

# DESCRIPCIÓN METODOLÓGICA PARA LA EVALUACIÓN BIOLÓGICA EN LOS COMPLEJOS DE HUMEDALES



Convenio interadministrativo 13-014 (FA 005 de 2013) Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt - Fondo Adaptación

Subdirección de Servicios Científicos y Proyectos Especiales  
Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt  
Bogotá, D.C., 2015

# DESCRIPCIÓN METODOLÓGICA PARA LA EVALUACIÓN BIOLÓGICA EN LOS COMPLEJOS DE HUMEDALES

## TÉRMINOS DE REFERENCIA

**Carlos A. Lasso A.**

**V. marzo 10 del 2014**

### **Objetivo general:**

Evaluación biológica rápida de la biodiversidad del área determinada Ventana Paz de Ariporo, con miras a la identificación y caracterización del complejo de humedales presentes.

### **Objetivos específicos:**

- Identificar los diferentes tipos de humedales presentes en la ventana Paz de Ariporo.
- Inventariar las especies de mamíferos, aves, reptiles, anfibios, peces, crustáceos, moluscos y otros macroinvertebrados acuáticos (especialmente insectos), asociados a los humedales.
- Inventariar la flora acuática y terrestre, asociada a los humedales presentes en el área.
- Describir los tipos de vegetación presentes en las estaciones de muestreo (diagramas topográficos y descriptivos), definidos en los humedales identificados.
- Elaborar una lista de las especies de plantas terrestres y acuáticas que sirvan como indicadores para la identificación y caracterización de los humedales.
- Elaborar una lista de especies endémicas y/o de distribución restringida al área de estudio.
- Identificar especies de importancia para la conservación y/o uso sustentable (especies amenazadas, con valor de uso, emblemáticas, bandera, carismáticas, etc.).

- Identificar los hábitats o áreas de especial interés (alta diversidad, alta densidad de especies endémicas, con valor de uso, etc.), presentes en el área de estudio.
- Evaluar de manera preliminar el uso en el área de los recursos naturales (biodiversidad).
- Identificar las amenazas presentes y potenciales para la conservación de los humedales y especies del área.
- Analizar la información de línea base generada para la identificación, caracterización, conservación y uso sostenible de los humedales de la región.

## **1. Alcances y resultados esperados**

El trabajo tiene como objetivo obtener la mayor cantidad de información básica, primaria y de calidad, sobre fauna y vegetación en el menor tiempo y costo posible basándose en la metodología de Evaluaciones Biológicas Rápidas, que deberá implementarse a final y principios de la época seca (por razones de efectividad del muestreo), con el fin de identificar y caracterizar los humedales del área de estudio determinada ventana de Paz de Ariporo.

La metodología ha implementar se basa en una integración y adaptación de las evaluaciones biológicas rápidas de la biodiversidad (RAP's o AquaRAP's) tradicionales y los protocolos establecidos por el IAvH en el marco del proyecto de Planeación Ambiental para la Conservación de la Biodiversidad en la áreas operativas de Ecopetrol. Lo que permitirá una estandarización en la toma de datos e información a nivel nacional y por ende una comparación y extrapolación adecuada.

Aún cuando estos estudios ofrecen información limitada debido al tiempo de muestreo, es posible identificar áreas y hábitats de especial importancia en términos biológicos y ecológicos. La metodología propuesta pretende obtener una caracterización general de la diversidad biológica del complejo de humedales de

Paz de Ariporo y establecer las principales amenazas, actuales y futuras, para la biota (flora-vegetación y fauna) y los ecosistemas de humedales en la zona de estudio. Con estos insumos se establecerán lineamientos para la identificación y caracterización de humedales; además de brindar información útil para la evaluación de posibilidades reales en los procesos de toma de decisiones.

Los resultados generales para los componentes flora-vegetación, fauna, así como los de uso de recursos aplicables a los componentes anteriores, se presentan a continuación.

### 1.1. Vegetación y flora

- Lista de especies inventariadas.
- Caracterización de cada unidad de vegetación estudiada con base a la cobertura, altura y especies más abundantes.
- Perfiles de vegetación de cada comunidad estudiada.
- Distribución de formas de vida en cada comunidad (presencia de macrófitas, bosque inundable, lianas, epífitas, palmas, árboles etc.).
- Caracterización geomorfológica preliminar y consideraciones generales del funcionamiento hidrológico y ecológico de cada comunidad.
- Identificación de perturbaciones y/o usos de la flora.
- Registro fotográfico de características resaltantes de la vegetación.
- Listado de comunidades vegetales presentes en el área de estudio.

### 1.2. Fauna

- Caracterización de la biodiversidad de mamíferos, aves, reptiles, anfibios, peces, crustáceos, moluscos y otros macroinvertebrados acuáticos de los humedales objeto de estudio.

- Aspectos ecológicos básicos (asociación especie-hábitat, distribución, etc.) de las comunidades biológicas consideradas.
- Aspectos biogeográficos del área de estudio basada en los patrones de distribución de los grupos faunísticos.
- Identificación de especies endémicas y/o distribución restringida al área de estudio, con valor de uso, etc.
- Identificación de hábitat o áreas de especial interés (alta diversidad, alta densidad de especies endémicas, sitios de reproducción, reproducción y/o alimentación, etc.).
- Identificación de amenazas actuales y potenciales sobre la biodiversidad y/o humedales de las áreas de estudio.

### 1.3. Uso de los recursos naturales

- Identificación de especies de interés económico o para la subsistencia (derivadas de la pesca artesanal, pesca industrial, pesca de subsistencia, cacería de subsistencia, mascotas, etc.).
- Identificación de especies importantes para planes de conservación (migratorias, amenazadas, en peligro, etc.) y/o uso sustentable de los humedales.

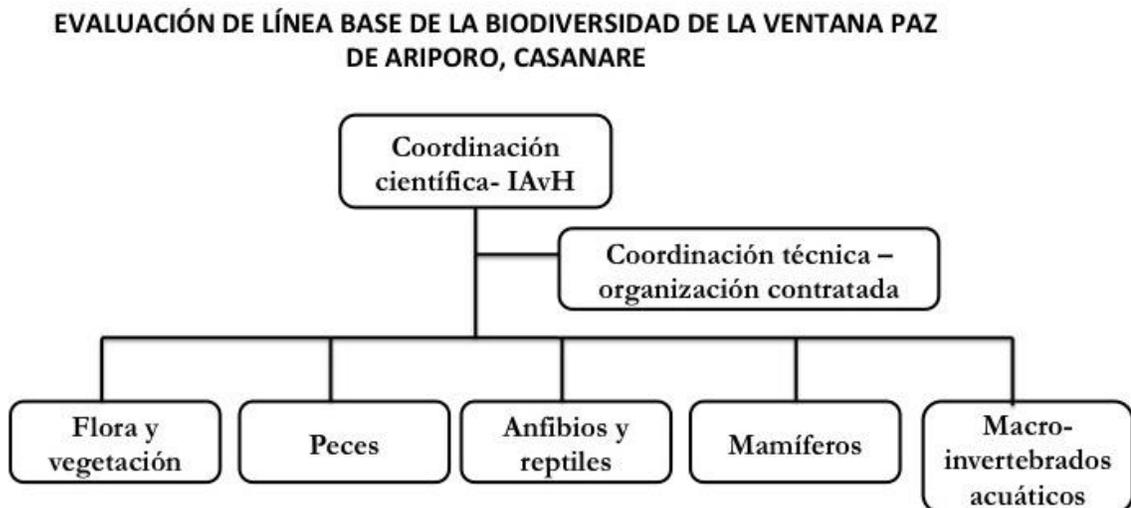
## 2. Productos

Entre los productos resultantes del estudio de la biodiversidad incluidos en los informes respectivos, se destacan:

- Catálogo fotográfico de las principales unidades de vegetación del área de estudio, así como las especies más representativas, que sirvan como indicadores para la identificación y caracterización de los humedales.
- Listados taxonómicos de la biodiversidad animal y vegetal del complejo de humedales de la ventana de Paz de Ariporo.

- Base de datos geo-referenciada contentiva de las colecciones animales, herbarios y registros de campo.
- Mapas con las distribuciones reales y potenciales de la biota terrestre y acuática.
- Interpretación de la biogeografía del complejo de humedales de la ventana de Paz de Ariporo, y su relevancia en el contexto nacional.
- Información básica para planes de manejo del área.
- Criterios y recomendaciones para la conservación de la biodiversidad (vegetación y fauna) del área de estudio.
- Publicación impresa del estudio realizado (a convenir con el proyecto del Fondo de Adaptación).

### 3. Organigrama



### 4. Etapas del estudio

- Salida exploratoria (pre-expedición): dos investigadores IAvH y representantes de la organización contratada, visita de campo y selección estaciones de muestreo.
- Salidas de campo (expedición): todo el equipo, diez días efectivos.

- Entrega primer informe de avance.
- Entrega informe final.

# EVALUACIÓN BIOLÓGICA, FLORA Y FAUNA ACUÁTICA DE LA VENTANA DE PAZ DE ARIPORO COMO INSUMO PARA LA CARACTERIZACIÓN Y DELIMITACIÓN DEL COMPLEJO DE HUMEDALES.

**Carlos A. Lasso A.**

**V. marzo 12 2014**

## 4.1. Componente flora y vegetación

Preparado por: María Fernanda González

Revisión Técnica y adaptación: Carlos A. Lasso

### 4.1.1. Lista de actividades

1. Recopilar información bibliográfica sobre las especies presentes en el área de estudio.
2. Describir cada una de las áreas de muestreo (localidad, coordenadas, altitud, tipo de bosque, cobertura vegetal, grado de intervención, observaciones).
3. Realizar recorridos libres por las áreas de muestreo, coleccionar y determinar la mayor cantidad posible de plantas (angiospermas y gimnospermas), haciendo énfasis en las macrófitas.
4. Establecer varios transectos Gentry en cada una de las áreas de muestreo. En cada transecto se elaborará un perfil de la vegetación y se realizarán colecciones de plantas (angiospermas y gimnospermas), toma de datos filogenéticos (muestras de tejido) y funcionales en función del tiempo (medición de rasgos funcionales: Altura y DAP) y toma de fotografías.
5. Realizar muestreos en el bosque ribereño o inundable en las áreas señaladas por el grupo de hidrobiología (peces y macroinvertebrados).
6. Realizar muestreos de plantas acuáticas en los cuerpos de agua definidos por el grupo de hidrobiología (peces y macroinvertebrados).

7. Elaborar un catálogo con las especies registradas en el área de estudio.
8. Procesar de forma adecuada el material colectado (prensado, secado y etiquetado).
9. Determinar taxonómicamente, hasta el nivel más detallado posible, el material colectado.
10. Completar la base de datos, de acuerdo al estándar de Darwin Core, donde se almacenará toda la información recopilada durante el trabajo de campo.
11. Tomar fotografías de las especies y los hábitats.

#### 4.1.2. Lista de Productos

1. Registros bibliográficos sobre las especies presentes en el área de estudio.
2. Base de datos siguiendo los estándares de Darwin Core donde se recopile la información referente a las especies observadas y/o colectadas (incluyendo métodos, localidades, datos florísticos, filogenéticos y funcionales, y observaciones sobre su estado de conservación).
3. Listado de especies y perfil de organización vertical del bosque inundable.
4. Listado de especies y perfiles ecológicos de macrófitas.
5. Tablas con la información recopilada en campo.
6. Catálogo de las especies registradas (colectadas y observadas) para el área de estudio.
7. Especímenes de referencia determinados al nivel más detallado posible, debidamente procesados (con etiquetas y labelos de determinación), incluyendo las muestras de tejidos cuando las hay, y enviados al Herbario FMB.
8. Registro fotográfico de las especies y de los hábitats, etiquetando rigurosamente las fotografías.

