

Contaminante	Propiedades	Observaciones
Bifenilos policlorados (PCBs)	Grupo de 209 hidrocarburos clorados sintéticos, relacionados por su estructura y asociados a átomos de cloro (1 a 10). Durante su síntesis, se producen mezclas complejas de moléculas, que se comercializan. Presentan alto peso molecular, baja presión de vapor y alta estabilidad química. Son altamente solubles en lípidos y poco solubles en agua. Son usados como lubricantes, conductores de calor en transformadores eléctricos, aditivos para aumentar la plasticidad o fluidez de un líquido y otras aplicaciones.	Se presentan en el ambiente como mezclas complejas. En los ambientes acuáticos, se adsorben sobre material sólido en suspensión y son depositados en sedimentos, donde permanecen durante periodos prolongados. No son rápidamente metabolizados ni degradados por la biota. Producen efectos tóxicos agudos significativos sobre mamíferos y primeros estadios de vida de peces. Pueden ser bioacumulados en la biota acuática y biomagnificados a través de la cadena trófica. Se los considera como probables carcinógenos sobre mamíferos y otros organismos.
Bifenilos polibrominados (PBBs)	Grupo de 209 hidrocarburos brominados, con una estructura similar a la de los PCBs, donde el cloro es reemplazado por átomos de bromo (2 a 10). Presentan propiedades similares a los PCBs. Son poco solubles en agua. Se producen y comercializan como mezclas complejas. Son usados como retardantes de fuego adicionados a plásticos duros, productos electrónicos y textiles. Incluyen el hexabromobifenilo, octabromobifenilo y decabromobifenilo, entre otros.	Similar destino ambiental que los PCBs. Se adsorben sobre las partículas orgánicas en suspensión y son depositadas en sedimentos. Son muy resistentes a la degradación y altamente persistentes en el ambiente. Son bioacumulables y biomagnificables a través de la cadena trófica. Su toxicidad aguda sobre organismos acuáticos es baja, pero su potencial bioacumulación y biomagnificación puede determinar la existencia de efectos tóxicos sobre consumidores secundarios y terciarios.
Compuestos organometálicos	Grupo de compuestos orgánicos no definidos, asociados a átomos de metal. La adición de grupos orgánicos al metal puede incrementar su biodisponibilidad y toxicidad. El estaño, relativamente no tóxico, puede ser transformado en tributiltin (TBT), uno de los compuestos más tóxicos liberados en el ambiente. Algunos compuestos organometálicos son sintetizados para su uso industrial, como el tributiltin (TBT). Otros, como el metilmercurio, son generados por transformaciones microbiológicas que se producen en el ambiente. Incluyen compuestos órgano-plomo (tetralquilplomo, utilizado como aditivo de la gasolina), órgano-mercurio (producidos a través de procesos naturales y sintetizados como biocidas), organotinas (usadas como catalizadores, estabilizadores de polímeros, insecticidas, fungicidas y preservantes de madera, como el trimetiltin -TMT y tributiltin- TBT).	Compuestos órgano-plomo: elevada toxicidad aguda para la biota acuática. Órgano-mercurio: Elevada toxicidad sobre la biota acuática; altamente bioacumulable y biomagnificable a través de la cadena trófica. Organotinas: Bioacumulables y altamente tóxicos en moluscos, crustáceos, peces y algas dulceacuícolas. Pueden actuar como disruptores endocrinos, generando el desarrollo de características masculinas en hembras de moluscos expuestos en mamíferos, afectan el sistema endocrino, reproductivo, nervioso e inmune, estructura ósea e hígado a concentraciones elevadas. La toxicidad decrece al aumentar la longitud y peso molecular de la porción orgánica.
Surfactantes y agentes tensioactivos	Compuestos orgánicos anfipáticos que disminuyen la tensión superficial de un líquido, permitiendo su dispersión. Son solubles en solventes orgánicos y agua. Incluyen surfactantes aniónicos, más comúnmente utilizados (perfluoro-octanoato - PFO, perfluoro-octanosulfonato - PFOS, dodecil-sulfato de sodio - SDS, laurel sulfato de amonio, jabones, entre otros), catiónicos (bromuro de cetil-trimetil- amonio -CTAB, cloruro de cetilpiridinio - CPC, entre otros) y no iónicos (octal glucósido, polisorbato, como Twenn 20 y Tween 80, entre otros). Utilizados en variadas aplicaciones industriales y domiciliarias, incluyendo manufactura y uso de detergentes, emulsificadores, pinturas, adhesivos, tintas de impresión, dispersantes, ceras, papel reciclado, productos farmacológicos, cosméticos y plaguicidas, entre muchos otros.	En la industria y actividades domiciliarias, se extiende la tendencia a utilizar surfactantes biodegradables en el ambiente. En los ambientes acuáticos, generan la formación de espumas, afectando el intercambio de oxígeno entre el agua y la atmósfera. Pueden presentar elevada toxicidad aguda sobre algas, plantas acuáticas y peces dulceacuícolas. En su formulación interviene el fósforo, cuya liberación aumenta la concentración de nutrientes en el medio y genera fenómenos de eutrofización.
Plaguicidas organoclorados	Compuestos sintéticos no polares formados por una estructura hidrocarbonada asociada a átomos de cloro, con elevado peso molecular. Son altamente solubles en lípidos. Incluyen el dicloro-difenil-tricloroetano (DDT), clordano, aldrin, dieldrin, heptacloro, metoxicloro, kepone, lindano, toxafeno, ácido 2,4 diclorofenoxiacético (2,4-D) y ácido 2,4,5- triclorofenoxiacético (2,4,5-T, agente naranja), entre otros.	Alta persistencia en el ambiente; reducida biodegradabilidad. Potencial bioacumulación y biomagnificación a lo largo de la cadena trófica. Algunos actúan como disruptores hormonales, afectando la reproducción de invertebrados y peces dulceacuícolas, aves y mamíferos. El heptacloro es un probable carcinógeno sobre mamíferos.

Tabla 26: Compuestos orgánicos detectados en efluentes y cuerpos de agua naturales, considerados como contaminantes prioritarios. Una determinada sustancia puede ser incluida en varias categorías dependiendo del criterio de clasificación considerado (Modificado de varias fuentes).

Contaminante	Propiedades	Observaciones
Plaguicidas organofosforados	Compuestos sintéticos derivados del ácido ortofosfórico. Son más solubles en agua que los organoclorados. Incluyen el paratión, malatión, diazinón, clorpirifos, fentión, entre otros.	Presentan menor persistencia en el ambiente que los organoclorados y no se acumulan en sedimentos. En algunos casos, su degradación en el medio implica la formación de compuestos fenólicos, tóxicos y persistentes en el ambiente. Los invertebrados no son capaces de detoxificarlos, por lo que, en ellos, retienen su toxicidad. Inhiben la actividad acetilcolinesterásica, involucrada en la transmisión del impulso nervioso en los organismos, por lo que su toxicidad no es específica, afectando a distintos grupos de seres vivos. Son altamente tóxicos para mamíferos y biota acuática, particularmente, invertebrados.
Plaguicidas carbamatos	Compuestos sintéticos derivados de la piretrina (insecticida natural). Presentan baja solubilidad en agua. Incluyen, entre otros, la cipermetrina, deltametrina, aletrina, fenvalerato, cicletrina y ciflutrina.	Son degradados rápidamente en el ambiente acuático. Producen inhibición de la actividad acetilcolinesterásica, afectando la transmisión del impulso nervioso y, al igual que los organofosforados, su toxicidad es poco específica. Son moderadas a altamente tóxicas sobre peces e invertebrados dulceacuícolas. Algunos de ellos pueden bioacumularse en peces, debido a su baja tasa de metabolización. Presentan baja toxicidad sobre mamíferos, ya que son hidrolizados metabólicamente.
Plaguicidas piretroides	Derivados sintéticos del ácido carbámico. Son más polares y más solubles en agua que los organoclorados. Incluyen el carbaril, carbofurano, aldicarb, entre otros.	Se degradan rápidamente en el ambiente; se adsorben sobre partículas en suspensión en el medio. Presentan baja toxicidad sobre mamíferos y elevada toxicidad sobre peces e invertebrados dulceacuícolas.
Herbicidas aromáticos	Grupo formado por compuestos sintéticos, estructurados sobre la base de anillos aromáticos, utilizados para el control de malezas. Presentan alta solubilidad en agua. Incluyen productos como paraquat, diquat y triazinas (atrazina), propanil, trifluralina, entre otros. Los fenoxiherbicidas (2,4-D y 2,4,5-T) son usados como disruptores de la regulación del crecimiento de plantas y defoliantes.	Ingresa al ambiente acuático por aplicación directa, escorrentía o deposición atmosférica. Presentan toxicidad variable asociada a su estructura química. Algunos han mostrado elevada toxicidad aguda sobre algas y baja toxicidad sobre peces e invertebrados dulceacuícolas. Otros, como la atrazina, presentan baja toxicidad sobre peces, pero son bioacumulables en ellos.
Dibenzo-dioxinas policloradas (PCDDs)	Grupo de 75 especies químicas compuestas por anillos aromáticos asociados a átomos de cloro. Son subproductos de combustión de materia orgánica y procesos industriales diversos, tales como la manufactura de pulpa de madera y papel, herbicidas aromáticos, preservadores de madera, PCBs y clorofenoles. Son altamente solubles en lípidos.	Térmicamente estables y persistentes en el ambiente; se adsorben sobre partículas sólidas en suspensión y son depositados en sedimentos. Presentan toxicidad variable; las formas 2,3,7,8-tetracloradas son las más tóxicas. Algunas se bioacumulan en el hombre y biota acuática. Otras dioxinas son teratogénicas, inmunotóxicas y sospechadas como carcinogénicas sobre mamíferos.
Dibenzofuranos policlorados (PCDFs)	Grupo de 135 especies químicas compuestas por dos anillos aromáticos asociados a átomos de cloro. Son poco solubles en agua. Son liberados al ambiente como contaminantes de productos comerciales, tales como PCBs, clorofenoles y carbón de hulla, o como subproductos de la combustión de materia orgánica (tabaco).	Son persistentes en el ambiente; se adsorben sobre partículas sólidas en suspensión y son depositados en sedimentos. Presentan elevada toxicidad aguda sobre peces e invertebrados dulceacuícolas. Son altamente bioacumulables en peces y otros organismos dulceacuícolas. Son carcinogénicos sobre mamíferos.

