

Guía de monitoreo de humedales



Guía de monitoreo de humedales

Proyecto GEF Humedales Costeros

Este material ha sido desarrollado como parte de las acciones del Proyecto GEF Humedales Costeros para mejorar el estado ecológico y de conservación de los ecosistemas costeros del Centro-Sur de Chile, a través de la promoción de un manejo sustentable. Incorporando y/o mejorando la gestión de humedales costeros, para su conservación y recuperación o mantención de los servicios ecosistémicos que proveen, reduciendo también las amenazas y presiones sobre los humedales costeros y su cuenca aportante que soportan las actividades humanas de importancia local.

Se autoriza la reproducción parcial de los contenidos de la presente publicación para los efectos de su utilización a título de cita o con fines de enseñanza e investigación, siempre citando la fuente correspondiente, título y autor.

Ministerio del Medio Ambiente

Proyecto GEF/SEC ID: 9766 "Conservación de humedales costeros de la zona centro-sur de Chile"

Agosto 2022

Elaboración de contenidos

Maria Jesús Suazo Silva

Edición

Jimena Ibarra C.

Profesional Depto. Ecosistemas Acuáticos, División de Recursos Naturales y Biodiversidad del Ministerio del Medio Ambiente.

Hernan Latuz A.

Profesional Depto. Ecosistemas Acuáticos, División de Recursos Naturales y Biodiversidad del Ministerio del Medio Ambiente.

Jorge Herreros L.

Profesional Depto. de Política y Planificación en Biodiversidad, División de Recursos Naturales y Biodiversidad del Ministerio del Medio Ambiente.

Claudia Silva A.

Coordinadora Nacional Proyecto GEF Humedales Costeros.

Katherin Solis L.

Coordinadora Local Queule Proyecto GEF Humedales Costeros.

Diseño y diagramación

Ariel Ulagnero

Cita:

MMA-ONU Medio Ambiente, 2022. Guía de monitoreo de humedales. Elaborada por Maria Jesús Suazo Silva, Consultora Proyecto GEF/SEC ID: 9766 "Conservación de humedales costeros de la zona centro sur de Chile". Ministerio del Medio Ambiente. Santiago, Chile. 58 p.





Introducción

El presente documento ha sido elaborado como un instrumento metodológico con el objetivo de brindar una orientación básica para el levantamiento de información biológica y ambiental de humedales, con énfasis en el apoyo a los equipos municipales para dar cumplimiento a la Ley 21.202/2020, que específicamente en su Artículo N°2 indica que “Las municipalidades deberán establecer, en una ordenanza general, los criterios para la protección, conservación y preservación de los humedales urbanos ubicados dentro de los límites de su comuna”, utilizando los lineamientos establecidos en el reglamento de dicha Ley.

La guía se divide en tres capítulos; el primero corresponde a la Caracterización de los Humedales, entregando la definición de un humedal, los tipos de humedales que se pueden encontrar en Chile, las funciones que cumplen en el ecosistema y las principales amenazas a la que son expuestos. El segundo presenta las principales comunidades biológicas que se pueden identificar en un ecosistema de humedal y una breve descripción de éstas. El tercer capítulo aborda el monitoreo de humedales, las etapas y metodologías que se pueden utilizar para llevar a cabo el monitoreo, dando lugar a ejemplos y descripción de diferentes técnicas y metodologías para captura de información en terreno.

Se espera que este guía sea de gran utilidad y de apoyo a diferentes entidades del ámbito público y privado para el monitoreo de Humedales, así como para cualquier interesado en la conservación protección y seguimiento ambiental de humedales a lo largo del Territorio Nacional.



Contenidos

Capítulo I

Caracterización de los humedales

6

- 1. Definición 6
- 1.1. Humedales urbanos 6
- 2. Importancia de los Humedales 7

Capítulo II

Comunidades biológicas características de humedales

8

- 1. Fitoplancton 8
- 2. Perifiton (Fitobentos) 8
- 3. Zooplancton 9
- 4. Zoobentos 9
- 5. Plantas acuáticas 9
- 6. Peces 10
- 7. Anfibios 10
- 8. Aves de humedales 11
- 9. Mamíferos acuáticos 11

Capítulo III

Monitoreo

12

- Etapas del monitoreo 13
- Etapas del monitoreo 13
- Etapas del monitoreo 13
- Etapas del monitoreo 13

Etapa 4: Seleccionar el diseño apropiado de monitoreo	13
Etapa 5: Determinar los parámetros a medir, número de sitios y la duración del monitoreo	15
Etapa 6: Definir protocolos de monitoreo	16
6.1 Parámetros Físico-químicos del componente agua	16
6.2 Parámetros biológicos	19
6.2.1 Metodología para Macroinvertebrados	20
6.2.2 Metodología para Peces	22
6.2.3 Metodología para Aves	28
Etapa 7: Implementar el programa de monitoreo	29
Etapa 8: Análisis de resultados	29
Etapa 9: Evaluación y Manejo Adaptativo	30

GLOSARIO **31**

ANEXOS **32**

Anexo 1. Ejemplo de Programa de Monitoreo Ambiental y Ciudadano del Proyecto GEF Humedales Costeros	32
Anexo 2. Planilla de Hábitat	38
Anexo 3. Bibliografía asociada a metodología de muestreo y claves taxonómicas para el grupo de zooplancton.	39
Anexo 4. Bibliografía asociada a metodología de muestreo y claves taxonómicas para el grupo de fitoplancton.	39
Anexo 5. Bibliografía asociada a metodología de muestreo y claves taxonómicas para el grupo de plantas acuáticas.	40
Anexo 6. Procedimiento para calibración de medidor multiparámetro	41

BIBLIOGRAFÍA **53**



Capítulo I

Caracterización de los humedales

1. Definición

Los humedales son sistemas acuáticos que sostienen la biodiversidad, nos proveen importantes elementos para la vida, los podemos encontrar a lo largo de toda la costa, como estuarios, lagunas costeras o marismas, a lo largo de la Cordillera de los Andes, como salares, lagunas salobres, vegas, ríos, lagos y lagunas. Hacia el sur de Chile podemos reconocer a los humedales de turberas, humedales boscosas o hualves o pitrantes, todos ellos, en mayor o menor cantidad, suministran hábitat a peces, crustáceos, anfibios, reptiles, aves migratorias, entre otros. Se han elaborado variadas definiciones para el concepto de Humedal, pero se ha llegado al consenso de que este tipo de ecosistema corresponde a la transición entre ambientes húmedos y ambientes generalmente secos, por lo cual no pueden ser clasificados categóricamente como acuáticos ni terrestres (Correa-Araneda, 2011).

La Convención RAMSAR (ratificado por Chile en 1981) considera como humedales las extensiones de marismas, pantanos y turberas, o superficies cubiertas de agua, sean éstas de régimen natural o artificial, permanentes o temporales, estancadas o corrientes, dulces, salobre o saladas, incluidas las extensiones de agua marina cuya profundidad en marea baja no exceda de seis metros.

1.1 Humedales urbanos

La Ley 21.202 de protección de humedales urbanos, define a los humedales urbanos como “Todas aquellas extensiones de marismas, pantanos y turberas, o superficies cubiertas de aguas, sean éstas de régimen natural o artificial, permanente o temporales, estancadas o corrientes, dulces, salobres o saladas, incluidas las extensiones de agua marina, cuya profundidad en marea baja no exceda los seis metros y que se encuentran total o parcialmente dentro del límite urbano”.

2. Importancia de los Humedales

Los humedales, sean urbanos o no, proveen una serie de beneficios a las comunidades y entornos en donde se emplazan: provisión de agua dulce, mitigación de inundaciones, regulación del clima local, conservación de la biodiversidad, y oportunidades de proveer espacios para la recreación y educación, entre otros. Estos beneficios son conocidos como servicios ecosistémicos (Figura 1), los que son de gran importancia para sostener el bienestar y calidad de vida de las personas. Se clasifican en: servicios de soporte (e.g. ciclo de nutrientes), servicios de aprovisionamiento o abastecimiento (e.g. agua, fibras, alimentos), servicios de regulación (e.g. mitigación de inundaciones, purificación del agua) y servicios culturales (e.g. recreación, educativos).

Los humedales y su capacidad de proveer estos servicios se ven constantemente amenazados. Esto es especialmente crítico en ciudades en donde el desarrollo urbano amenaza con la degradación y destrucción de los humedales por medio de actividades como relleno, drenaje, contaminación, desvío de las aguas e introducción de especies exóticas.

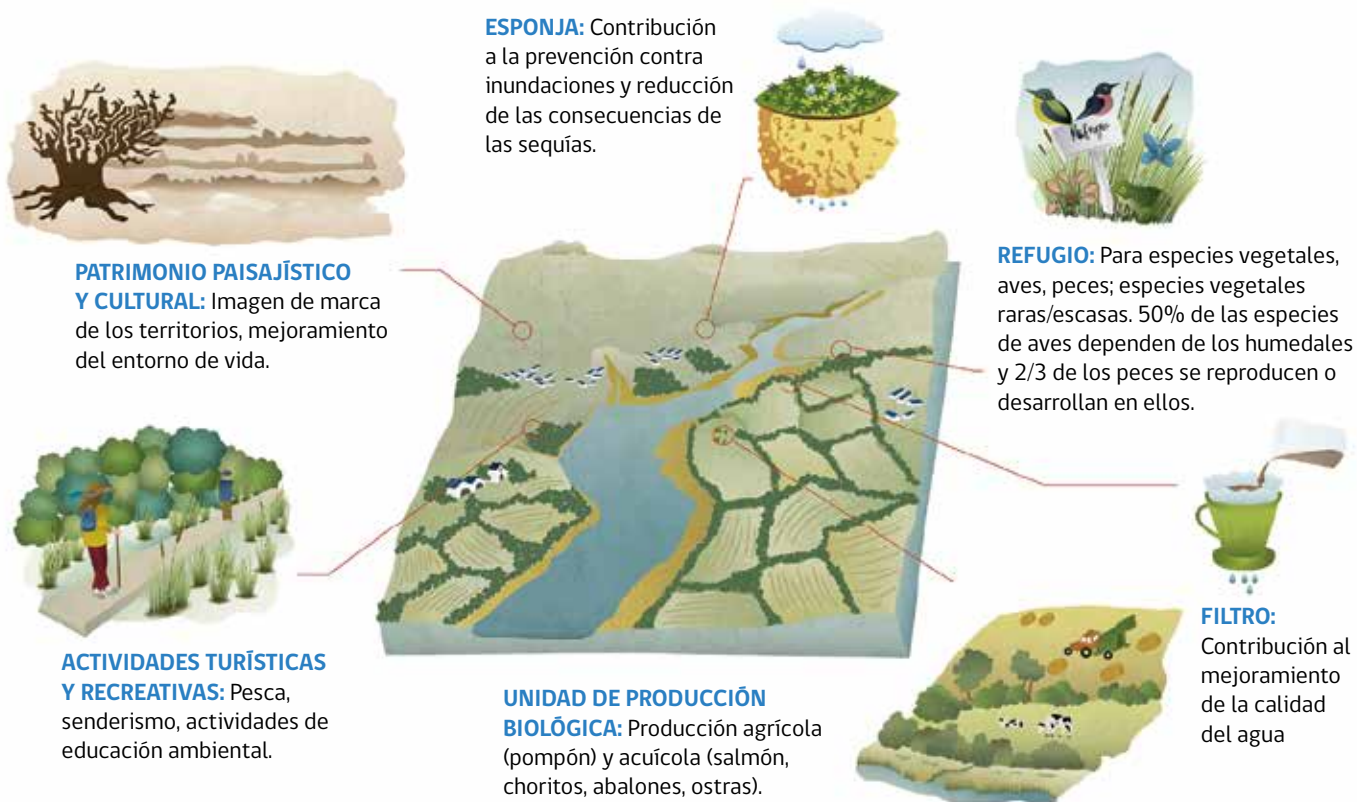


Figura 1.

Servicios ecosistémicos que prestan los humedales. Fuente: <http://humedaleschiloe.cl/humedales-de-chiloe/>

Chile adopta para la clasificación de humedales en el Catastro Nacional de Humedales del Ministerio del Medio Ambiente, la Clasificación modificado de Dugan (1992), y Ahumada & Faundez (2009), disponible en <https://humedaleschile.mma.gob.cl>. Para conocer más sobre los distintos tipos de humedales, sus amenazas revisar la Guía para facilitar la gestión de las denuncias sobre actividades que afectan humedales (MMA-ONU Media Ambiente, 2021), disponible en el siguiente enlace: <https://gefhumedales.mma.gob.cl/wp-content/uploads/2022/02/Guia-de-denuncia-humedales-1.pdf>.



Capítulo II

Comunidades biológicas características de humedales

Este capítulo aborda las comunidades biológicas que se pueden reconocer en los ecosistemas de humedales. Es importante mencionar que en esta guía fueron excluidas las bacterias, debido a su grado de complejidad en la manipulación de las muestras y su posterior identificación. Sin embargo, debido a que corresponden a una comunidad muy importante para el desarrollo de la vida en los sistemas acuáticos se espera sean consideradas en una nueva versión.

1. Fitoplancton

Se define como fitoplancton a la comunidad de microorganismos, en su mayoría fotosintéticos, (microalgas) que viven suspendidos en la columna de agua (Wetzel, 2001). Las clases con mayor riqueza específica en Chile, corresponde a las Bacillariophyceae (diatomeas), Chlorophyceae (algas verdes), Chrysophyceae (algas doradas), Cyanophyceae (algas verde-azules), Dinophyceae (dinoflagelados) y Xanthophyceae (algas verde-amarillas) (Parra, 2006).



Ceratium sp. Foto: María Jesús Suazo Silva, 2018

2. Perifiton (Fitobentos)

Es la capa viscosa (biofilm o tapete) formada principalmente por una comunidad de microalgas bentónicas y bacterias que crecen sobre sustrato sumergido en agua, donde penetra la luz para su desarrollo (Biggs & Kilroy, 2000).

En aguas continentales este componente se encuentra mayormente representado en ecosistemas lóticos (e.g ríos) y en menor medida en ecosistemas lénticos (e.g lagos).



Foto: Carolina Díaz, 2012

Según el tipo de sustrato al que se asocian, se distinguen las epífitas (crecen sobre vegetación sumergida), epipélicas (crecen sobre sedimentos limoarcillosos), epilíticas (crecen sobre sustratos duros), episámicas (crecen sobre granos de arena), epizoicas (crecen sobre superficies de animales y endófitas (crecen dentro de las células o tejidos vegetales) (Parra, 2006).

3. Zooplancton

Es la comunidad biológica conformada por organismos microscópicos heterótrofos (componente animal del plancton) que viven y se desplazan con movilidad limitada en la columna de agua (Wetzel, 2001). Estos organismos se encuentran mayoritariamente representado en ambientes acuáticos lénticos y de manera minoritaria se encuentran en ambientes lóticos. El zooplancton en aguas continentales está dominado por tres grupos principales, correspondiente al phylum Rotífera y a dos subclases de crustáceos, Cladóceras y Copépodos y protozoos (principalmente flagelados y ciliados). Además de estos grupos, en los sistemas chilenos cabe destacar la importancia de la clase Branchiopoda, orden Anostraca (*Artemia* sp.); y los grandes ciliados mixotróficos (género *Stentor*) que pueden aportar hasta un 50–70% a la biomasa total del zooplancton en los lagos prístinos del Sur de Chile (Woelfl & Geller, 2002; Woelfl, 2006, 2007; Woelfl et al., 2010).



Mesocyclops sp. Foto: María Jesús Suazo Silva, 2018

4. Zoobentos

Corresponde a los invertebrados que habitan sobre el fondo de los sistemas acuáticos durante todo el ciclo y parte de éste (Alba-Tercedor, 2005). Los organismos del zoobentos pueden vivir enterrados en el fango y la arena, adheridos a tronco, rocas y vegetación sumergidas (Roldán, 1996). De acuerdo con su tamaño se pueden clasificar en microinvertebrados, los cuales son invertebrados de pequeño tamaño ($<100\ \mu\text{m}$), entre los cuales se distinguen a los grupos Protozoa, Nematoda, Rotífera y Arthropoda (Branchiopoda, Ostracoda, Maxillopoda) (Alba-Tercedor, 2005) y macroinvertebrados, que corresponden a organismos de mayor tamaño, generalmente visibles al ojo humano (200 y $500\ \mu\text{m}$) (Rosenberg & Resh 1993; Osoz et al., 2011) y de los cuales se identifican grupos como Annelida, Arthropoda (Insecta, Arachnida y Crustácea), Coelenterata, Mollusca, Porifera, Platyhelminthes, Nematoda y Nematomorpha (Domínguez & Fernández, 2009; Osoz et al., 2011).