#### 4.1.3. Diseño Experimental

#### 4.1.3.1. Área de muestreo

Las áreas de muestreo serán definidas de acuerdo a los diferentes tipos de hábitats (húmedales) detectados durante al salida exploratoria e interpretación del material SIG disponible previo a la evaluación.

#### 4.1.3.2. Materiales

Elaboración de transectos o parcelas: cuerda, decametro, metro.

Colección de muestras botánicas y de tejidos: desjarretadora o cortarramas, podadoras, bolsas plásticas (para muestras y para alcoholizar), costales, cuerda sintética, silica gel, bolsas ziploc, bolsas de papel pequeñas (para almacenar las muestras de tejido), cinta pegante, papel periódico, alcohol, lápiz de cera, libreta de campo y lápiz.

#### 4.1.3.3. Métodos

Se aplicarán cuatro métodos diferentes: recorridos libres, montaje de transectos o parcelas, perfiles para bosque ribereño y perfiles para macrófitas.

##### A. Recorridos libres por el área de estudio

Se realizarán recorridos al azar, cubriendo la mayor cantidad posible de las áreas de muestreo. Se realizarán colecciones botánicas del material que se encuentre en estado reproductivo (flor y/o fruto), se tomarán muestras de tejido y se hará una descripción preliminar del estado de las poblaciones de algunas especies (especies importantes).

En campo se deben anotar los siguientes datos:

<b>Código del área de estudio</b>	<b>Área de muestreo (humedal)</b>	<b>Especie</b>	<b>Familia</b>	<b>Hábito</b>	<b>Altura (m)</b>	<b>Longitud (0° 0'00'')</b>	<b>Latitud (0° 0'00'')</b>	<b>Espécimen de referencia</b>
-----------------------------------	-----------------------------------	----------------	----------------	---------------	-------------------	-----------------------------	----------------------------	--------------------------------

--	--	--	--	--	--	--	--	--

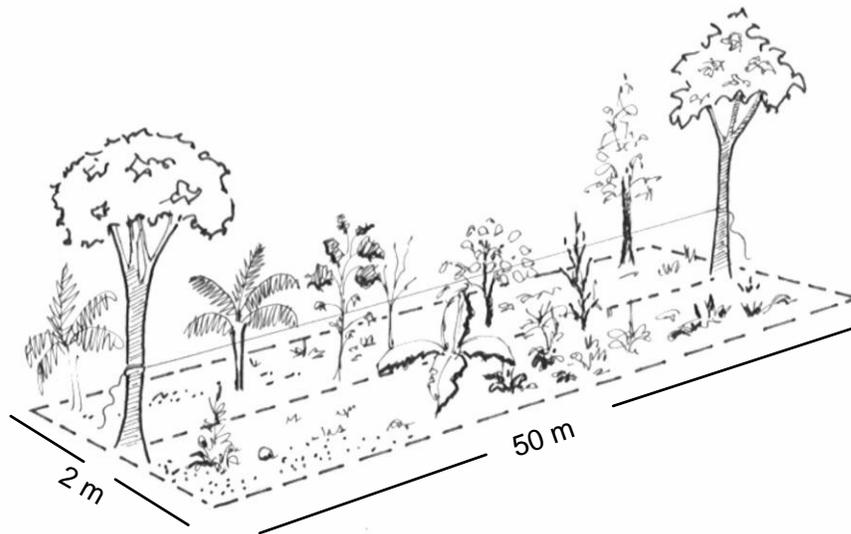
Cuando se esté prensando el material colectado, en la libreta de campo se debe registrar: fecha, colectores, localidad, coordenadas geográficas, altitud, familia, género o especie, nombre común y usos (cuando los tengan), número de campo, número de duplicados, descripción de la especie (que incluya el hábito (árbol, hierba, liana o arbusto), el lugar donde crecía (terrestre, acuática (para las plantas acuáticas poner si es enraizada o flotante) o epífita) la altura y las características que se pierden después del secado) y, por último, información acerca de las muestras de tejido, flores en alcohol y/o fotografías (Figura 1).

Fecha	←	Fecha: 1 de febrero.	
Colectores	←	Colectores: Iguales	
Localidad	←	Localidad: Colombia, Antioquia, PNN Los Orquideos, municipio de Abrego, cumbres de las cuchillas de Mario Peláez accediendo por La Mina.	
Coordenadas geográficas	←	Vegetación de Kiramo dominada por <i>Espeletia occidentalis</i> , <i>Boya antioquiensis</i> , <i>Suemanina mesquerae</i> , <i>Peperanthus alpinus</i> , <i>Vaccinium floribundum</i> , <i>Calamagrostis effusa</i> , <i>Axytophyllum</i>	Altitud
Género o especie	←	6° 36' 55.1" N, 76° 09' 45.8" W, 3480 m alt.	
Número de campo	←	628 <i>Mysine</i>	Familia
Número de duplicados	←	(1)	MYSINACEAE
		Albusto de 2m de altura. Frutos verdes.	Sin fotos, sin flores en alcohol, sin muestras de tejido
Con fotos	←	<del>629</del>	ASTEPACEAE
Con flores en alcohol	←	(3) FOTO, 80, SIUCA	
Con muestra de tejido	←	Albusto de 3m de altura. Hojas con envés glauco. Filarias verdes, filoculmos blancos	Descripción

Figura 1. Ejemplo de notas de campo.

## B. Transectos y parcelas

Se realizarán los transectos tipo Gentry (de 50m x 2m) por área de muestreo, distribuidos al azar y sin que se superpongan. En cada transecto se elaborará un perfil esquemático de vegetación (como el de bosque ribereño), se censarán todas las plantas cuyos tallos o peciolos (en caso de palmas acaules) tenga un diámetro a la altura del pecho (DAP) mayor o igual a 2.5 cm. Cada individuo con DAP mayor o igual a 2.5 cm (CAP mayor o igual a 7.8 cm) que se encuentre dentro de los transectos se registra, se mide su DAP, se estima su altura, se determina su hábito de crecimiento y se identifica. Se realizan colecciones de todas las especies que se consideren diferentes incluidos en los transectos para su posterior identificación. Para delimitar los transectos se utiliza una cuerda que generalmente se amarra a un árbol, el cual se incluye dentro de los registros (Figura 2).



**Figura 2.** Transecto Gentry. Tomado de Mendoza *et al.* (2010).

En al menos uno o dos transectos por área de muestro se incluirán las plantas con DAP menor a 2.5 cm (arbustos y hierbas) y epífitas.

La información de las especies encontradas en los transectos se recopilará en campo, así:

Código del área de estudio	Código del transecto	Área de muestreo	N° indiv	Especie	Familia	Hábito	DAP (cm)	Altura (m)	Espécimen de referencia

Como la metodología de transectos tipo Gentry no aplica a sabanas, se propone parcelas de 1mx1m. Se muestrearán la mayor cantidad posible de parcelas distribuidas al azar en el área de muestreo. Cada individuo que se encuentre dentro de las parcelas se registra, se estima su cobertura y altura, se determina su hábito de crecimiento y se determina (a especie o a morfoespecie).

La información de las especies encontradas en las parcelas se recopilará en campo, así:

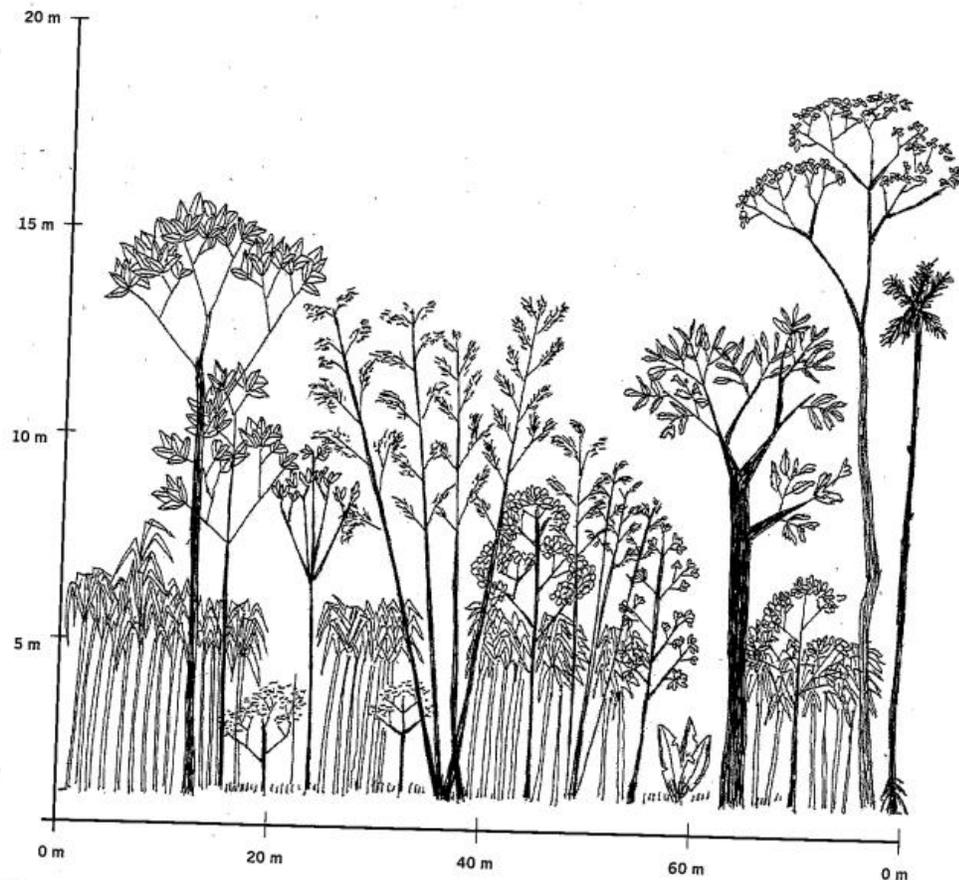
Código del área de estudio	Código de la parcela	Área de muestreo	N° indiv	Especie	Familia	Hábito	Altura (m)	Espécimen de referencia

Cuando se esté prensando el material colectado tener en cuenta la Figura 1.

### C. Perfiles para bosque ribereño e inundable.

Se realizará una descripción de las plantas que componen la franja de estudio (50 m) mediante un perfil esquemático a una escala que ilustre los estratos, la altura y la cobertura (Figura 3). Además, se debe medir la longitud del ancho de

la franja de vegetación en buen estado de conservación en tres puntos de la franja de estudio (0 m, 25 m y 50 m) y en cada ribera (si la franja corresponde a un bosque grande se pone como longitud mayor o igual a 5 m). Se colectará material de referencia para cada una de las especies que se encuentren sobre la franja de estudio. Se realizará una franja de estudio por área de muestreo.