Tabla 26: Compuestos orgánicos detectados en efluentes y cuerpos de agua naturales, considerados como contaminantes prioritarios. Una determinada sustancia puede ser incluida en varias categorías dependiendo del criterio de clasificación considerado (Modificado de varias fuentes).

sospechada *carcinogenicidad, mutagenicidad, teratogenicidad* y/o toxicidad aguda sobre la biota acuática, terrestre y la población humana expuesta.

Los métodos analíticos utilizados para identificar y cuantificar la presencia de compuestos orgánicos individuales en agua y sedimentos requieren el uso de instrumentos sofisticados, capaces de medir concentraciones muy bajas, en el rango de 10-12 a 10-3 mg/L. Los métodos más comúnmente utilizados con ese fin son la cromatografía gaseosa (GC) y la *cromatografía líquida de alta resolución (HPLC)*.

Se han empleado distintos tipos de detectores para cada método, los que permiten aumentar la eficiencia y precisión de la determinación, dependiendo de la naturaleza del compuesto orgánico a ser analizado. Los detectores típicos usados, asociados a la cromatografía gaseosa, incluyen el detector de *conductividad electrolítica*, de *captura de electrones (ECD)*, de *ionización de llama (FID)*, de *fotoionización*, y el *espectrómetro de masa (GCMS)*. Los detectores típicamente utilizados junto con la cromatografía líquida de alta resolución (HPLC) incluyen la *matriz linear de fotodiodos (PDAD)*, y el *reactor post columna (PCR)*.

La Subsecretaría de Recursos Hídricos ha establecido niveles guía para ecosistemas dulceacuícolas, dirigidos a la protección de la vida acuática, para un número importante de compuestos orgánicos individuales, los que se resumen en la **TABLA 27**.

Compuesto Orgánico	Nivel Guía para la protección de la vida acuática (agua dulce)	Categoría
acroleína	1,35 µg/L	VOCs
aldicarb	0,95 µg/L	Plaguicida carbamato
atrazina	3,0 µg/L	Herbicida aromático
bromoxinil	0,85 µg/L	Herbicida aromático triazina
captan	2,0 µg/L	Plaguicida órganoclorado, fungicida
carbaril	0,5 µg/L	Plaguicida carbamato, fungicida
carbendazim	1,0 µg/L	Plaguicida carbamato, fungicida
carbofurano	0,5 µg/L	Plaguicida carbamato, insecticida, acaricida, nematocida
cianazina	1,9 µg/L	Herbicida aromático, triazina
cipermetrina	0,6 µg/L	Plaguicida piretroide, insecticida
clordano	0,08 µg/L	Plaguicida órganoclorado, insecticida

Tabla 27: Niveles guía para calidad de agua ambiente para compuestos orgánicos individuales dirigidos a la protección de la biota dulceacuícola elaborados por la Subsecretaría de Recursos Hídricos de la Nación (Modificado de Subsecretaría de Recursos Hídricos de la Nación, 2008). En todos los casos, las determinaciones se realizan sobre muestras de agua dulce sin filtrado previo. ➡

Es necesario mencionar que muchos de los compuestos orgánicos individuales pueden ser analizados mediante dos o más de los métodos indicados. Así, los compuestos orgánicos volátiles (VOCs) pueden ser analizados mediante cromatografía gaseosa – espectrometría de masa (GCMS) o por cromatografía gaseosa de columna capilar (GC), siguiendo las recomendaciones de los Métodos 6.200 VOCs B y C (APHA – AWWA – WEF, 2005), respectivamente. La concentración de fenoles puede ser determinada por cromatografía gaseosa con extracción líquido-líquido, utilizando un detector de ionización de llama (FID) o de captura de electrones (ECD), o por cromatografía gaseosa – espectrometría de masa (GCMS) con extracción líquido – líquido, de acuerdo a las recomendaciones de los Métodos 6.420 B y C (APHA – AWWA – WEF, 2005), respectivamente. En el caso de los PCBs, es posible utilizar cromatografía gaseosa con extracción líquido-líquido o cromatografía gaseosa – espectrometría de masa (GCMS) con extracción líquido – líquido, de acuerdo a los Métodos 6.431 B y C, respectivamente (APHA – AWWA – WEF, 2005).

Compuesto Orgánico	Nivel Guía para la protección de la vida acuática (agua dulce)	Categoría
clorpirifos	0,006 µg/L	Plaguicida órganofosforado, insecticida
deltametrina	1,0 µg/L	Plaguicida piretroide, insecticida
diazinón	0,02 µg/L	Plaguicida órganofosforado, insecticida
diclorvos	7,8 µg/L	Plaguicida órganofosforado, insecticida
dimetoato	6,4 µg/L	Plaguicida órganofosforado, insecticida
diurón	4,5 µg/L	Herbicida aromático derivado de la urea
endosulfán	7,0 µg/L	Plaguicida órganoclorado, insecticida
etión	2,6 µg/L	Plaguicida órganofosforado, insecticida
fenantreno	7,3 µg/L	PAHs
fenitrotión	0,02µg/L	Plaguicida órganoclorado, insecticida
fentión	0,114 µg/L	Plaguicida órganoclorado, insecticida
fenvalerato	5,0 µg/L	Plaguicida piretroide, insecticida
fluoranteno	0,1 µg/L	PAHs
glifosato	0,24 µg/L	Herbicida órganofosforado con características particulares
heptacloro + epóxido de heptacloro	0,02 µg/L	Plaguicida órganoclorado, insecticida
lindano	0,02 µg/L	Plaguicida órganoclorado, insecticida
linurón	0,23 µg/L	Herbicida aromático derivado de la urea
malatión	0,1 µg/L	Plaguicida órganofosforado, insecticida
metil azinfós	0,02 µg/L	Plaguicida órganofosforado, insecticida
metomil	0,4 µg/L	Plaguicida carbamato, insecticida
metoxicloro	0,076 µg/L	Plaguicida órganofosforado, insecticida
metribuzin	2,9 µg/L	Herbicida aromático, triazina
mirex	1,5 µg/L	Plaguicida órganofosforado, insecticida
naftaleno	12,1 µg/L	PAHs
PCBs totales	0,009 µg/L	PCBs
pentaclorofenol	0,21 µg/L	SVOCs
permetrina	0,01 µg/L	Plaguicida piretroide, insecticida
picloram	0,14 µg/L	Herbicida aromático
quinolina	9,2 µg/L	PAHs
ronnel	19,0 µg/L	Plaguicida órganofosforado, insecticida
tolueno	46,0 µg/L	Derivado de fenol
toxafeno	0,04 µg/L	Plaguicida órganoclorado, insecticida

Tabla 27: Niveles guía para calidad de agua ambiente para compuestos orgánicos individuales dirigidos a la protección de la biota dulceacuicola elaborados por la Subsecretaría de Recursos Hídricos de la Nación (Modificado de Subsecretaría de Recursos Hídricos de la Nación, 2008). En todos los casos, las determinaciones se realizan sobre muestras de agua dulce sin filtrado previo.

Los riesgos para la salud humana asociados con el contacto directo con el agua, ya sea porque es usada como agua de consumo o como medio de recreación, incluyen las infecciones transmitidas por microorganismos patógenos, tanto como aquellos derivados de las propiedades físico-químicas del agua.