Gripopterygidae Foto: María Jesús Suazo Silva, 2018

5. Plantas acuáticas

Corresponde a un grupo diverso de organismos fotosintéticos acuáticos de agua dulce y salobres, que varían enormemente en su anatomía, fisiología y ciclos de vida. La abundancia y distribución de este grupo de organismos es influenciada por una diversidad de factores ambientales como la luz, la radiación, la temperatura, los nutrientes, entre otros.

Además, presentan una alta capacidad de tolerancia a agentes estresores biológicos e inorgánicos (Lacoul & Freedman 2006; Chambers et al., 2008; Ramírez & San Martín 2006).

Desde el punto de vista del hábitat podemos clasificarlas como Hidrófitas a las plantas que viven todo su ciclo de vida dentro del agua en zonas litorales de lagos, lagunas, ríos entre otros, y Helófitas a las que si bien dependen de la presencia de agua, ellas también pueden estar presentes en ambientes ribereños y terrestres (ambientes palustres), pudiendo tolerar alta desecación (sobrevivir en largos períodos sin abundante agua en períodos estacionales secos) (Lacoul & Freedman 2006), y encontrarse, en ocasiones, en lugares húmedos sin estar en contacto con medios lacustres o fluviales (Rodríguez & Dellarossa, 1998).

Sin embargo, para efectos de delimitación de humedales en Chile, la Guía de Delimitación y caracterización de humedales urbanos (https://humedaleschile.mma.gob.cl/wp-content/uploads/2022/03/GUIA_HUMEDALES_2022_BAJA.pdf), se denomina de manera general a la flora de humedales como flora hidrófita, reconociendo la definición de la US Army Corps of Engineers (1987) que la establece como “cualquier macrófita que crezca en el agua o en un sustrato que esté al menos periódicamente deficiente en oxígeno como resultado de un contenido excesivo de agua; plantas que se encuentran típicamente en hábitats húmedos”; siendo por tanto, los términos hidrófila (DS 82/2010 CONAF) e hidrófita (DS 15/2020 reglamento Ley de Humedales) consideradas como símiles para efecto de la delimitación.



Nierembergia repens (Estrellita de las vegas)
Foto: Jonathan Urrutia-Estrada, 2021

6. Peces

De acuerdo con Espinosa (2004), los peces se pueden caracterizar como cordados acuáticos, poiquilotermos, que presentan apéndices en forma de aletas y que respiran principalmente por medio de branquias.



Brachygalaxias bullocki Foto: Nicole Colin, 2021

Los peces presentan un valor ecosistémico importante, ya que son el eslabón superior de las cadenas alimentarias de la mayoría de los sistemas fluviales (Habit et al., 2002). Este grupo de organismos en Chile son poco numerosos en especies, pero con un alto nivel del endemismo y presencia de caracteres primitivos (Habit et al., 2006). La ictiofauna chilena aumenta también su vulnerabilidad. Hoy se reconocen 46 especies de peces nativos en aguas continentales, 21 de ellos son endémicos de Chile (45% del total de especies nativas) (Vila & Habit 2015), y 35 especies se encuentran categorizados como “En Peligro y Vulnerables” (76% del total de especies nativas) de acuerdo con la legislación Vigente (DS 51/2008 MISEGREPS, DS 19/2012 MMA, DS 33/2012 MMA, DS 38/2015 MMA).

7. Anfibios

Los anfibios son organismos vertebrados cuadrúpedos (cuatro extremidades) y ectotermos, esto quiere decir que sus temperaturas temporales corporales dependen fuertemente del ambiente (Lobos et al., 2013). Los anfibios se diferencian de otros vertebrados porque experimentan metamorfosis en su desarrollo, con una



Alsodes nodosus (sapo arriero)
Foto: Jorge Herreros, 2018

fase larval acuáticas con respiración branquial, similar a los peces y una fase adulta en general terrestres con respiración pulmonar. Para Chile se describen 63 especies nativas del orden Anura, de las cuales más de un 60% son endémicas de Chile. La mayoría de las especies descritas presenta algún problema de conservación según el Reglamento de Clasificación de Especies (RCE) con 33 (52%) de ellas categorizadas como “En Peligro” o “En Peligro Crítico” de acuerdo con la legislación vigentes (DS 50/2008 MINSEGREPS, DS 41/2011 MMA, DS 42/2011 MMA, DS 38/2015 MMA y DS 16/2016 MMA)

8. Aves de humedales

De acuerdo con la clasificación taxonómica propuesta por The South American Classification Committee (Remsen et al., 2021), en el país, incluyendo especies errantes (con pocos registros en el país), habitan 528 especies de aves nativas, pertenecientes a 70 familias y 28 órdenes (Billerman et al., 2020). De esta clasificación podemos destacar el grupo de aves de humedales que habita principalmente cuerpos de agua dulce, salino o salobre, por ejemplo, ríos, estuarios, lagos, lagunas, bofedales y salares, o cuerpos de agua artificiales, como embalses y canales, a lo largo de todo el territorio continental e insular (MMA-ONU Media Ambiente, 2022).



Megascops torquata. Foto: Marta Hernández 2022

9. Mamíferos acuáticos

De las 150 especies de mamíferos nativos de Chile, aproximadamente 100 son terrestres (Cofré & Vilina, 2008). De estos últimos, solo dos especies se pueden considerar mamíferos de ecosistemas dulceacuícolas (Schlatter & Sielkfeld, 2006), estos son un roedor herbívoro y un mustélido carnívoro, el coipo (*Myocastor coypus*) y huillín (*Lontra provocax*) respectivamente. Además, podemos considerar la presencia del chungungo (*Lontra felina*), mustélido asociado a estuarios de ríos y roqueríos, el cual prefiere hábitats del litoral del Océano Pacífico expuesto al oleaje, con presencia de rocas, grietas y playas de arenas (Iriarte, 2008).



Lontra provocax Foto: Guillermo Feuerhake, 2008



Capítulo III

Monitoreo

Shear (1995), menciona que el “monitoreo” es la “colección, análisis e interpretación rutinaria de datos físicos, químicos y biológicos en un sitio definido, a lo largo de un periodo dado y con una frecuencia de muestreo establecido. Las etapas y elementos fundamentales del monitoreo según Abarca (2007), son la definición de objetivos como una primera etapa, lo que permitirá establecer la pregunta clave, a la que se le dará respuesta en el análisis de resultados. Luego de la definición de estas etapas y las escalas con las que se trabajará, se determinarán los parámetros básicos a medir, el número de sitios y la duración del monitoreo, junto a esto, los protocolos asociados a cada proceso de colecta. Con la implementación del programa de monitoreo se obtendrán los resultados, los cuales serán analizados para definir si es necesario la modificación de los protocolos de colecta, el tamaño de muestra o la creación de nuevos objetivos.

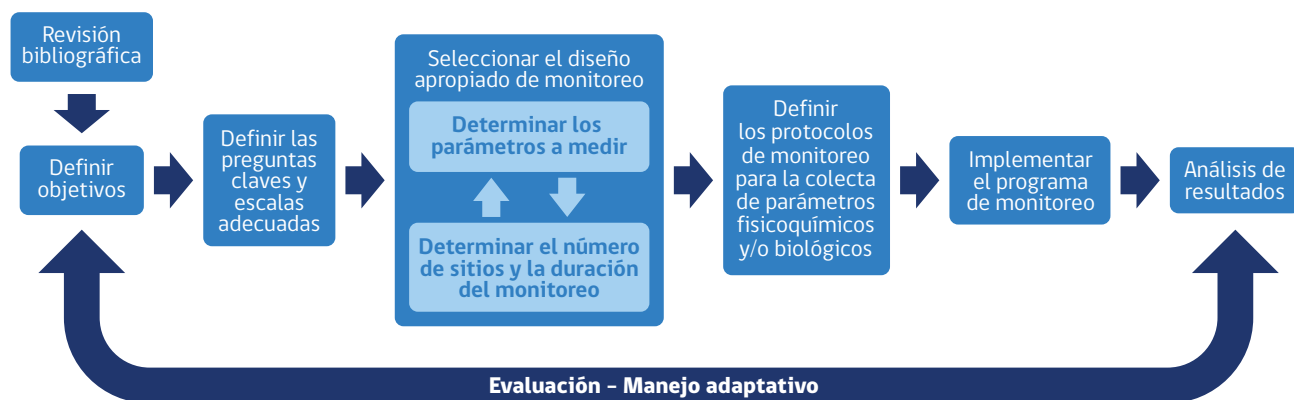


Figura 2.
Etapas y elementos fundamentales del monitoreo.



Etapas del monitoreo

Etapa 1: Recopilación bibliográfica y análisis

En esta etapa se debe obtener la mayor información existente del área a intervenir, enfocándose en estudios, informes realizados por entidades públicas y/o privadas, tesis y cualquier otro documento desde donde se pueda rescatar información. Se recomienda algunas plataformas de acceso libre como ¹iNaturalist, ²eBird y ³GBIF, donde se puede encontrar registros y observaciones de biodiversidad de distintas localidades a nivel mundial, son gratuitas y se puede acceder desde su sitio web o a través de equipos móviles, a continuación, encontraran los links de acceso.

¹<https://ebird.org/chile/home>
²<https://inaturalist.mma.gob.cl>
³<https://gbifchile.mma.gob.cl>

Recordar que esta recopilación de información debe estar enfocada en el área de estudio y áreas circundantes, abarcando ítems como biodiversidad, parámetros físico-químicos del agua, actividades productivas y/o amenazas que pueden ejercer presión y alterar el ambiente biofísico del lugar. Esta etapa es muy importante ya que permite tener una primera aproximación del estado en el que se encuentra el área a monitorear.

Etapa 2: Definir Objetivos

La definición de objetivos viene directamente relacionada con el propósito del monitoreo, y se refiere a las acciones necesarias que se realizarán para obtener información. En el Anexo 1 se presenta un ejemplo de un programa de monitoreo GEF. Donde el área de estudio será un humedal ubicado en la zona centro sur de Chile y el objetivo es saber cuál es el estado general del ecosistema.

Etapa 3: Definir las preguntas clave y escalas adecuadas

En esta etapa se debe definir la pregunta clave a responder, considerando el caso del anexo 1 la pregunta clave sería ¿Cuál es el estado general del ecosistema y cuáles serían las variables externas que podrían estar afectando al ecosistema en estudio? La escala debe ser definida en esta etapa, si desarrollará de manera local, por subcuenca, cuenca y/o macrocuenca u otra zonificación de interés que responda al objetivo del monitoreo.

Etapa 4: Seleccionar el diseño apropiado de monitoreo

Se debe seleccionar el diseño adecuado para el propósito del monitoreo que permita contestar a la pregunta clave propuesta en la etapa anterior (¿Cuál es el estado general del ecosistema y cuáles serían las variables externas que podrían estar afectando al ecosistema en estudio?), para este caso elegiremos el Monitoreo base (Tabla 1), el cual se utilizará para caracterizar los componentes de la biodiversidad existentes en el humedal (peces, aves y macroinvertebrados bentónicos), las condiciones físico-químicos del agua y las posibles amenazas del área de estudio.



Tabla 1.

Tipos de monitoreos, descripción y ejemplos de cada uno de ellos.

Tipo	Descripción	Ejemplos
Monitoreo base	Caracterización de la biota existente y de las condiciones físicas y químicas para propósitos de planificación o comparación futura.	- Presencia-ausencia de peces, su distribución, entre otros. - Monitoreo de parámetros físico-químicos básicos: oxígeno disuelto, temperatura, conductividad eléctrica, pH, sólidos totales disueltos. - Presencia o ausencia de aves en un humedal en la temporada estival.
Monitoreo del estado o condición	Caracterización de la condición (variabilidad espacial) de los atributos físicos o biológicos en un área dada.	- Abundancia de peces, en un tiempo dado y en una cuenca específica. - Riqueza de familias de macroinvertebrados bentónicos presentes en la zona alta del río Cautín en primavera. - Abundancia de aves en época invernal en la desembocadura de un río.
Monitoreo de la tendencia	Evaluación de los cambios en la biota o las condiciones del ecosistema a través del tiempo.	- Tendencias temporales en la abundancia de peces. - Variación estacional de la comunidad de macroinvertebrados. - Cambios en los parámetros físico-químicos del agua en un periodo de un año.
Monitoreo de la efectividad de una acción	Evaluación para saber si las acciones tuvieron el efecto esperado en una cuenca, procesos físicos o en el hábitat.	¿Se incrementó el área de relleno del humedal para fines agropecuarios? ¿Hubo cambios en la abundancia de especies el desvío del río para actividades de extracción de áridos? ¿Hubo variaciones en la comunidad de aves presentes en el humedal que fue rellenado para fines inmobiliarios?
Validación (investigación)	Evaluación sobre si la hipótesis es válida respecto a la relación causa-efecto entre las acciones de restauración y la respuesta obtenida (física, química o biológica)	¿La modificación en el área del humedal condujo al cambio deseado en la comunidad de peces o su abundancia? ¿El cese de actividades de extracción de áridos condujo al aumento en la diversidad de especies del cuerpo de agua? ¿La prohibición de descargas de aguas servidas al cuerpo de agua, condujo al cambio en los parámetros físico-químicos de este?

Fuente. Modificado de Abarca (2007)



Etapa 5: Determinar los parámetros a medir, número de sitios y la duración del monitoreo

De acuerdo con la pregunta clave definida en la primera etapa, se elegirán los parámetros que debemos evaluar en el monitoreo. Para el caso de ejemplo del humedal de la zona centro sur de Chile, se definirán parámetros de biodiversidad determinando la presencia- ausencia de tres grupos: peces, aves y macroinvertebrados bentónicos, además se medirán in situ parámetros físico-químicos básicos, el pH, el oxígeno disuelto (mg/L), temperatura (C°), conductividad eléctrica (µS/cm), sólidos disueltos totales (ppm) y transparencia (m) (**Tabla 2a**).

La Guía se enfocará en tres grupos de interés (*aves, *peces y *macroinvertebrados bentónicos), cuyos protocolos se describirán en los apartados siguientes. En la **tabla 2b** se observan otros ejemplos de parámetros biológicos que se pueden medir.

El número de sitios se definirá de acuerdo a: el propósito del monitoreo, el tipo de hábitat a ser muestreado, el grupo biológico a monitorear, el acceso al lugar y a cuan representativo debe ser el estudio. Se debe tener en cuenta que los hábitats acuáticos y zonas de transición entre el agua y la tierra varían en tamaño, condiciones abióticas y características aportadas por la biota en las diferentes estaciones del año.

Lo que se busca con cada muestra es obtener una representatividad de cada hábitat presente en el área de estudio (es decir diferentes subunidades de muestreo) y precisión (es decir varias réplicas en una misma subunidad). Esto en la práctica no siempre es posible, principalmente por el tiempo que se invierte, los costos económicos del muestreo y la dificultad de acceso al sitio de muestreo. Es por esto, que es muy importante establecer la rutina de muestreo para reducir los errores posibles, determinando al menos un sitio por cada hábitat diferente que se encuentre en el área de estudio. La duración del muestreo estará sujeta al objetivo de este, por ejemplo, si se necesita observar la estructura comunitaria de un grupo biológico en particular de forma estacional, se debería realizar un muestreo por cada estación del año.

Ejemplos para el caso de tres humedales diferentes (CEA, 2018):

1) En el caso de humedales altoandinos (altiplánicos), se sugiere establecer puntos de muestreo en cada uno de los segmentos reconocidos (Vega, canal, laguna), cubriendo gradientes ambientales (salinidad, térmicos, etc.).

2) Para el caso de los humedales costeros, se sugiere establecer puntos de muestreo cubriendo gradientes ambientales (por ejemplo, salinidad). También considerar puntos de muestreo según

Tabla 2a.

Ejemplos de parámetros mínimos físico-químicos del agua que se deben medir en un monitoreo

Parámetros físico-químicos del agua
Temperatura
pH
Conductividad eléctrica (µS/cm)
Oxígeno disuelto (mg/L)
Transparencia (m)
Sólidos suspendidos totales (ppm)

Tabla 2b.

