

# MANUAL DE TRABAJOS PRÁCTICOS

## ASIGNATURA DE ESPECIALIDAD

### LIMNOLOGÍA APLICADA



**FCEFYn - UNC**

**AÑO: 2023**

## **OBJETIVOS GENERALES**

- Interpretar patrones y procesos que ocurren en ambientes lóticos y lénticos
- ADQUIRIR HABILIDADES EN LA METODOLOGÍA DE CAMPO Y LABORATORIO APLICADAS EN LA LIMNOLOGÍA
- Aplicar el método científico en la resolución de interrogantes derivados de casos de estudio en campo

## **ACTIVIDADES**

1. Parámetros físico-químicos y biológicos en la columna de agua-Metabolismo de sistemas de estudio- Caudal de arroyos
2. Composición de macrófitas flotantes y emergentes y su relación con diferentes parámetros ambientales
3. Evaluación de la calidad biológica del agua y del estado ecológico de arroyos

## 1.-PARÁMETROS FÍSICO-QUÍMICOS Y BIOLÓGICOS EN LA COLUMNA DE AGUA-METABOLISMO DE SISTEMAS DE ESTUDIO

### OBJETIVOS

- Identificar variaciones en las características físico-químicas a diferentes profundidades de la columna de agua del embalse
- Identificar variaciones de clorofila *a* y composición fitoplanctónica a lo largo del perfil de agua del embalse.
- Comparar la concentración de clorofila *a* entre el agua del embalse y del arroyo
- Demostrar la existencia de la fotosíntesis y la respiración en los sistemas de estudio (embalse y arroyo)
- Aplicar un índice expeditivo de calidad de aguas en el embalse

### METODOLOGÍA DE CAMPO

1. Se seleccionará un punto en el paredón del embalse para realizar el perfil de la columna de agua
2. Se medirá la transparencia con un Disco de Secchi para establecer la zona fótica
3. Se recolectarán muestras de agua con una botella Niskin a diferentes profundidades: subsuperficial, intermedia (ajustar según la profundidad y zona fótica) y de fondo
4. Se medirán los parámetros físico-químicos de Tº, conductividad, pH y OD (O<sub>2</sub> disuelto) en las muestras tomadas a diferentes profundidades
5. Se almacenará 1 L de muestra (por cada punto del perfil de la columna) para la cuantificación de clorofila *a* y 1 L para la determinación de fitoplancton
6. Se recogerán 10 litros de agua del embalse en bidón de plástico y se colocarán en una conservadora en frío.
7. Se recogerán 10 litros de agua del arroyo en bidón de plástico y se colocarán en una conservadora en frío.
8. Se recogerán macrófitas sumergidas del arroyo en una botella de plástico.
9. Se recogerán con red de mano 8 madrecitas (*Cnesterodon*, *Gambusia* o *Jenynsia*) y se colocarán gentilmente en un bidón con 5 litros de agua de arroyo.

#### *Material de campo:*

- botella Niskin
- disco de Secchi
- cabos
- sensores conductividad, temperatura, pH y oxígeno disuelto
- botellas de plástico de 1L
- rótulos
- conservadora
- libreta y lápiz

- planilla de datos
- 4 bidones de 5 L (dos para agua de arroyo y otros dos para agua de embalse)



## METODOLOGÍA DE LABORATORIO

### A) Determinación espectrofotométrica de pigmentos

#### ***Extracción de los pigmentos***

Agitar el contenido del bidón y filtrar aproximadamente 1 L de cada muestra. Introducir los filtros plegados en tubos de vidrio con **acetona 90%**, y mortearlos con una varilla de vidrio hasta que queden totalmente desarmados. Colocar estas muestras en una gradilla forrada en negro, dentro de la heladera a 4°C. Pasadas al menos 16 h centrifugar las muestras a 3000 r.p.m. durante 15 minutos.

#### ***Lectura en el espectrofotómetro***

Como primer paso hacer un “*blanco reactivo*”, colocando acetona en una cubetas de cuarzo de 1cm de paso perfectamente limpia. Luego trasvasar las muestras centrifugadas a las cubetas de cuarzo con una *pipeta Pasteur*, pipeteando cuidadosamente el sobrenadante del tubo. En todo momento manipular las muestras con SUMO CUIDADO, evitando sacudirlas o agitarlas, para no resuspender el material del fondo. Por último leer la absorbancia a las longitudes de onda mencionadas más

adelante y verificar que los valores sean bajos (lectura a la diezmilésima). Las lecturas se efectuarán a:

$\lambda_1=664$  lectura para clorofila *a*. Este valor debe estar entre 0.1 y 1. Si la muestra está muy diluida y el valor es menor, se debe usar una cubeta de mayor longitud y al acidificar aumentar en proporción la cantidad de extracto y ácido. Si la muestra está por encima de 1 diluir y homogeneizar la muestra (lectura A).