Existe una creciente evidencia que indica que la presencia de microorganismos patógenos en el agua presenta riesgos similares y, a veces, superiores a la contaminación química. En Estados Unidos, se estima que cada año se producen alrededor de 900.000 casos de enfermedades y posiblemente 900 muertes como resultado de infecciones debidas a microorganismos presentes en el agua (Rose y colaboradores, 2004). La exposición a la contaminación microbiológica en las cuerpos de agua destinados al uso recreacional o a ser fuentes de agua de consumo ha causado enfermedades gastrointestinales, infecciones respiratorias, oculares y epiteliales, otitis, meningitis y hepatitis, en ocasiones, mortales. El problema también ha impactado en la pesca y consumo de especies ictícolas provenientes de aguas contaminadas (Health and Welfare Canada, 1992).

El control de la contaminación en los cuerpos de agua naturales se ha focalizado, tradicionalmente, en los riesgos asociados a la presencia de compuestos químicos, eclipsando los riesgos significativos asociados a la presencia de microorganismos potencialmente patógenos. Sin embargo, los microorganismos transportados por el agua representan una creciente amenaza para la salud pública, como consecuencia de la emisión de efluentes municipales e industriales no adecuadamente tratados y a los sistemas de potabilización del agua, proveniente de ríos y lagos, no convenientemente mantenidos.

La evaluación cuali y cuantitativa de la presencia de microorganismos en los cuerpos de agua naturales y en los efluentes emitidos en ellos resulta de fundamental importancia debido al rol crítico que poseen en la degradación de la materia orgánica presente en el medio y a la necesidad de controlar las enfermedades causadas por los organismos *patógenos*.

Dado que la presencia de microorganismos patógenos en el agua se asocia al riesgo asumido por la población humana que se pone en contacto con ella, el establecimiento de niveles guía para la concentración de microorganismos presentes en los cuerpos de agua naturales está dirigido a la protección de la salud humana más que a la protección de la biota acuática.

Los microorganismos patógenos pueden ser excretados por el hombre y otros animales, que presentan los síntomas de enfermedades infecciosas o son portadores de un *vector* de una particular enfermedad infecciosa.

Nuestros ríos son utilizados para la disposición final de los sistemas cloacales urbanos, frecuentemente sin tratamiento previo, incluyendo excrementos que contienen un elevado número de microorganismos. Una pequeña gota de materia fecal puede contener millones de microorganismos. Los sistemas de tratamiento de efluentes domiciliarios e industriales están diseñados para reducir adecuadamente la concentración de patógenos; sin embargo, muchas ciudades de nuestro país liberan sus efluentes domiciliarios sin tratamiento previo a los cuerpos de agua naturales. Así ocurre, por ejemplo, con la Ciudad Autónoma de Buenos Aires, cuyos desechos cloacales se vierten al río de la Plata.

Los efluentes provenientes de granjas y establecimientos de cría de ganado no adecua-

damente tratados aportan, también, un elevado número de microorganismos potencialmente patógenos a los cuerpos de agua naturales a los que son liberados.

Los microorganismos patógenos encontrados en los efluentes y los cuerpos de agua naturales pueden ser clasificados en cuatro amplias categorías: bacterias, protozoos, *helmintos* (gusanos parásitos internos) y virus. Así, es posible detectar, entre otros, numerosos tipos diferentes de bacterias, tales como *Escherichia coli*, protozoos, como *Cryptosporidium sp.* y *Giardia sp.*, helmintos, como *Tenia sp.*, y virus, tal como el de la hepatitis A. Algunos microorganismos, tal como *Legionella sp.*, están naturalmente presente en las aguas y pueden aumentar su densidad como resultado del incremento en la concentración de nutrientes en medio.

Las enfermedades causadas por estos microorganismos patógenos pueden variar desde trastornos gastrointestinales y respiratorios hasta enfermedades cardíacas crónicas, poliomielitis, meningitis, etc. En la **TABLA 28** se indican los grupos de organismos patógenos frecuentemente encontrados en los ecosistemas dulceacuícolas y las enfermedades asociadas a ellos.

Idealmente, en cada cuerpo de agua natural se debería determinar la presencia y concentración de todos los organismos potencialmente patógenos, incluyendo aquellos recientemente descubiertos, presentes en los cuerpos de agua naturales. La ausencia de un patógeno particular no necesariamente asegura que otros patógenos no estén presentes, por lo que se requeriría efectuar análisis para detectar y cuantificar la presencia de todos los microorganismos patogénicos conocidos. La aplicación de las metodologías microbiológicas actuales de evaluación cuali y cuantitativa de patógenos con ese objetivo, a pesar del desarrollo que han sufrido en los últimos años, implicarían un proceso extremadamente costoso en tiempo, recursos económicos y humanos y no aseguraría una rápida respuesta frente a la sospecha de una eventual contaminación.

Por otra parte, es probable que los microorganismos patógenos ingresen al agua esporádicamente y en número reducido, en comparación con el volumen de los grandes cuerpos de agua. La mayoría de ellos no pueden sobrevivir en ese medio durante largos períodos. Así, *Salmonella sp.* Y *Vibrio cholerae* raramente sobreviven más de siete días en los ecosistemas acuáticos. En consecuencia, se incrementaría la probabilidad de que un muestreo realizado en un momento determinado y los posteriores análisis microbiológicos de laboratorio resulten incapaces de detectarlos y cuantificarlos apropiadamente.

Más aún, los análisis microbiológicos, desarrollados con las técnicas actuales, requieren un mínimo de 24 horas para alcanzar resultados y, en ese tiempo, si los patógenos están presentes, la población humana podría haber estado expuesta al agua contaminada, resultando en la propagación de la enfermedad.

Por las razones antes indicadas, se han desarrollado estrategias tendientes a evaluar la presencia y concentración de ciertos grupos de bacterias, a las que se las denomina colectivamente como *indicadores de contaminación fecal*. Estos indicadores incluyen los grupos bacterianos más abundantes, no necesariamente patógenos, presentes en los excrementos del hombre y animales. La presencia de un elevado número de estas bacterias en los ambientes acuáticos es considerada como evidencia de contaminación fecal y de la potencial presencia de patógenos *entéricos*.

Alrededor de 1850, se estableció la existencia de correlaciones entre la aparición de enfermedades gastrointestinales y agua contaminada, lo que determinó el reconocimiento

Grupo	Agente	Efectos agudo	Efectos crónicos
Bacteria	<i>Escherichia coli</i> O157:H7	Gastroenteritis	Trombocitopenia , falla renal, muerte
	<i>Legionella pneumophila</i>	Enfermedad del legionario, neumonía	Muerte en individuos de edad avanzada
	<i>Helicobacter</i>	Gastritis	Úlceras y cáncer de estómago
	<i>Vibrio cholerae</i>	Gastroenteritis, diarrea	Muerte
	<i>Campylobacter jejuni</i>	Gastroenteritis, diarrea	Neuropatías
	<i>Salmonella enteritidis</i>	Gastroenteritis, diarrea	Artritis reactiva
	<i>Salmonella typhi</i>	Fiebre tifoidea	
	<i>Leptospira interrogans</i>	Leptospirosis, fiebre, dolor de cabeza, convulsiones, vómitos	Úlceras y cáncer de estómago
	<i>Aeromonas</i> sp.	Gastroenteritis, diarrea	Úlceras y cáncer de estómago
Protozoa	<i>Giardia lamblia</i>	Gastroenteritis, diarrea	Hipotiroidismo severo, intolerancia a la lactosa, dolores articulares crónicos
	<i>Cryptosporidium parvum</i>	Gastroenteritis, diarrea	Muerte en pacientes inmunodeprimidos
	<i>Cyclospora cayetanensis</i>	Ciclosporiasis, gastroenteritis severa	
	<i>Toxoplasma gondii</i>	Toxoplasmosis, gastroenteritis, diarrea, En niños recién nacidos: pérdida del oído y la visión, retardo mental, muerte	Demencia, convulsiones
	<i>Acanthamoeba</i> sp.	Infecciones oculares	
	<i>Entamoeba histolytica</i>	Amebiasis, gastroenteritis, diarrea severa	
Helmintos	<i>Ascaris lumbricoides</i>	Ascariasis	
	<i>Fasciola hepatica</i>	Fascioliasis (ganado vacuno, ovino)	
	<i>Enterobius vermicularis</i>	Enterobiasis, infección intestinal	
	<i>Hymenolepis nana</i>	Himenolepiasis, infección intestinal	
	<i>Tenia saginata</i> , <i>T. solium</i>	Teniasis, infección intestinal	
	<i>Schistosoma mansoni</i>	Esquistosomiasis, daños en intestino, piel, riñón.	En niños, afecta el crecimiento y retardo evolutivo
	<i>Trichuris trichiura</i>	Tricuriasis, infección intestinal severa	
Virus	Virus de la hepatitis A	Hepatitis A	Falla hepática crónica
	Adenovirus (31 tipos)	Infecciones respiratorias, infecciones oculares	
	Norovirus	Gastroenteritis	
	Coxsackievirus	Encefalitis, meningitis aséptica, enfermedad respiratoria, gastroenteritis	Cardiopatías crónicas, diabetes reactiva insulino-dependiente
	Parvovirus (2 tipos)	Gastroenteritis	
	Rotavirus	Gastroenteritis	
	Enterovirus (más de 100 tipos, incluye Echovirus, Poliovirus)	Gastroenteritis, meningitis, poliomiелitis, cardiopatías	

Tabla 28: Efectos agudos y crónicos sobre la salud de la población humana y otros mamíferos de los microorganismos patógenos encontrados en ecosistemas dulceacuícolas contaminados (Modificado de Rose y colaboradores, 2004).

de que el agua natural podía ser una fuente de organismos patógenos. Alrededor de 1880, se propuso como indicador de contaminación fecal la determinación de la concentración de **microorganismos coliformes totales** y, posteriormente, **coliformes fecales**, *Escherichia coli* y el género *Enterococcus*.

