Hydroptilidae	5	
Erpobdellidae	3		ODONATA			Lepidostomatidae	10	
Glossiphoniidae	3		Aeshnidae	8		Leptoceridae	10	
Hirudidae	3		Calopterygidae	9		Limnephilidae	7	
Piscicolidae	4		Coenagrionidae	6		Odontoceridae	10	
MOLLUSCA			Cordulegasteridae	8		Philopotamidae	8	
Ancylidae	6		Corduliidae	8		Phryganeidae	10	
Bithyniidae	3		Gomphidae	8		Polycentropodidae	10	
Hydrobiidae	3		Lestidae	8		Psychomyiidae	8	
Lymnaeidae	3		Libellulidae	8				
Neritidae	6		Platycnemididae	6		LEPIDOPTERA		
Physidae	3		HETEROPTERA			Pyralidae	4	
Planorbidae	3		Aphelocheiridae	10		DIPTERA		
Sphaeriidae	3		Corixidae	3		Athericidae	10	
Thiaridae	6		Gerridae	3		Blephariceridae	10	
Unionidae	6		Hydrometridae	3		Ceratopogonidae	4	
Valvatidae	3		Mesoveliidae	3		Chironomidae	2	
Viviparidae	6		Naucoridae	3		Culicidae	2	
			Nepidae	3		Dolichopodidae	4	
HYDRACARíNA	4		Notonectidae	3		Empididae	4	
OSTRACODA	3		Pleidae	3		Epbydridae	2	
AMPHIPODA			Veliidae	3		Limoniidae	4	

◀ volver al índice

PBMWP Río:		Fecha	Localidad			Identificado por:		
TAXÓN	**PTS**	**Abund**	**TAXÓN**	**PTS**	**Abund**	**TAXÓN**	**PTS**	**Abund**
Corophiidae	6		NEUROPTERA			Muscidae	4	
Hyalellidae	6		Sialidae	4		Psychodidae	4	
Ingolfiellidae	8		COLEOPTERA			Ptychopteridae	4	
ISOPODA			Chrysomelidae	4		Rhagionidae	4	
Asellidae	3		Curculionidae	4		Sciomyzidae	4	
DECAPODA			Dryopidae	5		Simuliidae	5	
Trichodactylidae	8		Dytiscidae	3		Stratiomyidae	4	
Aeglidae	8		Elmidae	5		Syrphidae	1	
Ocypodidae	5		Gyrinidae	3		Tabanidae	4	
Portunidae	7		Haliplidae	4		Thaumaleidae	2	
Palaemonidae	7		Helodidae	3		Tipulidae	5	
Grapsidae	7		Hydraenidae	5				
Sergestidae	7		Hydrochidae	5				
TANAIDACEA			Hydrophilidae	3				
Tanaidae (Sinelobus)	8		Hygrobiidae	3				
Kalliapseudidae	8		Noteridae	3				
CUMACEA			Psephenidae	3				
Nannastacidae (Claudicuma)	8		Scirtidae	3				

Tabla 4: Taxa utilizados para cálculo del PBMWP (Pampean Biological Monitoring Working Party) basado en los puntajes relativos del IBMWP Iberic Biomonitoring Working Party- España), BMWP (BioMonitoring Working party-original- Inglaterra) y valores de sensibilidad derivados de otros índices bióticos pampeanos.

Clases	Calidad	IMRP	IBPAMP	PBMWP	ASPT	Significado
I	Buena	>12.1	> 14	> 125	>4.3	Aguas muy limpias
		8.0 -12.0	10-13	111-125	3.8-4.2	Aguas no contaminadas
II	Aceptable	4.0 – 7.9	8-9	91-110	3.0-3.7	Aguas donde se evidencian algunos efectos de la contaminación
III	Dudosa	2.6 – 3.9	6-7	51-70	2.6-2.9	Aguas moderadamente contaminadas
IV	Crítica	1.1 – 2.5	4-5	15-50	2.1-2.5	Aguas muy contaminadas
V	Muy crítica	0 – 1.0	1-3	<15	1-2.0	Aguas fuertemente contaminadas

Tabla 5: Datos de rangos de calidad de aguas y su significado según los índices pampeanos.

Región Patagonia

María Laura Miserendino, Pablo Macchi y Cecilia Brand

a. Campo de aplicación

El índice BMPS (Biological Monitoring Patagonian Streams) es el índice más apropiado para el biomonitoreo de ríos y arroyos de Patagonia. La diversidad biogeográfica de la región, es acompañada por cambios en la composición faunística de los ecosistemas lóticos de la cordillera y de la meseta, por lo tanto, se presentan adecuaciones en las escalas o juicios de valor del BMPS para poder utilizar el mismo en los diferentes ríos y arroyos de Patagonia. Se presentan dos versiones del índice BMPS, una para ríos y arroyos cordilleranos y piedemonte, de bosque, con predominio de sustratos rocosos, o ríos de mediano porte de ecotono (Ficha 1) y, otra versión, para arroyos y grandes ríos de meseta con vegetación predominante de monte o estepa (Ficha 2).

b. Recomendaciones

La aplicación de índices bióticos de macroinvertebrados acuáticos en arroyos y ríos de Patagonia requiere tener en cuenta ciertas consideraciones particulares para una correcta evaluación.