$\lambda_2=750$  esta lectura permite la corrección para la turbidez ya que a esta longitud de onda tanto la clorofila como la feofitina tienen una absorbancia despreciable (lectura A).

$\lambda_3=630$  lectura para clorofila *c*

$\lambda_4=647$  lectura para clorofila *b*

$\lambda_5= 510$  lectura para carotenoides

$\lambda_6= 480$  para carotenoides

Una vez finalizadas estas lecturas, agregar 2 gotas de ácido clorhídrico al 5% *con pipeta Pasteur* a todas las muestras, a fin de determinar los feopigmentos. Cronometrar el tiempo al comenzar el goteo, y a 90 segundos del inicio, comenzar a leer a 665 y a 750 nm (lectura B), todas de nuevo, desde la muestra 1. Anotar las lecturas de absorbancia. Anotar también el volumen usado para la extracción (acetona 90%).

Estimar las concentraciones de pigmentos a partir de los siguientes métodos:

*a) Determinación de clorofila a , b y c - Método tricromático (Richards and Thompson, 1952)*

Sustraer la DO 750 a cada lectura de 664, 647 y 630 para corrección de la turbidez de la clorofila *a*, *b* y *c* respectivamente. El valor para DO 664 debe estar entre 0.1 y 1. Si la muestra está muy diluida y el valor es menor, se debe usar una cubeta de mayor longitud.

$$DO\ 664 - DO\ 750 = a$$

$$DO\ 647 - DO\ 750 = b$$

$$DO\ 630 - DO\ 750 = c$$

$$\text{Clorofila } a = 11,85 a - 1,54 b - 0,08 c$$

$$\text{Clorofila } b = 21,03 b - 5,43 a - 2,66 c$$

$$\text{Clorofila } c = 24,52 c - 7,60 b - 1,67 a$$

Calcular la concentración de pigmento en el extracto de la siguiente manera para cada clorofila:

$$Cl\ a\ (\mu g/l) = (Ca * V_1) / V_2$$

V1= Volumen del extracto en ml

V2= Volumen filtrado en l

**b) Determinación de clorofila total (Golterman y Clymo, 1971)**

Sustraer la DO 750 a cada lectura de 665, para corrección de la turbidez de la clorofila. El valor de 665 debe estar entre 0.1 y 1. Si la muestra está muy diluída y el valor da menor, se debe usar una cubeta de mayor longitud.

Calcular las concentraciones ( $\mu\text{g/l}$ ) de pigmento en el extracto del siguiente modo:

$$\text{Clorofila total } (\mu\text{g/l}) = 11(\text{DO } 665 - \text{DO } 750) V_1 / V_2$$

V1= Volumen del extracto en ml

V2= Volumen filtrado en l

Graficar las concentraciones de pigmentos a lo largo del perfil considerado de profundidad.

**B) Análisis de las comunidades fitoplanctónicas**

1.-La concentración de la muestra para el conteo de células se realizará por sedimentación:

Se colocará el total de muestra o submuestra en los envases de sedimentación debidamente rotulados, (probetas o botellas de un volumen entre 50 a 1000 ml), se registrará el volumen y se le colocará una tapa de papel. El tiempo de sedimentación mínimo es de 1h por cada mm de altura de la probeta. Este tiempo se puede reducir a 0.5 h por mm de altura de la probeta, agregando detergente líquido a la muestra (10 ml/l).

2.-Se extraerá el 90 % de sobrenadante cuidadosamente mediante sifón.

3.-Se homogeneizará suavemente el volumen restante y se llevará a la cámara de recuento (Sedgewick-Rafter / Fuchs-Rosenthal).

Esta técnica posee la ventaja de que no es selectiva, no es destructiva, aunque el pico (0.2-2  $\mu\text{m}$ ) y nanoplancton (2-20  $\mu\text{m}$ ) pueden no sedimentar.