En el pasado, el indicador microbiológico de calidad de agua más ampliamente usado fue la concentración de coliformes totales. Sin embargo, debido a que este grupo no reúne la mayoría de las características antes mencionadas, es ahora considerado como un indicador insuficiente. Varios de los géneros incluidos dentro del grupo de coliformes totales, como *Klebsiella*, *Citrobacter*, *Enterobacter* y *Aeromonas*, no sólo están presentes en los excrementos de mamíferos sino, también, en las aguas no contaminadas (Health and Welfare Canada, 1992).

Los conocimientos científicos actuales y la experiencia internacional han llevado a concluir que un indicador adecuado para la presencia de microorganismos patógenos en los ecosistemas acuáticos debería incluir las siguientes características (National Academy of Sciences, 1977; Health and Welfare Canada, 1992):

- ❖ El indicador debe estar presente en el agua siempre que los microorganismos patógenos lo estén
- ❖ El indicador debe estar ausente de las aguas no contaminadas
- ❖ El indicador debe estar presente en una concentración mayor que la de los microorganismos patógenos, a fin de garantizar su detección en el medio
- ❖ El indicador debe tener mayor tasa de sobrevivencia que los patógenos en las condiciones del medio
- ❖ El indicador debe presentar igual o mayor resistencia que los patógenos frente a la desinfección por cloro, habitualmente utilizada en los sistemas de tratamiento de efluentes y potabilización del agua
- ❖ El análisis microbiológico, requerido para la detección y cuantificación del indicador, debe ser de aplicación sencilla y segura, a fin de disminuir los riesgos para la salud del operador
- ❖ El análisis microbiológico, requerido para la detección y cuantificación del indicador, debe proveer resultados en un corto lapso de tiempo y debe ser poco costoso
- ❖ Los resultados obtenidos a partir del análisis microbiológico, requerido para la detección y cuantificación del indicador, deben ser precisos y reproducibles.

Si la concentración de estos microorganismos indicadores en el ambiente supera a los valores guía se considera que existe suficiente evidencia de contaminación fecal y, en consecuencia, de la posible presencia de microorganismos patógenos. Es importante hacer notar que la presencia del indicador no significa que los microorganismos patógenos estén obligadamente presentes en el medio; su presencia es evidencia de que las condiciones del medio son tales que los patógenos podrían estar presentes.

Ante la presencia del indicador, en forma adicional, es posible llevar a cabo análisis microbiológicos dirigidos a la detección y cuantificación de microorganismos patógenos particulares, cuando existan sospechas o informes reales de la incidencia de enfermedades infecciosas en la población humana expuesta o cuando la elevada concentración del indicador implique un riesgo potencial extendido en el tiempo. Estos muestreos y análisis microbiológicos adicionales deberían estar diseñados de manera tal que faciliten el reconocimiento de la fuente de la potencial contaminación.

Cuando los indicadores microbiológicos y/o microorganismos patógenos particulares son identificados en suficiente cantidad o con una frecuencia tal que puedan ser considerados como un peligro para la población humana, las autoridades locales encargadas de la salud pública deberían tomar acción inmediata a fin de evitar la exposición.

Se han desarrollado numerosos métodos para la determinación de la presencia y cuantificación de microorganismos coliformes fecales, *Escherichia coli* y *Enterococcus* en agua. En ellos, se requiere que la muestra de agua sea filtrada e incubada en un medio líquido o sólido rico en nutrientes, de manera de facilitar el crecimiento de los microorganismos, durante un cierto tiempo y a una determinada temperatura. Los medios de cultivo son diseñados de manera que resulte posible discriminar la presencia y número de microorganismos deseados respecto del resto de la comunidad bacteriana presente en la muestra.

Las técnicas microbiológicas de fermentación en tubos múltiples más ampliamente utilizadas para la detección de coliformes fecales corresponden al **Método 9.221 E**

(APHA – AWWA – WEF, 2005). Las técnicas de filtración de membrana utilizadas con el mismo objetivo responden a los **Métodos 9.222 D y E** (APHA – AWWA – WEF, 2005). Este último utiliza el medio **M-ST** que mantiene viables a los organismos coliformes fecales pero previene su crecimiento, permitiendo que el transporte al laboratorio y la incubación final puedan llevarse a cabo hasta tres días después de la recolección y filtrado de la muestra.

La presencia y densidad de *Escherichia coli* en muestras de agua puede ser determinada mediante fermentación en tubos múltiples, de acuerdo al **Método 9.221 F** (APHA – AWWA – WEF, 2005), que utiliza el medio **EC-MUG** para la incubación. Este microorganismo posee la enzima glutamato decarboxilasa y, en consecuencia, es capaz de clivar un sustrato fluorogénico, presente en el medio, con la correspondiente liberación de moléculas fluorescentes. Luego de la incubación, los tubos son examinados bajo una lámpara ultravioleta y la presencia de fluorescencia azul brillante es considerada como una indicación de crecimiento positivo de la bacteria.

En los últimos diez años, se han desarrollado métodos de detección molecular de estos y otros microorganismos. Así, la reacción en cadena de la polimerasa (**PCR**), es un método de detección molecular de microorganismos que presenta una gran sensibilidad, mostrando un nivel de contaminación de las aguas mucho mayor a la previamente reconocida. Su elevado costo y alto requerimiento de experticia técnica para su aplicación han determinado que no hayan sido incluidos, hasta el momento, como métodos reconocidos en las normativas nacionales e internacionales.

La Subsecretaría de Recursos Hídricos ha establecido un nivel guía de 33 colonias/ 100 mL para la concentración del género *Enterococcus* presente en los ecosistemas dulceacuícolas de uso recreacional, a fin de proteger a la población humana expuesta por contacto directo. No se han generado niveles guía similares para microorganismos coliformes fecales y *Escherichia coli*.

Como hemos mencionado antes, un gran número de parásitos patógenos pueden presentarse en el ambiente acuático. De particular importancia son los protozoos *Giardia lamblia*, *Cryptosporidium parvum*, *Entamoeba histolytica*, y el helminto, *Schistosoma mansoni*.

Giardia lamblia es considerado, en la actualidad, como el protozoario patógeno intestinal más común. La ingestión de unos pocos (10 a 100) **quistes** viables puede causar una enfermedad

En la actualidad, los organismos y grupos de microorganismos considerados como indicadores fecales más adecuados para evaluar la potencial presencia de patógenos en los ecosistemas dulceacuícolas son *Escherichia coli*, el género *Enterococcus*, y, en menor grado, los coliformes fecales, ya que se ajustan más cercanamente a las características antes citadas. En consecuencia, su detección y cuantificación ha sido incorporada a la mayoría de las normativas nacionales e internacionales destinadas a proteger los cuerpos de agua naturales destinados a la recreación y a ser utilizados como fuente de agua de bebida para la población humana.

Los métodos utilizados más frecuentemente están asociados a las técnicas de:

- ❖ Fermentación en medio líquido, utilizando múltiples tubos con diluciones crecientes de la muestra de agua previamente filtrada
 - El crecimiento bacteriano es indicado por un aumento de la turbidez del líquido contenido en el tubo
 - Los resultados se expresan en términos del número más probable (NMP) de organismos presentes en un determinado volumen de la muestra original (NMP/100 mL), sobre la base de cálculos probabilísticos; el resultado constituye una estimación de la densidad promedio de los microorganismos en la muestra.
- ❖ Cultivo en medio sólido, previo filtrado de la muestra en un filtro de membrana
 - El filtro de membrana está formado por material delgado polimérico, con un tamaño de poro específico (generalmente, 0,45 μ m o menor), que retiene y captura aquellas partículas y microorganismos que exceden el tamaño del poro, actuando como una barrera física
 - El filtro de membrana, junto con los microorganismos retenidos en él, es incubado en un medio sólido adecuado, durante un lapso de tiempo definido y a una determinada temperatura.
 - Como resultado del proceso de incubación y de la imposibilidad de migrar a través del medio, los microorganismos capaces de crecer y multiplicarse forman colonias de formas y características diferentes.
 - Finalizada la incubación, las colonias son contadas y los resultados se expresan como **número de unidades formadoras de colonias (ufc)** o como **número de colonias** por volumen de la muestra original (**ufc/100 mL; colonias/100 mL**).