Ejemplos de parámetros biológicos que se pueden medir en un monitoreo

Parámetros Biológicos
*Riqueza y/o abundancia de macroinvertebrados bentónicos
*Riqueza y/o abundancia de peces
*Riqueza y/o abundancia de aves
Riqueza y/o abundancia de mamíferos acuáticos
Riqueza y/o abundancia de anfibios
Riqueza y/o abundancia de plantas acuáticas
Riqueza y/o abundancia de zooplancton
Riqueza y/o abundancia de fitoplancton
Proporción de nativas v/s introducidas



la zonación ambiental dada por efecto de las mareas, que determina la existencia de tres zonas (salina, mezcla y dulceacuicola).

3) Considerar muestreo a dos profundidades (superficie y fondo) en zona donde se comprueba efecto de cuña salina.

Etapa 6: Definir protocolos de monitoreo

Si bien existe una gama de variables físico-químicas y biológicas posibles de medir para contribuir a determinar las condiciones ecológicas de un humedal, tanto in situ, como en laboratorio, con la toma de muestras, ésta guía se enfocará en los parámetros más relevantes que aporten una información general de las condiciones del ecosistema.

La elección de los parámetros se basa específicamente en la posibilidad de poder medir in situ por el personal elegido para estas funciones, con un mínimo de equipamiento y un costo relativamente bajo.

6.1 Parámetros Físico-químicos del componente agua

Las variables físico-químicas del agua entregan una visión espacio-temporal de la calidad del agua al momento de la obtención de la muestra, éstas variables están enormemente influenciadas por factores ambientales externos (clima, relieve, geología, vegetación, uso del suelo, etc.) y son las que determinan el asentamiento y desarrollo de las comunidades acuáticas.

Asimismo, las comunidades acuáticas son capaces de modificar continuamente el ambiente físicoquímico del agua, creando sistemas dinámicos que son necesarios a evaluar de forma periódica. En el anexo 2, se adjunta una planilla de uso del hábitat que se puede utilizar para caracterizar el sitio de muestreo para así inferir y analizar con mayor precisión los parámetros físico-químicos que se obtendrán en terreno.

Consideraciones generales: se debe tener en cuenta el uso de elementos de protección personal (EPP), y materiales para la toma de muestras. Estos son descritos en la **tabla 3**.

Tabla 3.

Elementos de protección personal (EPP), equipamiento y materiales necesarios para la colecta de macroinvertebrados.

Elementos de protección personal (EPP)	Equipamiento y materiales
Ropa adecuada para el clima del área de estudio	Multiparámetro
Botas o vadeadores de pescador de caucho, nylon-PVC o neopreno	Libreta
Protector solar y bálsamo labial con filtro UVA/UVB	Lápiz mina
Lentes de seguridad con filtro UVA/UVB	
Gorro legionario	
Chaleco salvavida	

En la **tabla 4** se explica la importancia en la medición de los parámetros físico químicos básicos, la influencia que estos puedan tener de acuerdo a diferentes procesos y las fluctuaciones que pueden sufrir, dependientes de variables externas o internas del cuerpo de agua.

Tabla 4.

Parámetros básicos de medición: importancia, influencia y fluctuaciones

Variable: Temperatura (C°)	
Medición	El muestreo de esta variable se realiza en terreno in situ, preferiblemente por una sonda multiparámetro (Figura 3), la cual genera resultados generalmente en grados Celsius (C°).
Importancia	La temperatura condiciona los tres estados del medio acuático (sólido, líquido y gaseoso) además de influir en los procesos biológicos, físicos y químicos que se desarrollan en el agua.
Influencia	Influye en los procesos relacionados con la tasa metabólica de los organismos acuáticos, como respiración celular y la fotosíntesis. Además, se relaciona con la solubilidad de gases como el oxígeno, que es necesario para la existencia de animales y plantas acuáticas
Fluctuaciones	Sus fluctuaciones dependen de variables externas al cuerpo de agua (estación del año, hora del día, latitud, altitud, etc.). • Un aumento de la temperatura indicará un aumento de la evaporación y la volatilización de sustancias desde el agua, además nos indicará una disminución de la solubilidad de los gases presentes en el agua como el oxígeno, el dióxido de carbono, el nitrógeno y el metano. • En ciertas ocasiones y dependiendo de la disponibilidad de nutrientes, el aumento de temperatura puede llevar a un crecimiento acelerado de bacterias y proliferación de algas, provocando, por ejemplo, aumento en la turbidez del agua.

Variable: pH	
Medición	El muestreo de esta variable se realiza en terreno in situ, preferiblemente por una sonda multiparámetro (Figura 3) o un pHmetros. También se puede tomar una muestra de agua en un frasco que cierre herméticamente y transportarlo cuidadosamente a un laboratorio.
Importancia	El pH (potencial de hidrógeno), es una variable importante ya que influye en muchos procesos biológicos y químicos dentro del agua.
Influencia	En el caso de las aguas no contaminadas, el pH es un indicador de las clases de compuestos químicos que están presentes en el agua y su nocividad para los seres vivos. Puede indicar contenidos posibles de dióxido de carbono, carbonatos e iones de bicarbonato, así como también compuestos naturales, como los ácidos húmicos, que provienen de la materia orgánica en suspensión.
Fluctuaciones	• Los cambios en el pH pueden indicar la presencia de ciertas entradas de agua (afluentes) al cuerpo de agua. También puede variar por los ciclos de fotosíntesis y respiración de algas en aguas eutróficas y estacionalidad dentro del año. • Sus valores siguen una escala que va de 0 a 14 (es decir, desde muy ácido hasta muy alcalino), donde el valor de pH 7 representa una condición neutra. • La mayoría de los seres vivos están condicionados para habitar en ambientes que presenten pH cercanos a 7. • El pH de la mayoría de las aguas naturales está entre el rango 6.0 a 8.5.



Variable: Conductividad eléctrica ($\mu\text{S}/\text{cm}$)	
Medición	El muestreo de esta variable se realiza en terreno in situ, preferiblemente por una sonda multiparámetro (Figura 3), la cual genera resultados generalmente en $\mu\text{S}/\text{cm}$
Importancia	La conductividad eléctrica nos indica que tan mineralizado se encuentra el cuerpo de agua. Cuencas con poca mineralización presentan lavados con pocas sales, lo que significa que los cuerpos de agua de la zona presentarán baja conductividad. Lo contrario ocurre en cuencas sedimentarias.
Influencia	Cambios en la conductividad eléctrica puede alertarnos de la presencia de una zona de contaminación, por ejemplo, alrededor de una descarga de efluentes (entrada de sustancia al cuerpo de agua), o el grado de influencias de las aguas de escorrentía.
Fluctuaciones	• Variaciones importantes pueden ocurrir debido a la influencia marina (humedales costeros con conexión oceánica) y a la estacionalidad dentro de un mismo año.



Figura 3.
Medición de parámetros físico-químicos por medio de una sonda multiparámetro.
Fotos: Proyecto GEF Humedales Costeros

Variable: Oxígeno disuelto (mg/L)	
Medición	El muestreo de esta variable se realiza en terreno in situ, preferiblemente por una sonda multiparámetro (Figura 3), la cual genera resultados generalmente en mg/L
Importancia	El oxígeno disuelto (OD) es la cantidad de oxígeno gaseoso que está disuelto en el agua. Es importante porque de la cantidad de oxígeno disuelto evidencia ciertas características perceptibles del cuerpo de agua, por ejemplo, un cuerpo de agua con poco oxígeno disuelto generará aguas con mal olor. El oxígeno es un elemento esencial para todas las formas de vida acuática en aguas naturales. Su concentración en el agua varía con la temperatura, la salinidad, la turbulencia, la actividad fotosintética de las algas y plantas y la presión atmosférica (metros sobre el nivel del mar).
Influencia	Las variaciones en el nivel de oxígeno disuelto pueden ocurrir por temporadas o periodos de horas en relación con la temperatura y la actividad biológica, en procesos como la fotosíntesis y la respiración. La respiración biológica, incluida la relacionada con los procesos de descomposición, reduce las concentraciones del oxígeno disuelto.
Fluctuaciones	• Vertidos de residuos con alto contenido de materia orgánica y nutrientes pueden conducir a una disminución de las concentraciones, lo que incide en un aumento de la actividad microbiana (respiración), durante la degradación de la materia orgánica.

Variable: Transparencia y sólidos suspendidos	
Medición	La transparencia se mide con un disco que se introduce en el agua, unido un cable calibrado, con escala expresada en centímetros. Este disco se llama Secchi, y en la medida que se introduce en el agua, su visibilidad a través de ésta, disminuye, hasta que desaparece. La profundidad a la que desaparece, que puede ser un punto o un rango, es la profundidad de la transparencia. Los sólidos suspendidos (turbiedad) es difícil medirla in situ y es preferible almacenar una muestra de agua en la oscuridad, durante no más de 24 horas con la menor intervención posible, para luego ser enviada a un laboratorio de análisis.
Importancia	La transparencia del agua se considera que es el fenómeno mediante el cual el 100% de la luz que penetra en el agua es transmitida ya sea hacia arriba (reflexión) o debajo de la superficie del cuerpo de agua. La turbiedad se define como el conjunto de sólidos suspendidos que están presentes en el agua, referidos tanto a materia orgánica como inorgánica.
Influencia	Están influenciadas por una serie de factores, pero los principales son el tipo y la concentración de materia en suspensión (no disuelta). La turbiedad incide en la visibilidad del agua, ya que está determinada por la cantidad de sólidos totales en ella. La turbiedad provoca una disminución de las comunidades bentónicas, el cubrimiento de áreas de reproducción de peces y el adosamiento de nutrientes y metales pesados provenientes de rocas, vegetación y plaguicidas.
Fluctuaciones	- La transparencia puede variar estacionalmente en función de la actividad biológica que se desarrolla en la columna de agua, la escorrentía superficial que lleva las partículas del suelo hacia el agua y la ocurrencia de lluvias, sean intensas. - La interacción de la transparencia y turbiedad, indica la presencia de posibles focos de contaminación o aguas en proceso de eutrofización. Fluctuaciones en la cantidad de materia orgánica en suspensión trae consigo una disminución del oxígeno disuelto en el agua, disminuyendo los procesos de fotosíntesis y acelerando la proliferación de algas en el cuerpo de agua.

Fuente: CONAF, 2016.

Además de los parámetros descritos en las tablas 2a, podemos agregar otras variables como coliformes fecales, nitrógeno total, fósforo total, clorofila A, demanda bioquímica de oxígeno y demanda química de oxígeno.

6.2) Parámetros biológicos

Principalmente el estudio de humedales se basa en variables biológicas ya que son la base de la preservación y del manejo de este tipo de ecosistemas (Cole, 1979; CONAF, 2016). La biodiversidad de estos organismos puede verse afectada por las condiciones abióticas (variables físico-químicas y ambientales), lo cual hace que algunos de ellos sólo aparezcan en ciertos tipos de humedales específicos, mientras que otros se encontrarán en una amplia gama de éstos (Brönmark y Hansson, 2005; CONAF, 2016).



6.2.1) Metodología para Macroinvertebrados

La metodología de muestreo de macroinvertebrados depende principalmente del sustrato que predomine en el área o puntos de muestreo a estudiar. Del mismo modo existen métodos cuantitativos y cualitativos dependiendo del propósito del estudio.

Consideraciones generales: se debe tener en cuenta el uso de elementos de protección personal (EPP), materiales y reactivos para la toma de muestras. El equipamiento y materiales y los elementos de protección personal se detallan en la **tabla 5**.

Tabla 5.

Elementos de protección personal (EPP), equipamiento y materiales necesarios para la colecta de macroinvertebrados.

Elementos de protección personal (EPP)	Equipamiento y materiales
Ropa adecuada para el clima del área de estudio	Red cualitativa o cuantitativa
Botas o vadeadores de pescador de caucho, nylon-PVC o neopreno	Frascos o bolsas plásticas para colecta
Guantes de látex o neopreno	Rotuladores
Protector solar y bálsamo labial con filtro UVA/UVB	Piseta
Lentes de seguridad con filtro UVA/UVB	Alcohol (90%)
Gorro legionario	Pinzas

Fuente: CEA, 2018

Las metodologías e instrumentos para la colecta de organismos bentónicos guarda directa relación con el tipo de hábitat a muestrear, sea este arena, sustratos pedregosos o sedimento, la **tabla 6** muestra la zona y metodología a usar en un ecosistema de humedal (estuarios o marismas).

Tabla 6.

Metodología de muestreo para zonas presentes en un ecosistema de humedal.

Zona	Metodología
Río	Core, red surber, red de pateo, red de deriva
Laguna, Poza y/o Marisma	Core
	Draga/Red surber en profundidad
Zona de mezcla (estuario)	Core
	Draga

A continuación, en la **tabla 7** se detallarán cuatro metodologías para la captura de macroinvertebrados en diferentes zonas de un humedal.

Tabla 7.

Metodología de muestreo para zonas presentes en un ecosistema de humedal.

Instrumento	Tipo de muestro	Hábitats	Metodología	Recomendaciones
Red de pateo (Kick net) (Figura 4a)	Cualitativo	Variedad de hábitats incluso en fondos fangosos.	Para realizar el muestreo se sugiere ir de aguas abajo hacia arriba (contra la corriente) y mover el sustrato con los pies por alrededor de 30 a 60 segundos, así parte del bento quedará capturado en la red.	Se recomienda recorrer 100 metros en el área de estudio.



Instrumento	Tipo de muestro	Hábitats	Metodología	Recomendaciones
Red Surber (Figura 4b)	Cuantitativo	Sistemas acuáticos con corriente. Principalmente en sustratos pequeños, arena, grava y rocas pequeñas menores a 10 cm de diámetro.	La toma de muestra se debe realizar desde aguas abajo hacia aguas arriba en el tramo. Su utilización se basa en situar el área delimitada por el recuadro de la red en sentido contra corriente, las rocas que queden dentro del área delimitada deben ser lavadas con las manos, con la misma agua que ingresará a la red.	- La dimensión del marco es de 30 cm x 30 cm, delimita un área de 0.09 m² - Para el muestreo cuantitativo se recomienda tomar al menos tres muestras (réplicas) por punto de muestreo. - Se sugiere retirar los organismos retenidos en la red con piseta con agua.
Draga (Figura 4c)	Cuantitativo	Sustrato blando (sedimento o fango).	El muestreo se puede realizar desde un bote a una profundidad mayor de 1,5 m, debe lanzar la draga (la cual debe estar atada a una cuerda, para evitar su pérdida en el fondo del cuerpo de agua.). Una vez que la draga toca fondo, se levanta lo que activará el mecanismo de cierre y tomará la muestra. Esperar unos segundos con la draga en superficie, para que pierda el agua contenida y solo quede el sustrato. Abrir la draga con ayuda manual y extraer el sustrato.	- Se recomienda tamizar la muestra en terreno, con una red de 500 μ de abertura de malla. - Con una piseta con agua, lavar la muestra para arrastrar los organismos adheridos a la malla del tamiz para luego colectarlos en un frasco para su posterior fijación.
Core	Cuantitativo	Sustrato blando (sedimento o fango). Se recomienda su uso en orilla.	Para realizar el muestreo se debe introducir el core verticalmente el sedimento blando (arena, limo-arcilloso, areno-limoso, etc.), con profundidad de 10-15 cm. La muestra que queda en el interior del instrumento de muestreo puede ser retirado con las manos y, de ser necesario, se puede ejercer presión con el agua proveniente de una piseta para extraer organismos que queden en las paredes o en la malla tope del core.	El material del Core puede ser de PVC, con un perímetro que puede variar entre 15-30 cm y un uno de sus extremos debe poseer un tope de malla con apertura de trama de 250 μm.

Fuente: CEA, 2018





Figura 4.
(Izq.) Red de Pateo (Kick net). (Centro) Red Surber. (Der.) Draga. Fotos: Nicole Maldonado Murua, 2022.

El uso de claves taxonómicas es de gran importancia para la identificación de macroinvertebrados, así como el entrenamiento previo del identificador (se recomiendan al menos dos años de entrenamiento previo). En la **tabla 8** se indica bibliografía para identificación a nivel de familia y especie.

Tabla 8.
Literatura especializada.

