



UNIVERSIDAD DEL AZUAY

FACULTAD DE CIENCIA Y TECNOLOGÍA

ESCUELA DE BIOLOGÍA, ECOLOGÍA Y GESTIÓN

**VARIACIÓN DE CLOROFILA DEL PERIFITON EN RIACHUELOS DE LOS PÁRAMOS
EN EL MACIZO DEL CAJAS, SUR DEL ECUADOR**

Trabajo de graduación previo a la obtención del título de:

BIÓLOGA CON MENCIÓN EN ECOLOGÍA Y GESTIÓN

Autora:

ESTEFANÍA ALEXANDRA MATUTE SANTANA

Director:

MGT. EDWIN JAVIER ZÁRATE HUGO

CUENCA-ECUADOR

2019

DEDICATORIA

A mis padres Patricia y Enrique por el apoyo, cariño incondicional y la paciencia durante toda mi carrera, a mis hermanos Esteban y Andrea por motivarme a ser mejor, a Javier, Alicia y Carmen por siempre creer en mí.

Estefanía A. Matute

AGRADECIMIENTO

A mi director de tesis Mgt. Edwin Zárate por la oportunidad, la guía, la ayuda brindada y permitirme ser parte de su equipo de investigación.

A Piercosimo Tripaldi por la ayuda estadística.

A Agustín Sparer, María Inés Valdez e Andrés Pérez por las capacitaciones y la paciencia.

De igual manera a mis compañeros de laboratorio, en especial a Javier Villalta por la ayuda en el durante el trabajo de campo como de laboratorio.

Estefanía A. Matute

ÍNDICE DE CONTENIDO

DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTO	iii
ÍNDICE DE CONTENIDO	iv
ÍNDICE DE FIGURAS	vi
ÍNDICE DE TABLAS	vii
ÍNDICE DE ANEXOS	viii
ABSTRACT	x
INTRODUCCIÓN	1
CAPÍTULO I	4
MATERIALES Y MÉTODOS	4
1.1 Área de estudio	4
1.2 Trabajo de Campo	8
1.2.1 Determinación de parámetros fisicoquímicos:	8
1.2.2 Raspado de algas	9
1.3 Trabajo de laboratorio	9
1.3.1 Método analítico	9
1.3.2 Extracción	10
1.3.3 Centrifugación	10
1.3.4 Lectura	10
1.3.5 Cálculos	10
1.3.5.1 Método monocromático	10
1.3.5.2 Método tricromático:	11
1.4 Análisis estadísticos	11
CAPÍTULO II	14
RESULTADOS	14
CAPÍTULO III	28

DISCUSIÓN	28
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	31
BIBLIOGRAFÍA:	32
ANEXOS	37

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Mapa de ubicación de los puntos de muestreo en el Macizo del Cajas.	7
Figura 2. Linealidad entre los dos métodos utilizados para determinación de la clorofila a, en donde la línea punteada representa los valores obtenidos por el método monocromático mientras que los puntos azules representan los resultados de producción de clorofila-a obtenidos con el método tricromático.	14
Figura 3. Promedio de clorofila-a en los diez riachuelos.	16
Figura 4. Promedio de clorofila-b en los diez riachuelos.	16
Figura 5. Promedio de clorofila-c en los diez riachuelos.	16
Figura 6. Promedio de carotenoides en los diez riachuelos.	16
Figura 7. Resultados del algoritmo de selección genética. En el gráfico se puede observar el número de variables con las que puede correr el método representado por las barras azules; mientras que la línea roja nos muestra cómo reacciona la validación con respecto a las variables a utilizar.	17
Figura 8. Modelo de clasificación de producción de clorofila a en las variables más relevantes. (en el eje Y se representa los promedios obtenidos en cada variable, mientras que en el eje x tenemos las 3 variables ambientales que fueron seleccionadas). (Este gráfico fue realizado con los resultados procesados mediante Logaritmo Neperiano del Modelo N3) (Ver Anexo 5)	19
Figura 9. Efecto de la regresión lineal de la clorofila-a en relación con los PC. En donde los gráficos a y b corresponden al efecto que tendría el PC1 y PC2 respectivamente sobre la producción de clorofila-a en los 10 sitios; mientras que en el gráfico c encontramos como se dio el comportamiento del pigmento en las estaciones.	23
Figura 10. Efecto de la regresión lineal de la clorofila-b en relación con a los PC. En donde los gráficos a y b corresponden al efecto que tendría el PC1 y PC2 respectivamente sobre la producción de clorofila-b en los 10 sitios; mientras que en el gráfico c encontramos como se dio el comportamiento del pigmento en las estaciones.	24
Figura 11. Efecto de la regresión lineal de la clorofila-c en relación con los PC. En donde los gráficos a y b corresponden al efecto que tendría el PC1 y PC2 respectivamente sobre la producción de clorofila-c en los 10 sitios; mientras que en el gráfico c encontramos como se dio el comportamiento del pigmento en las estaciones.	25
Figura 12. Efecto de la regresión lineal de los carotenoides en relación con los PC. En donde los gráficos a y b corresponden al efecto que tendría el PC1 y PC2 respectivamente sobre la producción de carotenoides en los 10 sitios; mientras que en el gráfico c encontramos como se dio el comportamiento del pigmento en las estaciones.	26
Figura 13. Diagrama de ordenamiento del análisis de correspondencia canónica, según los pigmentos encontrados en los 10 sitios de muestreo y su relación con las variables ambientales. En donde la dirección de las flechas, así como la longitud nos indican la importancia relativa y dirección de cambio de las variables ambientales: Sulfatos, fosfatos, nitratos, pH, QBR y O disuelto (O ₂). Los dos primeros ejes explican el 97.75% de la varianza y los auto valores fueron 0,017493 para X (componente 1 del CCA) y 0,0067239 para Y (componente 2 del CCA).	27