**Figura 3.** Perfil de vegetación para Bosque Ribereño. Tomado de Osorio-Ramírez *et al.* (2011).

Para cada perfil se debe recopilar la siguiente información:

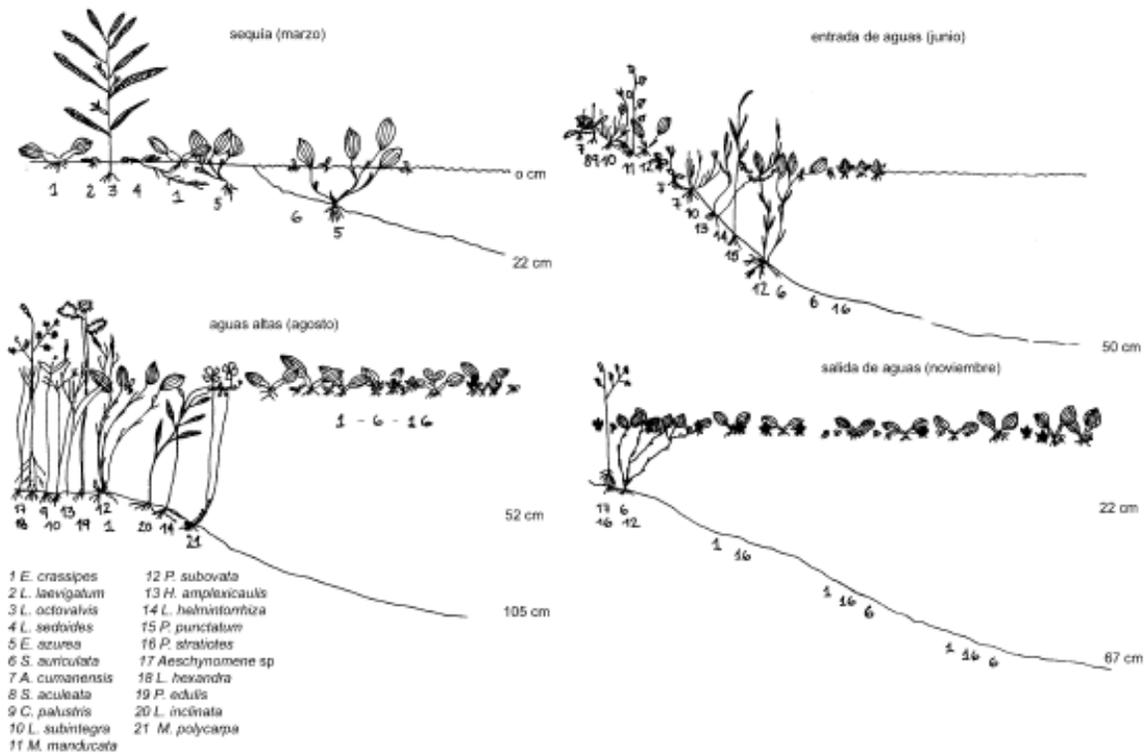
Código del área de estudio	N° indiv	Área de muestreo	Especie	Familia	Hábito	Ubicación en el perfil (m)	Altura (m)	Espécimen de referencia	Amplitud de la franja de

									Bosque (m)

Cuando se esté prensando el material colectado tener en cuenta la Figura 1.

D. Perfil para macrófitas o plantas acuáticas.

El muestro de plantas acuáticas se realizará mediante transectos de 5 a 10 metros (dependiendo del cuerpo de agua) perpendiculares a la orilla del río, caño o de la laguna, cuando sea posible se usarán cuadrantes de 25x25 cm. El objetivo es presentar un listado de especies acuáticas y su distribución con respecto al cuerpo de agua (elaboración de perfiles ecológicos, Figura 4).



**Figura 4**  
 Perfil ecológico y caracterización florística de una laguna (El Boral) en los períodos críticos del ciclo hidrológico.

Para cada perfil se debe recopilar la siguiente información:

Código del área de estudio	N° indiv	Área de muestreo	Especie	Familia	Hábito	Ubicación en el perfil (m)	Altura de la planta (m)	Altura de la columna de agua (m)	Espécimen de referencia

Cuando se esté prensando el material colectado tener en cuenta la Figura 1.

E. Consideraciones para todos los métodos:

- Asignar a cada estación de muestreo un código (código de la estación). Este código corresponderá al código del área de estudio, seguido por la letra B (Botánica), luego la inicial del método empleado (L: recorridos libres, P: parcelas, T: transectos Gentry, BR: perfiles de bosque ribereño, M: perfiles de macrófitas) y, finalmente, por el número de la estación (1, 2, 3, 4...). Por ejemplo, el primer transecto Gentry de plantas en el área de estudio de Ariporo tendrá como código ARIPORO-B-T-1. Este código de la estación es equivalente al ID del Evento que se encuentra en la plantilla Darwin Core.
- Asignar a cada registro (especies observadas o especies colectadas) un número de campo. Este número de campo corresponderá al código del área de estudio, seguido por la letra B (Botánica), y por el número del registro (1, 2, 3, 4.....). Por ejemplo, la primera planta registrada en el área de estudio tendrá como número de campo ARIPORO-B-1.
- Tomar todas las coordenadas geográficas en el formato WGS84 geográficas.
- Realizar una descripción general del lugar. Los datos básicos que se requieren de cada estación de muestreo son datos geográficos y ambientales, como altitud, coordenadas geográficas, nombre de la localidad

lo mejor documentada posible (municipio, vereda, cuenca), descripción de la cobertura vegetal (corroborar las coberturas encontradas con las establecidas en el mapa), grado de intervención, etc. Para cada estación muestreado se debe recopilar la siguiente información:

Código del área de estudio	Área de muestreo	Método	Código del transecto o de la parcela	Localidad	Latitud (0° 0'00'')	Longitud (0° 0'00'')	Altitud	Tipo de bosque	Cobertura vegetal	Grado de intervención	Observaciones

- Colectar material botánico.
- Tomar muestras de tejido de todo el material colectado.
- Tomar fotografías de las especies y de su hábitat. Las fotografías deben ser de buena resolución y deben estar relacionadas con el espécimen de referencia. Se sugiere marcar las fotografías de la siguiente manera:  
ARA\_Anthurium fendleri, MFG 1238\_Ariporo\_González  
ARA: las tres primeras letras en mayúscula de la familia taxonómica  
Anthuriem fendleri: determinación que se tenga (género o especie)  
MFG 1238: Especimen de referencia (número de colección)  
Ariporo: Código del área de estudio  
González: Autor de la fotografía
- Procesar el material colectado. Elaborar las etiquetas, los labels de determinación y depositar por lo menos una copia de los ejemplares colectados en el Herbario FMB. La determinación taxonómica se debe realizar con la bibliografía pertinente para cada grupo taxonómico, la mayor cantidad posible del material debe ser determinado a especie.
- Entregar toda la información recopilada durante el trabajo de campo en formato excel, según los estándares de Darwin Core.

#### Bibliografía

Mendoza, H. (Compilador). 2010. Compilación de los inventarios RAP de vegetación en Colombia. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos

Alexander von Humboldt. Sistema de Información en Biodiversidad. Bogotá, Colombia.

Osorio-Ramírez, D.P., Caro-Caro, C.I., Gutiérrez-Bohórquez, L.M., & Oliveros-Monroy, A.M. (Ed). 2011. Estandarización de métodos de estudio para un sistema lótico de la Orinoquia Colombiana. “Tipificación de ambientes acuáticos e identificación de bioindicadores presentes en el río Orotoy – clave ambiental ilustrada”. Posgrado en Gestión Ambiental Sostenible, Universidad de los Llanos. Villavicencio, Colombia. 96 p.

Rial, A. 2000. Aspectos cualitativos de la zonificación y estratificación de comunidades de plantas acuáticas en un humedal de los llanos de Venezuela. *Memoria Fundación La Salle de Ciencias Naturales* 153: 69-85.

Rial, A. 2003 (“2001”). El concepto de planta acuática en un humedal de los llanos de Venezuela. *Memoria Fundación La Salle de Ciencias Naturales* 155: 119-132.

Rial, A. 2004 (“2002”). Acerca de la dinámica temporal en un humedal de los llanos de Venezuela. *Memoria Fundación La Salle de Ciencias Naturales* 158: 127-139.

Rial, A. 2009. Plantas acuáticas de los llanos inundables del Orinoco, Venezuela. Fundación La Salle de Ciencias Naturales, Conservación Internacional Venezuela y Gold Reserve Inc. Editorial Arte, Caracas. 392 pp.

## 4.2. Componente macroinvertebrados acuáticos

Preparado por: Magnolia Longo y Carlos Pérez

Revisión técnica y adaptación: Carlos A. Lasso<sup>3</sup>

### 4.2.1. Lista de Actividades

1. Recopilar la información bibliográfica sobre estudios previos relacionados con calidad del agua y diversidad de organismos acuáticos en las regiones objeto de estudio.
2. Llenar para cada estación, el formato de valoración de hábitat “AusRivas”.
3. Colectar y almacenar para transporte las muestras de macroinvertebrados según se indica en este protocolo.
4. Tomar fotografías de las estaciones y llenar el formulario correspondiente.
5. Medir y registrar los valores de pH, conductividad, oxígeno disuelto, temperatura del aire y del agua, velocidad de la corriente y la transparencia (sistemas leníticos).
6. Identificar hasta el nivel taxonómico posible todos los taxones colectados.
7. Realizar registros fotográficos de cada taxón colectado y llenar el formato de información anexo que corresponde al SIB-Colombia (Anexo 2).
8. Colectar muestras de macrófitas acuáticas cuando se colecten organismos desde ellas.

### 4.2.2. Lista de Productos

1. Copia de la bibliografía encontrada para cada zona.
2. Informe con el análisis de hábitat según la información colectada con el formato AusRivas.
3. Bases de datos siguiendo el Darwin core (SIB-Colombia).

4. Colección de referencia debidamente procesada y entregada a la colección del IAvH. Ésta debe incluir ejemplares de todos los Phyla colectados (insectos, crustáceos, anélidos, platelmintos, poríferos y moluscos).
5. Documento con recomendaciones y lineamientos para la conservación de los sistemas muestreados con base en el carácter bioindicador de los macroinvertebrados.
6. CD con el registro fotográfico de los hábitats y taxones identificados, incluidas fotografías en campo de las macrófitas colectadas.
7. Formato de registro de imágenes con la información colectada en campo rigurosamente.

#### 4.2.3. Diseño Experimental

##### 4.2.3.1. Área de estudio

Las áreas de muestreo serán definidas de acuerdo a los diferentes tipos de hábitats (humedales) detectados durante la salida exploratoria e interpretación del material SIG disponible previo a la evaluación.

##### 4.2.3.2. Métodos

Se muestrearán sistemas o tramos prístinos o en alto grado de conservación (estos serán considerados como sitios de referencia), así como los sistemas o tramos intervenidos. Para escoger los sistemas y las estaciones tener en cuenta los gradientes existentes (p. e. pendiente). En el caso de aquellos tramos con alto grado de conservación, ubicar la estación de muestreo al menos 300 metros aguas arriba de cualquier intervención antrópica (ej., puentes, tomas de agua, carreteras, etc.) y/o natural (ej., derrumbes de tierra y árboles).

Los macroinvertebrados incluyen los siguientes grupos: Porifera, Platyhelminthes, Annelida, Molusca (Gastropoda, Bivalvia), Arthropoda (Crustacea, Insecta).

A continuación se describen los métodos de colecta de acuerdo con el tipo de sistema acuático a muestrear (*i.e.*, quebradas y arroyos, ríos y sistemas leníticos).

#### A. Método semi-cuantitativo para colectas en ríos de zonas bajas

Los métodos de recolección aquí mostrados han sido formulados con base en las recomendaciones de Wantzen y Rueda-Delgado (2009) y de Ramírez (2010) para muestreos de tipo cualitativo y semi-cuantitativo en ríos tropicales, y con base en la experiencia del equipo de trabajo en ríos y quebradas del grupo de investigación “LimnoBasE-Biotamar” de la Universidad de Antioquia.

##### a. Colecta desde la vegetación ribereña y las riberas.

- Seleccionar un transecto de 50 a 100 m de longitud a lo largo del cauce, dependiendo de las condiciones propias del terreno y/o de las intervenciones que se estén presentado.
- Considerando que los ríos de zonas bajas se caracterizan por presentar flujos tendientes a ser laminares y mesohábitas localizados principalmente en zonas de orillas con vegetación, la colecta se realizará mediante arrastres en dicha vegetación empleando una red D-Net (Figura 1). Para tal efecto se realizarán recorridos cortos (15 minutos en total) con la red barriendo las plantas y las raíces sumergidas de estas.
- Adicionalmente, efectuar un lavado manual dentro de la red de elementos flotantes, en suspensión o posados en el fondo (ej., troncos, ramas, piedras y paquetes de hojarasca). Estos recorridos se pueden llevar a cabo caminando por la orilla o desde un bote, dependiendo de la profundidad. Incluir, cuando sea posible, remoción manual con pinzas de punta fina de los organismos adheridos a sustratos (15 minutos de muestreo).
- También colectar desde el centro del lecho o desde donde sea posible, al menos dos muestras de sedimentos utilizando una draga (puede ser una Ekman).
- El esfuerzo total de muestreo por tramo será de 30 minutos.