Artículo científico	Componente	Resolución taxonómica
	Zoobentos	Especie/Familia
	Figueroa, R., Valdovinos, C., Araya, E., & Parra, O. (2003). Macroinvertebrados bentónicos como indicadores de calidad de agua de ríos del sur de Chile. <i>Revista chilena de historia natural</i> , 76(2).	
	Miserendino, M.L. (2001). Macroinvertebrate assemblages in Andean Patagonian rivers and streams: environment al relationships. <i>Hydrobiologia</i> 444: 147 - 158.	
	Parada, E. & S. Peredo. 2017. Estado actual de la taxonomía de bivalvos dulceacuícolas chilenos: progresos y conflictos. <i>Revista Chilena de Historia Natural</i> . (en prensa).	
	Componente	Resolución taxonómica
	Zoobentos	Especie
	Palma, A. (2013). Importancia de las regiones mediterránea, templada y patagónica en la diversidad de Ephemeroptera, Plecoptera y Trichoptera: implicancias de futuros cambios ambientales en sus distribuciones. <i>Boletín de Biodiversidad de Chile</i> 8: 37-47.	
	Palma, A. & Figueroa, R. (2008). Latitudinal diversity of Plecoptera (Insecta) on local and global scales. <i>Illiesia</i> 4 8: 81-90.	
	Componente	Resolución taxonómica
	Crustáceos	Especie
Retamal, M. (2007). Biodiversidad de los Decapoda y Stomatopoda en los fiordos orientales del área Guafo a estero elefantes. <i>Cienc. y Téc. del Mar</i> . (30).		
Jara, C. G. (1996). Taxonomía, sistemática y zoogeografía de las especies chilenas del género <i>Aegla</i> (Crustacea: Decapoda: Anomura: Aeglidae). Tesis, Escuela de Graduados, Universidad de Concepción. 180 pp.		
Bahamonde, N. & López, M.T. (1963). Decápodos de aguas continentales en Chile. <i>Investigaciones Zoológicas Chilenas</i> 10: 123-149.		
Lara, G., Parada, E., & Peredo, S. (2002). Alimentación y Conducta de la almeja de agua dulce <i>Diplodon chilensis</i> (Bivalvia:Hyriidae). <i>Gayana</i> (Concepción), 66:2 107-112.		

6.2.2. Metodología para Peces

En estudios sobre ecología de peces se encuentra el conocimiento de la relación entre el medio y los parámetros biológicos de las especies (Lorencio,2002), y la importancia que existe en muestrear este grupo taxonómico.

Consideraciones generales: se debe tener en cuenta el uso de elementos de protección personal (EPP), materiales y reactivos para la toma de muestras. **La práctica de pesca eléctrica se debe realizar por personal especializado y capacitado para este tipo de muestreo, además de contar con el Permiso de pesca de investigación otorgado por la Subsecretaría de Pesca y Acuicultura de la región.**

El equipamiento y materiales y los elementos de protección personal se detallan en la **tabla 9**.

Tabla 9.

Elementos de protección personal (EPP), y equipamiento y materiales necesarios para la colecta de peces.

Elementos de protección personal (EPP)	Equipamiento y materiales
Ropa adecuada para el clima del área de estudio	Bote habilitado con equipo de pesca eléctrica
Botas o vadeadores de pescador de caucho (materiales no conductores de la electricidad)	Equipo de pesca eléctrica con batería y mochila porta equipo de pesca eléctrica
Guantes de látex o neopreno	Ñodo (Quecha) con mango de material aislante, con aro de material conductor y que posea red cátodo.
Protector solar y bálsamo labial con filtro UVA/UVB	Red de mano
Lentes de seguridad con filtro UVA/UVB	Conductivímetro
Gorro legionario	Balde plástico >10L
Casco de canotaje	Ictiómetro a escala mínima de 1 mm
Botiquín de primeros auxilios	Balanza a escala mínima de decimas de gramo
Chaleco salvavidas	Cámara fotográfica
	Red de arrastre

Fuente: CEA, 2018

Se debe evitar la pesca durante o inmediatamente después de eventos de lluvia, y también durante periodos de crecidas en los ríos, dado que en estos eventos los peces pueden ser desplazados del sector de estudio, o permanecer refugiados en microhábitats más favorables reduciendo el éxito de las colectas (Joy et al., 2013; CEA, 2018).

Los sitios seleccionados de pesca deben estar alejados al menos 100 m de puentes o vados en el camino cruzando el río, a menos que se esté evaluando la influencia de estos impactos. Si esta circunstancia es inevitable debe quedar registro de ellos en las anotaciones de terreno. También debe evitarse la presencia de barreras migratorias o confluencias tributarias en las cercanías del lugar de muestreo (150 m) (Joy et al. 2013, CEA, 2018).

Según las principales características de un ecosistema, se recomienda el uso de las siguientes metodologías para el muestreo de fauna íctica en un ecosistema de humedal (**Tabla 10**).



Tabla 10.

Metodología de muestreo para zonas presentes en un ecosistema de humedal.

Zona	Metodología
Río	Pesca eléctrica con embarcación/Redes arrastre /Buceo
Laguna o Poza	Pesca eléctrica/Espineles/Redes/Nasa
	Draga/Red salabre en profundidad
Zona de mezcla (estuario)	Redes de arrastre en orilla

Fuente: CEA, 2018

A continuación, en la **tabla 11** se detalla la metodología para pesca eléctrica:

Tabla 11.

Metodología de muestreo con Pesca eléctrica, hábitats y recomendaciones.

Instrumento	Hábitats	Metodología	Recomendaciones
Pesca eléctrica	Todo tipo de hábitats sin influencia marina, o con altas conductividades.	Moverse suavemente e ir barriendo con el ánodo todos los hábitats factibles de ser muestreados. Una segunda persona debe situarse detrás del portador de la pértiga con sacadores (quecha) y recoger los peces que aturridos por la electricidad son arrastrados por la corriente fluvial. Dependiendo de las condiciones del río recorres entre 100 y 200 metros en dirección contraria a la corriente (Figura 5).	- Se debe medir la conductividad para regular el voltaje de la descarga de electricidad en el agua. - En ambientes acuáticos con baja conductividad (100 μS) se deben utilizar voltajes superiores a 500. Cuando la conductividad sobrepasa los 500 μS, el voltaje recomendable es inferior a 300 voltios. (Lorenzo, 2002).
		Dependiendo de las condiciones del río recorrer entre 100 y 200 metros en dirección contraria a la corriente. Depositar los peces capturados en un balde plástico con agua.	- El agua de este contenedor debe ser renovada si se observa en los peces síntomas de carencia de oxígeno. - Si la pesca es abundante, se puede disponer de un contenedor mayor (Cooler > 30 L) en la orilla para evitar una densidad excesiva en el balde de pesca.



Instrumento	Hábitats	Metodología	Recomendaciones
Pesca eléctrica (cont.)	Todo tipo de hábitats sin influencia marina, o con altas conductividades.	Para la manipulación de los peces (identificar, medir y pesar) es conveniente usar un producto anestésico que los relaje. Una vez anestesiados los peces serán identificados, contabilizados anotando su peso y longitud (estándar o total) (Figura 6).	- Se recomienda usar eugenol o MS-222, la dilución adecuada de este último es de 10 a 30 mg/L. - Longitud estándar: medición desde la boca hasta el final de las escamas o pedúnculo caudal. - Longitud total: medición desde la boca hasta el punto más alejado de ésta.
		En caso de ejemplares con dudas de identificación, idealmente este debería ser sacrificado y conservado para su posterior análisis en mayor detalle.	Alternativamente, estos ejemplares pueden ser fotografiados destacando la disposición de sus aletas, la presencia o no de una boca protráctil, presencia de barbas, o alguna otra característica notoria que se juzgue importante para su identificación posterior.
		Para la recuperación de los peces de la anestesia se debe disponer de un contenedor de rejilla en la orilla del río de modo que la corriente de agua circule a su través. Ya recuperados de la anestesia los peces serán liberados; para ello se elegirá una zona de corriente moderada cerca de la orilla y se realizará una estima de la mortandad debida al muestreo (% peces muertos).	
Nasas y Redes trampa	Zonas someras del litoral.	Se sitúan las redes junto al fondo, entre la vegetación o en la profundidad elegida. Las nasas pueden cebarse o no, los cebos son variados y ser pescado, hígado, maíz, queso, etc.	Este tipo de red suele mantenerse alrededor de 12 horas.



Instrumento	Hábitats	Metodología	Recomendaciones
Red de arrastre	Zonas someras del litoral en zonas profundas desde una embarcación.	Para la implementación de las redes de arrastre se requiere de dos a tres personas, situando uno de los extremos de la red cerca de un banco o playa y disponiendo el resto de la red extendida perpendicular al banco, para esto uno de los participantes debe avanzar hacia el centro del cuerpo de agua. La red se debe tirar de forma paralela y cerrándola hacia el banco donde una de las personas mantiene su posición fija, asegurándose de que la línea plomada de la red este siempre pegada al sustrato. Una vez alcanzada la orilla la red debe ser extraída completamente del agua para extraer los peces capturados (Figura 7).	- Se recomienda que con la red de 10 metros de largo se intente al menos seis lances para cubrir por lo menos 60 metros en el sistema acuático. - Se recomienda redes de diferentes tamaños: en zonas de pozones profundos se recomienda una red de 10 m x 2 m, en áreas de rápidos, aguas corrientes y pozas pequeñas se puede utilizar una red de 5 m x 1 m

Fuente: Modificado de CEA, 2018

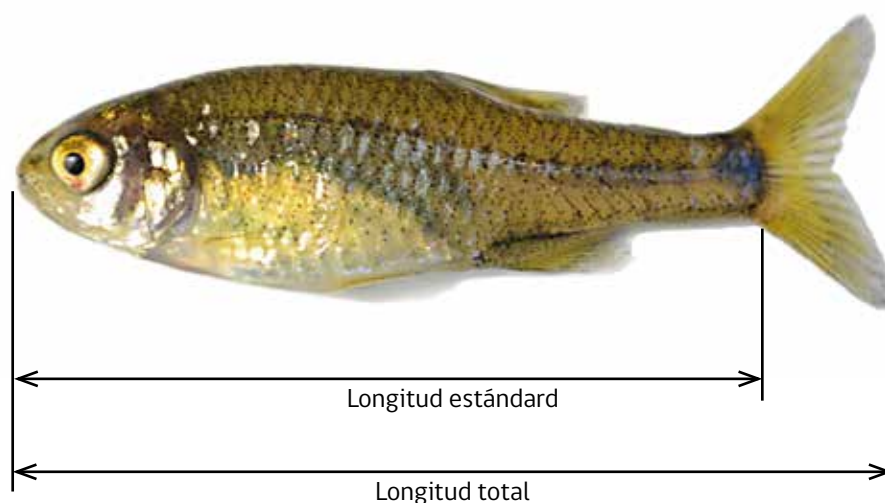


Figura 5.
Tipos de longitudes más comunes en la medición de peces. Foto: Nicole Colin, 2021.



Figura 6.
Pesca eléctrica con equipo portátil. Foto: María Jesús Suazo Silva, 2022.



Figura 7.
Red de arrastre. Foto: María Jesús Suazo Silva, 2022.

En la **tabla 12** se presenta bibliografía asociada a la identificación de peces.

Tabla 12.

Claves taxonómicas para peces perteneciente a los ecosistemas acuáticos continentales de Chile.

	Componente	Resolución taxonómica
	Peces	Especie
Artículo científico		Habit, E., Victoriano, P. & Rodríguez-Ruiz, A. (2003). Variaciones espaciotemporales del ensamble de peces de un sistema fluvial de bajo orden del centro sur de Chile. <i>Revista Chilena de Historia Natural</i> 76.
		Habit, E. & Victoriano, P.. (2005). Peces de agua dulce de la Cordillera de la Costa. En: <i>Historia, Biodiversidad y Ecología de la Cordillera de la Costa de Chile</i> (Eds. C. Smith-Ramírez, J. Armesto & C. Valdovinos), 392-406 pp-. Editorial Universitaria, Santiago, Chile.
		C Valdovinos, E Habit, A Jara, P Piedra, J González, J Salvo. (2012). Dinámica espacio-temporal de 13 especies de peces nativos en un ecotono lacustre-fluvial de la Cuenca del Río Valdivia (Chile). <i>Gayana</i> 76, 01-09.
		Habit, E., Dyer, B. & Vila, I. (2006). Estado de conocimiento de los peces dulceacuicolas de Chile. <i>Gayana</i> 70(1): 100-113.
		Colin, N., Piedra, P. & Habit, E.. (2012). Variaciones espaciales y temporales de las comunidades ribereñas de peces en un sistema fluvial no intervenido: río San Pedro, cuenca del río Valdivia (Chile). <i>Gayana</i> 76 (Número Especial): 24-35.
		Vila I; Fuentes, L. & Contreras, M. (1999). Peces límnicos de Chile. <i>Boletín del Museo Nacional de Historia Natural, Chile</i> 48: 61-75
		Muñoz-Ramírez, C., Jara A., Beltrán-Concha M., Zúñiga-Reinoso, A., Victoriano, P., & Habit, E. (2010). "Distribución de la familia Diplomystidae (Pisces: Siluriformes) en Chile: nuevos registros." <i>Boletín de Biodiversidad de Chile</i> 4: 6-17.

6.2.3. Metodología para Aves

Los humedales son mundialmente reconocidos por su importancia para la conservación de la avifauna (Ramsar, 1971). Principalmente porque estos proveen de sitios de reproducción, descanso, alimentación y refugio para un gran número y diversidad de aves en todo el mundo. De acuerdo con el objetivo del plan de monitoreo del humedal, existen indicadores específicos que permiten evaluar la avifauna del lugar, por ejemplo, la presencia o ausencia de especies, la abundancia o densidad de cada una de ellas, y su respectiva productividad. En virtud de los indicadores se puede definir que técnica de monitoreo es la más adecuada para obtener la información.

Consideraciones generales: se debe tener en cuenta el uso de elementos de protección personal (EPP) y materiales para el correcto conteo e identificación de aves. El equipamiento y materiales, y los elementos de protección personal se detallan en la **tabla 13**.

Tabla 13.

Elementos de protección personal (EPP), equipamiento y materiales necesarios para la colecta de macroinvertebrados.

Elementos de protección personal (EPP)	Equipamiento y materiales
Ropa adecuada para el clima del área de estudio	Contador manual
Protector solar y bálsamo labial con filtro UVA/UVB	Binoculares 10x42
Lentes de seguridad con filtro UVA/UVB	Guía de Identificación de Aves
Gorro legionario	Libreta y lápiz de mina

Fuente: CEA, 2018



A continuación, en la **tabla 14** se describen tres técnicas de monitoreo para determinar presencia y/o ausencia de aves en un humedal.

Tabla 11.

Metodología de muestreo con Pesca eléctrica, hábitats y recomendaciones.

Técnica de monitoreo	Metodología	Objetivos	Hábitat	Ejemplo
Censo	Consiste en contar todos los individuos, de una o más especies, presentes en el humedal.	Determinar tamaño poblacional, para comparar en el tiempo.	Para aquellas aves de tamaño mediano a grande, cuyas poblaciones en un hábitat determinado, que posea buena visibilidad. Se recomienda para aves de baja movilidad que utilizan el espejo de agua de un humedal de tamaño pequeño a medio.	Cisnes en una laguna pequeña o mediana con fácil acceso.
Transectos	Consiste en registrar todos los individuos observados o escuchados durante un recorrido lineal (largo y ancho predeterminado).	Determinar la riqueza, abundancia relativa y/o densidad de especies, para comparar en el tiempo.	Para aves presentes en hábitat abierto que permita un recorrido lineal y con buena visibilidad.	Aves playeras en humedales costeros, aves de pastizal o matorral con buena visibilidad y de tránsito fácil.
Puntos de conteo	Busca registrar todos los individuos observados y escuchados durante un tiempo predefinido en un área predeterminada.	Determinar riqueza, abundancia relativa y/o densidad de especies, para comparar en el tiempo.	Para aves de todo tamaño que estén presentes en zonas donde el recorrido lineal es difícil o existe una baja visibilidad.	Aves de matorral o bosque denso de baja visibilidad o tránsito difícil.

Fuente: CONAF, 2016

En la sección de anexos (Anexo 4) se presenta la bibliografía asociada a otros componentes biológicos que se pueden monitorear como zooplancton, fitoplancton y plantas acuáticas.