Escherichia coli puede ser determinada, además, por la técnica de filtración por membrana, de acuerdo a los Métodos 11.03.1, 1.603 y 1.604 (U.S.EPA, 2002b, 2002c, 2002d), los que utilizan distintos medios sólidos para el crecimiento diferencial de la bacteria.

El género *Enterococcus* puede ser determinado mediante los Métodos 9.230 B y C (APHA _ AWWA – WEF, 2005) mediante fermentación en tubos múltiples y filtración por membrana, respectivamente.

parvus puede ser transmitido de persona a persona o a través del alimento y agua. La enfermedad puede ser fatal en pacientes inmunodeprimidos. *Cryptosporidium* es más resistente a la desinfección que *Giardia* sp., por lo que no es posible utilizar indicadores de contaminación fecal como evidencia de su presencia (Rose y colaboradores, 2004).

Entamoeba histolytica, ameba parásita, está distribuida en todo el mundo, afectando al 10% de la población mundial. Puede causar disentería amebiana y abscesos hepáticos. Tiene una alta sobrevivencia en agua dulce.

Canadá y Estados Unidos no han establecido niveles guía específicos para protozoos patógenos en cuerpos de agua destinados a la recreación y ser utilizados como fuentes de agua de bebida (Health and Welfare Canada, 1992; U.S. EPA, 2006b; U.S. EPA, 2007; Health Canada, 2008). Consideran que si se existe evidencia o sospecha de la presencia de quistes u ooquistes infecciosos viables en el medio, deben implementarse sistemas de tratamiento del recurso o protección de la cuenca, donde sea factible, u otras medidas conocidas, previas a su utilización, a fin de reducir el riesgo de enfermedad (U.S. EPA, 2006; Health Canada, 2008).

gastrointestinal, denominada *giardiasis*. La transmisión puede realizarse de persona a persona o a través del alimento y el agua. La giardiasis transportada por el agua ha recibido gran atención en nuestro país, en los últimos años. *Giardia* sp. es más resistente a la desinfección con cloro que los organismos indicadores de contaminación fecal. En consecuencia, las determinaciones de coliformes fecales, *Escherichia coli* o *Enterococcus* sp. no pueden ser usadas como indicadores de la contaminación por protozoos (Sobsey, 1989; Health and Welfare Canada, 1992).

Cryptosporidium parvus es un protozoo patógeno. La ingestión de bajos niveles de *ooquistes* viables genera trastornos gastrointestinales severos, conocidos como *criptosporidiosis*. *C.*

Schistosoma mansoni es un trematode parásito. Este grupo de organismos es incluido en el de los helmintos o gusanos planos parásitos. Las larvas de *S. mansoni*, denominadas *miracidios*, son liberadas en el agua e infectan a caracoles dulceacuícolas, donde se desarrolla parte del ciclo de vida del parásito. Un segundo estadio larval, denominado *cercaria*, es liberado al medio. Las cercarias penetran en la piel de huéspedes susceptibles, tales como los mamíferos, para completar su ciclo de vida. La esquistosomiasis es una enfermedad de considerable *morbilidad* que ha afectado a 200 millones de personas en África, Sudamérica y Asia (Rose y colaboradores, 2004).

La determinación de la presencia y densidad de los protozoos parásitos *Giardia* sp. y *Cryptosporidium* sp. se lleva a cabo a través de una técnica compleja de separación inmunomagnética (*IMS*), inmunofluorescencia y observación en microscopía diferencial de contraste de

interferencia (*DIC*), utilizando coloraciones especiales, de acuerdo al Método 9.711 B (APHA – AWWA – WEF, 2005).

Para la determinación de amebas y trematodes parásitos no se ha alcanzado una adecuada estandarización de los métodos de detección disponibles como para que resulten incluidos en las normativas nacionales e internacionales.

La Subsecretaría de Recursos Hídricos no ha establecido aún niveles guía para la detección de protozoos patógenos en los ecosistemas dulceacuícolas.

Evaluación biológica y establecimiento de criterios biológicos

5.5.5

La integridad ecológica de un ecosistema dulceacuícola, tal como hemos discutido previamente en este capítulo, resulta de la combinación de tres componentes:

- ❖ Integridad química,
- ❖ Integridad física, e
- ❖ Integridad biológica.

Cuando uno o más de estos componentes está degradado, la salud del ecosistema será afectada y la biota acuática mostrará los efectos de esa degradación.

Como hemos discutido en los puntos anteriores, la evaluación de la calidad de agua requiere el desarrollo e implementación de herramientas técnicas adecuadas y el establecimiento de criterios de calidad de agua apropiados. Así resulta posible detectar y caracterizar las causas del deterioro de las condiciones físico-químicas del cuerpo de agua.

Del mismo modo, es posible utilizar herramientas y criterios apropiados para evaluar la integridad biológica de los ecosistemas dulceacuícolas.

La evaluación biológica es la principal herramienta para estimar la integridad biológica de un ecosistema dulceacuícola y consiste en una valoración de la condición biológica del cuerpo de agua. La presencia, condición y la diversidad de organismos presentes en un cuerpo de agua natural provee información directa acerca del estado de salud del mismo.

La evaluación biológica comprende la realización de observaciones, mediciones y otras determinaciones directas de la biota acuática presente en el ecosistema dulceacuícola, incluyendo las comunidades microbiológica, fito y zooplanctónica, ictícola, bentónica y/o la vegetación acuática. A tal fin, se utilizan herramientas técnicas destinadas a determinar atributos ecológicos asociados a las comunidades biológicas residentes en el ecosistema considerado, tales como diversidad específica, distribución en el espacio, requerimientos de hábitat, entre otros.

La utilización de las evaluaciones biológicas como una herramienta para determinar la condición de un cuerpo de agua presenta ciertos beneficios respecto de otro tipo de metodologías. Así, es posible incluir, entre otras, las siguientes ventajas (Barbour y colaboradores, 1999):

- ❖ Dado que las comunidades biológicas reflejan la integridad ecológica total, esto es, la integridad física, química y biológica del ecosistema, los resultados de las evaluaciones biológicas permiten estimar directamente el estado de un cuerpo de agua
- ❖ Considerando que las comunidades biológicas integran los efectos de diferentes factores estresantes, a lo largo del tiempo, las evaluaciones biológicas muestran el resultado de la acumulación de todos ellos y proveen una estimación ecológica de las condiciones fluctuantes del ambiente a través del tiempo
- ❖ El monitoreo de rutina de las comunidades biológicas de un particular cuerpo de agua puede resultar menos costoso en recursos económicos que la determinación compleja de un alto número de potenciales contaminantes presentes en el medio, durante muestreos sucesivos
- ❖ El estado de las comunidades biológicas es percibido por la sociedad humana como una medida directa y evidente de la degradación de los ecosistemas. un ambiente libre de contaminación

Las evaluaciones biológicas incluyen:

- ❖ La evaluación de la calidad de agua, a través de parámetros físico-químicos seleccionados, determinados *in situ* (temperatura, concentración de oxígeno disuelto, turbidez, pH, conductividad, salinidad) y/o en laboratorio (concentración de nutrientes, DBO_5 , DQO , etc.)
- ❖ La evaluación de la calidad y cantidad de hábitat disponibles en el ecosistema, lo que afectará la estructura y la composición de las comunidades biológicas presentes. Este análisis se llevará a cabo mediante la evaluación de las características físicas del cuerpo de agua y de la ribera circundante, tales como la descripción del origen y caracterización del cuerpo de agua, características de la vegetación ribereña, mediciones de parámetros hidrológicos (ancho, profundidad, velocidad de corriente, sustrato, etc.), uso de la ribera, etc.
- ❖ Se considera que la alteración de la estructura física del hábitat es uno de los cinco principales factores generados a consecuencia de las actividades humanas, que degradan los recursos acuáticos; y
- ❖ El análisis de comunidades biológicas seleccionadas presentes en el medio, como por ejemplo, perifiton, macroinvertebrados bentónicos y peces, entre otras alternativas posibles, incluyendo estimación de la biomasa, identificación taxonómica, riqueza en grupos taxonómicos (especies, géneros, etc.), composición en cuanto a tipo de hábitat requerido y nutrición, diversidad específica, etc.

A lo largo de estos procesos de evaluación, se recolectan, procesan y analizan muestras biológicas representativas de las comunidades biológicas presentes, y se llevan a cabo otras mediciones directas a fin de determinar las características estructurales y funcionales de las poblaciones y comunidades residentes en el medio.

En consecuencia, el objetivo central de la evaluación biológica es determinar de qué manera y con qué eficiencia el cuerpo de agua soporta la vida acuática.