- Existen ríos y arroyos, que por sus condiciones naturales (ej. fisicoquímica del agua, alta presencia de sedimentos) y biogeográficas, presentan una pobreza faunística que puede resultar en valores bajos cuando se computa el índice BMPS y entonces el juicio de calidad no se correspondería con una mala situación o contaminación sino a una pobreza faunística característica. Entonces para no incurrir en errores de interpretación sugerimos revisar estudios o antecedentes del área o de la cuenca, o en su defecto, de ser un ambiente desconocido se debe establecer un sitio de referencia (sin impactos) para poder establecer comparaciones.
- Precipitaciones (lluvias) o deshielo en arroyos con hielo o nieve en cabecera, previas al muestreo pueden ocasionar aumentos de caudal y sedimentos en el río, afectando a la biota presente en el curso de agua. Es por ello que se recomienda seleccionar un momento de muestreo con un mínimo de siete días previos sin precipitaciones.
- Las variaciones hidrológicas estacionales (altos caudales y crecidas) afectan a la comunidad de macroinvertebrados y pueden incrementar los procesos de sedimentación. Durante aguas altas es común observar en arroyos patagónicos una merma en términos de riqueza de especies y de densidad. De esta forma, los resultados de la evaluación del índice BMPS pueden dar menores puntuaciones a las esperadas. Es por ello que el mejor momento de muestreo en la región es fines de primavera y verano, con condiciones hidrológicas estables.
- Por último, los índices construidos para la región no solo permiten visualizar perturbaciones como lo es la contaminación, sino también otros tipos de perturbaciones: síntomas de erosión (sedimentación), disturbios del hábitat (ej: dragado), fluctuaciones hidrológicas resultado de las intervenciones humanas (extracción de agua, regulación de caudal, etc.), entre otras.