Etapa 7: Implementar el programa de monitoreo

Cuando se define el objetivo del monitoreo, el área de estudio (número de sitios), la duración y los parámetros a evaluar, se debe ejecutar el programa de monitoreo, con la elección de las técnicas y/o metodologías propuestas en la etapa anterior (Anexo 1).

Etapa 8: Análisis de resultados

El análisis de resultados incluye el adecuado almacenamiento de las bases de datos producto del monitoreo, estandarización de las anotaciones y planillas tipo para cada componente. En la tabla 15 se describen las variables más comunes de analizar en los resultados.



Tabla 15.
Variables más comunes y análisis de resultados.

Variables	Parámetros	Análisis
Temperatura	Parámetro físico-químico	Fluctuaciones en un periodo de tiempo determinado.
Conductividad eléctrica	Parámetro físico-químico	Fluctuaciones en un periodo de tiempo determinado.
pH	Parámetro físico-químico	Fluctuaciones en un periodo de tiempo determinado.
Oxígeno disuelto	Parámetro físico-químico	Fluctuaciones en un periodo de tiempo determinado.
Sólidos totales disueltos	Parámetro físico-químico	Fluctuaciones en un periodo de tiempo determinado.
Variables	Parámetros	Análisis
Macroinvertebrados bentónicos	Parámetro biológico	Riqueza específica, Diversidad, abundancia, Presencia-ausencia. Índice de diversidad de Shannon, Índice de Jaccard.
Peces	Parámetro biológico	Riqueza específica, Diversidad, abundancia, Presencia-ausencia. Índice de diversidad de Shannon, Índice de Jaccard.
Aves	Parámetro biológico	Riqueza específica, Diversidad, abundancia, Presencia-ausencia. Índice de diversidad de Shannon, Índice de Jaccard.

Etapa 9: Evaluación y Manejo Adaptativo

El monitoreo no debe considerarse como una actividad repetitiva en el tiempo, sino como un proceso con propósitos y objetivos específicos, que cuentan con mecanismos de análisis y retroalimentación que permitan mejorar y adaptar este proceso a las necesidades futuras (Spellberg, 1991; CONAF, 2016; CEA, 2018). La toma de decisiones con base a los resultados obtenidos en el monitoreo inicial y la modificación de metodologías y técnicas de monitoreo de los diferentes componentes evaluados, en pro de la obtención de una muestra de mejor calidad o representatividad se le denomina manejo adaptativo.

Por lo tanto, de acuerdo con los objetivos propuestos en la primera etapa se obtendrán los resultados, los cuales serán analizados para evaluar si las técnicas, temporadas, sitios de muestreos y variables fueron las indicadas para el monitoreo. Si dentro de una de las variables estudiadas no se obtienen los resultados esperados, se debe realizar un nuevo análisis con una nueva propuesta de monitoreo, adaptando las metodologías a los nuevos requerimientos que se presenten.





Glosario

Los términos que se encuentran en este apartado fueron extraídos de bibliografía consultada, la cual se encuentra citada en cada descripción. Aquellos términos sin indicación bibliográfica son de elaboración propia

Bentónico: Organismo que crece en íntima relación con el fondo.

Ectotermo: seres vivos que no son capaces de regular su temperatura, generalmente dependen de la temperatura ambiental, por ejemplo, peces, anfibios, insectos, entre otros.

Fotosintético: Organismos capaces de capturar la luz solar y usarla para la producción de compuestos orgánicos (moléculas de azúcar) y oxígeno.

Heterótrofo: Organismos que no pueden producir su propio alimento y necesitan nutrirse de fuentes alimenticios de origen animal o vegetal.

Helófito: vegetación que presentan raíces en el sedimento barroso, teniendo gran parte del tallo y hojas emergidas, fuera del agua, realizando su fotosíntesis como una planta terrestre (Vila et al., 2006).

Hidrófito: Las hidrófitas o plantas acuáticas son las que viven en el agua o en suelos inundados.

Léntico: Ambientes acuáticos en los que el agua circula lentamente, por ejemplo, lagunas y lagos (Margalef, 1977).

Lótico: Ambientes acuáticos en los que el agua está en movimiento, por ejemplo, ríos y arroyos. Existe predominio de la dimensión longitudinal (largo) versus la dimensión transversal (ancho) (Margalef, 1977).

Mixotrófico: Son organismos que pueden obtener la energía desde el proceso de fotosíntesis como de la nutrición de compuestos orgánicos o inorgánicos.

Poiquilotermo: la temperatura corporal de estos seres vivos se varía de acuerdo con la temperatura ambiental.



Anexo 1

Ejemplo de Programa de Monitoreo Ambiental y Ciudadano del Proyecto GEF Humedales Costeros

Objetivo General

Determinar el estado ecológico del ecosistema y la biodiversidad de los cinco humedales pilotos a partir del monitoreo periódico de diversos componentes bióticos y abióticos y los cambios que se pudiesen generar con la participación de instituciones públicas, comunidades locales y el sector privado, como herramienta para la toma de decisiones y la gestión sustentable de estos ecosistemas.

Objetivos Específicos

1. Levantar información ambiental de base que permita realizar seguimiento e identificar signos de alerta temprana frente a cambios en el estado de salud del humedal.
2. Conocer la biodiversidad presente en los humedales en términos de composición de especies, abundancias y su fenología.
3. Fortalecer la base de datos ambientales y de biodiversidad en humedales, a partir del aumento de información colectada por actores locales, toma de datos y registro activo de estas observaciones en diferentes plataformas globales de ciencia participativa.

Objetivo Específico	Resultados	Actividades	Metodología	Frecuencia	Actores Claves
1. Levantar información ambiental de base que permita realizar seguimiento e identificar signos de alerta temprana frente a cambios en el estado de salud del humedal.	1.1. Obtención de tendencias de las características limnológicas básicas (parámetros fisicoquímicos, transparencia, nutrientes) que permiten evidenciar el estado ecológico del ecosistema de humedal.	1.1.1 Efectuar registros de Temperatura, pH, conductividad y Oxígeno disuelto en los diferentes sitios de muestreo de los cinco humedales piloto.	La toma de datos se realizará in-situ con el equipo multiparámetro Hanna modelo HI98794.	Dos veces al mes (quincenalmente)	Coordinadores Locales. Adicionalmente se pueden involucrar a los actores locales participantes activos del Programa de Monitoreo (Colegios en Queule, Rocuant, Cahuil; Profesores en Elqui, Universitarios en Mantagua u otros).
		1.1.2. Efectuar registros del nivel de agua (tamaño del espejo de agua) en los cinco humedales piloto.	Instalación de una regleta de nivel para el registro de profundidad del agua, la frecuencia y duración de la inundación en los 5 humedales pilotos.	Dos veces al mes (quincenalmente) Semanalmente *detalle en plan de acción	Coordinadores Locales. Adicionalmente se pueden involucrar a los actores locales participantes activos del Programa de Monitoreo (Colegios en Queule, Rocuant, Cahuil; Profesores en Elqui, Universitarios en Mantagua).
		1.1.3. Efectuar registros de la transparencia del cuerpo de agua, modelar clorofila a y nutrientes como nitratos y fosfatos.	La toma de datos se realizará in-situ desde una embarcación menor, con la mochila limnológica.	Dos veces al mes (quincenalmente) *detalle en plan de acciónW	Coordinadores Locales. Adicionalmente se pueden involucrar a los Actores locales participantes activos del Programa de Monitoreo (Colegios en Queule, Rocuant, Cahuil; Profesores en Elqui, Universitarios en Mantagua).

Objetivo Específico	Resultados	Actividades	Metodología	Frecuencia	Actores Claves
2. Conocer la biodiversidad presente en los humedales en términos de composición de especies, abundancias y su fenología.	2.1. Listados de especies presentes en los cinco humedales pilotos, para el grupo de las aves, macroinvertebrados y peces. *A largo plazo será posible obtener abundancias anuales, tendencias y asociaciones con el hábitat para los grupos de interés.	2.1.1. Realizar censos de aves estacionales en los diversos hábitats presentes en los cinco humedales pilotos.	Impartir taller teórico-práctico sobre metodología de conteos de aves dirigido a los actores locales que participen activamente del programa de monitoreo.	Al inicio del programa de monitoreo.	ONG's Locales o servicios públicos pertenecientes a los comités técnicos locales.
			Efectuar conteo de aves estacionales (censos) en los diferentes sitios definidos para cada humedal piloto.	Verano, Otoño, Invierno y Primavera.	Actores locales participantes activos del Programa de Monitoreo (Colegios en Queule, Rocuant, Cahuil; Profesores en Elqui, Universitarios en Mangua).
		2.1.2. Realizar estudios sobre la abundancia relativa de las especies de macroinvertebrados bentónicos presentes en los cinco humedales pilotos.	Impartir taller teórico-práctico sobre captura e identificación de las principales familias de macroinvertebrados bentónicos para los actores locales que participen activamente del programa de monitoreo.	Al inicio del programa de monitoreo.	Se contactará un Profesional externo especialista en el tema. Actores locales participantes activos del Programa de Monitoreo (Colegios en Queule, Rocuant, Cahuil y Mangua; Profesores en Elqui).
			Ejecutar dos campañas de muestreo anuales para macroinvertebrados con la asesoría de especialistas.	Primavera y Verano.	Consultoría externa.





(Cont.)

Objetivo Específico	Resultados	Actividades	Metodología	Frecuencia	Actores Claves
2. Conocer la biodiversidad presente en los humedales en términos de composición de especies, abundancias y su fenología.	2.1. Listados de especies presentes en los cinco humedales pilotos, para el grupo de las aves, macroinvertebrados y peces. *A largo plazo será posible obtener abundancias anuales, tendencias y asociaciones con el hábitat para los grupos de interés.	2.1.3. Realizar estudios sobre la abundancia relativa y estructura poblacional de las especies de fauna íctica presentes en los humedales pilotos.	Se ejecutarán dos campañas de muestreo anuales para peces realizadas por una consultora especialista en el tema, además de esta consultoría se obtendrán productos como manual de identificación, guía de muestreo, capacitaciones a actores locales entre otros).	Verano y Otoño.	Consultoría externa.
		2.1.4. Recopilar información secundaria actualizada (RCA, SEIA, SUBPESCA, SAG) de los diferentes grupos de interés que permita actualizar la data existente y complementar la información obtenida en terreno.	Trabajo de gabinete en páginas web institucionales SEIA, SUBPESCA, CONAF, SAG, INDAP, INFOP.	Al inicio del programa de monitoreo.	Coordinadores locales



Objetivo Específico	Resultados	Actividades	Metodología	Frecuencia	Actores Claves
3. Fortalecer la base de datos ambientales y de biodiversidad en humedales, a partir del aumento de información colectada por actores locales, toma de datos y registro activo de estas observaciones en diferentes plataformas globales de ciencia participativa.	3.1. Aumento en el registro de datos de los cinco humedales pilotos en plataformas globales de biodiversidad.	3.1.1 Análisis actual del número de observaciones registradas para los cinco humedales pilotos en diversas plataformas globales de biodiversidad.	Trabajo de gabinete en diversas plataformas iNaturalist, eBirds.	Al inicio del programa de monitoreo.	Coordinadores Locales
		3.1.2 Determinar necesidades locales de capacitación en el uso de las diversas plataformas analizadas.	Entrevistas con actores locales, recopilación de información a través de formularios web.	Al inicio del programa de monitoreo.	Coordinadores Locales.
		3.1.3 Realizar capacitaciones a los diversos actores locales que participen activamente del programa de monitoreo.	Impartir talleres teórico-práctico sobre el uso de estas plataformas.	1 vez por semestre.	Profesional especialista en el área.





Actividad complementaria:

Actividad	Metodología	Frecuencia	Responsables
Determinar las reservas de carbono orgánico superficial del suelo / carbono azul en los cinco humedales pilotos.	Determinar las unidades vegetacionales presentes en las riberas de cada humedal piloto, a través de fotografías aéreas capturadas a través de un RPAS (Dron). Colectar muestras de suelo de la riera de los cinco humedales piloto (Terreno Octubre–Noviembre). Preparación de muestras en laboratorio y cuantificación del carbono azul para cada piloto. Cuantificar las tasas de descomposición de carbono orgánico/azul en los cinco humedales pilotos. Estudio de la descomposición, dinámica y almacenamiento del carbono en el suelo (Blue Carbon Initiative).	Al inicio del programa de monitoreo. Según tiempos estimados en iniciativa.	Profesional externo especialista en el tema. Consultora encargada Programa Monitoreo *Coordinadores Locales Imágenes Dron. Actores locales participantes activos del Programa de Monitoreo



Anexo 2

Planilla de Hábitat

Estación de muestreo:

Fecha de muestreo:

Hora de muestreo:

Temperatura	pH	Conductividad	Sólidos disueltos totales	Oxígeno disuelto

Ambiente

☐

1. Inundado

☐

2. No inundado

Tipo de sustrato

☐

1. Finos

☐

2. Arena

☐

3. Grava, cantos, piedras

☐

4. Bolones

☐

5. Pasto

Entorno directo (hasta 20 m de la orilla)

☐

1. Matorral o bosque nativo

☐

2. Matorral no nativo

☐

3. Plantaciones forestales

☐

4. Cultivos o pastizal

☐

5. Viviendas

☐

6. Áridos

Entorno indirecto (más de 20 m)

☐

1. Matorral o bosque nativo

☐

2. Matorral no nativo

☐

3. Plantaciones forestales

☐

4. Cultivos o pastizal

☐

5. Viviendas

☐

6. Áridos

Vegetación sumergida

☐

1. Presente

☐

2. Ausente

Vegetación emergida

☐

1. Presente

☐

2. Ausente

Fondo

☐

1. Fangoso

☐

2. No fangoso

Observaciones



Anexo 3

Bibliografía asociada a metodología de muestreo y claves taxonómicas para el grupo de zooplancton

Componente: zooplancton	
Metodología	Woelfl, S., Caputo L., García-Chicote J. & P. de Los Ríos. 2018. Manuales para la bioindicación: Zooplancton. Ministerio del Medio Ambiente. Santiago, Chile. Edición Manuales Sociedad Chilena de Limnología 1: 45 págs.
	Centro de ecología aplicada. 2018. Guía metodológica y protocolos de muestreo de flora y fauna acuática en aguas continentales de Chile. FIPA N° 201646. 60 pp.
Claves taxonómicas	Villalobos, L. 2006. Estado de conocimiento de los crustáceos zooplanctónicos dulceacuícolas de Chile. Gayana 70(1): 31-39
	Araya, J.M. & L. Zúñiga. 1985. Manual taxonómico del zooplancton lacustre de Chile. Boletín Informativo Limnológico, Chile 8 :1-110.
	Soto, D. & L. Zúñiga, 1991. Zooplankton assemblages of Chilean temperate lakes: a comparison with North American counterparts. Rev. Chilena Hist. nat., 64: 569-581.
	De los Ríos, P. & D. Soto, 2006. Structure of the zooplanktonic crustacean Chilean lacustre assemblages: role of the trophic status and protection resources. Crustaceana, 79(1): 23-32. De Los Ríos, P. & M. Romero-Mieres, 20
	De Los Ríos, P. & M. Romero-Mieres, 2009. Littoral crustaceans in lakes of Conguillío National Park (38° S, Araucanía Region, Chile). Crustaceana, 82(1): 117-119.

Anexo 4

Bibliografía asociada a metodología de muestreo y claves taxonómicas para el grupo de fitoplancton

Componente: fitoplancton	
Metodología	Centro de ecología aplicada. 2018. Guía metodológica y protocolos de muestreo de flora y fauna acuática en aguas continentales de Chile. FIPA N° 201646. 60 pp.
Claves taxonómicas	Parra, O. 2006. Estado de conocimiento de las algas dulceacuícolas de Chile (Excepto Bacillariophyceae). Gayana 70(1): 8-15.
	Parra, O. & M. González. 1977 ^a . Catálogo de las algas dulceacuícolas de Chile: Pyrrophyta, Chrysophyta Chrysophyceae, Chrysophyta Xanthophyceae, Rhodophyta, Euglenophyta y Chlorophyta. Gayana Bot. 33: 1- 102
	Parra, O. & M. González. 1976. Guía bibliográfica y distribución de las cianófitas de Chile (excluyendo el Continente Antártico). Gayana Bot. 32: 1- 55
	Rivera, P. 2006. Estado de conocimiento de las diatomeas dulceacuícolas de Chile. Gayana 70(1): 1-7.
	Rivera, P., M. Gebauer & H.L. Barrales. 1990. A Guide for References and Distribution for the Class Bacillariophyceae in Chile between 18°28'S and 58°S. Part II. Data from 1982 to 1988. Gayana Botanica 46: 155-198

(Cont.)