## B. Colecta de macrófitas.

Para muestrear bancos de macrófitas, ya sean flotantes o enraizadas (en sistemas lóticos y leníticos), también se empleará la red triangular. En ambos casos realizar mayor esfuerzo de captura en las macrófitas dominantes por su abundancia (tomar dos muestras de macroinvertebrados por especie de macrófito). Cuando haya alta equidad en la abundancia de las macrófitas, escoger igualmente las más representativas por su cobertura en el sistema y tomar las muestras desde ellas. En todos los casos el muestreo es de 15 minutos.

- Macrófitas flotantes: levantar con la mano pequeñas secciones de las plantas, mover dentro de la red las raíces de las mismas y demás estructuras que hayan estado sumergidas, realizando movimientos cortos hacia adelante y hacia atrás. Este proceso se lleva a cabo con la red levemente sumergida en el agua para que los organismos puedan caer dentro de ésta. Muestrear durante 15 minutos.
- Macrófitas enraizadas: hacer barridos hasta 2 m de profundidad de las estructuras sumergidas de las plantas.

## C. Método semi-cuantitativo para colectas en sistemas lóticos y en quebradas en general

- Seleccionar un transecto de 50 a 100 m de longitud a lo largo del cauce, esto depende de las condiciones propias del terreno y/o de las intervenciones que se estén presentado.
- Inventariar el número de hábitats presentes (*i.e.*, rápidos, remansos con vegetación ribereña, remansos sin vegetación, pozos poco profundos y pozos profundos -definidos de acuerdo con las condiciones de cada sitio-). Igualmente, establecer los tipos de sustratos a muestrear (ej., cantos, guijarros, sedimentos, paquetes de hojarasca y demás material vegetal, macrófitas, macroalgas). De acuerdo con estos inventarios, establecer los

hábitats dominantes por su abundancia así como el o los sustratos, ya que en ellos se hará el mayor esfuerzo de captura. Realizar 6 tomas de muestras, 50% en el hábitat(s) dominante incluyendo igualmente los sustratos dominantes, y el 50% restante dividirlo entre los hábitas y demás sustratos según sean sus proporciones.



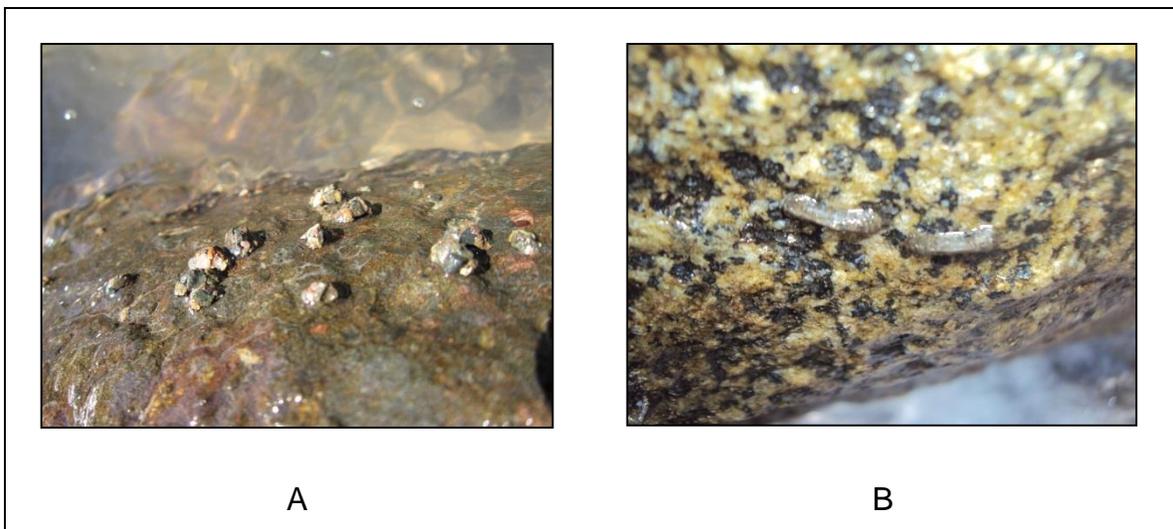
**Figura 4.** Ejemplos de recolección de macroinvertebrados empleando la red D-Net en orillas de sistemas lóticos con baja velocidad de corriente.

- Utilizar una red Surber (0.09 m<sup>2</sup> y 0.5 mm de luz de malla) en los rápidos y demás hábitats en los que sea posible (Figura 2c); y una red D-Net en la vegetación ribereña (Figura 2a), en las macrófitas, en las macroalgas y en los pozos profundos (Figura 4). También se puede utilizar una draga Ekman en el caso que haya pozos profundos.
- Dado que existen organismos con hábitats y sustratos específicos que muchas veces no son muestreados con las técnicas anteriormente descritas, es necesario realizar colectas manuales con pinzas. Para coleccionar LEPIDÓPTEROS buscar en las rocas que forman pequeños saltos de flujo rápido, envolturas blancuzcas (Figuras 5 b y d) y desprender de ahí las larvas con las pinzas; también es posible que estén localizadas en rocas de tamaño mediano que tienen aristas sobresaliendo del agua (Figura 5b). De manera similar, realizar observaciones detalladas en estos mismos tipos de hábitats y sustratos, con el fin de encontrar y recolectar larvas de algunas familias de TRICÓPTEROS y DÍPTEROS, que habitan la interfase agua-aire sobre rocas y algunas zonas de salpicaduras (Figura 6a y b). Realizar recorridos nocturnos sobre los lechos para buscar CRUSTACEOS (cangrejos), pues éstos tienen hábitos nocturnos. Para coleccionar CAMARONES se recomienda usar redes de mano para remover la vegetación acuática, y levantar piedras, hojarasca y troncos para buscarlos; además, mientras se realiza el muestreo del resto de macroinvertebrados, dejar bolsas grandes de plástico con sebos (arroz, coco o cualquier alimento disponible) para atraerlos. Colectar a mano las ESPONJAS adheridas en ramas, cortezas y trocos del bosque marginal. Los MOLUSCOS (CARACOLES Y ALMEJAS O MEJILLONES), se coleccionarán manualmente en las laderas o en las orillas secas de los mismos (coleccionar también las conchas vacías).
- El esfuerzo total de muestreo por tramo será de 30 minutos.





**Figura 5.** (A, B) Ejemplos de recolección de macroinvertebrados con la red D-Net. (C) Recolección con la red Surber. (D) Ejemplo de larvas de lepidópteros en piedras.



**Figura 6.** Ubicación sobre sustratos rocosos de casas larvales de algunas familias de tricópteros: (A) Glossosomatidae, (B) Xiphocentronidae.

Nota general: el material recolectado en cada tramo a evaluar corresponderá a una muestra, y todo se deposita en bolsas plásticas de cierre hermético y con buena resistencia (se pueden emplear las utilizadas en los acuarios para trasportar peces en agua). Después de depositar el material en la bolsa, agregar una cantidad de alcohol (concentración mayor al 90%) tal que sobrepase el sustrato. Ya en el laboratorio se recomienda guardar estas bolsas en un refrigerador hasta que sean procesadas, pues así no se evapora el alcohol y los organismos se preservan mejor.

Los CRUSTÁCEOS y los MOLUSCOS vivos se filtrarán en etanol al 70%. Las ESPONJAS y las conchas de caracoles se guardarán en bolsas individuales debidamente protegidas.

#### Bibliografía

- Ramírez A. 2010. Capítulo 2: Métodos de recolección. En: Springer M, Ramírez A, Hanson P (eds.). Macroinvertebrados de agua dulce de Costa Rica I. *Revista de Biología Tropical*, 58(4): 41-50.
- Wantzen KM, Rueda-Delgado G. 2009. Técnicas de muestreo de macroinvertebrados bentónicos. En: Domínguez E, Fernández HR (eds.). 2009. Macroinvertebrados bentónicos sudamericanos: sistemática y biología. Tucumán (Argentina): Fundación Miguel Lillo.

### 4.3. Componente peces

Preparado por: Lina María Mesa

Revisión técnica y adaptación: Carlos A. Lasso

#### 4.3.1. Lista de Actividades

1. Recopilar la información bibliográfica sobre riqueza íctica para el área de estudio, incluyendo el tema pesquero.
2. Identificar todos los tipos de hábitats dentro del área de estudio, como cauce principal y ribera de ríos y quebradas, lagunas, esteros, caños y cuerpos de agua artificiales como préstamos.
3. Registrar los parámetros físico-químicos de los lugares de muestreo.
4. Establecer estaciones de muestreo tal que representen el mosaico de hábitats o humedales presentes en el área de estudio.
5. Desarrollar faenas de pesca con un esfuerzo estandarizado de acuerdo al área, y al hábitat muestreado en particular.
6. Determinar taxonómicamente el material colectado.
7. Preservar de forma adecuada el material colectado y producir etiquetas rigurosas y contrastables.
8. Tomar muestras de tejido a las especies más representativas del muestreo y/o de interés.
9. Fotografiar las especies (ejemplares vivos y preservados) y los ambientes estudiados.
10. Elaboración de un catálogo con las especies registradas.
11. Recopilar toda la información que se usará para completar la base de datos Darwin Core.

#### 4.3.2. Lista de Productos

1. Bibliografía referente al área de estudio y a las especies del área de estudio.

2. Descripción detallada del hábitat acuático en cada una de las estaciones de muestreo.
3. Medida de los de los parámetros físico-químicos en todos los puntos de muestreo.
4. Capturas de peces discriminadas por tipo de arte de pesca y con un esfuerzo de pesca contrastable entre los diferentes hábitats.
5. Contabilizar la abundancia y obtener el registro de la talla y el peso de los ejemplares de las especies más abundantes, además de documentar el estado de conservación de sus poblaciones a través de encuestas informales.
6. Colección de referencia debidamente etiquetada depositada en el museo del Instituto Humboldt en Villa de Leyva.
7. Establecer una colección de referencia de peces y tejido en el museo del IAVH.
8. Entregar un buen registro fotográfico de las especies y de los hábitats en formato tiff o jpg, etiquetando rigurosamente las fotografías.
9. Entrega de un catálogo de especies.
10. Entrega de la base de datos Darwin Core (DwC) debidamente completada.

#### 4.3.3. Diseño experimental

##### 4.3.3.1. Área de estudio

Se deberá realizar una ruta de muestreo donde se incluyan los principales drenajes y tipos de humedales de la zona con sus diferentes tipos de afluentes. La zona se describirá en términos geográficos, donde se documenten las principales cuencas, y se delimite con coordenadas geográficas (en datum WGS 84) el área donde se realizarán los muestreos efectivos.

##### A. Métodos: faenas y artes de pesca

Se seleccionaran estaciones de muestreo, en las cuales se usará una metodología estándar para poder comparar entre localidades. Se pescará siguiendo la metodología expuesta en Lasso (2004) adaptada a las condiciones particulares de las zonas de vida particulares y se usará pesca eléctrica y métodos convencionales

para zonas montañosas y del piedemonte (si hubiera), siguiendo la metodología expuesta en Urbano-Bonilla *et al.* (2009).

Los aparejos de pesca que deben usarse se mencionan a continuación.