Se contarán al menos 100 células de las especies más abundantes. A partir de estos datos se calculará la abundancia de cada especie, género o grupo de tamaño identificado ( $\text{células} \cdot \text{ml}^{-1}$ ) y se calculará el biovolumen de las especies más abundantes. Para ello se asimilará la forma de las células a figuras geométricas, de acuerdo a Hillebrand et al. (1999) y se medirán las principales dimensiones celulares de al menos 10 células por especie. A partir de los biovolumenes se estimará la biomasa (como carbono autótrofo) por medio de las ecuaciones de Menden-Deuer & Lessard (2000).

**C- Fotosíntesis y respiración en el arroyo y embalse**

*Objetivos*

1. Demostrar la existencia de la fotosíntesis y la respiración en la naturaleza
2. Estimar la intensidad con que se producen ambos procesos en distintas circunstancias.
3. Clarificar las diferencias entre organismos autótrofos y heterótrofos.

*Actividades*

1. Rotular los frascos del 1 al 12 y prepararlos de la siguiente manera:

Frascos 1 y 2: llenarlos con agua de arroyo.

Frascos 3 y 4: llenarlos con agua de arroyo y macrófitas.

Frasco 5 y 6: llenarlos con agua de arroyo, macrófitas y peces.

Frasco 7 y 8: llenarlos con agua de embalse.

Frasco 9 y 10: llenarlos con agua de embalse y macrófitas.

Frasco 11 y 12: llenarlos con agua de embalse, macrófitas y peces.

2. Determinar en los bidones de agua de arroyo y embalse la concentración de dióxido de carbono libre, en primer lugar, y luego la concentración de oxígeno disuelto. Estos serán considerados los frascos con las concentraciones iniciales.

3. Colocar los frascos impares a la luz de lámparas led ubicados en la sala de comportamiento de la Cátedra de Diversidad Biológica 4. Deberán permanecer allí al menos durante 48 hs con 12 horas de luz y 12 horas de oscuridad (fotoperiodo automatizado). En lo posible, agitarlos una vez por día. Para los frascos pares colócalos en la misma habitación al abrigo de la luz con bolsas de consorcio negras o papel aluminio.

4. Durante el periodo de incubación plantear, por escrito, hipótesis sobre las concentraciones de oxígeno y dióxido de carbono que esperarías encontrar en cada frasco al finalizar la experiencia. Discutirlas con los compañeros de grupo.

5. Al cabo de 48 hs determinar las concentraciones de dióxido de carbono libre y oxígeno disuelto en todos los frascos. Tomar nota si se detecta algún olor particular al destapar algunos de los frascos.

6. Representar los resultados obtenidos mediante un gráfico de barras

#### *Materiales de laboratorio*

12 frascos de vidrio con tapa hermética.

Tubos de tapa hermética para la determinación de gases disueltos.

Reactivos y materiales de vidrio necesarios para la determinación de oxígeno disuelto y dióxido de carbono.

#### *Bibliografía*

Giorgi, A., Feijoó, C. y Momo, F. 2020. Actividades prácticas de ecología para la escuela y la universidad. Editorial Dunken. 184 pp.

#### **D) Índice expeditivo de calidad de aguas (Arán et al., 2016)**

Las metodologías aplicadas en casos de eutrofización, incluyen evaluación de la calidad de agua a través del monitoreo, interpretación, reporte de los resultados y formulación de Índices de Calidad de Agua (ICA), expresiones simples de una combinación de parámetros, que se resumen en un número, rango, descripción verbal o color. Estos índices consisten en una sumatoria ponderada de variables seleccionadas. En el caso del Índice Expeditivo de Calidad de Aguas formulado para el Embalse San Roque, las variables consideradas son: transparencia del disco de Secchi, color y olor del agua y oxígeno disuelto. Los valores del ICA se asocian a una escala de condición de calidad de agua observada, donde las categorías 1, 2 ó 3 se corresponden a un estado Crítico, Regular o Normal, respectivamente (Arán et al., 2016). El índice propuesto es muy útil por ser de carácter instantáneo y de fácil aplicación debido a la simplicidad de medición de los parámetros que incluye. Sin embargo, la metodología propuesta no suplanta a la determinación analítica de variables fisicoquímicas, sino

que es un indicador expeditivo, económico y sencillo para la detección de situaciones críticas o que requieran estudios más profundos.