Componente: fitoplancton	
Claves taxonómicas	Rivera, P., O. Parra, M. González, V. Dellarossa & M. Orellana. 1982. Manual taxonómico del fitoplancton de aguas continentales. IV. Bacillariophyceae. Editorial Universidad de Concepción, 97 pp., 15 Láms
	Parra, O., M. González, V. Dellarossa, P. Rivera & M. Orellana. 1982-1983. Manual Taxonómico del Fitoplancton de Aguas Continentales; con especial referencia al fitoplancton de Chile. Editorial de la Universidad de Concepción Vol. 1, Cyanophyceae, 1982; Vol. 2, ChrysophyceaeXanthophyceae, 1982; Vol. 3, Cryptophyceae, Dinophyceae y Euglenophyceae, 1982; Vol. 4, Bacillariophyceae, 1982; Vol. 5 (partes 1 y 2), Chlorophyceae, 1983.

Anexo 5

Bibliografía asociada a metodología de muestreo y claves taxonómicas para el grupo de plantas acuáticas

Componente: plantas acuáticas	
Metodología	Centro de ecología aplicada. 2018. Guía metodológica y protocolos de muestreo de flora y fauna acuática en aguas continentales de Chile. FIPA N° 201646. 152 pp.
Claves taxonómicas	Hauenstein, E. & L. Falcón. 2001. Clave para la determinación de plantas acuáticas y palustres del Santuario de la Naturaleza Carlos Anwandter (Valdivia, Chile). Gestión Ambiental 7: 39-48
	Hauenstein, E., M. González, F. Peña-Cortés & A. Muñoz-Pedreros. 2002. Clasificación y caracterización de la flora y vegetación de los humedales de la costa de Toltén (IX Región, Chile). Gayana Botanica 59: 87-100.
	Hauenstein, E., M. González, F. Peña-Cortés & A. Muñoz-Pedreros. 2005b. Biodiversidad vegetal en humedales costeros de la Región de la Araucanía. En: Historia, biodiversidad y ecología de los bosques costeros de Chile (Eds. C. Smith-Ramírez, J.J. Armesto & C. Valdovinos), pp. 197-205. Editorial Universitaria, Santiago de Chile.
	Palma, B., F. Saíz & C. Pizarro. 1978. Variaciones de la taxocenosis de hidrófitas en el curso del estero Limache. Anales Museo de Historia Natural de Valparaíso 11: 61-67.
	Ramírez, C., C. San Martín & J. San Martín. 1995. Estructura florística de los bosques pantanosos de Chile sur-central. En: Ecología de los bosques nativos de Chile (Eds. J.J. Armesto, C. Villagrán & M. K. Arroyo), pp. 215- 234. Editorial Universitaria, Santiago de Chile.
	Rodríguez, R. & V. Dellarossa. 1998. Plantas vasculares acuáticas en la Región del Bío- Bío. Ediciones Universidad de Concepción. Concepción, Chile. 28 pp.
	Hauenstein, E. Visión sinóptica de los macrófitos dulceacuícolas de Chile. Gayana (Concepc.) [online]. 2006, vol.70, n.1 [citado 2017-09-06], pp.16- 23.
	Ramírez, C., C. San Martín & J. San Martín. 2006. Diversidad de macrófitos chilenos En Vila I, A Veloso, R Schlatter & C Ramírez (eds.) Macrofitas y vertebrados de los sistemas límnicos de Chile. Santiago, Chile. Editorial Universitaria. 21-61 pp.
	Solís Luffi K, J. Urrutia, C. Sánchez & G. Valdivieso. 2012. Guía de campo de la flora hidrófila de los lagos araucanos y norpatagónicos. CEDEL_ Pontificia Universidad Católica de Chile Sede Regional Villarrica y Ministerio del Medio Ambiente. 80 pp.



(Cont.)

Componente: plantas acuáticas

Claves taxonómicas

- Hauenstein, E., C. Ramírez, M. González & C. San Martín 1992. Comparación de la flora macrofítica de tres lagos del Centro-Sur de Chile (Budi, Llanquihue y Cayutue). *Revista Geográfica de Valparaíso* 22-23:175- 193
- Hauenstein, E., C. Ramírez, M. González, L. Leiva & C. San Martín 1996. Flora hidrófila del Lago Villarrica (IX Región, Chile) y su importancia como elemento indicador de contaminación. *Medio Ambiente* 13:88-96
- Ramírez, C. & C. San Martín 2006c. Flora acuática. En: Saball, P., M Arroyo, J.C. Castilla, C. Estades, J.M. Ladrón de Guevara, S. Larraín, C. Moreno, F. Rivas, J. Rovira, A. Sánchez & L. Sierralta (eds.). *Biodiversidad de Chile. Patrimonio y Desafíos*. pp. 364-369 Comisión Nacional del Medio Ambiente, Santiago.
- Ramírez, C., D. Contreras & J. San Martín 1986. Distribución geográfica y formas de vida en hidrófitos chilenos. *Actas VIII Congreso Nacional de Geografía, Publicación Especial del Instituto Geográfico Militar de Chile* 1:103-110
- Ramírez, C., C. San Martín & J. San Martín 2004. Colmatación por macrófitos del complejo lacustre Vichuquén (VII Región, Chile) y clave de determinación. *Revista Geográfica de Chile Terra Australis* 49:179-196
- Rodríguez, R. & V. Dellarossa 1998. Plantas vasculares acuáticas en la Región del Bio-Bío. Universidad de Concepción 38 pp
- San Martín, C. C. Ramírez & M. Álvarez 2003. Macrófitos como bioindicadores: Una propuesta metodológica para caracterizar ambientes dulciacuícolas. *Revista Geográfica de Valparaíso* 34:243-253

Anexo 6

Procedimiento para calibración de medidor multiparámetro

Elección del medidor multiparámetro

La elección de un equipo para la medición de diversas variables ambientales en distintos hábitats de humedales, es primordial, más aún considerando las especificaciones técnicas y los objetivos establecidos por el proyecto GEF Humedales Costeros para este estudio. Por este motivo, el equipo multiparámetro utilizado en este monitoreo responde a la gran variabilidad de condiciones presentes en los cinco humedales piloto seleccionados. Cada uno de estos ecosistemas presenta hábitats únicos y distintivos, por lo que requieren un enfoque integral y versátil en cuanto a la recopilación de datos ambientales, lo que subraya la importancia de escoger una herramienta de medición que pueda adaptarse eficientemente a estas diferencias significativas.

Por todo lo anterior, es que la sonda multiparámetro *Hanna HI98194* fue la elegida para este monitoreo, dada su avanzada capacidad para monitorear de manera efectiva hasta 12 parámetros diferentes de calidad del agua simultáneamente, entre los que se destacan



temperatura, oxígeno disuelto, porcentaje de saturación de oxígeno, salinidad, conductividad eléctrica, sólidos totales disueltos, pH, entre otros; haciéndola extremadamente útil en una amplia gama de investigaciones ambientales. Si bien, este modelo fue el utilizado para el presente estudio por los motivos técnicos ya mencionados, para cualquier monitoreo que se quiera replicar en otros humedales, la elección del equipo es totalmente libre por parte de los profesionales a cargo.

Características Claves

- **Monitoreo de múltiples parámetros:** La capacidad del HI98194 para medir hasta 12 parámetros distintos, incluyendo pH, ORP, conductividad, oxígeno disuelto y temperatura, lo hace una herramienta invaluable para el monitoreo integral de la calidad del agua.
- **Sistema completo:** Viene como un sistema completo, permitiendo a los usuarios iniciar mediciones inmediatamente tras recibir el producto, lo que asegura una conveniencia significativa y una implementación rápida en el campo.
- **Pantalla LCD gráfica retroiluminada:** Ofrece una fácil lectura incluso en áreas de baja luminosidad, mejorando la facilidad de uso en diversas condiciones ambientales
- **Protección impermeable y diseño robusto:** La sonda y el medidor cuentan con clasificaciones de impermeabilidad, garantizando su durabilidad y rendimiento incluso bajo inmersión completa en agua.
- **Conectividad y capacidad de registro de datos:** Permite a los usuarios almacenar hasta 45.000 muestras y transferirlas fácilmente a una PC utilizando el cable micro USB incluido, facilitando el análisis y reporte de datos.
- **Fácil calibración y mantenimiento:** Incorpora sistemas de compensación automática de temperatura y presión barométrica, junto con opciones de calibración estándar o rápida para una operación eficiente y precisa.

Unidades de medida medidor multiparámetro

En la tabla N°1 se muestran las diferentes unidades con las que se trabaja en el momento de la toma de muestra para evaluar la calidad del agua. En el medidor multiparámetro se pueden seleccionar las unidades con las cuales se quiere trabajar.

Tabla 1.
Unidades de medición utilizadas en mediciones de calidad de agua y su conversión.

Parámetro	Unidad 1	Unidad 2	Unidad 3
pH	-	-	-
Temperatura	*C°	F°	K°
Conductividad eléctrica	* μS/cm	mS/cm	-
Sólidos disueltos totales	*mg/l	*ppm	ppt
Salinidad	*psu	-	-
Oxígeno disuelto	*mg/lO2	ppm	-
Porcentaje oxígeno disuelto	%	-	-

*Unidades frecuentemente utilizadas en la medición de calidad de agua

Para el proceso de evaluación de los parámetros obtenidos en terreno es posible realizar una comparación con los parámetros solicitados por la NCh 1333, Norma Chilena Oficial que fija los requisitos de calidad de agua para diferentes usos, para este caso en particular sería en comparación a lo solicitado en el punto N°8 *Requisitos para aguas destinadas a vida acuática* contenido en dicha ley.

Configuración de las unidades de medida

El proceso de selección de unidad de medida se muestra en la figura 1, además en la figura 2 se muestra una imagen referencial del medidor multiparámetro y las distintas teclas y funciones.

Figura 1.
Proceso para la selección de unidades de parámetros a medir.

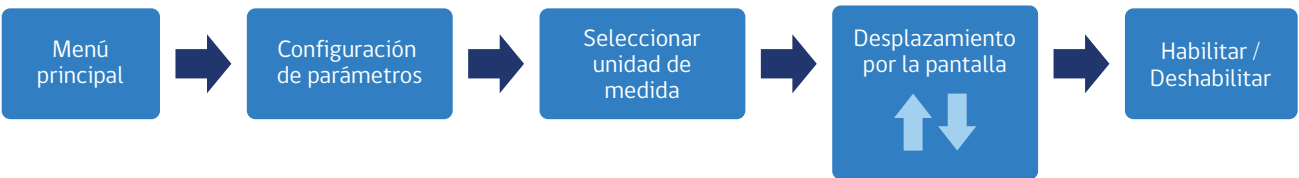


Figura 2.
Imagen referencial Medidor Multiparámetro.



En la figura 3 se muestran los cuatro sensores de la sonda y se indica a qué parámetro corresponde cada uno de ellos.

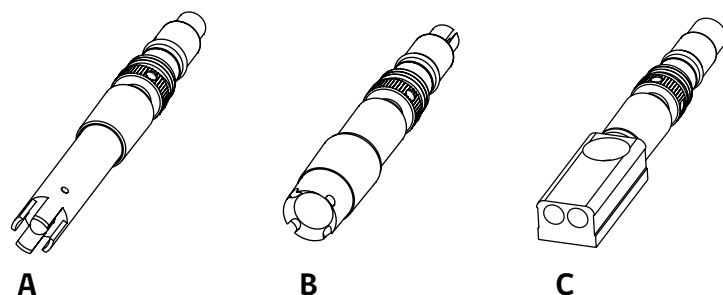


Figura 3.

Imagen referencial sensores medidor Multiparámetro: a) Sensor combinado de pH/ORP, b) Sensor galvánico oxígeno disuelto (OD), c) Sensor conductividad de cuatro anillos (CE, TDS, Resistividad y Salinidad).

Calibración

El proceso de calibración de la sonda multiparámetro HI98194 es un procedimiento importante para garantizar la precisión y la fiabilidad de las mediciones realizadas por la sonda. Existen dos modos de calibración: La calibración rápida y la calibración individual de cada parámetro.

Calibración rápida: Esta forma de calibración, que abarca pH, conductividad eléctrica y oxígeno disuelto, suele emplearse con mayor frecuencia en el campo cuando se detecta que algún parámetro está fuera del rango habitual del ecosistema monitoreado. A pesar de su practicidad, es menos frecuentemente utilizada debido a la posible disminución en la precisión y aumento en el margen de error. Se aconseja realizar la calibración por separado de cada parámetro para garantizar mediciones más precisas y confiables.

Calibración individual de cada parámetro: este tipo de calibración, como su nombre lo indica, nos permite calibrar cada parámetro de manera individual, lo que nos asegura mediciones más precisas y confiables. Lo importante es seguir los siguientes pasos generales:

- 1) Seleccionar el parámetro que se desea calibrar (pH, conductividad eléctrica, oxígeno disuelto, salinidad, u otro que ofrezca el medidor multiparámetro).
- 2) Utilizar las soluciones de calibración específicas recomendadas por el fabricante para este parámetro.
- 3) Seguir las indicaciones del fabricante para preparar las soluciones de calibración y realizar el procedimiento indicado.
- 4) Ajustar el equipo según los valores de referencia de las soluciones de calibración
- 5) Verificar y ajustar si es necesario para garantizar mediciones precisas.

Algunas consideraciones

Al momento del proceso de calibración, es crucial considerar el entorno en el que se llevará a cabo el monitoreo, ya que esto influirá en la selección de las soluciones de calibración adecuadas para cada parámetro a evaluar. La elección de las soluciones de calibración puede variar significativamente dependiendo del tipo de ambiente en el que se realizarán las mediciones, como por ejemplo, un

ambiente hipersalino en comparación con un ambiente dulceacuícola en la parte alta o media de una cuenca.

Por lo tanto, en situaciones como estas, es recomendable realizar una calibración individual por parámetro, en lugar de optar por una calibración rápida. La calibración individual permite una mayor precisión y fiabilidad en las mediciones, especialmente en entornos con características distintas que podrían afectar los resultados. En contraste, una calibración rápida podría resultar limitada y posiblemente proporcionar valores incorrectos y poco precisos en tales escenarios.

- 1) La periodicidad en la calibración varía de acuerdo con las características de las aguas a ser medidas, ya que aguas muy turbias o biológicamente activas pueden requerir una limpieza y calibración de los sensores más frecuentes que en aguas más limpias.
- 2) Comprobar que los conectores de los sensores no estén corroídos, si fuera necesario y presentan falla, cambiarlos.
- 3) Comprobar que los empaques de los sensores no estén dañados y si es necesario sustitúyalos o engráselos con el lubricante incluido en el kit de mantenimiento de la sonda.
- 4) No exponer los sensores a la luz solar intensa durante largos periodos de tiempo. Se recomienda realizar calibración a la sombra.
- 5) Luego de la calibración desechar la solución de calibración, no volver a utilizar.
- 6) En ambientes con gradientes térmico significativo, dejar que los sensores alcancen un equilibrio térmico antes de proceder con la calibración o las mediciones.

¿Qué insumos necesitamos para calibrar?

- Vasos para solución de calibración
- Vasos para enjuague
- Agua de limpieza (Desmineralizada o desionizada)
- Soluciones de calibración (Dependiendo de qué parámetro vamos a calibrar)

Paso A: ¿Cómo comienzo a calibrar?

A continuación, describiremos cómo llegar al menú del medidor multiparámetro para la calibración de un parámetro elegido, más adelante detallaremos el proceso por parámetro y sus insumos.