1. Chinchorros o redes de playa: en áreas con fondos limpios (sin empalizadas), se utilizarán para hacer barridos en favor de la corriente, cerrando la red por uno de los extremos hacia las orillas.

Deberán ser de dos tipos: a) longitud 5 m con 1 mm de entrenudo y b) longitud 20 m con entrenudos de 5 mm.

- Esfuerzo total de pesca: cuatro horas efectivas de pesca, dos personas (el esfuerzo total incluye el tiempo invertido en los lances y separación de los peces).
  - Caños, lagunas, madre viejas: 4 arrastres/red (a)/2 horas + 4 arrastres/red (b)/2 horas
  - Bosque inundado y charcos temporales: 8 arrastres/red (a)/2 horas.

- 1.1. Chinchorro tipo a): se usará en las quebradas de las zonas montañosas con presencia de cantos rodados y rocas. Se trazará un transecto de 100 m, que se recorrerá en contra de la corriente, la red se ubicará abajo mientras una persona a una distancia de dos metros va removiendo las piedras y agitando el agua desde arriba.

- Esfuerzo de pesca: una hora efectiva de pesca, tres personas.  
Ríos y quebradas de piedemonte: 4 arrastres/100 m de longitud/1 hora.

2. Pesca eléctrica: se usará si los cauces tienen la conductividad requerida (generalmente son las aguas con conductividades mayores a  $100 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ ). Se trazará un transecto de 100 metros que se recorrerá en contra de la corriente barriendo las orillas y el sector central de los ríos y quebradas. Un chinchorro de 5 m de longitud se ubicará aguas abajo para capturar los ejemplares aturdidos que no caigan en la jama electrificada.

- Esfuerzo de pesca: una hora efectiva de pesca, tres personas.

Ríos y quebradas de montaña: múltiples barridos/100 m de longitud/1 hora.

Nota: en la zona montañosa y del piedemonte se deberá decidir entre uno de los dos métodos expuestos arriba, chinchorro tipo a) o pesca eléctrica.

3. Salabardos: se utilizarán para barrer la vegetación marginal y flotante, y la hojarasca de las orillas. El entrenado variará de 1 a 5 mm como máximo.
  - Esfuerzo de pesca: una hora efectiva de pesca, una personaCaños, lagunas, bosque inundado, ríos y quebradas: múltiples barridos/100 m de longitud/1 hora.
4. Atarraya: para ser usada en áreas donde hayan pozas amplias o cauces lo suficientemente amplios, en donde el fondo no presente empalizadas o cantos rodados; se recorrerán las orillas haciendo lances desde estas, para el caso de lagunas grandes se podrá usar un bote para hacer recorridos hacia el centro y desde allí obtener información de otros biotopos.
5. Trasmallo o red de ahorque: esta red de pesca estacionaria se pondrá en lugares con poca corriente (áreas marginales o cauces lentos). Se pondrá al final de la tarde hasta el amanecer (18:00 a 06:00) y se revisará cada cuatro horas por lo menos. Podrá ser mono y multifilamento de 2,5 a 3,5 cm de entrenado.
6. Espinel o palangre pelágico: se amarrará en la orilla y se dejará derivar hacia la mitad del cauce. El número de anzuelos usados variará de acuerdo al drenaje.
7. Búsqueda en troncos sumergidos: se deben llevar a la orilla y sobre una red se golpearán para que los organismos que vivan en ellos salgan y puedan ser colectados. También se puede verter formol diluido en los huecos para forzar la salida.
8. Arponeo: principalmente para rayas, además de otras especies. Se realizará en recorridos nocturnos y diurnos.

#### Datos de campo

A cada estación de muestreo se le deberá asignar un código sencillo (ID del evento), el que obedecerá al nombre del área (de estudio) y el grupo taxonómico (Peces) +

el número de transecto (como ejemplo ARIPORO-P-01..... ARIPORO-P-20). Los códigos deben estar explicados en una tabla de Excel que contenga todos los datos sobre la localidad, tales como: país, departamento, municipio, vereda y datos de la localidad específica (ver datos de campo- listado códigos).

#### Etiquetas campo.

Cada muestra en campo debe estar provista de una etiqueta en papel *water proof* o en pergamino (escrita con lápiz o rapidógrafo) que asegure la buena conservación de los datos en medio líquido; en esta, de manera concisa se registrará:

- Código de la estación
- Nombre del colector
- Fecha
- Hora
- Arte de pesca
- Nombre sintético de la localidad (río y poblado cercano)
- Coordenadas
- Número de campo para cada lote de especies (será asignado posteriormente en el laboratorio)

Estas etiquetas deberán estar preparadas con anticipación a cada jornada de pesca, contando con los campos que se llenaran in situ en cada estación.

#### Planilla o cuaderno de campo.

Los datos básicos que se requieren de cada estación de muestreo son datos geográficos y ambientales, tales como altitud, coordenadas geográficas, nombre de la localidad lo mejor documentada posible (municipio, vereda, localidad específica: cuenca, río, quebrada o caño etc.). También datos sobre el tipo de fondo (arena, cantos rodados, fango, empalizada), orilla (grado de la pendiente, o si es playa, barranco, etc.), tipo de vegetación circundante (bosque, sabana, pastizal, etc.) o si por el contrario la orilla está desprovista de vegetación por deforestación, o por algún motivo natural (indicar cuál).

Al agua mediante el empleo de un multiparámetro, se debe tomar el pH, conductividad ( $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ ), temperatura ( $^{\circ}\text{C}$ ) y oxígeno disuelto ( $\text{mg/L}$ ).

Adicionalmente tener presente datos sobre el uso del agua (acueducto, riego, vertimientos domésticos o industriales, etc.) en cada una de las localidades específicas. También registrar la presencia de infraestructura, como la presencia de puentes, tubos, canalizaciones, desvíos, etc.

Posterior a la faena diaria de pesca, en el campamento se debe hacer una revisión preliminar del material íctico colectado por estación, por lo menos hasta género, esto con el fin de tener una idea de los resultados diarios del muestreo.

#### Preservación del material y determinación taxonómica

La preservación del material en campo se debe realizar en una disolución de formol al 10 % (una medida de formol puro por nueve de agua). La fijación del material debe realizarse en un balde (con tapa), lo que permitirá que los ejemplares no queden doblados, luego se trasladarán a bolsas plásticas a las que se introducirán las etiquetas respectivas. Los ejemplares mayores a 15 cm deben sumergirse igual que los de menor talla, pero estos en particular, deben ser inyectados con esta disolución en el abdomen, y en los músculos del lomo y de la cola.

El material adicional capturado como crustáceos, moluscos e insectos, no se deberá desechar sino ser almacenado en etanol al 70 % con la etiqueta respectiva.

El material debe permanecer mínimo una semana en formol, para posteriormente ser lavado muy bien con agua, dejando en ella a los individuos grandes hasta un par de días. Luego en el museo en Villa de Leyva, para su estudio y almacenamiento definitivo se deberán trasladar a etanol al 70 %, el paso a etanol estará a cargo de

los curadores de la colección del Instituto, los cuales dejaran el material listo para estudiarlo taxonómicamente en el museo.

La determinación taxonómica deberá realizarse por los consultores usando la bibliografía pertinente para cada grupo taxonómico.

#### Toma de muestras de tejido para fines moleculares

A algunos ejemplares medidos o a especies importantes que se registren y luego se liberen, se les debe tomar muestra de tejido.

Se debe contar con un bisturí y una tijera pequeña, los cuales deben limpiarse muy bien con un trapo de algodón. Se debe contar con un mechero o encendedor para quemar la punta de los instrumentos cada vez que se usen, luego se deben limpiar muy bien para quitar rastros de ejemplares diferentes al procesado. Se debe contar con una pinza para manipular el tejido e igualmente debe limpiarse. Se debe contar con guantes de látex para evitar contaminación de la muestra.

Se elegirá entre dos métodos, el primero es cortar parte de aleta pélvica derecha (al menos un 10 % de acuerdo al tamaño del ejemplar), el segundo es hacer un corte del musculo posterior dorsal (1 cm<sup>2</sup> aproximadamente); cualquiera que sea la muestra extraída, será preservada sin excepción, en alcohol absoluto (al 98 %) en viales con tapa removible de rosca y en la medida de lo posible deberá permanecer en la nevera. Los viales se deben marcar con marcador permanente *sharpie*, en la tapa y el tubo, además con una aguja marcar el plástico para tener mayor seguridad de no confundir ni perder los datos.

El ejemplar al que se le realizó la extracción de tejido, a su vez debe ser preservado en formol al 10 % y estar etiquetado con el mismo número de campo del tejido, de manera que se pueda relacionar claramente con él, para posteriormente realizar la determinación taxonómica adecuada.

Los datos deberán ser registrados en los formatos de la sección 5.3.4 y en la base de datos del Darwin Core.

En el caso de ser ejemplares muy grandes, se deberá acompañar la muestra de tejido con un registro fotográfico idóneo para reconocer la especie, el cual deberá tener la misma codificación en cuanto al tejido y la foto, y se registrará en los anexos respectivos.

#### B. Método: encuestas

Las encuestas a realizar serán informales y tendrán como objetivo documentar en parte la historia natural de las especies objeto de conservación, tanto como la presencia, usos y amenazas de estos OdC en el área. De esta forma las preguntas deberán estar enfocadas a resolver las siguientes preguntas:

1. Medios de establecimiento de la especie, para determinar si la especie es nativa, cultivada o invasora.
2. Estado del registro biológico, donde se determinará que la especie está presente, porque existe al menos un registro; ausente, porque existen evidencias para documentar la ausencia del taxón; común, porque ha sido observado con frecuencia en el área; irregular, la presencia del taxón varía en el área; raro, ha sido observado con poca frecuencia en el área; dudoso, se presume sobre la presencia del taxón en el área, pero existe incertidumbre sobre la evidencia, existiendo imprecisiones taxonómicas o geográficas.
3. Tipo de uso: alimenticio, medicinal, mítico, etc.
4. Principales amenazas: sobrepesca, uso de artes de pesca irracionales, falta de legislación, construcción de infraestructura, etc.

#### 4.3.4. Formatos para datos campo

### **Listado de códigos por estación de muestreo**

<b>Código estación</b>	<b>Número de transecto</b>	<b>País</b>	<b>Departamento</b>	<b>Municipio</b>	<b>Vereda</b>	<b>Localidad específica</b>
------------------------	----------------------------	-------------	---------------------	------------------	---------------	-----------------------------

Datos básicos en cada estación de muestreo.

<b>ID del evento</b>						
<b>Fecha</b>						
<b>Altitud sobre el nivel del mar</b>						
<b>Coordenadas geográficas</b> (Datum WGS 84)						
<b>Tipo de cuerpo de agua</b>						
Río						
Caño o quebrada						
Laguna						
Ciénaga						
Estero						
Morichal						
Prestamo o lago (artificial)						
<b>Ancho del drenaje</b>						
(> 50 m)						
(> 25 m)						
(> 6 m)						
(< 6 m)						
<b>Sustrato</b>						
Arenoso						
Fangoso						
Arcilloso						
Canto rodado						
Presencia hojarasca						
<b>Color del agua</b>						

Blancas									
Negras/té									
Claras/transparentes									
Otro									
<b>Tipo de orilla</b>									
Barranco									
Playas									
<b>Vegetación ribereña</b>									
Arbustiva									
Bosque de galería									
Sin cobertura (definir si deforestado, sabana, etc.)									
<b>Infraestructura/uso del agua</b>									
Tubos									
Puentes									
Canalización									
Desvíos									
Represas									
Acueducto/toma agua									
Vertederos domésticos/industriales									
Riego									

Datos físico químicos básicos para cada estación de muestreo.