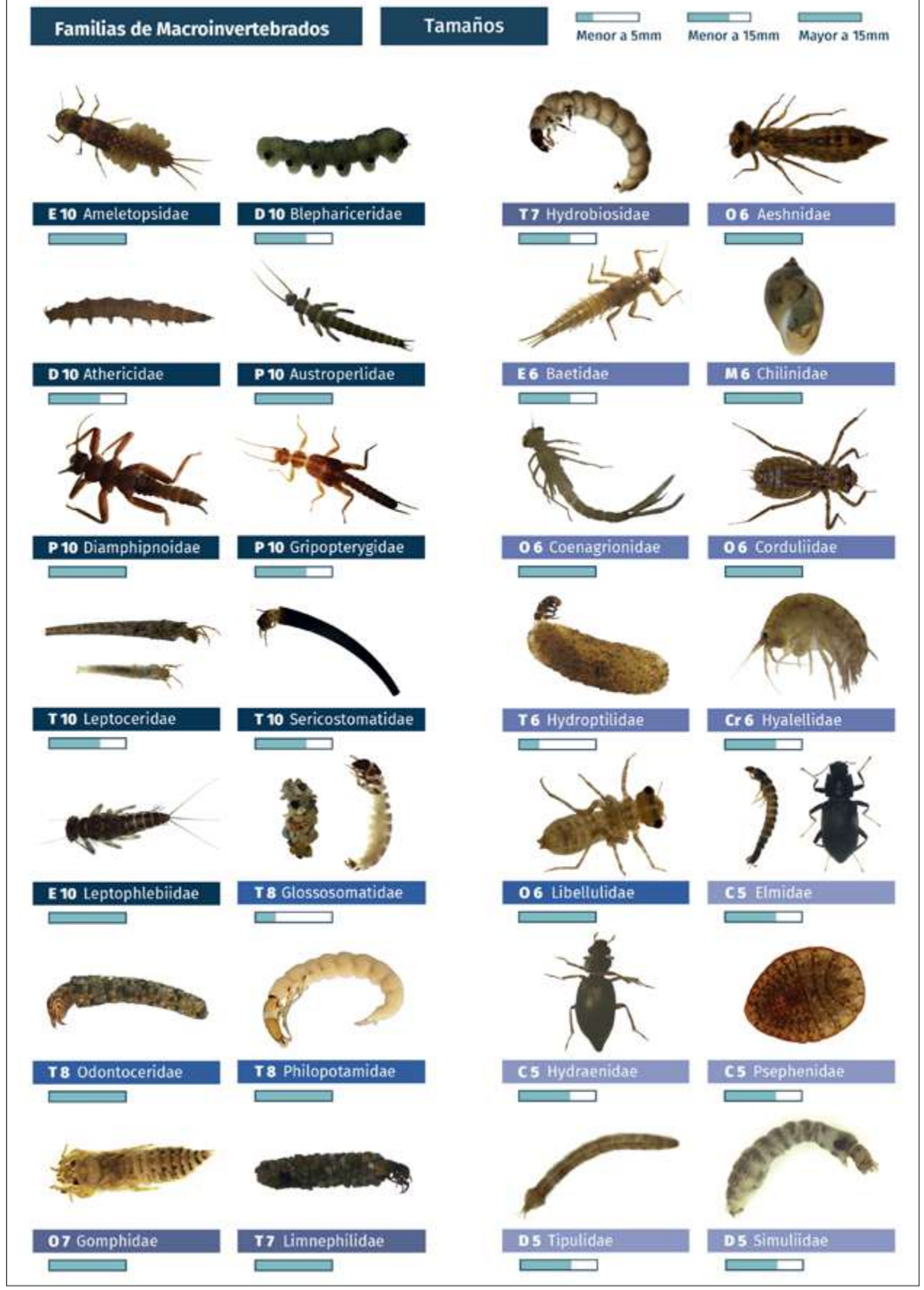
c. Procedimientos de muestreo

Se deberá recopilar la información descriptiva del hábitat, que documentará la descripción de la estación, las condiciones climáticas, fisicoquímicas y uso de suelo. Para lo cual se utiliza la ficha de campo.

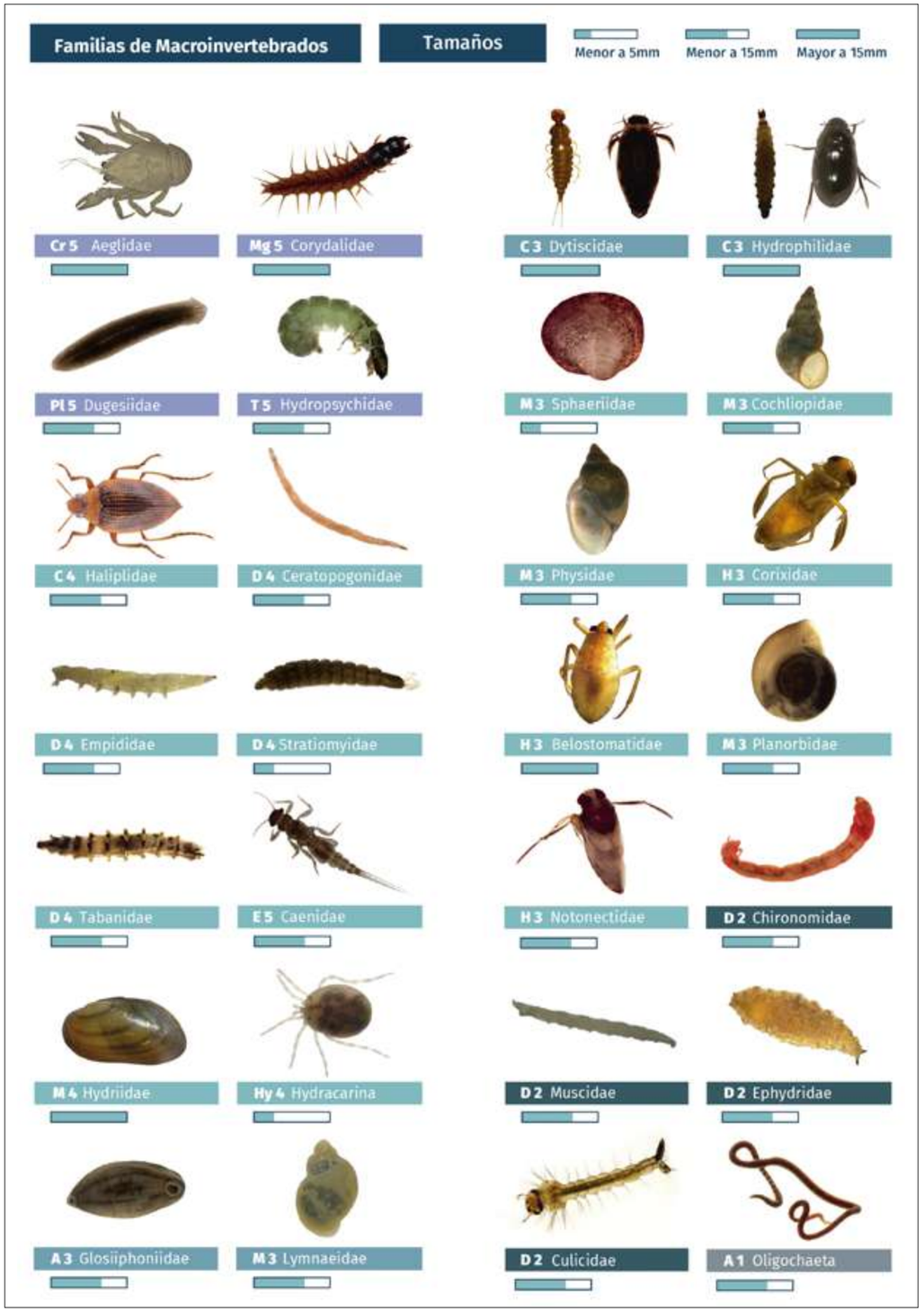
- **Ríos y arroyos de montaña, piedemonte y ecotono (montaña-estepa).** En arroyos se sugiere elegir un tramo de 10-15 metros y, en un río, un tramo de hasta 50 m que contenga la mayor cantidad de hábitats representados. En general se encuentran rápidos, pozones, y correderas. Si existen macrófitas integrarlas al muestreo. Dado que uno de los sustratos que dominan en estos ríos son los bloques y guijones, se sugiere la utilización de la red Surber con copo de 90 cm o una red D, porque generalmente son ambientes muy turbulentos y con mucha corriente. Se pueden observar en las fotografías que siguen la variedad de ambientes presentes en ríos y arroyos de cordillera y piedemonte.
- **Grandes ríos de meseta.** Se seleccionará un sitio de muestreo que consistirá en un tramo de entre 50 y 100 metros representativos del cuerpo de agua. Debido a que el río puede tener una alta diversidad de hábitats, primero se evaluará visualmente el tramo identificando los hábitats más representativos (que ocupan al menos un 5 % de la superficie del lecho) en función de la velocidad de la corriente y de la heterogeneidad del sustrato. De esta forma se podrán identificar rápidos y correderas de sustrato rocoso, pozones de sustrato fino, manchones de macrófitas sumergidas o emergentes, acúmulos de materia orgánica, como hojarasca y troncos, entre otros. Estimar visualmente la superficie aproximada (en porcentaje) que ocupa cada uno de los hábitats identificados a lo largo de todo el tramo. En estos ríos, la red D es la más adecuada para tomar las muestras.