Las evaluaciones biológicas son llevadas a cabo por grupos de profesionales especializados, con suficiente experiencia, los que incluyen biólogos, ecólogos y otros especialistas en las ciencias de la naturaleza. Estos grupos multidisciplinarios utilizan, a efectos de realizar estas evaluaciones, principios y técnicas aceptados por la comunidad científica.

La combinación de la información relacionada con la caracterización física del

cuerpo de agua, calidad y cantidad de hábitat disponibles y calidad de agua pone de manifiesto la presencia de factores estresantes químicos y no químicos y la capacidad del ecosistema para sostener una comunidad acuática saludable.

Los resultados de la evaluación biológica de un ecosistema dulceacuícola particular serán comparados y contrastados con la condición biológica deseada en el cuerpo de agua, asociada a un sitio de referencia preestablecido, prístino o poco perturbado. Esta comparación permitirá estimar el grado de deterioro del ecosistema evaluado y conducirá, si fuera necesario, a la propuesta de estrategias de mejoramiento y restauración del recurso.

El establecimiento de las condiciones de referencia es, en consecuencia, un aspecto crítico para la interpretación de los resultados de las evaluaciones biológicas. Barbour y colaboradores (1996) describen dos tipos de condiciones de referencia habitualmente utilizadas en estas evaluaciones, a saber:

- ❖ Condiciones de referencia específicas para un sitio prístino o con mínima perturbación ubicado en la cabecera del mismo río o en un área menos deteriorada ubicada aguas arriba de la zona sometida a evaluación;

- ❖ Condiciones de referencia regionales, asociadas a sitios relativamente no deteriorados ubicados en una región relativamente homogénea; representan la condición biológica de un ecosistema acuático prístino o escasamente perturbado como consecuencia de las actividades antropogénicas y constituyen la “mejor condición biológica” establecida para los cuerpos de agua de la región.

Es importante dejar en claro las diferencias entre la evaluación biológica y la valoración de la calidad de agua. Frecuentemente, se considera que la evaluación biológica, utilizada como única herramienta de estimación de la condición de ecosistemas dulceacuícolas, resulta una alternativa al establecimiento de niveles guía de calidad de agua. Sin embargo, la evaluación biológica tiene un rol diferente en el manejo del recurso agua que los criterios de calidad de agua.

Los criterios físico-químicos de calidad de agua están diseñados para proteger la comunidad biológica de un cuerpo de agua frente a distintas categorías de “stress”: niveles tóxicos de contaminantes y condiciones físicas adversas, tales como elevado pH, baja concentración de oxígeno disuelto, elevada turbidez, etc. De hecho, los criterios físico-químicos son establecidos a fin de prevenir efectos adversos sobre la biota acuática, antes de que ellos se produzcan.

Como hemos discutido algunos párrafos atrás, la biota acuática integra los efectos acumulativos de los diferentes factores estresantes existentes en el medio, a lo largo del tiempo, tales como el exceso de nutrientes y de partículas en suspensión, presencia de sustancias químicas tóxicas, aumento de la temperatura, aumento o descenso del pH, etc. En consecuencia, las evaluaciones biológicas proveen información que la medición de los parámetros físico-químicos de calidad de agua o la realización de ensayos de toxicidad no siempre produce. Así, aportan información confiable acerca de los cambios biológicos producidos a largo plazo en la condición del cuerpo de agua.

La evaluación biológica refleja la condición de la totalidad de la integridad ecológica y, en consecuencia, evalúa directamente la condición de la salud del ecosistema.

Las evaluaciones biológicas, junto con las determinación de parámetros físico-químicos de calidad de agua, son cruciales para la evaluación de la salud del ecosistema dulceacuícola (U.S.EPA, 1996, 2006).

Del mismo modo que las evaluaciones de calidad de agua y ecotoxicológicas han permitido establecer niveles guía para distintos parámetros físico-químicos, los resultados de las sucesivas evaluaciones biológicas realizadas en ecosistemas dulceacuícolas de una determinada región permiten establecer *criterios biológicos* ecorregionales aplicables a los cuerpos de agua a proteger.

Estos *criterios biológicos* o *biocriterios* son descripciones narrativas o valores numéricos que describen una condición deseada para la biota acuática en los cuerpos de agua destinados a un determinado uso. Los *biocriterios* son utilizados, junto con los criterios de calidad de agua basados en determinaciones de parámetros físico-químicos, para manejar adecuadamente el recurso agua y son incluidos en las normativas locales o regionales de numerosos países.

Los *criterios biológicos* describen las características que presenta la condición biológica deseada asociada a un sitio de referencia y se utilizan como una condición de base contra la que se comparan los resultados de una evaluación biológica de un ecosistema dulceacuícola particular. Los *criterios biológicos* son expresiones numéricas o narrativas que describen la integridad biológica, considerando la estructura y función, de las comunidades acuáticas presentes en el ecosistema. Estos criterios biológicos son establecidos a partir de indicadores asociados a la composición, diversidad y organización funcional de la comunidad acuática.

- ❖ Independientemente de que estén constituidos por descripciones o por valores numéricos, los biocriterios comparten una serie de características comunes, a saber:
- ❖ Están basados en sólidas evaluaciones biológicas científicas previas
- ❖ Incluyen un conjunto de características específicas requeridas para el logro de los objetivos de manejo y destino deseados para los ecosistemas evaluados
- ❖ Están diseñados con el objetivo de proteger la biota y los hábitat más sensibles, y la integridad física, química y biológica de los ecosistemas acuáticos evaluados
- ❖ Están diseñados de manera de evidenciar los efectos de las actividades antropogénicas sobre el ecosistema; esto es, no son tan elevados como para que los cuerpos de agua de la región considerada no puedan alcanzarlos, debido a las características geográficas y climáticas del área, y no son tan reducidos que los sitios que presenten un deterioro inaceptable no resulten detectables
- ❖ Están claramente escritos y resultan de sencilla comprensión
- ❖ Están diseñados de manera de presentar claramente las condiciones deseadas de la biota natural, proteger el ecosistema contra una mayor degradación y estimular la restauración y remediación de los sitios deteriorados
- ❖ Adhieren a la filosofía y principios de no degradación de la calidad del recurso agua; y
- ❖ Son defendibles ante la justicia, dada su sólida base científica.

Los resultados de las evaluaciones biológicas realizadas en un ecosistema dulceacuícola particular serán comparados y contrastados contra el o los criterios biológicos establecidos para la región.

Por otra parte, los criterios biológicos constituyen el objetivo de calidad ecológica hacia la cual se dirige el manejo de la calidad de agua en el ecosistema evaluado, a diferencia de los niveles guía de calidad de agua que establecen el máximo valor o rango de valores aceptables de un contaminante o de otra condición particular en el ambiente.

Los criterios biológicos narrativos incluyen la descripción de las características de las comunidades biológicas que deberían evidenciarse en los ambientes prístinos de la región considerada y, si bien consideran la posibilidad de que puedan producirse cambios en la composición de especies presentes, establecen que la estructura y función de las comunidades acuáticas evaluadas deberían ser mantenidas.

Los criterios biológicos establecidos sobre la base de valores numéricos pueden incluir mediciones de la estructura y función del ecosistema, tales como diversidad específica, riqueza en grupos taxonómicos, índices bióticos de diferentes tipos, etc. Estos criterios establecen rangos de valores aceptables para estos atributos ecológicos, más que un valor único, de manera de contemplar la variabilidad natural esperable en un ambiente saludable.

La utilización de la evaluación biológica y el desarrollo de criterios biológicos ecorregionales se ha incrementado en los últimos años, constituyendo una herramienta efectiva para la protección de la integridad ecológica de los ecosistemas dulceacuícolas (U.S.EPA, 1990; Shelton y Blocksom, 2004; Davis y Jackson, 2006; Dixit, 2007).

En nuestro país, no se ha publicado información extensa acerca de evaluaciones biológicas integrales y del establecimiento de criterios biológicos regionales para cuerpos de agua dulceacuícolas. Así, la Subsecretaría de Recursos Hídricos no ha incluido aún la utilización de biocriterios como herramientas para la evaluación de la condición de los ecosistemas dulceacuícolas.

Sin embargo, existe una profusa bibliografía acerca del análisis de distintas comunidades dulceacuícolas, tales como fitoplancton, perifiton, macroinvertebrados bentónicos, insectos



acuáticos, entre otras, la estimación de atributos ecológicos asociados a ellas y su potencial utilización en la determinación de la condición biológica de ecosistemas dulceacuícolas de distintas regiones de nuestro país (Izaguirre y colaboradores, 1990; Gómez, 1998; Domínguez y Fernández, 1998; Prat y colaboradores, 1999; Salinas y colaboradores, 1999; Fernández y colaboradores, 2001, 2002, 2006; Gómez y Licursi, 2001; Miserendino, 2001; Rodríguez Capítulo y colaboradores, 2001; Giorgi y Malacalza, 2002; Salusso y Moraña, 2002; Gómez y colaboradores, 2007; Von Ellenrieder, 2007, entre muchos otros). En consecuencia, la información disponible y la resultante de nuevos trabajos dirigidos a ese fin podría ser utilizada como una base científica para el establecimiento de sitios de referencia escasamente perturbados y el desarrollo de criterios biológicos ecorregionales aplicables a la protección de los ambientes dulceacuícolas de la Argentina.