Los rangos y puntajes asignados en la transformación de variables es la siguiente:

Puntaje del parámetro	1	2	3
Oxígeno Disuelto (mg/L) $P_{OD}$	0-4	>4-7	>7
Transparencia (Disco de Secchi en m) $P_{DS}$	0-0,5	0,6-1	>1
Olor (Tierra mojada, pescado) $P_{olor}$	intenso	moderado	nulo
Color $P_{color}$	Intenso verdeazul/marrón/rojizo	Moderado amarillo/verde	Sin color o turbidez no algal

El ICA formulado se calcula mediante la siguiente fórmula:

$$ICA = P_{OD} * 0,4 + P_{DS} * 0,2 + P_{olor} * 0,2 + P_{color} * 0,2$$

Siendo:

$P_{OD}$ = valor asignado al parámetro oxígeno disuelto

$P_{color}$ = valor asignado al parámetro color

$P_{olor}$ = valor asignado al parámetro olor

$P_{DS}$ = valor asignado al parámetro de la transparencia del disco de Secchi

Los Rangos de valores de ICA para cada categoría o condición de calidad del agua son:

<b>Crítico</b>	<b>Regular</b>	<b>Normal</b>
<b>1 - 1,5</b>	<b>1,6 - 2,5</b>	<b>2,6 - 3</b>

## 2.-BIOMONITOREO DE METALES PASADOS POR PARÁMETROS FISIOLÓGICOS DE MACRÓFITAS DEL DIQUE LA QUEBRADA.

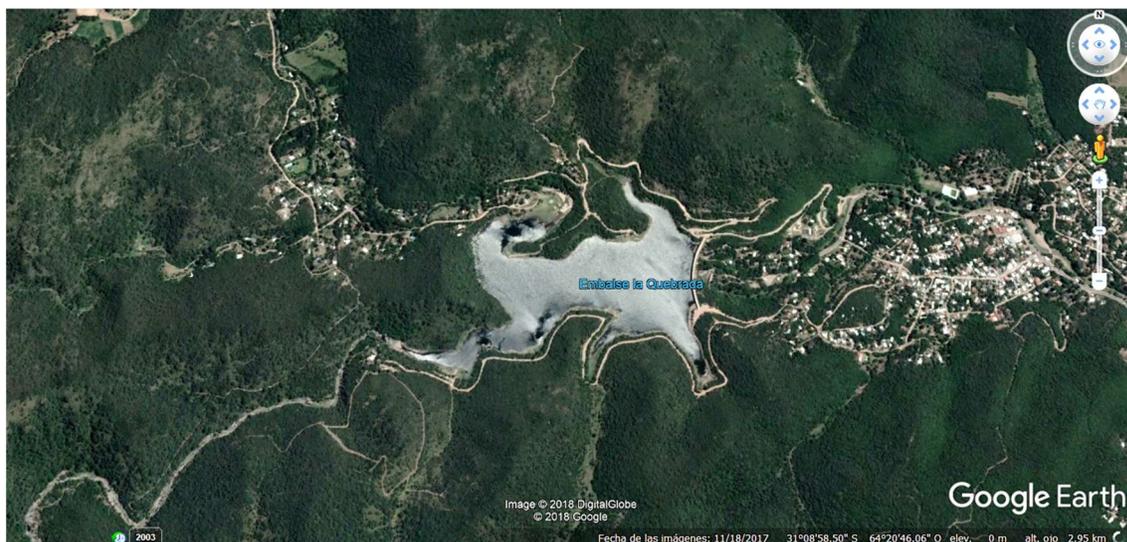
Introducción: En las épocas recientes, con el incremento en el desarrollo y la actividad antrópica e industrial, ha generado altos niveles de metales pesados. Las sales solubles de algunos metales que llegan a cuerpos de aguas superficiales causan serios problemas de contaminación en ecosistemas acuáticos. Por lo tanto, existe una necesidad de monitorear constantemente la contaminación por metales e investigar sobre los efectos tóxicos de estos en el ambiente.

### Objetivo:

- 1) Estimar la variación espacial del contenido de metales pesados (Cu y Zn) en sedimentos en el reservorio de agua Dique La Quebrada.
- 2) Analizar la acumulación de Cu y Zn y su relación con los cambios fisiológicos en macrófitas.