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. <i>Coordenadas geográficas de los puntos de muestreo en los riachuelos.</i>	7
Tabla 2. <i>Resultados del algoritmo de selección genética.</i>	17
Tabla 3. <i>Resultados del modelo N3.</i>	18
Tabla 4. <i>Valores promedios de nutrientes en ppm en las dos réplicas de los diez riachuelos</i>	20
Tabla 5. <i>Promedios de los parámetros fisicoquímicos en las dos réplicas de los diez</i> <i>riachuelos.</i>	21
Tabla 6. <i>Relaciones encontradas entre los datos obtenidos.</i>	21

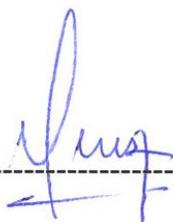
ÍNDICE DE ANEXOS.

Anexo 1. Niveles de error y confianza del modelo de entrenamiento utilizado.	37
Anexo 2. Niveles de error y confianza del modelo con las clases de entrenamiento del modelo.	37
Anexo 3. Niveles de error y confianza del modelo utilizado con los datos del estudio.	37
Anexo 4. Niveles de error y confianza del modelo con las clases y los datos obtenidos en el estudio.	37
Anexo 5. Resultados procesados mediante Logaritmo Neperiano del Modelo N3.	37
Anexo 6. Índice de Calidad de Rivera para Páramo (QBR-And).....	38
Anexo 7. Índice del hábitat fluvial (IHF).....	39
Anexo 8. Muestra de fitoplancton para extracción de clorofila.....	40
Anexo 9. Proceso de filtración del perifiton	40
Anexo 10. Proceso de extracción de la clorofila	41
Anexo 11. Proceso de lectura de clorofila	41
Anexo 12. Proceso de lectura de la clorofila.	42

RESUMEN

El presente trabajo estudió las variaciones de los niveles de clorofila del perifiton de diez riachuelos en el páramo del Macizo del Cajas, en función de las características fisicoquímicas del agua. La recolección de muestras se realizó mediante la técnica del raspado de piedras y la determinación de los niveles de clorofila, en laboratorio, mediante espectrofotometría y la aplicación de los métodos monocromático y tricromático. Los resultados según el método de clasificación N3, sugieren que las variables con mayor influencia sobre los niveles de clorofila contenida en el perifiton fueron el pH, oxígeno disuelto, QBR, nitratos, fosfatos y sulfatos.

Palabras claves: Clorofila-a, productividad, parámetros fisicoquímicos, riachuelos de páramo.



Antonio Manuel Crespo Ampudia PhD

Coordinador de Escuela



MS.c Edwin Javier Zárate Hugo

Director de tesis

Autora:

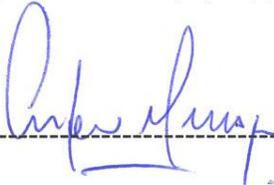


Matute Santana Estefanía Alexandra

ABSTRACT

This work studied the variations of periphyton chlorophyll levels of ten streams based on the physicochemical characteristics of the water in El Cajas. Sample collection was performed using the stone scraping technique and the determination of chlorophyll levels was performed in the laboratory by spectrophotometry and the application of monochromatic and trichromatic methods. The results according to the N3 classification method suggest that the variables with the greatest influence on the levels of chlorophyll contained in the periphyton were pH, dissolved oxygen, QBR, nitrates, phosphates and sulfates.

Keywords: Chlorophyll-a, productivity, physicochemical parameters, paramo streams.