ID del evento	Tipo de Medición	Valor de la Medición	Unidad de Medición
LIPA-P:01...LIPA-P: 20	pH		
	Conductividad		$\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$
	Temperatura del agua		$^{\circ}\text{C}$
	Oxígeno disuelto		mg/L

Datos biológicos en peces.

ID del evento	Número de campo	Especie	Longitud total (LT en cm)	Peso (g)	No. individuos observados	Sexo	Etapa de Vida	Condición Reproductiva	Preparación		Fotografía
						macho/hembra/no determinado	adulto/juvenil	maduro/inmaduro	muestra de tejido si/no	muestra de contenido estomacal si/no	

Encuesta en peces.

ID del evento	Especie	Medios de Establecimiento		Estado del registro biológico	Usos	Principales amenazas
		nativo/invasor	cultivado/dudoso	Presente/ausente/común/irregular/raro/dudoso	alimenticio/medicinal/mítico	sobrepesca/artes irracionales/falta de legislación/infraestructura

Catálogo de especies de peces presentes

Grupo	Familia	Nombre Científico	Autor	Nombre común	Hábitat	Objeto de Conservación (OdC)	Categoría nacional de amenaza	Código Foto	Autor foto

#### 4.3.4.1. Base de datos final

Esta deberá contener la síntesis de toda la información obtenida en campo, la cual deberá ser ordenada de acuerdo al formato del Darwin Core (base de datos final).

#### 4.3.4.2. Catálogo de especies

Se deberá realizar un catálogo de especies de peces, donde se registre información básica de todas las especies encontradas en el área de estudio.

## Bibliografía

Lasso, C. A. 2004. Los peces de la Estación Biológica El Frío y Caño Guaritico (Estado Apure), llanos del Orinoco, Venezuela. Publicaciones del comité Español del Programa MaB y de la Red IberoMaB de la UNESCO, Sevilla. 458 pp.

Urbano-Bonilla, A., J. Zamudio, J. A. Maldonado-Ocampo, J. D. Bogotá-Grégory, G. A. Cortes-Millán y Y. López. 2009. Peces del piedemonte del departamento de Casanare, Colombia. *Biota Colombia* 10(1 y 2): 149-162.

#### 4.4. Componente Vertebrados Terrestres y Acuáticos (excepto peces)

Preparado por: Angélica Díaz-Pulido

Revisión técnica y adaptación: Carlos A. Lasso

##### 4.4.1. Lista de Actividades

1. Recopilar la información bibliográfica sobre especies de vertebrados terrestres y acuáticos (excepto peces) para el área de estudio.
2. Georeferenciar los vertebrados terrestres y acuáticos (excepto peces) identificados en el área de estudio.
3. Preservar de forma adecuada el material colectado (de acuerdo al taxón) según lo estipulado en el manual de técnicas de inventarios (Alvarez *et al.* 2004).
4. Tomar muestras de tejido con fines moleculares a todos los ejemplares capturados y sacrificados previo a su preservación para museo.
5. Determinar taxonómicamente hasta especie el material colectado.
6. Diligenciar a cabalidad todos los formatos requeridos.
7. Registrar con fotografías los hábitats y especímenes observados, capturados y colectados.
8. Recopilar la información necesaria para la elaboración del catálogo local de especies.

##### 4.4.2. Lista de Productos

1. Base de datos de registro bibliográfico sobre las especies presentes en el área de estudio y copia digital de los documentos consultados.
2. Formatos de toma de datos en campo para especímenes y localidades.

3. Bases de datos siguiendo el formato Darwin\_Core\_Unificado\_Vertebrados donde se recopile la información referente a las especies colectadas u observadas.
4. Especímenes de referencia debidamente procesados y entregados a la colección del IAvH.
5. Muestras de tejido con fines moleculares de todos los ejemplares capturados y sacrificados.
6. Cd con el registro fotográfico de los hábitats y especímenes observados, capturados y colectados.
7. Formato para la elaboración del catálogo de especies registradas.

#### 4.4.3. Diseño Experimental

##### 4.4.3.1. Área de estudio

Dentro de la ventana se deben describir los diferentes hábitats encontrados y los muestreos deben realizarse en todos los tipos de hábitats (bosques, humedales, caños, etc.). Las áreas donde se realizarán los muestreos efectivos deben ser descritas adecuadamente y delimitadas con coordenadas geográficas (transectos, parcelas y recorridos), siguiendo el formato de toma de datos en campo para localidades. Anexo se incluirán las unidades de muestreo para la ventana.

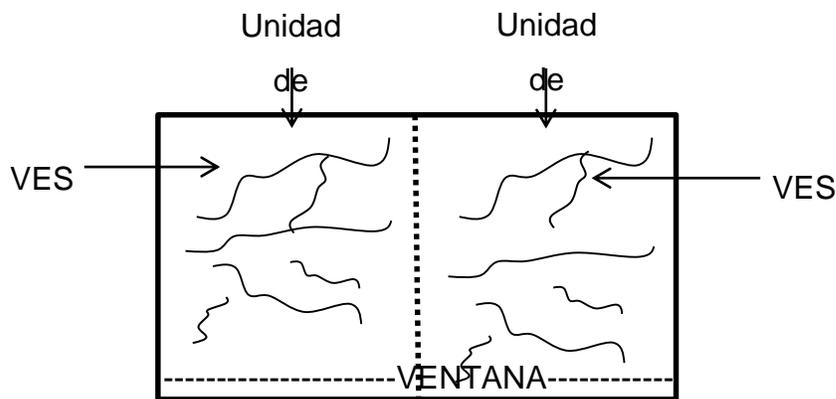
##### 4.4.3.2. Métodos

#### C. Anfibios y reptiles

La evaluación de la herpetofauna se efectuará mediante la metodología VES (muestreos de encuentro visual libre).

VES (muestreos de encuentro visual libre)

Los muestreos de encuentro visual libre se realizarán durante los días estipulados de trabajo de campo en la ventana, distribuidos equitativamente entre las unidades de muestreo. Los muestreos de encuentro visual libre (“VES” por sus siglas en inglés (Crump y Scott 1994)) serán de mínimo cuatro horas en la mañana y cuatro horas en la noche. Se debe registrar las horas de muestreo y el número de personas que realizaron la búsqueda.



Se debe realizar un colección de referencia (máximo 5 individuos por especie) de las especies colectadas, excepto de las especies amenazadas y de individuos muy grandes (e.g. crocodílicos, a los cuales solo se les tomará tejido o escamas). De todos los individuos sacrificados se debe tomar muestras de tejido con fines moleculares previo a su preservación para museo.

Se requiere elaborar etiquetas rigurosas, tanto para los individuos como para las muestras de tejido (siguiendo guía), contrastables con los datos de campo.

De cada individuo observado o colectado se debe tomar la siguiente información para ser incluida en los formatos de toma de datos en campo para herpetofauna y posteriormente en el Darwin Core:

- Base del Registro: espécimen preservado (P) u observación humana (O)
- Número de Registro: número del colector, cuando tiene.
- Conteo de Individuos: número total de individuos observados, capturados y/o medidos en el evento.
- Sexo: macho (M) o hembra (H)
- Etapa de Vida: juvenil (J) o adulto (A)
- Condición Reproductiva: maduro (M) o inmaduro (I)
- Medios de Establecimiento: invasor (I), introducido (Int) o silvestre (S)
- Preparación: tipo de preparación para preservación en museo, cuando es colectado.
- Muestra de tejido: si (S) o no (N)
- Fotografía: códigos de las fotografías del espécimen colectado u observado.
  
- ID del Evento: código de la estación
- Fecha del Evento: cuando se observó o colectó el individuo.
- Hora del Evento: cuando se observó o colectó el individuo.
- Hábitat: de acuerdo a las categorías establecidas en los protocolos.
- Número de Campo
- Localidad: información complementada en el formato de localidades.
- Elevación: sobre el nivel del mar (msnm)
- Latitud: WGS 84
- Longitud: WGS 84
- Nombre Científico
- Nombre Común
- Longitud Total (mm)
- Longitud Cola (mm)
- Notas de coloración

- Usos
- Observaciones

### FORMATO DE TOMA DE DATOS EN CAMPO PARA HERPETOFAUNA

Base del Registro	Número de Registro	Conteo de Individuos	Sexo	Etapas de Vida	Condición	Reproductiva	Medios de Establecimiento	Preparación	Muestra de tejido	Fotografía	ID del Evento	Fecha del Evento	Hora del Evento	Hábitat	Número de Campo	Localidad	Elevación	Latitud	Longitud	Nombre Científico	Nombre Común	Longitud Total (mm)	Longitud Cola (mm)	Notas de coloración	Usos	Observaciones	

Para el caso específico de las tortugas se recomienda seguir la metodología propuesta para estudios demográficos recogidas en De La Ossa et al. (2012) y para crocodílidos los métodos de campo expuestos por De La Ossa *et al.* (2013).

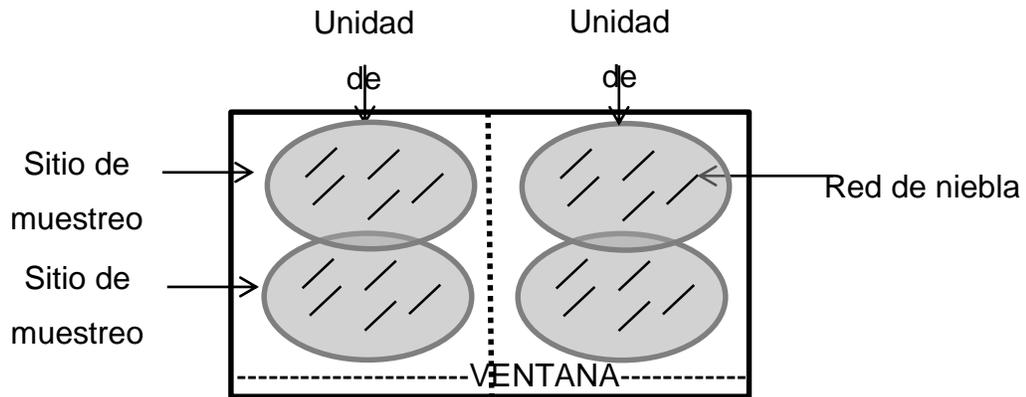
#### D. Aves

La evaluación de la avifauna se efectuará mediante dos metodologías: captura con redes de niebla y recorridos libres en los cuales se efectuarán registros visuales y auditivos.

##### Redes de niebla

Se usarán mínimo 5 redes de niebla tipo ATX 12 de 12m de largo por 2.6 m de ancho con ojo de malla extendida de 30 a 36 mm. Cada ventana contará con 4 sitios de muestreo, distribuidos equitativamente entre las unidades de muestreo. Las redes (mínimo 5) se abrirán en cada sitio de muestreo durante dos días consecutivos. El tiempo promedio entre la apertura de la primera y última red se referenciará como el tiempo de apertura. Estas serán abiertas entre las 6:00 y 11:00 horas y entre las 15:00 y 18:00 períodos considerados de mayor actividad, así

mismo las redes serán revisadas con una periodicidad mínima de 30 minutos. Es necesario que la localización de las redes sea correctamente delimitada con coordenadas geográficas para determinar la presencia de los objetos de conservación.



Se registrará la información temporal y espacial de la captura, información del colector/es y de la captura, nombre de la especie del individuo capturado e información del individuo: peso, sexo, edad, estado reproductivo, longitud del pico o cúlmen total, ancho del pico o rictus ("galpe"), altura del pico, longitud de la cola, longitud del tarso, longitud del ala y comentarios adicionales. Todas las capturas serán marcadas mediante el corte de una de las plumas de la cola para reconocer los ejemplares recapturados. Así mismo, se obtendrá registro fotográfico de los individuos colectados.