Muestreo: 2 sitios contrastantes del área de estudio, uno ubicado en un lugar protegido y otro luego de un afluente de un arroyo

### Área de estudio



### Procedimiento de muestreo en el río/arroyo

Tres réplicas de sedimentos y plantas acuáticas serán colectadas en cada sitio seleccionado.

Los 5 primeros cm del sedimento serán colectados con un muestreador core.

Las plantas colectadas serán lavadas “in situ” con agua de río antes de ser colocadas en bolsas de polietileno y luego en cámaras de refrigeración, para mantenerlas a una temperatura estable en su traslado al laboratorio. Una vez allí, se lavarán con agua de red en cubas de plástico para eliminar cualquier resto de material adherido a su superficie.

Las muestras de sedimentos recolectadas en campo serán secadas en estufa durante 48 horas a  $60 \pm 2$  °C y previo al análisis, tamizadas utilizando una malla de 63  $\mu\text{m}$ . Luego, 5 g del material seco (< 63  $\mu\text{m}$ ) serán carbonizados en un horno a 450 °C durante 4 h y las cenizas fueron digeridas con  $\text{HNO}_3$  concentrado. El residuo sólido será separado por centrifugación y luego filtrado con filtro de 0,45  $\mu\text{m}$ . Las muestras diluidas con agua pura hasta un volumen final de 10 mL.

#### *Análisis de metales pesados en macrófitas*

Se tomará 1 g de muestra de las macrófitas, luego reducida a cenizas en horno a 450 °C durante 4 h para eliminar la materia orgánica. Luego las cenizas fueron digeridas con  $\text{HNO}_3$  concentrado. El residuo sólido fue separado por centrifugación, el sobrenadante fue filtrado con papel de 2,0  $\mu\text{m}$  y diluido con agua pura hasta un volumen final de 10 mL. Finalmente, el contenido de Cu y Zn se determinará usando un espectrofotómetro de absorción atómica de llama (FAAS). Los resultados se expresaron en  $\text{mg kg}^{-1}$  de peso seco (PS).

#### *Cuantificación de carotenoides, clorofilas y feofitinas*

Se homogeneizarán 100 mg de hojas de cada especie en 10 mL de EtOH al 96 % V/V con un homogeneizador. Posteriormente se separará el sobrenadante y en él se medirá la densidad óptica (DO) a 470, 665 y 649 nm en un espectrofotómetro. Luego, para medir la concentración de feofitina *a*, a una alícuota del extracto clorofílico se le agregará HCl 0,06 M en una relación 1:5 V/V (1 mL de HCl y 5 mL de extracto clorofílico) a fin de promover la formación de feofitinas. A esta solución se le medirá la DO a 654 y 666 nm en un espectrofotómetro. La cuantificación de carotenoides, clorofilas *a* y *b* (Carot, Clo-*a*, Clo-*b*) y feofitina *a* (Feof-*a*) fue calculada según Wintermans y De Mots. Los resultados se expresaron en  $\text{mg g}^{-1}$  PS.

#### Material

- Muestreador de sedimentos (core)
- Bolsas 20 x 10 cm y 10 x 5 cm
- Marcadores indelebles y papel manteca
- Estufa se secado
- Tamizador de 2 mm y 63  $\mu\text{m}$
- Tubos falcon de 15 mL
- Ácido nítrico 65 %P/P
- Pipetas y tips
- Plancha de temperatura controlada
- Bomba de vacío o centrifuga
- Papel de filtro
- FAAS
- Horno de 1000°C o mufla
- Mortero
- Liofilizador o desecador
- EtOH
- Espectrofotómetro UV-Visible
- Ácido clorhídrico
- Cuba plástica de igual tamaño
- Balanza
- Calculadora

- Rótulos
- Lápiz y papel
- Conservadora
- WADERS
- Guantes de latex
- Máquina de fotos



### 3.- ESTUDIO DE MACROINVERTEBRADOS COMO BIOINDICADORES. EVALUACIÓN DE LA CALIDAD BIOLÓGICA DEL AGUA Y DEL ESTADO ECOLÓGICO DEL ARROYO.

#### OBJETIVOS

- Conocer la composición de la comunidad de macroinvertebrados en diferentes puntos del arroyo Río Ceballos.
- Determinar la calidad biológica del agua por medio de índices biológicos y el estado ecológico del arroyo mediante la relación entre estos índices y el índice de calidad del bosque de ribera y hábitat ribereño.