Antonio Manuel Crespo Ampudia PhD

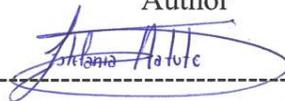
Faculty Coordinator



MS.c Edwin Javier Zárate Hugo

Thesis Director

Author



Matute Santana Estefanía Alexandra



Translated by
Ing. Paúl Arpi

INTRODUCCIÓN

Los páramos son los ecosistemas naturales de mayor altitud e irradiación solar en el mundo, además, cuentan con la flora más rica de los entornos montañosos, es así que “seis de cada diez especies de plantas no crecen en ningún otro bioma, lo que es un valor muy alto para ecosistemas continentales.” (Hofstede, Segarra , & Mena Vásconez, 2003). La función que desempeña el páramo como corredor biológico; su alto grado de endemismo y las adaptaciones morfológicas de su flora, han permitido brindar protección a una gran variedad de especies menores de flora y fauna, adicionalmente, la cobertura del suelo que presentan los páramos, ha dado paso a la regulación hídrica en los ecosistemas acuáticos; siendo esta la función más importante que desempeña (Hofstede, Segarra , & Mena Vásconez, 2003). En cuanto al aporte de recursos, podemos decir que los ecosistemas acuáticos representan una fuente de vital importancia para las especies de flora y fauna.

Las aguas continentales, tanto lólicas como lénticas, de acuerdo a sus características físico-químicas, albergan una serie de organismos agrupados en comunidades, las cuales desempeñan roles importantes como productores (fitoplancton, algas filamentosas, macrofitas); consumidores (zooplancton, peces, zoobentos) y descomponedores (bacterias, hongos, y algunos organismos del zoobentos) (Marcos, 2014). Casi en cualquier sitio de agua dulce o salada se encontrarán una o varias especies de algas, mismas que son microscópicas en su mayoría, por lo que no son tan evidentes como otros organismos de estos sistemas (Bellinger & Sigee, 2010).

Las algas son importantes productoras primarias tanto en los sistemas de agua dulce, como en agua marina, siendo estas la base de diversas cadenas alimentarias por la biomasa que generan en estos cuerpos (Bellinger & Sigee, 2010; Bode , y otros, 2011). Su crecimiento depende de la incorporación directa de sustancias disueltas en el agua (nutrientes, sales, metales), por lo que pueden ser de gran utilidad como factores de referencia del medio en el que están (Toro, Schuster, Kurosawa, Araya, & Contreras , 2003). Cuando las algas están presentes en grandes cantidades pueden generar proliferaciones algales que al descomponerse desoxigenan el agua, siendo causantes de problemas ecológicos y hasta la muerte de otros organismos (Bellinger & Sigee, 2010).

Con el término alga se hace referencia a un grupo de organismos que contienen clorofila y llevan a cabo la producción de oxígeno, además, poseen una gran diversidad fisiológica y morfológica (Rojo, 2006). Fundamentalmente son autótrofas, obteniendo todos sus recursos de fuentes orgánicas y fotosintéticas (Bellinger & Sigee, 2010). Son organismos simples, no poseen raíces, tallos ni hojas verdaderas, con una capacidad de locomoción restringida o nula, y cuya distribución está sujeta a los movimientos del agua (Rojo, 2006). Dentro de los ecosistemas de

agua dulce, las algas se presentan como: flotantes (plantónicos) o asociados a sustratos (bentónicos). El fitoplancton pertenece a los organismos microscópicos que se encuentran en suspensión en el agua y puede ser delimitada tanto ecológica como fisiológicamente. Por otro lado, los fitobentos viven asociados a un sustrato del fondo del cuerpo de agua, carecen de movimiento o su movimiento es limitado en relación a su sustrato; dentro de este grupo es factible distinguir las siguientes subcomunidades: epipélicas; epifíticas; epizoicas; endófitas; episámmicas y epilíticas cuyas comunidades se desarrollan sobre superficies rocosas (Parra O. , 2006). Estas últimas fueron las utilizadas para el presente estudio.

Las algas bentónicas requieren luz adecuada y pueden tolerar altas tasas de flujo de agua, por lo que predominan sobre el fitoplancton en ríos y arroyos de rápido flujo (Bellinger & Sigeo, 2010). Para la diferenciación de este grupo se reconocen seis criterios fundamentales como: la naturaleza química de la pared celular; la estructura del cloroplasto; la naturaleza química y almacenamiento de los productos de reserva; las características citológicas; las características asociadas al aparato flagelar; y la distribución de los pigmentos fotosintetizadores. (Parra & Bicudo, 1996). Los pigmentos fotosintetizadores o primarios son las sustancias capaces de captar energía lumínica y transformarla en energía química por medio de la fotosíntesis; pero esta no es la única función que desempeñan. Entre los pigmentos primarios existen dos tipos según provengan de un organismo eucariota o procariota (clorofila-a y bacterioclorofila-a respectivamente); además estos están acompañados de pigmentos accesorios cuya función por otro lado es ampliar el rango del espectro de absorción, sirviendo a su vez como sistemas de protección frente a la luz excesiva (Rojo, 2006). El cálculo para la estimación de biomasa del fitoplancton se da a partir de la concentración de clorofila-a, el principal pigmento responsable de la fotosíntesis (Bode , y otros, 2011).