Figura 1: Arroyos y ríos de Patagonia a y b) Arroyos de montaña, c y d) Arroyos piedemonte/ecotono e) Arroyos de meseta. Grandes ríos de meseta: f) Río Chubut, g) Río Colorado, h) Río Santa Cruz, i) Confluencia río Varvarco y río Neuquén, j) Río Negro. (Fotos: Laura Miserendino y Pablo Macchi)



Ficha 1: Fotos de Macroinvertebrados y puntaje asignado, según el índice biótico BMPS (Fuente: Proyecto SPU- UNRN 2021 Bioindicación y Gestión, Pablo Macchi)



Ficha 1 (Continuación): Fotos de Macroinvertebrados y puntaje asignado, según el índice biótico BMPS (Fuente: Proyecto SPU-UNRN 2021 Bioindicación y Gestión, Pablo Macchi)

d. Aplicación de los índices bióticos

El índice biótico Biotic Monotoring Patagonian Streams (BMPS) es un índice cualitativo (presencia/ausencia) de familias de macroinvertebrados, donde a cada una de ellas se les asigna una puntuación que oscila entre 10 y 1 según su sensibilidad a las perturbaciones ambientales. Su aplicación consiste en identificar las familias presentes en un muestreo, elaborar una lista inventario, buscar la puntuación de cada familia (el puntaje se asigna una sola vez por familia, independientemente de la cantidad de individuos recolectados) y obtener el valor del índice por la suma total de la puntuación correspondiente a cada una de ellas. Finalmente, el valor obtenido se hace corresponder con una determinada clase de calidad ecológica del agua.

Para arroyos y ríos de montaña, piedemonte y de ecotono se sugiere utilizar el BMPS (Ficha 2) y, para ríos de meseta, se sugiere utilizar el BMPS reescalado para tal fin (Ficha 3).

Una vez identificados los macroinvertebrados en el laboratorio con la clave pictórica (Ficha 1), se vuelcan los datos en una matriz para proceder a asignar los puntajes de cada familia.

Para asignar los puntajes, deberá utilizar la tabla del índice BMPS apropiado: cordillera (Ficha 2) o meseta (Ficha 3), según la región del río o arroyo a evaluar. En la tabla ubicar cada una de las familias presentes en el sitio de muestreado y asignar su puntaje. Recuerde que es un índice cualitativo, el puntaje se asigna sólo por la presencia independientemente de la cantidad de individuos o géneros/especies diferentes recolectados de una familia. Una vez completado el puntaje de cada familia, sumar el valor total de cada sitio (Ficha 4). Ese valor se corresponderá a una clase de calidad ecológica de agua (Ficha 2 y 3).