#### METODOLOGÍA DE CAMPO

- Se recolectarán organismos macroinvertebrados en diferentes tipos de sustratos mediante el empleo de red tipo D (malla 250  $\mu$ m).
- Se realizará una evaluación de la calidad del bosque de ribera mediante la aplicación del Índice QBR (Prat et al, 2012) a partir de la observación de la estructura de la vegetación, su composición (especies nativas/introducidas) y el estado de alteración del canal fluvial. Determinar la calidad del hábitat ribereño con la app PreserVamos. Link de descarga: [https://play.google.com/store/apps/details?id=appear.pnud.preservamos&pcampaignid=web\\_share](https://play.google.com/store/apps/details?id=appear.pnud.preservamos&pcampaignid=web_share). Para esta última app asegurarse de instalarla e iniciar sesión antes de ir al viaje a campo.



*Código qr para descarga de la app (solo para android).*

- Durante los muestreos se procederá a la toma de datos fisicoquímicos: temperatura superficial del agua, pH, oxígeno disuelto y conductividad mediante sensores.
- Se estimará el caudal del arroyo mediante la determinación del ancho, profundidad promedio y velocidad de la corriente (Prat et al, 2012).

#### *Material de campo*

- Red tipo D, coladores de cocina, pinzas entomológicas, lupa de mano, batea plástica color blanco.
- Cinta métrica, bastón graduado (cm).
- Sensores de conductividad, T<sup>o</sup>, pH y oxígeno disuelto (sonda multiparámetro)
- Bloc de notas / lapicera o lápiz /planillas
- Guías de especies macrobentónicas de ambientes lóticos
- Bolsas, frascos de boca ancha y rótulos
- Conservadora
- Waders

- Protección para el sol

**Los alumnos se organizarán en grupos. La información obtenida por todos los estudiantes al final del TP será sumada y analizada por grupos no mayores a 5 personas.**

### **METODOLOGÍA DE LABORATORIO**

- Se procederá a la evaluación de caracteres morfológicos con el objeto de identificar los ejemplares a nivel orden y posteriormente familia mediante claves dicotómicas. Se tomarán fotografías de los caracteres observados y se realizarán conteos de individuos a ojo desnudo y mediante lupa estereoscópica.
- Se evaluará la Calidad del Agua mediante la aplicación del Índice Biótico "Bioltic Monitoring Patagonian Streams" (BMPS) (Pizzolon y Miserendino, 2001) que califica la presencia de los diferentes taxa a nivel de familia.
- Se estimará la riqueza y la diversidad (índice de Shannon). A partir de la evaluación de la calidad del Bosque de Ribera (Índice QBR) y su relación con el BMPS, se estimará el Estado Ecológico del arroyo.



#### 4.- ESTIMACIÓN DEL CAUDAL DE RÍOS

##### OBJETIVOS

- Estimar el caudal de los arroyos de estudio mediante la técnica de aforo con flotadores.

##### METODOLOGÍA DE CAMPO

El caudal se calcula como el volumen de agua más sedimentos que pasan por unidad de tiempo por la sección de un río. Aunque no se ha logrado medirlo directamente, se registran un conjunto de mediciones de velocidad del flujo, profundidad del río y área de paso, variables que luego se evalúan en conjunto para calcular el caudal.

Este cálculo consiste en el producto de la velocidad del flujo por el área de paso que atraviesa en una unidad de tiempo:

$$Q \text{ (m}^3 \text{ /s)} = V \text{ (m/s)} * A \text{ (m}^2\text{)}$$

$$\text{caudal} = \text{velocidad} * \text{àrea}$$

El conjunto de operaciones de mediciones en campo y cálculos que son necesarias para realizar este cálculo son denominadas AFORO. Según el instrumental utilizado en las mediciones de campo, los aforos pueden ser:

1. Aforos con molinetes hidrométricos
2. Aforos con flotadores
3. Aforos con trazadores químicos

##### **1.- Aforos con molinetes hidrométricos**

Se basa en el principio de las mediciones de la velocidad del agua y del área de la sección transversal, la cual es calculada mediante la medición del ancho y la profundidad del río. Esta última es medida de manera espaciada en segmentos a lo largo de la sección (verticales; Fig. 1). Estas verticales deben ser hechas en intervalos lo suficientemente próximos para definir el perfil de la sección de manera precisa. En profundidades bajas se utiliza una varilla graduada o varilla de vadeo. Simultáneamente a la medición de profundidad, se realiza la medición de la velocidad, con velocímetros (molinetes; Fig. 2), los cuales en ríos poco profundos son suspendidos en la varilla de vadeo. La velocidad en cada punto seleccionado debe ser observada por exposición de un tiempo mínimo de 30 segundos. Cuando la profundidad es menor a 1 metro, se mide un solo punto en cada vertical, y esta medición se hace a 0,6 de la profundidad total (desde el pelo de agua). Cuando la profundidad es mayor a 1 metro, se realizan dos mediciones de velocidad, una a 0,2 y otra a 0,8 de la profundidad total.