La colecta de especímenes sólo se realizará en caso de encontrar especies que sean un registro nuevo o individuos muertos. En el caso de que un espécimen sea colectado se tomará muestra de tejido con fines moleculares y su piel será preparada. La colecta estará limitada a un máximo de dos parejas por especie.

Se requiere elaborar etiquetas rigurosas, tanto para los individuos como para las muestras de tejido (siguiendo guía), contrastables con los datos de campo.

## Recorridos libres

En los recorridos libres se incluirán todos los registros visuales y auditivos de las aves con su respectiva información temporal y espacial. Se diferenciarán las especies residentes de las migratorias, así como anotaciones sobre comportamientos específicos, hábitos alimenticios, también, se registrarán indicios de nidificación y si las especies son endémicas. Los recorridos se realizarán durante cuatro días distribuidos equitativamente entre las unidades de muestreo, a las mismas horas, al amanecer (5:00 a 10:00 am.) y al atardecer (15:30 hasta 18:00 pm.) siempre y cuando las condiciones climáticas lo permitan.

Para los efectos del inventario usando las herramientas de la bioacústica se recomienda seguir el criterio “2 x Amanecer” que consiste en sesiones de grabación durante las dos primeras horas del amanecer, mediante un grabador digital conectado a un micrófono omnidireccional.

De cada individuo observado o colectado se debe tomar la siguiente información para ser incluida en los formatos de toma de datos en campo para aves y posteriormente en el Darwin Core:

- Base del Registro: espécimen preservado (P) u observación humana (O)
- Número de Registro: número del colector, cuando tiene.
- Conteo de Individuos: número total de individuos observados, capturados y/o medidos en el evento.
- Sexo: macho (M) o hembra (H)
- Etapa de Vida: juvenil (J) o adulto (A)
- Condición Reproductiva: maduro (M), inmaduro (I) o en gestación (EG)
- Medios de Establecimiento: cultivado (C), invasor (I), introducido (Int) o silvestre (S)
- Preparación: tipo de preparación para preservación en museo, cuando es colectado.
- Muestra de tejido: si (S) o no (N)

- Fotografía: códigos de las fotografías del espécimen colectado u observado.
- ID del Evento: código de la estación
- Fecha del Evento: cuando se observó o colectó el individuo.
- Hora del Evento: cuando se observó o colectó el individuo.
- Hábitat: de acuerdo a las categorías establecidas en los protocolos.
- Número de Campo
- Localidad: información complementada en el formato de localidades.
- Elevación: sobre el nivel del mar (msnm)
- Latitud: WGS 84
- Longitud: WGS 84
- Nombre Científico
- Nombre Común
- Longitud del pico o cúlmen total (mm): en caso de ser colectado
- Ancho del pico o rictus ("galpe")(mm): en caso de ser colectado
- Altura del pico (mm): en caso de ser colectado
- Longitud de la cola (mm): en caso de ser colectado
- Longitud del tarso (mm): en caso de ser colectado
- Longitud del ala (mm): en caso de ser colectado
- Usos
- Observaciones

### FORMATO DE TOMA DE DATOS EN CAMPO PARA AVES

Base del Registro	Número de Registro	Conteo de Individuos	Sexo	Etapas de Vida	Condición Reproductiva	Medios de Establecimiento	Preparación	Muestra de tejido	Fotografía	ID del Evento	Fecha del Evento	Hora del Evento	Hábitat	Número de Campo	Localidad	Elevación	Latitud	Longitud	Nombre Científico	Nombre Común	Longitud pico cúlmen total (mm)	Ancho del pico o rictus ("galpe")(mm)	Altura del pico (mm)	Longitud de la cola (mm)	Longitud del tarso (mm):	Longitud del ala (mm)	Usos	Observaciones		

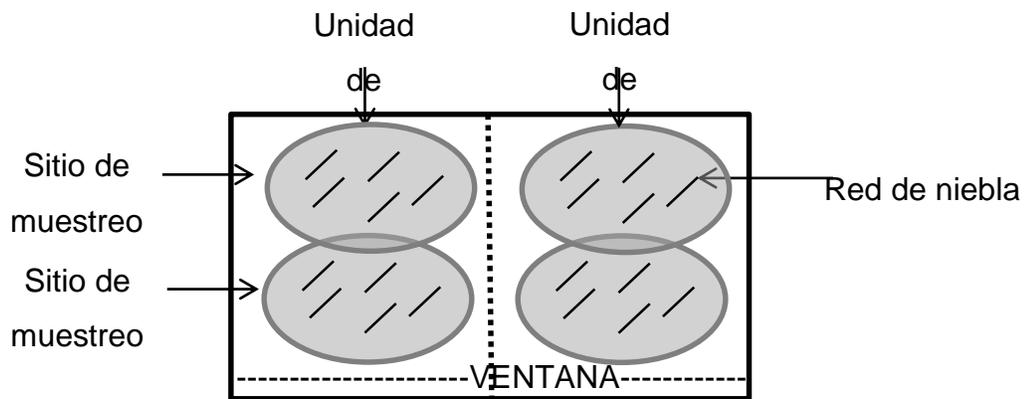
## E. Mamíferos

Para la caracterización de la mastofauna en la zona, se utilizarán tres metodologías: redes de niebla para murciélagos (de ser posible también sistemas de bioacústica), trampeo para capturas de mamíferos pequeños y transectos para registro de indicios o avistamientos de mamíferos medianos y grandes (incluyendo huellas y restos fecales), incluyendo cámaras trampa (según su disponibilidad), en las diferentes coberturas vegetales.

### Mamíferos voladores

Para la captura de murciélagos se utilizarán mínimo 5 redes de niebla (*mist-nets*) de 12m de largo por 2m de alto. Éstas se ubicarán teniendo en cuenta el borde del bosque, claros del bosque, corredores naturales, orillas de quebradas y plantas asociadas a los murciélagos. Las redes se ubicarán extendidas simultáneamente. El tiempo promedio entre la apertura de la primera y última red se referenciará como el tiempo de apertura. Las redes se abrirán en los periodos considerados de mayor actividad para este grupo y serán revisadas periódicamente según la actividad.

Las redes se abrirán en cada sitio de muestreo durante dos días consecutivos, transcurrido este tiempo se ubicarán en otro sitio de muestreo dentro de cada unidad de muestreo. En total se deben tener dos sitios de muestreo para cada set de redes (5 redes) por unidad de muestreo. Es necesario que la localización de las redes sea correctamente delimitada con coordenadas geográficas para determinar la presencia de los objetos de conservación.



Los murciélagos capturados se bajaran de la red y se depositaran en bolsas de tela de algodón. Se registrará la información temporal y espacial de la captura, información del colector/es y de la captura, nombre de la especie del individuo capturado e información del individuo: peso, sexo, LT (longitud total), LCC (longitud de la cabeza cuerpo), LC (longitud de la cola), LP (longitud del pie), O (longitud de la oreja), LTP (longitud de tibia pie), LA (longitud del antebrazo), T (longitud del trago) y comentarios adicionales (Anexo - Toma de datos morfométricos). Así mismo, se obtendrá registro fotográfico de los individuos colectados.

Realizar un colección de referencia (máximo 5 individuos por especie) de las especies colectadas, excepto de las especies amenazadas. De todos los individuos sacrificados se debe tomar muestras de tejido con fines moleculares previo a su preservación para museo.

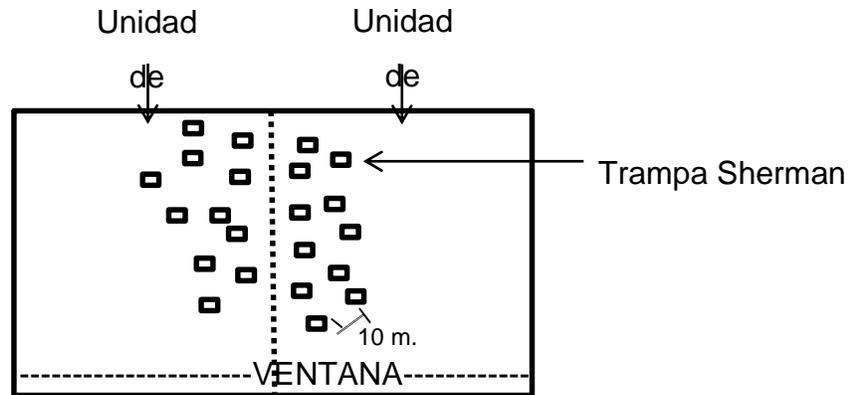
Se requiere elaborar etiquetas rigurosas, tanto para los individuos como para las muestras de tejido (siguiendo guía), contrastables con los datos de campo.

Se recomienda el uso de herramientas bioacústicas disponibles en el mercado.

### Mamíferos pequeños no voladores

Para la captura de pequeños mamíferos no voladores se utilizaran mínimo 30

trampas Sherman®, pero se recomienda emplear 50 trampas, las cuales se instalarán a una distancia aproximada de 10 m entre cada una, siempre y cuando el terreno lo permita. Estas se ubicarán en el mayor número de microhábitats posibles como troncos caídos, cerca de la base de árboles, cavidades formadas por las raíces y alrededor de huecos y madrigueras.



Las trampas Sherman® se instalarán durante mínimo ocho días consecutivos en el mismo sitio de muestreo, dentro de por lo menos una de las unidades de muestreo. Se utilizará como cebo una mezcla de maní, avena, esencia de vainilla y panela o sardina en aceite o salsa de tomate. Las trampas serán revisadas diariamente a las 7:00 y recebadas a las 16:00 con el fin de minimizar la pérdida de cebos por hormigas y otros insectos. Es necesario que la localización de las trampas sea correctamente delimitada con coordenadas geográficas para determinar la presencia de los objetos de conservación.

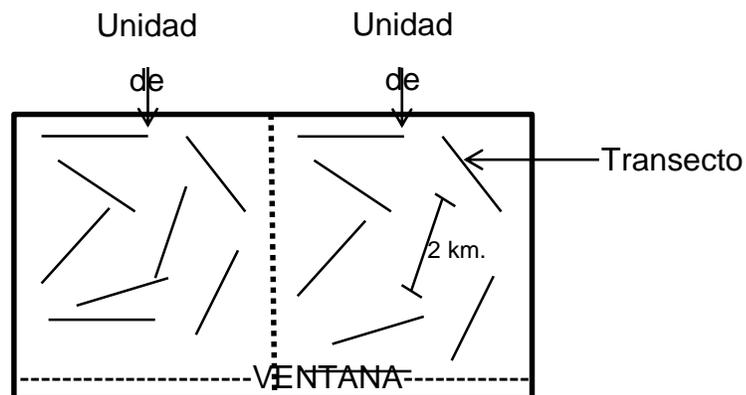
De cada uno de los individuos capturados se registrará la información temporal y espacial de la captura, información del colector/es y de la captura, nombre de la especie del individuo capturado e información del individuo: peso, sexo, LT (longitud total), LCC (longitud de la cabeza cuerpo), LC (longitud de la cola), LP (longitud del pie), O (longitud de la oreja) y comentarios adicionales (Anexo - Toma de datos morfométricos). Así mismo, se obtendrá registro fotográfico de individuos capturados.

Realizar un colección de referencia (máximo 5 individuos por especie) de las especies colectadas, excepto de las especies amenazadas. De todos los individuos sacrificados se debe tomar muestras de tejido con fines moleculares previo a su preservación para museo.

Se requiere elaborar etiquetas rigurosas, tanto para los individuos como para las muestras de tejido (siguiendo guía), contrastables con los datos de campo.