Para grandes ríos de meseta (Colorado, Negro, Limay, Neuquén, Santa Cruz, Chubut y Gallegos) puede utilizar la aplicación Biomonitoreo RN (www.biomonitoreo.com.ar), con el índice BMPS adaptado, con las categorías de evaluación reescaladas. El procedimiento consiste en abrir la aplicación y comenzar una “evaluación”. Se debe identificar y seleccionar todas las familias presentes de macroinvertebrados en las muestras del tramo a evaluar. Finalmente, una vez cargadas todas las familias de tramo muestreado, la aplicación calcula automáticamente el valor de índice biótico y la clase de la calidad ecológica del agua.

Familias	Puntuación
Eustheniidae Diamphipnoidae Perlidae Notonemouridae Gripopterygidae Austroperlidae Ameletopsidae Leptophlebiidae Nesameletidae Leptoceridae Leptoceridae Sericostomatidae Philorheithridae Helicophidae Anomalopsychidae Tasimiidae Kokiriidae Athericidae Blephariceridae	10
Coloboruscidae Glossossomatidae Philopotamidae Calamoceratidae Odontoceridae Helicopsychidae	8
Hydrobiosidae Polycentropodidae Limnephilidae Gomphidae	7
Baetidae Hydroptilidae Gelastocoridae Lestidae Austropetaliidae Aeshnidae Petaluridae Corduliidae Neopetaliidae Libellulidae Coenagrioniidae Hyalellidae Chilinidae Oniscigastridae	6
Ecnomidae Hydraenidae Psephenidae Scirtidae Elmidae Corydalidae Hydropsychidae Tipulidae Simuliidae Parastacidae Aeglidae Dugesiidae Phreodrilidae Osmylidae	5
Caenidae Haliplidae Curculionidae Tabanidae Stratiomyidae Empididae Ceratopogonidae Psychodidae Tanyderidae Thaumaleidae Sialidae Hyriidae Hydracarina	4
Notonectidae Corixidae Mesoveliidae Hydrometridae Belostomatidae Dytiscidae Gyrinidae Hydrophilidae Mycetopodidae Sphaeriidae Cochliopidae Lymnaeidae Physidae Planorbidae Glossiphoniidae Semiscolecidae Hirudinidae	3
Chironomidae Culicidae Muscidae Ephydridae Syrphidae	2
Lumbriculidae Naididae	1

Clases de calidad ecológica del agua

Clase	Calidad	Valor	Significado	Color
I	Excelente	> 150	Aguas muy limpias	
II	Muy Buena	101 - 120	Aguas no contaminadas	
III	Buena	61 - 100	Aguas con probable incipiente contaminación	
IV	Dudosa	36 - 60	Aguas probablemente contaminadas	
V	Crítica	16 - 35	Aguas contaminadas	
VI	Muy Crítica	< 15	Aguas fuertemente contaminadas	

Ficha 2: Índice Biotic Monitoring Patagonian Streams (BMPS) para arroyos y ríos de cordillera y de ecotono

Familias	Puntuación
Notonemouridae Gripopterygidae Austroperlidae Leptophlebiidae Leptoceridae Sericostomatidae Athericidae Blephariceridae	10
Glossossomatidae	8
Hydrobiosidae Limnephilidae Polycentropodidae Gomphidae Leptohyphidae	7
Baetidae Hydroptilidae Lestidae Aeshnidae Libellulidae Coenagrioniidae Hyalellidae Chilinidae	6
Hydraenidae Psephenidae Scirtidae Elmidae Corydalidae Crambidae Hydropsychidae Tipulidae Simuliidae Parastacidae Aeglidae Dugesiidae	5
Caenidae Haliplidae Curculionidae Tabanidae Stratiomyidae Empididae Ceratopogonidae Psychodidae Vellidae Hyriidae Hydracarina	4
Notonectidae Corixidae Mesoveliidae Belostomatidae Gelastocoridae Dytiscidae Gyrinidae Hydrophilidae Sphaeriidae Cochliopidae Lymnaeidae Physidae Planorbidae Cyrenidae Glossiphoniidae Hirudinidae Semiscolecidae	3
Chironomidae Culicidae Muscidae Ephydridae Syrphidae	2
Lumbriculidae Naididae	1

Clases de calidad ecológica del agua

Clase	Calidad	Valor	Significado	Color
I	Muy Buena	≥ 81	Aguas de muy buena calidad.	
II	Buena	56 - 80	Aguas aceptables, con incipiente degradación	
III	Dudosa	31 – 55	Aguas probablemente contaminadas	
IV	Mala	16 – 30	Aguas contaminadas	
V	Muy Mala	≤ 15	Aguas fuertemente contaminadas	