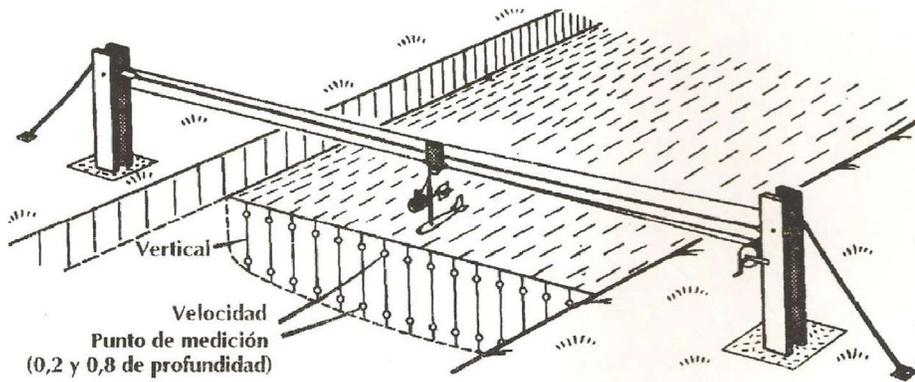


Figura N° 1: Medición de la velocidad en verticales.



**Figura 2.** Instrumental de aforo utilizado en los ríos tributarios del Embalse San Roque (ESR)

*Actividad permanente de Monitoreo del ESR (INA-CIRSA)*

## **2.--Aforos con flotadores**

Este método sólo se utiliza cuando es imposible realizar el aforo con velocímetro o en el caso que se quiera conocer un caudal de manera expeditiva en ríos pequeños.

Se seleccionan tres secciones a lo largo del tramo:

- Inicio o sección de largada
- Mitad o sección de control
- Final o sección de llegada

Estas secciones deben estar separadas por una distancia suficiente entre sí de manera que pueda medirse el tiempo que tarda el flotador en pasar desde una sección a la próxima de manera precisa. Se recomienda una duración mínima de movimiento del flotador de 20 segundos. El flotador debe ser liberado lo suficientemente lejos aguas arriba para obtener una velocidad constante antes de llegar a la primera sección. La velocidad del flotador se calcula dividiendo la distancia entre las secciones por el tiempo empleado por el flotador para recorrerla. El tiempo se mide con un cronómetro y el seguimiento del flotador con instrumental topográfico. Se pueden hacer varias transectas longitudinales paralelas y se selecciona la que resulta con mayor velocidad.

Para convertir la velocidad del flotador a velocidad media en la sección se utilizan coeficientes que se deducen a partir de mediciones hechas con velocímetros en el mismo sitio.

## **3.-Aforos químicos**

Los trazadores químicos se utilizan como alternativas de medición donde es dificultoso hacerlo con velocímetro. Son recomendables para:

- ríos de alta montaña
- tramos de mucha pendiente y muy rocosos
- donde el flujo se presenta con altas velocidades y turbulencia

El principio involucrado en estos métodos es que la descarga líquida puede ser calculada a través de la concentración que presenta una sustancia química ante la acción diluyente del agua.

Generalmente se utilizan sales con propiedad colorante que tengan fácil detección a bajas concentraciones y que no estén presentes en el agua natural (o en muy bajas concentraciones). Además que sean de baja toxicidad y bajo costo. Los más usados son el Dicromato de Sodio o Potasio o el Cloruro de Sodio.

El trazador se vierte en una sección aguas arriba (sección de inyección) y es muestreado aguas abajo (sección de muestreo), separadas ambas por una distancia lo suficientemente larga para que el trazador se diluya completamente y se mezcle uniformemente. Previamente se mide el peso de la muestra a verter y se define el tiempo de muestreo.