Actividades: La evaluación de la calidad de agua

5.1. En la siguiente tabla se indican los valores de parámetros físico-químicos determinados en el año 2004 en ocho estaciones de muestreo, correspondientes a la cuenca de los ríos Matanza – Riachuelo, ubicada en la provincia de Buenos Aires (Fuente: Comité Ejecutor Cuenca Matanza – Riachuelo – MATRIA - Programa de Estadísticas Ambientales – Recursos Hídricos, Dirección de Impacto Ambiental y Social, Secretaría de Ambiente y Desarrollo Sustentable de la Nación).

Compare estos resultados con los niveles guía recomendados por la Secretaría de Recursos Hídricos de la Nación o, en su defecto, los valores establecidos por otros organismos nacionales discutidos en el texto.

Sobre la base de las comparaciones realizadas, identifique las estaciones de muestreo que muestra menor y mayor grado de deterioro de la calidad de agua.

Discuta los resultados en relación a las actividades antropogénicas generadas en la zona que podrían justificar el deterioro observado.

Parámetro	Puente Pueyrredon km 3,5	Puente Bosch Riachuelo km 4,2	Descarga en prolongacion calle Perdriel km 4,55	Puente Victorino de la Plaza km 5,15	Descarga en prolongacion calle Lafayette km 5,25	Arroyo Teuco antes desemb Riachuelo km 8,05	Puente Uriburu Riachuelo km 8,6	Descarga en prolongacion calle Elia km 7,35
pH	7,58	7,63	6,85	7,62	7,20	7,00	9,64	7,66
Conductividad (µmhos/cm)	1.696,00	2.117,50	521,50	1.584,50	449,50	563,00	1.787,50	1.938,00
Temperatura (°C)	24,25	24,25	23,50	24,38	23,50	26,50	26,65	23,75
Concentración de oxígeno disuelto (mg/L)	0,15	0,37	0,60	0,14	5,50	0,10	2,35	0,21
Turbidez (UNT)	62,50	289,00	16,50	325,00	10,50	80,50	29,82	43,50
Concentración de bacterias coliformes totales (NMP/100 mL)	50.450.000,0	252.600.000,0	950.000,00	48.000.000,00	1.000.000,00	11.100.000,00	480.028.000,00	740.000.000,00
Concentración de bacterias coliformes fecales (NMP/100 mL)	1.517.500,0	2.503.200,00	4.000.000,00	1.060.000,00	2.000.000,00	11.100.000,00	1.256.500,00	15.160.000,00
DBO ₅ (mg O ₂ /L)	34,50	39,50	16,00	45,50	12,50	90,00	64,50	33,00
DQO (mg O ₂ /L)	84,05	88,40	46,50	87,85	51,00	174,50	109,60	74,00
Concentración de hidrocarburos totales (µg/L)	1,60	4,00	0,20	2,00	0,20	2,40	2,00	3,60
Concentración de fenoles (µg/L)	0,02	0,02	0,02	0,01	0,02	0,04	0,00	0,01
Concentración de Nitrógeno Total Kjeldahl (mg NTK/L)	10,50	13,05	7,37	12,55	2,49	21,08	7,35	11,35
Concentración de Sólidos Suspendidos Totales (mg/L)	22,50	15,00	14,00	166,00	18,00	66,50	16,00	18,50
Concentración de Arsénico (mg/L)	0,01	0,02	0,01	0,02	0,01	0,01	0,01	0,02
Concentración de Cromo total (mg/L)	0,08	0,17	0,07	0,08	0,05	0,05	0,02	0,10
Concentración de Cobre (mg/L)	0,02	0,03	0,03	0,02	0,03	0,03	0,02	0,02
Concentración de Mercurio (mg/L)	0,90	1,15	1,00	0,85	1,00	1,00	0,40	0,50
Concentración de Plomo (mg/L)	0,03	0,03	0,10	0,03	0,10	0,10	0,03	0,03
Concentración de Zinc (mg/L)	0,06	0,06	0,02	0,06	0,05	0,13	0,04	0,06

5.2. En la página web del Programa de Estadísticas Ambientales – Recursos Hídricos, Dirección de Impacto Ambiental y Social, Secretaría de Ambiente y Desarrollo Sustentable de la Nación se dispone de información abierta al público relacionada con determinaciones de parámetros físico-químicos de calidad de agua llevadas a cabo en años recientes en distintas cuencas hidrográficas de nuestro país (<http://www.ambiente.gov.ar/?idseccion=211> y <http://www.ambiente.gov.ar/archivos/web/estadistica/File/hidricos/5.5%20Calidad%20del%20agua3.xls>).

Observe que, para la mayoría de los cuerpos de agua, se dispone de información para los siguientes grupos de parámetros:

- ❖ pH, temperatura, concentración de oxígeno disuelto, turbidez, conductividad, dureza total, sólidos suspendidos totales, sólidos disueltos totales,
- ❖ Concentración de amonio, nitratos, nitrógeno total por Kjeldahl, fósforo total concentración de cloruros,
- ❖ Concentración de arsénico, mercurio, cadmio, cromo total, cobre, plomo, zinc, hierro y manganeso
- ❖ DBO₅, concentración de PCBs, hidrocarburos totales, agentes tensioactivos, sustancias fenólicas, plaguicidas órganoclorados y órganofosforados.
- ❖ Concentración de coliformes totales y fecales, concentración de *Pseudomonas* sp., presencia de *Vibrio cholerae*.

Ubique, dentro de la información disponible, los resultados correspondientes a la cuenca hidrográfica seleccionada en el ítem 1.2 o, en su defecto, la más cercana a ella. Observe los resultados registrados para los cinco grupos de parámetros señalados.

Compare los resultados registrados para cada parámetro con los niveles guía de calidad de agua recomendados por la Secretaría de Recursos Hídricos de la Nación o, en su defecto, con los valores establecidos por otros organismos nacionales discutidos en el texto.

En caso de que existan datos procedentes de distintas estaciones de muestreo, seleccione aquella que resulte, a su juicio, presente menor grado de perturbación que las restantes. Del mismo modo, seleccione aquella que presente mayor grado de perturbación.

Asocie los resultados a la existencia de evidencia e información local respecto de:

- ❖ Actividades antropogénicas en el área que puedan justificar los resultados observados,
- ❖ Emisión de efluentes industriales y domiciliarios,
- ❖ Escorrentía proveniente de áreas agrícolas y urbanas.

5.3. Determinación de la turbidez en un arroyo mediante el método del disco de Secchi.

En el mismo arroyo considerado en la actividad 3.1. se llevará a cabo la estimación del límite de visibilidad del disco de Secchi, tal como se discutió en el punto 5.5.1.5., esto es, la *profundidad del disco de Secchi*, inversamente relacionada con la turbidez de las aguas.

Materiales requeridos:

- ❖ Guantes de látex
- ❖ Un disco de Secchi comercial o construido para esta actividad.

Materiales necesarios:

- ❖ Una placa circular de metal, plástico o madera laminada de 0,2 cm de grosor y 20 cm de diámetro.
- ❖ Taladro de mano
- ❖ Pintura para exteriores blanca y negra, preferiblemente que contenga resinas epoxi.
- ❖ Soga de plástico de 4 – 5 m de longitud.
- ❖ Un perno con anillo metálico para sujetar al disco y pasar la soga que sostendrá el disco (FIGURA 34 ver pág. 111), nueces de acople y arandelas.
- ❖ Peso de metal (aproximadamente 250 – 500 g) y espiga o clavija para sujetarlo al disco.
- ❖ Dos marcadores a prueba de agua, de diferentes colores
- ❖ Vara de madera de 20 cm de longitud para enrollar la soga y hacer más sencilla su manipulación.

Construcción:

- ❖ Pinta el disco entero con pintura blanca.
- ❖ Taladrar un agujero en el centro del disco lo suficientemente grande como para pasar el perno. Colocar una nuez de sujeción, el perno con el anillo metálico y las arandelas correspondientes como se muestra en la FIGURA 34. Del lado opuesto al anillo metálico, en la cara inferior del disco, sujetar la pesa metálica. Ajustar fuertemente.
- ❖ Dividir la cara superior del disco en cuatro cuadrantes y pintar de blanco y negro las secciones alternadas (FIGURA 34).
- ❖ Atar la soga al anillo metálico en la cara superior del disco.
- ❖ Atar el extremo de la soga a la vara de madera.
- ❖ Usando los marcadores indelebles al agua, marcar las distancias en la soga. Hacer una marca cada 10 cm. Así, por ejemplo, .marcar cada intervalo de 10 cm con una marca azul y cada intervalo de 1 m con una marca roja.
- ❖ Enrollar la soga en la vara de madera para transportar el disco.