Ficha 3: Índice Biotic Monitoring Patagonian Streams (BMPS) para arroyos y grandes ríos de meseta

Arroyo/ Río:			Fecha:	
FAMILIAS	Puntaje BMPS	SITIO 1	SITIO 2	SITIO 3
Resultado BMPS (suma total)				

Ficha 4: Matriz para el cálculo del índice Biotic Monitoring Patagonian Streams (BMPS)

Bibiliografia

Región NOA

Domínguez, E. y H. R. Fernández. 1998. *Calidad de los ríos de la cuenca del Salí (Tucumán, Argentina) medida por un índice biótico*. Serie Conservación de la Naturaleza 12. Fundación Miguel Lillo, Tucumán, Argentina.

Dos Santos, D., C. Molineri, M. C. Reynaga & C. Basualdo. 2011. Which index is the best to assess stream health? *Ecological Indicators*, 11(2): 582-589.

Ríos-Touma, B., R. Acosta & N. Prat. 2014. The Andean Biotic Index (ABI): revised tolerance to pollution values for macroinvertebrate families and index performance evaluation. *Rev. Biol. Trop,* 62: 249-273.

Wantzen, K. M. y G. Rueda Delgado. 2009. Técnicas de muestreo de macroinvertebrados bentónicos. En: Domínguez E. y H. R. Fernández (Eds). *Macroinvertebrados bentónicos sudamericanos. Sistemática y biología.* Fundación Miguel Lillo, Tucumán, Argentina., pp. 17-45. ISBN 978-950-668-015-2.

Región NEA

Anderson J. T., F. Zilli, L. Montalto, M. Marchese, M. McKinney & Y. Lak Park. Sampling and Processing Aquatic and Terrestrial Invertebrates in Wetlands. In: Anderson James T. & C. A. Davis (Eds.). *Wetland Techniques*. Springer, pp. 143-196.

Alba-Tercedor, J. y A. Sanchez-Ortega. 1988. Un método rápido y simple para evaluar la calidad biológica de las aguas basado en el de Hellawell (1978). *Limnética,* 4: 51-56.

Benzaquén, L., D. E. Blanco, R. F. Bó, P. Kandus, G. F. Lingua, P. Minotti, R. D. Quintana, S. Sverlij y L. Vidal (Eds.). 2013. *Inventario de los Humedales de Argentina. Sistemas de paisajes de humedales del Corredor Fluvial Paraná-Paraguay*. Secretaría de Ambiente y Desarrollo Sustentable de la Nación. 376 pp.

Cairns, Jr J., K. L. Dickson. 1971. A simple method for biological assessment on the effects of the most discharges on aquatic bottom- dwelling organisms. *Journal Water Pollut. Control Fed*., 43: 755-772.

Capeletti, J., M. Marchese y F. Zilli. 2017. *Aplicación y evaluación de índices bióticos en el río Salado del Norte (Santa Fe, Argentina)*. XXV Jornadas de Jóvenes Investigadores AUGM, Tomo V: 348-356.

Capeletti, J., D. Alberto, F. Facelli, J. M. Cabrera, M. Marchese y F. Zilli. 2019. *Métricas basadas en macroinvertebrados como monitores de ambientes con uso de suelo agrícola: estudio preliminar en una cuenca pampeana*. X Congreso de Ecología y Manejo de Ecosistemas Acuáticos Pampeanos. 1.ª edición, pp. 259-261.

Chessman, B. C. 2003. *SIGNAL 2, A scoring system for macroinvertebrate ("water bugs") in Australian rivers, Monitoring river health initiative*. Australia, Canberra.

Crettaz-Minaglia, M. C., R. A. Juárez, I. Aguer, E. D. Borro y R. B. Peruzzo. 2014. Aplicación de índices de calidad de agua en un arroyo pampeano utilizando macroinvertebrados bentónicos como bioindicadores (Gualeguaychú, Entre Ríos, Argentina). *Biología Acuática*, 30: 93–105.

Crettaz-Minaglia, M.C., R. A. Juárez, I. Aguer. 2015. Adaptación de un índice de calidad de agua y comparación con el índice biótico Biological Monitoring Working Party (BMWP) en el arroyo Santa Bárbara (Gualeyguachú, Entre Ríos). *Scientia Intefluvius*, 1.

Damborsky, M. P. y A. S. G. Poi. 2015. Aplicación de índices bióticos utilizando macroinvertebrados para el monitoreo de calidad del agua del Río Negro, Chaco, Argentina. *FACENA*, 31: 41-52.