### Mamíferos medianos y grandes

Dado la difícil captura de mamíferos medianos y grandes, se realizarán censos para registro de indicios o avistamientos en transectos de 2 km. En cada ventana se realizarán un total de 16 transectos distribuidos equitativamente entre las unidad de muestreo. En el transecto se registrarán los avistamientos e indicios de mamíferos (huellas, excrementos, dormideros, comederos, etc.) durante su recorrido. Los indicios o avistamientos evidenciados en otro momento o lugar de la ventana también se deben incluir. Para eliminar el sobremuestreo se reconocerá como un registro aquellos rastros que se aseguren no pertenecen a un mismo individuo, para esto se tiene en cuenta la distancia entre los rastros de una misma especie, además del tamaño de la huella. Es necesario que la localización de los transectos sea correctamente delimitada con coordenadas geográficas para determinar la presencia de los objetos de conservación.



Cuando el registro del indicio corresponda a una huella se debe registrar: el número de dedos, la longitud de los dedos, presencia de uñas, largo y ancho total de la huella (Anexo - Toma de datos morfométricos de huellas). E incluir comentarios adicionales junto con el registro fotográfico correspondiente para verificar su identificación.

De cada individuo observado o colectado se debe tomar la siguiente información para ser incluida en los formatos de toma de datos en campo para aves y posteriormente en el Darwin Core:

- Base del Registro: espécimen preservado (P) u observación humana (O)
- Número de Registro: número del colector, cuando tiene.
- Conteo de Individuos: número total de individuos observados, capturados y/o medidos en el evento.
- Sexo: macho (M) o hembra (H)
- Etapa de Vida: juvenil (J) o adulto (A)
- Condición Reproductiva: maduro (M), inmaduro (I) o en gestación (EG)
- Medios de Establecimiento: cultivado (C), invasor (I), introducido (Int) o silvestre (S)
- Preparación: tipo de preparación para preservación en museo, cuando es colectado.
- Muestra de tejido: si (S) o no (N)
- Fotografía: códigos de las fotografías del espécimen colectado u observado.
  
- ID del Evento: código de la estación
- Fecha del Evento: cuando se observó o colectó el individuo.
- Hora del Evento: cuando se observó o colectó el individuo.
- Hábitat: de acuerdo a las categorías establecidas en los protocolos.
- Número de Campo
- Localidad: información complementada en el formato de localidades.
- Elevación: sobre el nivel del mar (msnm)
- Latitud: WGS 84

- Longitud: WGS 84
- Nombre Científico
- Nombre Común
- LT (longitud total) (mm): en caso de ser colectado
- LCC (longitud de la cabeza cuerpo) (mm): en caso de ser colectado
- LC (longitud de la cola) (mm): en caso de ser colectado
- LP (longitud del pie) (mm): en caso de ser colectado
- O (longitud de la oreja) (mm): en caso de ser colectado
- LTP (longitud de tibia pie) (mm): en caso de ser colectado y solo para murciélagos
- LA (longitud del antebrazo) (mm): en caso de ser colectado y solo para murciélagos
- T (longitud del trago) (mm): en caso de ser colectado y solo para murciélagos
- Usos
- Observaciones

### FORMATO DE TOMA DE DATOS EN CAMPO PARA MAMÍFEROS

Base del Registro	Número de Registro	Conteo de Individuos	Sexo	Etapas de Vida	Condición Reproductiva	Medios de Establecimiento	Preparación	Muestra de tejido	Fotografía	ID del Evento	Fecha del Evento	Hora del Evento	Hábitat	Número de Campo	Localidad	Elevación	Latitud	Longitud	Nombre Científico	Nombre Común	LT (longitud total) (mm)	LCC (longitud de la cabeza)	LC (longitud de la cola)	LP (longitud del pie) (mm)	O (longitud de la oreja) (mm)	LTP (longitud de tibia pie)	LA (longitud del antebrazo)	T (longitud del trago) (mm)	Usos	Observaciones	

Se recomienda ampliamente de acuerdo a la disponibilidad y seguridad de la ventana, el uso de cámaras trampa siguiendo el protocolo propuesto para Colombia de Díaz-Pulido y Payán (2012). Dichas cámaras deberán ser colocadas al momento de la visita exploratoria a objeto de contar con más tiempo efectivo de muestreo.

### Datos de campo.

A cada estación de muestreo se le deberá asignar un código sencillo (código de la estación), claramente identificable entre estaciones y que no se preste a confusiones. Los códigos de estación tendrán un indicativo del área (nombre de la ventana de estudio), un indicativo del grupo muestreado, un indicativo del método de muestreo y el número del transecto, recorrido, red o trampa.

Los grupos de vertebrados tendrán los siguientes códigos, A para anfibios, AV para Aves, R para reptiles y M para mamíferos.

Las metodologías de vertebrados tendrán los siguientes códigos, T para transectos, R para redes de niebla, S para trampas Sherman y L para recorridos libres.

Ejemplo: Un anfibio colectado en la ventana LIPA en el transecto 2 tendrá por código de estación ARIPORO-A-T-2

Para codificar un registro observado o sacrificado para Colección (**número de campo**) se incluirá el código de la estación, el indicativo del grupo muestreado y el número consecutivo de captura u observación

Ejemplo: Un anfibio de la ventana LIPA y cuyo consecutivo de captura es 30. Tendrá por código ARIPORO-A-30.

### Cuaderno de campo

Los datos básicos que se requieren de cada estación de muestreo son datos geográficos y ambientales básicos, como altitud, coordenadas geográficas, nombre de la localidad lo mejor documentada posible (municipio, vereda, localidad específica: cuenca, río, quebrada o caño etc.). Adicionalmente se deben tener presentes datos sobre el uso de la tierra.

Para cada espécimen se deben registrar los datos mínimos definidos en el Darwin Core.

## Etiquetas de campo

Cada muestra colectada y sacrificada en campo debe estar provista de una etiqueta en papel *water proof* o en pergamino (escrita con lápiz o rapidógrafo) que asegure la buena conservación de los datos. Cada ejemplar debe traer su respectiva etiqueta en la cual incluya datos del ejemplar, evento de colecta y localidad:

- Identificación taxonómica en el nivel más específico posible.
- Localidad: país, departamento, municipio, corregimiento, vereda, sitio de donde se realizó la colecta.
- Coordenadas geográficas
- Elevación (metros sobre el nivel del mar)
- Fecha de colecta.
- Colector y número de colector (si existe).
- Datos morfométricos (mamíferos y aves).
- Número de campo.

Ejemplo:

Número de	<b>Nombre de la organización - IAvH</b>
	<i>Sp. en lápiz</i>
	<b>País, departamento, municipio, vereda...</b>

		Coordenadas: .	Alt.
		Col:	(N°
		Fecha: Col: )	

Al respaldo se debe incluir información adicional y de relevancia, en particular datos morfométricos.

Para el caso de anfibios principalmente, se recomienda usar etiquetas más pequeñas donde solo se incluya un número que pueda ser referenciado a la base de datos total, sugerimos el uso del número de campo o en su defecto el número del colector.

#### Toma de muestras de tejido para fines moleculares

A todos los ejemplares capturados y sacrificados, previo a su preservación para el museo, se les tomarán muestras de tejido con fines moleculares. Las muestras deben ser guardadas y conservadas en el buffer entregado por el proyecto, junto con el número de campo. Después de la extracción del tejido, el ejemplar debe ser preservado de manera correcta (ver la siguiente sección) y estar etiquetado de manera que se pueda relacionar claramente con la muestra de tejido.

Anfibios y reptiles: para el caso de anfibios y reptiles se tomarán muestras de hígado, pata o cola.

Aves: para el caso de aves se tomarán muestras de plumas, músculo o sangre.

Mamíferos: para el caso de mamíferos se tomarán muestras de músculo o sangre.

#### **Preservación del material y determinación taxonómica**

El material colectado será depositado en el IAvH por lo que deben ser preparados siguiendo el protocolo para el depósito de ejemplares del IAvH. La determinación taxonómica se debe realizar con la bibliografía pertinente para cada grupo taxonómico. Todos los especímenes colectados deberán ser sacrificados causando el menor daño y dolor al individuo.

Anfibios y reptiles: la preservación del material en campo se debe realizar en una disolución de formol al 10%. El material debe permanecer mínimo 48 horas en formol, para posteriormente ser lavado muy bien con agua, dejando en ella a los individuos grandes hasta un par de días. En el caso de reptiles y anfibios muy grandes se recomienda inyectar formol e invertir los hemipenes (reptiles). Luego para su estudio y almacenamiento definitivo se debe trasladar a etanol al 70%.

Aves y mamíferos: los especímenes serán preparados para colecciones en seco (piel y cráneo) (Sierra y Córdoba, 2004).

#### Formato de registro bibliográfico.

Se utilizará el siguiente formato para realizar los registros bibliográficos:

Marcar con una X el registro de la especie objeto de conservación en la respectiva referencia bibliográfica.

<b>Especies/ Referencias bibliográfica s</b>	Referencia bibliográfica 1	Referencia bibliográfica 2	Referencia bibliográfica 3	Referencia bibliográfica 4	Referencia bibliográfica 5
Especie 1					
Especie 2					
Especie 3					
Especie 4					

## Bibliografía

- Álvarez, M., Córdoba, S., Escobar, F., Fagua, G., Gast, F., Mendoza, H., Ospina, M. y A.M. Umaña. 2004. Manual de Métodos Para el Desarrollo de Inventarios de Biodiversidad. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Bogotá. Colombia.
- Crump, M. L. y N. J. Scott, 1994. Visual Encounter Surveys. In: Measuring and Monitoring Biological Diversity. Standard Methods for Amphibians. Eds. Heyer, W., M. A., Donnelley, R. A., McDiarmid, L.C., Hayec & M. C., Foster. Smithsonian Institution Press, Washington D.C.
- De La Ossa, J., G. Cárdenas-Arévalo y V. Páez. 2012. Métodos de campo para estudios demográficos. Capítulo 13. Pp. 171-186. *En*: Páez, V., M. A. Morales-Betancourt, C. A. Lasso, O. Castaño-Mora y B. Bock (Eds.). *Biología y conservación de las tortugas continentales de Colombia*. Serie Editorial Recursos Hidrobiológicos y Pesqueros Continentales de Colombia. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt (IAvH). Bogotá, Colombia.
- De La Ossa, J., A. Fajardo-Patiño, A. De La Ossa-Lacayo y A. Sampedro-Marín. 2013. Métodos de campo. Capítulo 3. Pp. 39-68. *En*: Morales-Betancourt, M. A., C. A. Lasso, J. De La Ossa y A. Fajardo-Patiño (Eds.). *Biología y conservación de los Crocodylia de Colombia*. Serie Editorial Recursos Hidrobiológicos y Pesqueros Continentales de Colombia. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt (IAvH). Bogotá, Colombia.
- Díaz-Pulido, A. y E. Payán. 2012. Manual de fototrampeo: una herramienta de investigación para la conservación de la biodiversidad en Colombia. Instituto

de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt (IAvH) y Panthera Colombia. 32 pp.

Emmons, L. y F. Feer. 1999. Mamíferos de los bosques húmedos de América Tropical, una guía de campo. 1era edición en español. Editorial FAN. Santa Cruz de la Sierra.

Morales-Jimenez, A.L., Sánchez, F., Poveda, K. & A. Cadena. 2004. Mamíferos terrestres y voladores de Colombia. Guía de campo. Bogotá. Colombia.

Navarro, J.F. & J. Muñoz. 2000. Manual de huellas de algunos mamíferos terrestres de Colombia. Edición de campo. Medellín. Colombia.

Sierra, S. & S. Córdoba. Preparación de una piel de estudio en aves. Pp. 121-137. En: Álvarez, M., Córdoba, S., Escobar, F., Fagua, G., Gast, F., Mendoza, H., Ospina, M. & A.M. Umaña. 2004. Manual de Métodos Para el Desarrollo de Inventarios de Biodiversidad. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Bogotá. Colombia.