Procedimiento:

1. Seleccionar el o los sitios de medición. El criterio de selección debería estar dado por la hidrología y topografía del cuerpo de agua seleccionado, determinadas previamente y por una evaluación previa de las actividades antropogénicas ribereñas. En la medida de lo posible, seleccionar sitios de medición representativos de las distintas fuentes de emisión de potenciales contaminantes y materia orgánica en el ambiente y características topográficas.

2. En la medida de lo posible, realizar la medición desde un bote o desde un muelle en el horario entre las 10 ha y las 14 hs. 2. El observador debe dar la espalda al sol durante el proceso para bloquear el encandilamiento por la luz solar y facilitar la observación.
4. Evitar la realización de movimientos que perturben el sedimento del arroyo durante el procedimiento.
5. Observar que el disco de Secchi está sujeto firmemente a la soga.
6. Inclinar hacia el Lean over the borde del bote o muelle y bajar el disco de Secchi hacia el agua.
7. Introducir el disco en el agua hasta que los cuadrantes desaparezcan de la vista. Registrar la distancia utilizando las marcas en la soga. Bajar el disco aproximadamente 30 cm más bajo la superficie y, luego, subirlo lentamente hasta que sus cuadrantes se vuelvan visibles. Registrar la distancia.
8. Repetir el procedimiento dos o tres veces a fin de asegurar los resultados.
9. Registrar los resultados. La profundidad del disco de Secchi será el promedio entre las mediciones efectuadas.
10. Comparar los resultados obtenidos en los distintos sitios de medición y discutir su relación con las potenciales fuentes de emisión de contaminantes y escorrentía en la zona.
11. Comparar los resultados con los niveles guía discutidos en el texto.

5.4. Determinación del pH en muestras de agua de un arroyo.

En el mismo arroyo considerado en la actividad 3.1. se llevará a cabo la estimación del pH en distintas muestras de agua.

La determinación se realizará utilizando papel pH comercial, que una vez humedecido con el agua de la muestra, virará su color. La comparación del color generado por la inmersión en el agua de la muestra con los colores estandarizados, indicados en el recipiente original del papel pH utilizado, mediante estimar groseramente el pH de la muestra.

Materiales requeridos:

- ❖ Guantes de látex
- ❖ Papel pH comercial, con recipiente origina, de dos rangos de medición: 3,0 – 6,5 y 7,0 - 10,5;
- ❖ Recipiente de muestreo opaco, no-metálico.
- ❖ Soga para recoger el recipiente de muestreo.
- ❖ Marcador indeleble.
- ❖ Recipiente de vidrio de boca ancha para realizar la determinación de pH.

Procedimiento:

1. Seleccionar el o los sitios de muestreo. El criterio de selección debería estar dado por la hidrología y topografía del cuerpo de agua seleccionado, determinadas previamente y por una evaluación previa de las actividades antropogénicas ribereñas. En la medida de

lo posible, seleccionar sitios representativos de las distintas fuentes de emisión de potenciales contaminantes y materia orgánica en el ambiente y características topográficas.

2. Lavar el recipiente de muestreo con muestras de agua del sitio seleccionado, repetir el procedimiento tres veces. Desechar el agua de lavado sin verterla nuevamente en el cuerpo de agua, para evitar potencial contaminación. Efectuar el procedimiento sin perturbar el sedimento del fondo. No utilizar agua destilada para lavar el recipiente. Utilizar el recipiente sólo para la toma de muestras del sitio.

2. Atar el recipiente de muestreo a la soga de muestreo. Si el sitio de muestreo es un arroyo, lanzar el recipiente hacia una zona cercana a la costa donde el agua fluya libremente, en sentido opuesto a la corriente.

3. Si el recipiente flota, mueva la soga hasta que el agua ingrese en él. Tomar la muestra cerca de la superficie del agua. Evitar que el recipiente se hunda y perturbe el sedimento.

4. Permitir que el recipiente se llene hasta alcanzar entre los 2/3 y 3/4 de su capacidad. Atraerlo hacia la orilla con la soga y retirarlo.

5. Inmediatamente llenar el recipiente de vidrio para llevar a cabo la determinación. Preservar la muestra en el recipiente de muestreo para llevar a cabo determinaciones posteriores.

6. Sumergir el extremo (aproximadamente 0,5 – 1 cm) del papel pH en el agua de la muestra. Mantenerlo 1 – 2 s y retirarlo. Dejarlo secar al aire.

7. Mantener el comparador de colores estandarizados a la luz natural, y comparar el color del papel pH previamente sumergido en la muestra con él. Dado que esta lectura comparativa es subjetiva y puede variar con el observador, sugerimos que sea realizada por distintas personas. Si los resultados resultan significativamente variables, es conveniente considerar el promedio de las observaciones realizadas.

8. Registrar los resultados obtenidos en los distintos sitios de muestreo.

9. Discutir los resultados obtenidos en relación a los niveles guía recomendados por la Subsecretaría de Recursos Hídricos de la Nación y a las condiciones del sitio de muestreo y de la cuenca que puedan haber determinado los valores hallados.

5.4. Determinación de la Demanda Bioquímica de Oxígeno a los 5 días de incubación (DBO_5) en un arroyo mediante el método de Winkler.

En el mismo arroyo considerado en la actividad 3.1. se llevará a cabo la estimación de la Demanda Bioquímica de Oxígeno a los 5 días de incubación (DBO_5) en muestras de agua mediante el método de Winkler (Actividad 4.9).

La Demanda Bioquímica de Oxígeno requiere 5 días para la obtención de resultados. Es estimada comparando la concentración de oxígeno disuelto de la muestra de agua en el momento de su recolección con la determinada luego de su incubación en completa oscuridad, a 20°C, durante 5 días. La diferencia entre las dos concentraciones representa la cantidad de oxígeno requerida para la degradación microbiológica de la materia orgánica contenida en la muestra. La concentración de oxígeno disuelto es determinada mediante el método de Winkler (actividad 4.9)

Materiales requeridos:

- ❖ Guantes de látex
- ❖ Papel pH comercial, con recipiente original, de dos rangos de medición: 3,0 – 6,5 y 7,0 - 10,5;
- ❖ Recipiente de muestreo opaco, no-metálico.
- ❖ Soga para recoger el recipiente de muestreo.

- ❖ Marcador indeleble.
- ❖ 2 recipientes de vidrio oscuro (botellas de DBO) para realizar la determinación por cada sitio de muestreo seleccionado, con tapa perfectamente ajustable, preferiblemente, de vidrio esmerilado.
- ❖ Papel metalizado.
- ❖ Recipiente para transporte de muestras, refrigerado (4 - 8°C)
- ❖ Estufa de incubación, 20°C.
- ❖ Material de vidrio y reactivos requeridos para la determinación de la concentración de oxígeno disuelto por el método de Winkler (actividad 4.9)

Procedimiento:

Seguir los pasos 1. a 4. de la actividad 5.3.

5. Inmediatamente llenar los dos recipientes de vidrio oscuro para llevar a cabo la determinación hasta que el agua rebalse, de manera que no exista aire disponible en la botella. Tapar los recipientes inmediatamente a fin de evitar el posterior ingreso de aire. Preservar la muestra en el recipiente de muestreo para llevar a cabo determinaciones posteriores. Marcar adecuadamente las botellas, indicando lugar y fecha de muestreo.

6. En una de ellas, fijar la concentración de oxígeno disuelto siguiendo las indicaciones de la actividad 4.9. Transportar ambas botellas al laboratorio, en el recipiente refrigerado, en completa oscuridad. Para evitar la incidencia de la luz, es conveniente envolverlas completamente en papel metalizado.

7. Una vez en el laboratorio, completar la determinación de la concentración de oxígeno disuelto en la primera botella. Registrar el resultado.

8. Colocar la segunda botella en una estufa de incubación, a 20°C y en completa oscuridad. Mantenerla en esas condiciones durante 5 días.

9. Al cabo de la incubación, determinar en la segunda botella la concentración de oxígeno disuelto mediante el método de Winkler y registrar los resultados.

10. calcular el valor de la Demanda Bioquímica de Oxígeno al cabo de 5 días de incubación (DBO₅) mediante la siguiente expresión:

$$DBO_5 \text{ (mg O}_2\text{/L)} = OD_i + OD_f$$

Donde:

OD_i : Concentración de oxígeno disuelto inicial;

OD_f : Concentración de Oxígeno disuelto final, al cabo de 5 días de incubación a 20°C en completa oscuridad.

11. Registrar los resultados obtenidos en los distintos sitios de muestreo.

12. Discutir los resultados obtenidos en relación a los niveles guía recomendados por la Subsecretaría de Recursos Hídricos de la Nación y a las condiciones del sitio de muestreo y de la cuenca que puedan haber determinado los valores hallados.