Damborsky, M. P., A. S. G. Poi y S. Mazza. 2012. Patrón espacial y temporal de las colectividades de artrópodos asociados a macrófitas en un río subtropical de bajo orden (Chaco, Argentina). *Interciencia*. 37(7): 534-541.

Hilsenhoff, W. L.. 1988. Rapid field assessment of organic pollution with a family level biotic index. *The North American Benthological Society*, 7: 65-68.

Juárez, I., M. C. Crettaz Minaglia, D. Gianello, M. S. Rodriguez, F. San Millan, E. Chaves y R. A. Juárez. 2018. Diagnóstico ambiental de la cuenca media-baja del arroyo Santa Bárbara (Gualeguaychú, Entre Ríos). *Scientia Interfluvius*, 9: 46-70.

Juárez, R., M. C. Crettaz Minaglia, I. Aguer, I. Juárez, D. Gianello, E. Ávila y C. Roldán. 2016. Aplicación de índices bióticos de calidad de agua en cuatro arroyos de la cuenca del río Gualeguaychú (Entre Ríos, Argentina). *Intropica* 11: 35-46.

Kandus, P., P. Minotti, I. Fabricante y C. Ramonell. 2017. Identificación y delimitación de regiones de humedales de Argentina. En: Benzaquen, L., *et al.*, (Eds.). *Regiones de Humedales de Argentina*. Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sustentable, Fundación Humedales/Wetlands International, Universidad Nacional de San Martín y Universidad de Buenos Aires.

Kuhlmann, M. L., G. Johnscher-Fornasero, L. L. Ogura, H. R. V. Imbimbo. 2012. *Protocolo para o biomonitoramento com as comunidades bentônicas de rios e reservatórios do estado de São Paulo.* CETESB, São Paulo. 113 pp.

Marchese, M. & I. Ezcurra de Drago. 1999. Use of benthic macroinvertebrates as organic pollution indicators, in lotic environments of the Parana River drainage basin. *Pollution Archives of Hydrobiology,* 46: 233-255.

Marchese, M. e I. Ezcurra de Drago. 2006. Bentos como indicador de condiciones tróficas del sistema del río Paraná Medio. En: Tundisi, J, T. Matsumura Tundisi y C. Sidagis Galli (Eds.) *Eutrofização na América do Sul: Causas, Consequências e Tecnologias de Gerenciamento e Controle*. pp 297-316.

Merritt, R. W., K. W. Cummins, M. B. Berg, J. A. Novak, M. J. Higgins, K. J. Wessell, K. J. & J. L. Lessard. 2002. Development and application of a macroinvertebrate functional group approach in the bioassessment of remnant river oxbows in southwest Florida. *Journal of the North American Benthological Society*, 21: 290-310.

Munné, A., C. Solá y N. Prat. 1998. QBR: Un índice rápido para la evaluación de la calidad de los ecosistemas de ribera. *Tecnología del agua,* 175. 20:37.

Pavé, P. y M. Marchese. 2005. Invertebrados bentónicos como indicador de calidad de ríos urbanos (Paraná-Entre Ríos). *Ecología Austral*, 15: 185-197.

Peso, J., N. Meichtry de Zaburlin y P. Araya. 2013. Humedales del Alto Paraná en fisiografía rocosa. En: Benzaquén, L. *et al.*, (Eds). *Inventario de los Humedales de Argentina. Sistemas de paisajes de humedales del Corredor Fluvial Paraná-Paraguay*. Secretaría de Ambiente y Desarrollo Sustentable de la Nación. pp. 129-136.

Prat, N., B. Ríos, R. Acosta y M. Rieradevall. 2009. Los macroinvertebrados como indicadores de calidad de las aguas. En: Dominguez, E. y H. Fernandéz (Eds). *Macroinvertebrados bentónicos sudamericanos*. Fundación Miguel Lillo, Tucumán, Argentina.

Ramírez, A. & P. E. Gutiérrez-Fonseca. 2014. Functional feeding groups of aquatic insect families in Latin America: a critical analysis and review of existing literature. *Revista de Biología Tropical*, 62: 155-167.

Chessman, B. 2003. *Signal2- A Scoring System for Macroinvertebrate (Water Bugs) in Australian Rivers, Monitoring River Health Initiative Technical Report Nº 31*, Commonwealth of Australia, Canberra

Tomanova, S. 2007. *Functional Aspect of Macroinvertebrate Communities in Tropical and Temperate Running Waters*. Ph.D. thesis. Faculty of Science, Masaryk University.

Troitiño, E., M. C. Costa, L. Ferrari y A. Giorgi. 2010. *La conservación de las zonas ribereñas de arroyos pampeanos.* I Congreso Internacional de Hidrología de Llanuras, Azul, Argentina.