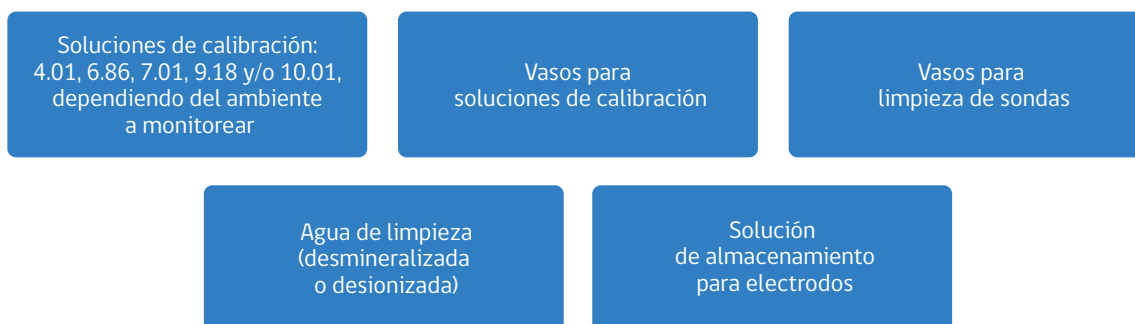
- 1) Debemos dirigirnos al menú a la sección de Calibración
- 2) Seleccionar Calibración de un solo parámetro
- 3) Seleccionar el parámetro a calibrar
- 4) Proceso de calibración por parámetro (pH, Oxígeno disuelto, Conductividad, % de oxígeno disuelto entre otros).
- 5) Luego de terminado el proceso pulsar OK para volver al menú
- 6) Pulsar Medida para volver a la pantalla de medición

I. Proceso de calibración pH

Luego de realizar el paso A, comenzaremos a calibrar el primer parámetro correspondiente al pH, recordar que para esta calibración usted puede elegir hasta 3 puntos de calibración. Para esta actividad necesitaremos los siguientes insumos (Figura 4):

Figura 4.

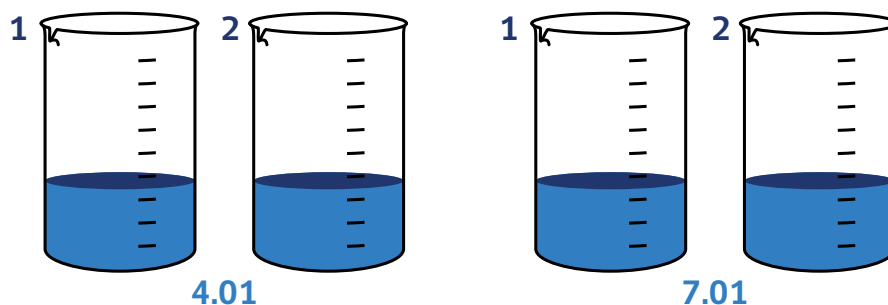
Insumos para el proceso de calibración del pH.



Contaminación cruzada

Para evitar la contaminación cruzada, utilizar dos vasos para cada solución de calibración:

- 1) el primero para enjuagar el sensor con agua de limpieza y
- 2) el segundo para la calibración



Sucesivo al proceso de preparación de nuestros insumos, procedemos a la calibración del parámetro pH con las siguientes instrucciones:

- Se mostrará en la pantalla el valor del pH junto con la temperatura y más abajo la solución de calibración solicitada, en el caso que no sea el pH el cual usted quiere calibrar, puede mover con las teclas de **Función Calibración de punto** y con las flechas seleccionar la solución de calibración correcta.
- Antes de comenzar** debe limpiar los restos de solución utilizada anteriormente o restos biológicos sumergiendo los sensores en la solución de agua de limpieza para luego retirarlos con suavidad.
- Sumergir la **sonda de pH y temperatura** en una solución de calibración de pH conocido (pH 4.01, 6.86, 7.01, 9.18, 10.01) y agítelo con suavidad. En la pantalla se mostrará la temperatura, el valor de la solución de calibración y el mensaje **No está listo** (Figura 5).

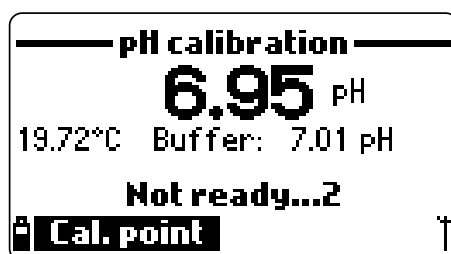


Figura 5. Pantalla calibración pH

- iv. Luego de la estabilización de la lectura, el temporizador iniciará la cuenta atrás hasta que se muestre el mensaje Listo (Figura N°6). Pulsar **Confirmar** para aceptar el punto de calibración.

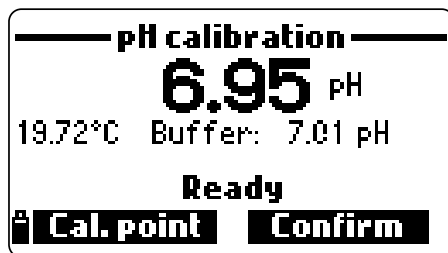


Figura 6. Pantalla de calibración de pH, pH calibrado.

- v. Para calibrar el siguiente punto debe repetir el mismo proceso de calibración desde el punto I) en adelante. Si quiere poner fin al proceso de calibración debe pulsar la tecla Esc desde el teclado (dos veces), donde se mostrará el mensaje de **Almacenado** seguido de **Calibración completa**.



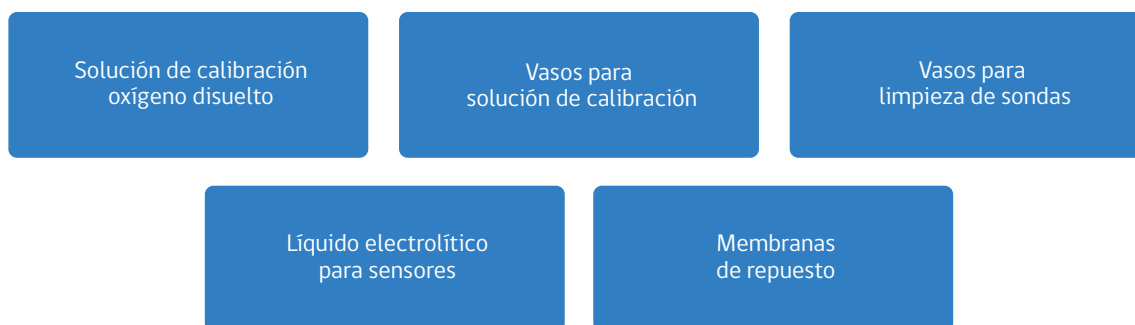
**NUNCA UTILICE AGUA DESTILADA O DESIONIZADA
PARA ALMACENAR LOS SENSORES DE PH**

II. Proceso de calibración concentración de oxígeno disuelto (OD)

Luego de realizar el paso A, comenzaremos a calibrar el segundo parámetro correspondiente al oxígeno disuelto, esta calibración se realiza en un solo punto personalizado dentro de un rango de 4 a 50 mg/l. Para esta actividad necesitaremos los siguientes insumos (Figura 7):

Figura 7.

Insumos para el proceso de calibración de Oxígeno disuelto



Calibración en un solo punto

Como se dijo anteriormente, se recomienda calibrar el sensor de oxígeno disuelto cercano a los valores específicos a medir, esto quiere decir que, si estamos frente a un ecosistema de aguas dulces limpias y poco intervenidas, se recomienda calibrar en un rango alto de concentración, versus un ecosistema de aguas salinas y/o intervenidas, donde las mediciones de concentración de oxígeno pudieran estar por debajo los 4 mg/l.



Verificación de la presión atmosférica, conductividad y temperatura

Verificar que estos parámetros sean correctos para el ecosistema que estamos monitoreando. De no serlo, se recomienda calibrarlos a las características del lugar.

¿Por qué?

Presión atmosférica

La presión atmosférica afecta la capacidad del agua para retener OD. A mayor altitud, el agua puede contener menos oxígeno disuelto.

Conductividad eléctrica

La conductividad del agua está relacionada con la cantidad de sales disueltas en ella. Altas concentraciones de sales pueden afectar la capacidad del agua para retener el OD.

Temperatura

La Temperatura del agua influye en la cantidad de oxígeno que puede contener. Temperaturas más bajas se asocia a mayor concentración de OD, mientras que, a temperaturas altas, la capacidad de retención de oxígeno disminuye.

Sucesivo al proceso de preparación de nuestros insumos, procedemos a la calibración del parámetro oxígeno disuelto con las siguientes instrucciones:

- i. En el menú de calibración seleccione la opción Concentración de OD e inserte la concentración conocida. Mueva y agite para mantener la solución fresca delante de la membrana y pulse **Aceptar**.
- ii. Luego de estabilizada la lectura, el medidor de estabilidad iniciará la cuenta atrás y se mostrará **Confirmar**, pulsar **Confirmar** para aceptar el punto de calibración.
- iii. Cuando aparezcan los mensajes **Almacenar** y **Calibración completada**, la calibración se habrá completado.
- iv. Pulsar **ESC** dos veces para volver al menú principal.

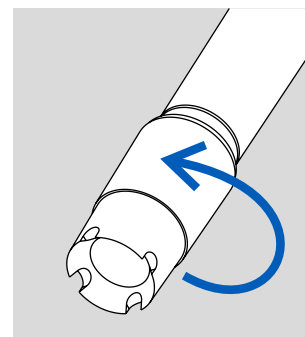
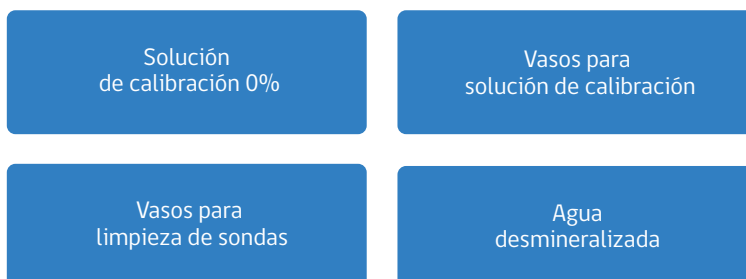


Figura 8.
Membrana sensor OD

a. Proceso de calibración porcentaje de saturación de oxígeno

Luego de realizar el paso A, comenzaremos a calibrar el tercer parámetro correspondiente al Porcentaje de Saturación de Oxígeno, se puede realizar en uno o dos puntos estándar (0% y 100%) o en un solo punto personalizado (entre 50% y 500%). Para esta actividad necesitaremos los siguientes insumos (Figura 9):

Figura 9.
Insumos para el proceso de calibración Porcentaje de Saturación de Oxígeno





Sucesivo al proceso de preparación de nuestros insumos, procedemos a la calibración del parámetro Porcentaje de Saturación de Oxígeno en sus dos puntos 100% y 0% con las siguientes instrucciones:

Calibración al 100% de Saturación

- i. En el menú de calibración seleccione la opción % Saturación de Oxígeno. Llenar el vaso de calibración con aproximadamente 4mm de agua desmineralizada y enroscarlo a la sonda (Figura 9). Tener precaución de que los sensores no se mojen o humedezcan, el uso de agua es para mantener las condiciones de humedad dentro del vaso de calibración.
- ii. Dejar reposar la sonda alrededor de 10 a 15 minutos, hasta que llegue cercano o al punto de calibración preciso (100%).
- iii. Una vez que la lectura se haya estabilizado, el cronómetro comenzará la cuenta atrás. Luego la pantalla mostrara la palabra **Listo**.
- iv. Presione **Confirmar** para aceptar el punto de calibración.
- v. Luego nos pedirá el segundo punto de calibración (0%).



Figura 10.
Preparación de la sonda para calibración de Porcentaje de Saturación de Oxígeno

Calibración 0% de Saturación:

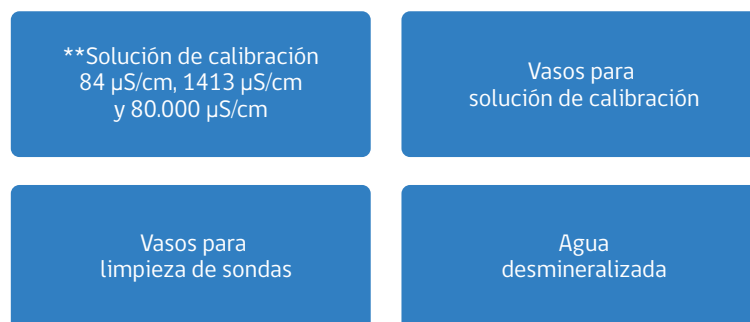
- i. Sacar la sonda del vaso de calibración del 100% e introducirla en el vaso de calibración con la solución del 0%. Sumergir la sonda hasta que la membrana alcance el nivel del líquido de calibración.
- ii. Una vez que la lectura se haya estabilizado, el cronómetro comenzará la cuenta atrás. Luego la pantalla mostrara la palabra **Listo**.
- iii. Presione **Confirmar** para aceptar el punto de calibración.
- iv. Cuando aparezcan los mensajes **Almacenar** y **Calibración completada**, la calibración se habrá completado.
- v. Pulsar **ESC** dos veces para volver al menú principal.

III. Proceso de calibración de la Conductividad eléctrica

Luego de realizar el paso A, comenzaremos a calibrar el cuarto parámetro correspondiente a la conductividad eléctrica, se puede realizar en uno o varios puntos de acuerdo con el líquido de calibración y al ambiente el cual vamos a monitorear. Para esta actividad necesitaremos los siguientes insumos (Figura 11):

Figura 11.

Insumos para el proceso de calibración Porcentaje de Saturación de Oxígeno



** Ejemplos de líquidos de calibración, hay que recordar que se debe calibrar la conductividad dependiendo del ambiente a monitorear.

Continuado al proceso de preparación de nuestros insumos, procedemos a la calibración del parámetro Conductividad eléctrica % con las siguientes instrucciones:

- i. En el menú de calibración seleccione la opción Conductividad y pulse **Confirmar**.
- ii. Llenar el vaso de calibración con aproximadamente con una solución de calibración (84 µS/cm).
- iii. En un segundo vaso de calibración, verter agua desmineralizada para enjuagar el sensor.
- iv. Sumergir el sensor en el agua desmineralizada, moviéndolo arriba y abajo en el vaso, asegurándose que todo el sensor se limpie.
- v. Colocar el vaso de calibración sobre el sensor de Conductividad eléctrica y desaloje las burbujas, luego enrosque el vaso en su sitio.
- vi. Seleccionar el punto de calibración de la solución de calibración (84 µS/cm)
- vii. Esperar a que la lectura se estabilice y termine de calibrar.
- viii. Una vez que la lectura se haya estabilizado, el cronómetro comenzará la cuenta atrás. Luego la pantalla mostrara la palabra **Listo**.
- ix. Presione **Confirmar** para aceptar el punto de calibración.
- x. Cuando aparezcan los mensajes **Almacenar** y **Calibración completada**, la calibración se habrá completado.

- xi. Para calibrar el siguiente punto debe repetir el mismo proceso de calibración desde el punto I) en adelante. Si quiere poner fin al proceso de calibración debe pulsar la tecla Esc desde el teclado (dos veces), donde se mostrará el mensaje de **Almacenado** seguido de **Calibración completa**.



La calibración de la salinidad y los sólidos disueltos totales (TDS) se realiza de manera automática cuando uno calibra el parámetro de conductividad eléctrica, ya que se basa en esta última.

IV. Proceso de la calibración de la Temperatura

La temperatura viene calibrada por defecto, sin embargo, existen dos opciones para calibrar temperatura: el usuario puede calibrar desde un punto o volver a restaurar el valor de fábrica. Si se desea calibrar este parámetro se deberá contar con un instrumento para la medición de temperatura como referencia.

- i. Seleccionar "Temperatura" desde el menú de Calibración usando las flechas y luego presionar Seleccionar.
- ii. Seleccionar Calibrar temperatura.
- iii. Luego de presionar la calibración, introducir la sonda en un baño isotérmico con el instrumento de referencia y esperar a que la sonda llegue al equilibrio térmico.
- iv. Utilizando las teclas del multiparámetro, escribir la temperatura conocida y pulse Aceptar.
- v. Pulsar Confirmar para guardar el punto calibrado.
- vi. Cuando aparezcan los mensajes Almacenar y Calibración completada, la calibración se habrá completado.

Mantenimiento del medidor multiparámetro

- Los sensores deben calibrarse tras la limpieza o si llevan mucho tiempo guardados.
- Luego del uso, lavar la sonda con agua corriente y séquela con pequeños golpecitos.
- La membrana del electrodo de pH siempre debe mantenerse húmeda
- Los sensores de Oxígeno disuelto y Conductividad eléctrica deben estar secos.

Mantenimiento sensor de pH

- Si la membrana del sensor está seca, sumergir el electrodo en solución de almacenamiento HI 70300 durante al menos una hora, si no dispone de esta puede sumergirla en la solución de calibración de pH 4.01.
- Guardar el sensor con unas pocas gotas de solución de almacenamiento HI 70300 o con un poco de la solución de calibración de pH 4.01. También puede ocupar agua corriente, pero solo por unos pocos días.



- Nunca utilizar agua destilada o desionizada para almacenar los sensores de pH.
- Cerciorarse que no haya grietas o arañazos en el sensor, si se encuentra alguna, favor cambie el sensor.

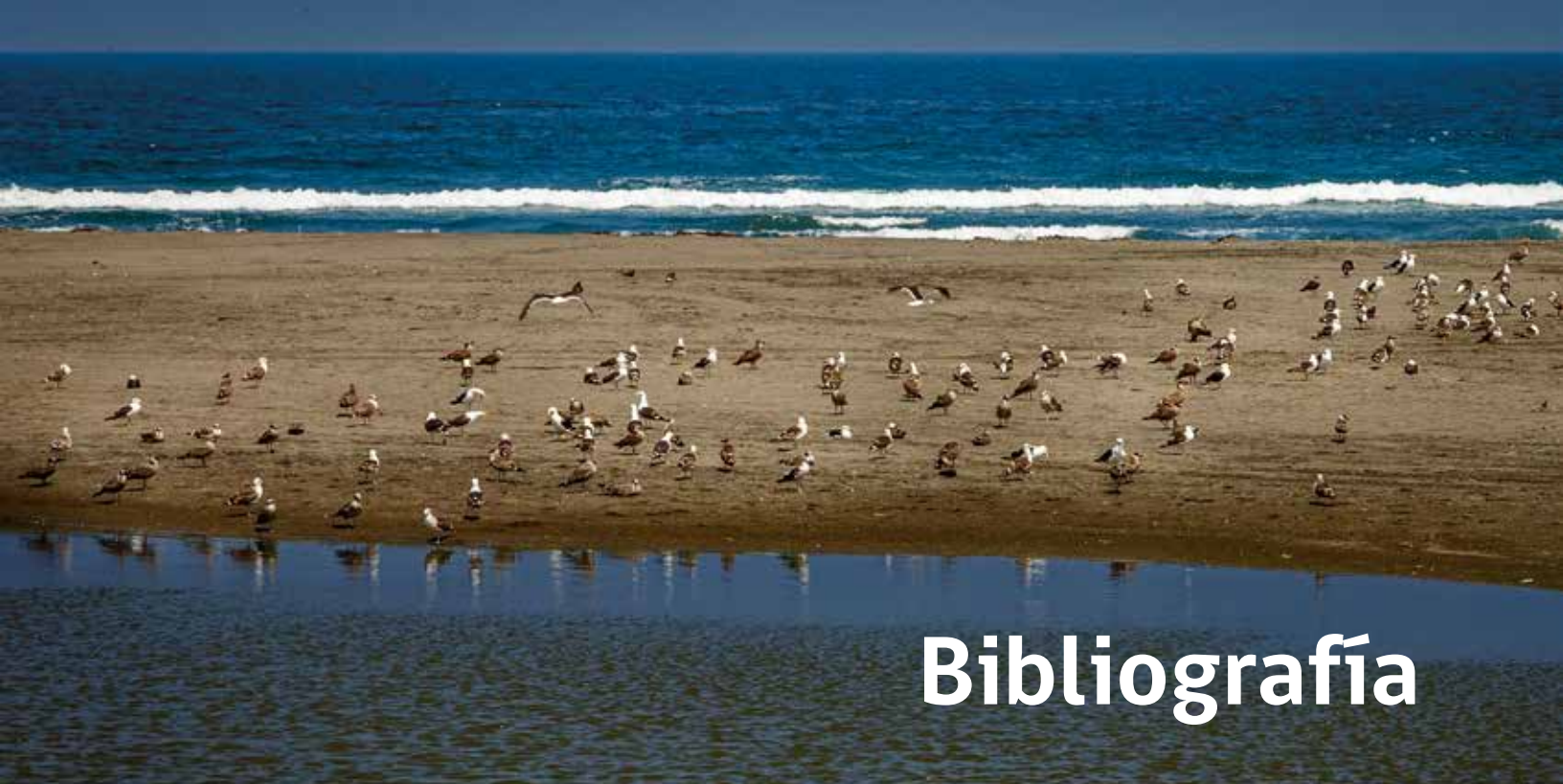
Mantenimiento sensor de OD

- Para sondas que se usan frecuentemente, se recomienda cambiar la membrana (Figura 8) cada dos meses y la solución electrolítica cada mes.
- Para el cambio de esta, se debe desenroscar la membrana girándola en sentido antihorario.
- Lavar una membrana de repuesto con un poco de solución electrolítica mientras la agita suavemente.
- Vuelva a llenarlo con solución electrolítica limpia.
- Para sacar las burbujas de aire, dar pequeños golpecitos al tapón de la superficie.
- Con el sensor orientado hacia abajo, enroscar el tapón del todo girándolo en sentido horario.

Mantenimiento sensor de Conductividad eléctrica

- Luego de cada medición, lavar siempre con agua corriente.
- Si necesita una limpieza mas a fondo, limpiar el sensor con el cepillo incluido o con un detergente no abrasivo,
- Asegurarse de que no haya sustancias extrañas en los dos orificios cilíndricos del sensor.





Bibliografía

Abarca, F. J. (2007). Técnicas para la evaluación y monitoreo del estado de los humedales y otros ecosistemas acuáticos, p. 113–144. En: O. Sánchez, M. Herzing, E. Peters, R. Márquez y L. Zambrano (eds.). Perspectivas sobre conservación de ecosistemas acuáticos en México. Instituto Nacional de Ecología (INESEMARNAT). 293 p. Disponible en: <http://www2.inecc.gob.mx/publicaciones/libros/533/tecnicas.pdf>

Alba-Tecedor, J., Pardo, I., Prat, N., & Pujanta, A. (2005). Metodología para el establecimiento del estado ecológico según la Directiva del Marco del Agua. Protocolos de muestreo y análisis para invertebrados bentónicos. Ministerio del Ambiente. Confederación Hidráulica del Ebro. Madrid.

Biggs, B. & Kilroy, C. (2000). Stream Periphyton Monitoring Manual. NIWA for the New Zealand Ministry for the Environment, Christchurch, New Zealand.

CEA (Centro de ecología aplicada). (2018). Guía metodológica y protocolos de muestreo de flora y fauna acuática en aguas continentales de Chile. Elaboración para el Fondo de Investigación Pesquera y Acuicultura. Proyecto FIPA N° 2016–46. 123pp.

Chambers, P., Lacoul, P. & Murphy, K. (2008). Global diversity of aquatic macrophytes in freshwater. *Hydrobiologia*. 595:9–26.

Cofré, H & Vilina, Y. (2008). Mamíferos terrestres. En Biodiversidad de Chile Patrimonio y Desafíos. 2ª Edición. CONAMA Eds. 227 – 233.

Cole, G. (1979). Textbook of limnology. The C. V. Mosby company, 2nd edition. 426 p.

CONAF-Universidad de Chile. (2016). Manual para el establecimiento de programas de monitoreo en humedales insertos en el Sistema Nacional de Áreas Silvestres Protegidas del Estado de Chile. Zamorano C, De la Maza, M., López, M. (editores). Santiago, Chile. 134 p.



Correa-Araneda, F., Urrutia, J., & Figueroa, R. (2011). Estado del conocimiento y principales amenazas de los humedales boscosos de agua dulce de Chile. *Revista Chilena de Historia Natural* 84: 325-340. Sociedad de Biología de Chile.

Decreto Supremo 13/2013 MMA. Aprueba y oficializa clasificación de especies según su estado de conservación, noveno proceso. Publicado en el Diario Oficial de la República de Chile el Jueves 25 de julio de 2013.

Decreto Supremo 151/2007 MINSEGPRES. Oficializa primera clasificación de especies silvestres según su estado de conservación. Publicado en el Diario Oficial de la República de Chile el Sábado 24 de Marzo de 2007.

Decreto Supremo 16/2016 MMA. Aprueba y oficializa clasificación de especies según su estado de conservación, duodécimo proceso. Publicado en el Diario Oficial de la República de Chile el Viernes 16 de septiembre de 2016.

Decreto Supremo 19/2012 MMA. Octavo proceso de clasificación de especies según su estado de conservación. Publicado en el Diario Oficial de la República de Chile el publicado el Lunes 11 de febrero de 2013

Decreto Supremo 33/2012 MMA. Quinto proceso de clasificación de especies según su estado de conservación. Publicado en el Diario Oficial de la República de Chile el Lunes 27 de febrero de 2012.

Decreto Supremo 38/2015 MMA. Undécimo proceso de clasificación de especies según su estado de conservación. Publicado en el Diario Oficial de la República de Chile el Viernes 4 de diciembre de 2015.

Decreto Supremo 40/2012 MMA. Aprueba reglamento del sistema de evaluación de impacto ambiental. Publicado en el Diario Oficial de la República de Chile el 12 de agosto de 2013.

Decreto Supremo 41/2011 MMA. Aprueba y oficializa clasificación de especies según su estado de conservación, sexto proceso. Publicado en el Diario Oficial de la República de Chile el Miércoles 11 de abril de 2012.

Decreto Supremo 42/2011 MMA. Aprueba y oficializa clasificación de especies según su estado de conservación, séptimo proceso. Publicado en el Diario Oficial de la República de Chile el Miércoles 11 de abril de 2012.

Decreto Supremo 50/2008 MINSEGPRES. Aprueba y oficializa nómina para el segundo proceso de clasificación de especies según estado de conservación. Publicado en el Diario Oficial de la República de Chile el Lunes 30 de Junio de 2008.

Decreto Supremo 51/2008 MINSEGPRES. Tercer proceso de clasificación de especies según su estado de conservación. Publicado en el Diario Oficial de la República de Chile el Lunes 30 de Junio de 2008.

Decreto Supremo 53/2003 MINAGRI. Reglamento de la Ley de Caza, que modifica al DS N° 05. Ministerio de Agricultura, Santiago de Chile, 15 de septiembre de 2003.



Decreto Supremo 82/2010 CONAF-MINAGRI. Reglamento de aguas, suelos y humedales.

Decreto Supremo 15/2020 MMA. Reglamento de la Ley de Humedales Urbanos

Domínguez, E. & Fernández, H. (2009). Macroinvertebrados bentónicos sudamericanos. Sistemática y Biología. Fundación Miguel Lillo. Tucumán, Argentina.

Espinosa, H. (2014). Biodiversidad de peces en México. Revista Mexicana de Biodiversidad. Supl. 85: 450-459

Habit, E., Dyer, B., & Vila, I. (2006). Estado de conocimiento de los peces dulceacuícolas de Chile. Revista Gayana 70(1): 100-113.

Habit, E., González, S., & Victoriano, P. (2002). Alcances sobre el uso sustentable de la ictiofauna de sistemas fluviales. Theoria, 11: 15-20.

Iriarte, A. (2008). Mamíferos de Chile. Lynk Edicions. Barcelona. España, 420 pp.

Joy, M., David, B. & Lake, M. (2013). New Zealand Freshwater Fish Sampling Protocols. Part 1. Wadeable Rivers & Streams. Texas Commission on Environmental Quality (TCEQ). 2014. Surface Water Quality Monitoring Procedures, Volume 2. Chapter 3. Freshwater fish.

Kramer, T. (2015). Fauna Chilena. 2ª Edición. 93 pp.

Lacoul, P. & Freedman, B. (2006). Environmental influences on aquatic plants in freshwater ecosystems. Environ. Rev. 14: 89-136

Lobos, G., Vidal, M., Correa, C., Labra, A., Díaz-Páez, H., Charrier, A., Rabanal, F., Díaz, S., & Tala C. (2013). "Anfibios de Chile, un desafío para la conservación. Ministerio del Medio Ambiente, Fundación Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias de la Universidad de Chile y Red Chilena de Herpetología". 102 pp.

Lorencio, C. G. (1996). Ecología de peces. Universidad de Sevilla.

Margalef, R. (1977). Function and structure in an ecosystem: organization of plankton. In: etude et gestion du système marin. Elskens, I., sanfeld, a., Vigneron, J. (Eds.). IVème session e4-77, Louvain-la-neuve, 18 juillet 5 août. Université Libre de Bruxelles. pp. 58-88.

MMA - ONU Medio Ambiente. (2022). Estrategia Nacional de Conservación de Aves 2021-2030. Elaborada por Tomás A. Altamirano, consultor Proyecto GEF/SEC ID: 9766 "Conservación de humedales costeros de la zona centro-sur de Chile". Ministerio del Medio Ambiente. Santiago, Chile.

MMA-ONU Media Ambiente. (2021). Guía para facilitar la gestión de las denuncias sobre actividades que afectan a Humedales. Elaborada por Huella Naturaleza Spa., consultora Proyecto GEF/SEC ID: 9766 "Conservación de humedales costeros de la zona centro sur de Chile". Ministerio del Medio Ambiente. Santiago, Chile. 37 p.



Oscosz, J., Galicia, D., & Miranda, R. (2011). Clave dicotómica para la identificación de macroinvertebrados de la cuenca del Ebro. Confederación Hidrográfica del Ebro.

Parra, O. (2006). Estado de conocimiento de las algas dulceacuícolas de Chile (Excepto Bacillariophyceae). 70:8-15.

Ramírez, C. & San Martín, C. (2006). Diversidad de macrófitos chilenos. 21-69. En: Macrófitas y vertebrados de los sistemas límnicos de Chile. Vila I., A. Veloso, R. Schlatter y C. Ramirez. 2006. Editorial Universitaria. 186 pp.

Rodriguez, R. & Dellarrosa, V. (1998). Plantas vasculares acuáticas en la Región del Biobío. Ediciones Universidad de Concepción. 38 pp

Schlatter, R & Sielfeld, W. (2006). Avifauna y mamíferos acuáticos de los humedales de Chile. En: Macrófitas y vertebrados de los sistemas límnicos de Chile (Eds. Vila, I., A. Veloso, R. Schlatter y C. Ramirez), pp. 141-187. Editorial Universitaria, Santiago de Chile.

Shear, H. (1995). Ecological Assessment in Canada. En: C. Aguirre (ed.). Taller Norteamericano sobre Monitoreo para la Evaluación Ecológica de Ecosistemas Terrestres y Acuáticos. Septiembre General Technical Report RM-GTR-284. Fort Collins, CO: U.S. Department of Agricultura, Forest Service Rocky Mountain Forest and Range Experimental Station. 20-30 pp.

Spellerberg, I.F. (1991). Monitoring Ecological Change. Cambridge University Press, New York. 374 pp.

Vila, I., Veloso A., Schlatter, R., & Ramírez, C. (2006). Macrófitas y vertebrados de los sistemas límnicos de Chile. Ed. Universitaria, Santiago de Chile. 187 p.

Vila, I. y Habit, E. (2015). Current situation of the fish fauna in the Mediterranean región of Andean river systems in Chile. FISHMED Fishes in Mediterranean Environments 002: 19.

Wetzel, R. (2001). Limnology: Lakes and river ecosystems. Academic Press, 525 B Street, Ste. 1900, San Diego, CA 92101, USA.

Woelfl, S. & Geller, W. (2002). Chlorella-bearing ciliates dominate in an oligotrophic north patagonian lake (Lake Pirehueico, Chile): Abundance, Biomass and symbiotic photosynthesis. Freshwater Biology 47(2): 231-242.

Woelfl, S. (2006). Notas sobre protozoos ciliados de Chile. Gayana 70(1): 24-26.

Woelfl, S. (2007). The distribution of large mixotrophic ciliates (Stentor) in deep North Patagonian lakes (Chile): First results. Limnologica 37: 28-36.

Woelfl, S., García, P., & Duarte, C. (2010). Chlorella-bearing ciliates (Stentor, Ophrydium) dominate in an oligotrophic, deep North Patagonian lake (Lake Caburgua, Chile). Limnologica. 40: 134- 139.

Guía de monitoreo de humedales

Esta esta guía ha sido elaborada con el fin de dar apoyo a diferentes entidades del ámbito público y privado para el monitoreo de humedales, así como para cualquier interesado en la conservación y seguimiento ambiental de humedales a lo largo del territorio nacional.