Región Cuyo

Colombetti, P., M. Calderon, J. Tello, P. González & M. Jofré. 2020. Relationships between aquatic invertebrate assemblages and environmental quality on saline wetlands of an arid environment. *Journal of Arid Environments*. 181: 1-11.

Calderon, M. R., M. M. Moglia, R. P. Nievas, P. L. Colombetti, S. P. González & M. B. Jofré. 2017. Assessment of the environmental quality of two urbanized lotic systems using multiple indicators. *River Res Applic*. 33(7): 1–11.

Región Centro

Armitage, P. D., D. Moss, J. F. Wright & M. T. Furse. 1983. The performance of a new biological water quality score system based on macroinvertebrates over a wide range of unpolluted running-water sites. *Water research*, 17(3): 333-347.

Corigliano, M. del C. 1999. Índices bióticos: aplicaciones y alcances. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 58(1-2): 193-201.

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

Gualdoni C. M. y M. C. Corigliano. 1991. El ajuste de un índice biótico para uso regional. *Rev. UNRC*, 11: 43-49.

Lopretto, E. C. y G. Tell. 1995. *Ecosistemas de aguas continentales Metodologías para su estudio.* La Plata, Argentina: Ediciones Sur.

Región Pampa

Alba-Tercedor, J., P. Jáimez-Cuéllar, M. Álvarez, J. Avilés, N. Bonada, J. Casas, A. Mellado, M. Ortega, I. Pardo, N. Prat, M. Rieradevall, S. Robles, C. E. Sáinz-Cantero, A. Sánchez-Ortega, M. L. Suárez, M. Toro, M. R. Vidal-Albarca, S. Vivas y C. Zamora-Muñoz. 2002. Caracterización del estado ecológico de los ríos mediterráneos ibéricos mediante el índice IBMWP (antes BMWP'). *Limnetica*, 21(3-4): 175-185.

Armitage, P. D., D. Moss, J. F. Wright & M. T. Furse. 1983. The performance of a new biological water quality score system based on macroinvertebrates over a wide range of unpolluted running-water sites. *Water Research*, 17: 333-347.

Brinkhurst, R. y M. Marchese. 1992. *Guía para la identificación de oligoquetos acuáticos continentales de sud y centroamérica.* Santo Tomé, Argentina: Asociación de Ciencias Naturales del Litoral, Colección Climax, vol 6, ISBN: 950-9267-07-4.

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

Frenguelli, J. 1956. Rasgos generales de la hidrografía de la provincia de Buenos Aires, *Publ. L.E.M.I. T.*, 2(62): 1-19.

Lopretto E, G. Tell. 1995a. *Ecosistemas de aguas continentales. Metodología para su estudio*, Tomo II. La Plata, Argentina: Ediciones Sur.

Lopretto E, Tell G. 1995b. *Ecosistemas de aguas continentales. Metodología para su estudio,* Tomo III. La Plata, Argentina: Ediciones Sur.

Ringuelet, R. 1962. *Ecología Acuática Continental*. Buenos Aires: Eudeba. 137 pp.

Rodrigues Capítulo, A. 1999. Los macroinvertebrados como indicadores de calidad de ambientes lóticos en el área pampeana. En Simposios IV Cong. Arg. de Entomología, Mar del Plata. *Rev. Soc. Ent. Argentina*, 58: 208-217.

Rodrigues Capítulo, A., M. Tangorra & C. S. Ocón. 2001. Use of Benthic macroinvertebrate to assess the biological status of pampean streams in Argentina. *Aquatic Ecology*, 35: 109-19.

Rodrigues Capítulo, A., C. S. Ocón. y M. Tangorra. 2003. Una visión bentónica de ríos y arroyos pampeanos. *Biología Acuática*, 21: 1-18.

Sala, J. M., E. E. Kruse., A. Rojo, P. Laurencena y L. Varela. 1998. *Condiciones hidrológicas en la Provincia de Buenos Aires y su problemática.* Cátedra de Hidrología General, Facultad de Ciencias Naturales y Museo, UNLP, Publicación Especial.

Región Patagonia

Domínguez, E. y 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.

Macchi, Pablo 2019. *Biomonitoreo RN* (Versión 1.0) https://play.google.com/store/apps/details?id=ar.com.biomonitoreo.muestras&hl=es_AR&gl=US

Miserendino, M. L., & L. A. Pizzolón. 1999. Rapid assessment of river water quality using macroinvertebrates: a family level biotic index for the Patagonic Andean zone. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 11(2): 137-148.

Miserendino, M. L., R. Casaux, M. Archangelsky, C. Y. Di Prinzio, C. Brand & A. M. Kutschker. 2011. Assessing land-use effects on water quality, in-stream habitat, riparian ecosys- tems and biodiversity in Patagonian northwest streams. *Science of the Total Environment,* 409: 572-584.