La clorofila-a tiene dos bandas de absorción in vitro, una en la zona roja del espectro de la luz, a 660-665 nm, y la otra a una longitud próxima a 430 nm (Wetzel & Likens, *Limnological Analyses*. 2nd ed, 1991). Este es el pigmento primario de todos los organismos fotosintetizadores que desprenden oxígeno y están presentes en todas las algas a excepción de las bacterias fotosintéticas. La clorofila-b, funciona como un acumulador de luz, transfiriendo la energía luminosa absorbida a la clorofila a para la quimiofotosíntesis primaria; las bandas de absorción máxima se encuentran a 645 nm y a 435 nm. Por otro lado, la clorofila-c consta de dos componentes espectrales distintos, las bandas de absorción de máxima extracción se encuentran aproximadamente a 630-635 nm y la otra banda a 444 a 452 nm (Wetzel & Likens, *Limnological Analyses*. 2nd ed, 1991).

El estudio de las comunidades fitoplanctónicas contribuye con una valiosa información sobre las condiciones ambientales, ya que puede reflejar las características físico-químicas del agua y expresar la producción primaria contribuyendo al primer nivel trófico de los ecosistemas acuáticos

(Varela, Carvajal, & Muller, 2003). En donde la información y resultados de clorofila-a del fitoplancton y la producción primaria pueden ser útiles como antecedentes para un mejor entendimiento de las condiciones del cuerpo de agua (Sosa, Gaxiola, Olivos , & Silva, 2013)

La “Reserva de Biosfera Macizo del Cajas” es considerada como área núcleo debido a la presencia de grandes recursos naturales de gran importancia para futuras generaciones. (MAE, 2018). En este sentido el estudio de las comunidades fitoplanctónicas es importante para comprender el funcionamiento de los ecosistemas acuáticos que encontramos ahí; ya que a pesar de la importancia de estas comunidades, la información existente es escasa (Hurtado & Morales, 2016; Sparer & Merchan , 2015) y en su mayoría solo toma en cuenta la diversidad de este grupo. (Sardi, 2018). En consecuencia, para establecer un hábitat de referencia es necesario contar con más información sobre el comportamiento y condiciones de producción del fitoplancton en estos hábitats.

Todas estas características, además, de la falta de información, nos hacen poner en consideración la necesidad de generar más información y caracterizaciones únicas de las comunidades fitoplanctónicas, así como de las dinámicas de producción dentro del Macizo del Cajas, permitiéndonos tener una mejor comprensión de los procesos y dinámicas que se dan en los sistemas acuáticos por parte de los productores primarios, y su vez motivándonos a realizar la siguiente pregunta ¿Cómo varía los niveles de clorofila en función de las características de la integridad ecológica de los riachuelos?

OBJETIVOS

Objetivo General

Identificar las variaciones de los niveles de clorofila del perifiton en función de las características que presenten los riachuelos en los páramos del Macizo del Cajas.

Objetivos Específicos

- Determinar y clasificar los niveles de producción de clorofila en los ríos altoandinos del sur del Ecuador.
- Relacionar los resultados de la clorofila con factores físico químicos

CAPÍTULO I

MATERIALES Y MÉTODOS

1.1 Área de estudio

El estudio fue realizado de febrero del 2018 a febrero del 2019, en diez microcuencas que componen el Macizo del Cajas, ubicado en la Cordillera Occidental, al sur de los Andes del Ecuador. “El Macizo del Cajas” hace referencia a la unidad fisiográfica en donde se encuentra; constituyendo una región montañosa extendida desde la depresión formada por el río Cañar al norte, hasta el río Jubones en el sur, conformando una sola unidad geográfica, además, incluye los límites políticos administrativos de 64 parroquias que pertenecen a las provincias de el Oro, Guayas, Cañar y Azuay. Cubriendo una extensión total de 976.600,92 ha de las cuales 892.161,52 ha pertenecen a territorio continental y 88.439,4ha a territorio marino (Comité Promotor, 2012).

La zona de páramo con mayor importancia de protección se ubica dentro del Parque Nacional Cajas; mientras que otro gran porcentaje se encuentra dentro de propiedades privadas en su mayoría y bajo la categoría de Áreas de Bosque y Vegetación Protectoras (Comité Promotor, 2012).

1.1.1 Altitud

El macizo del Cajas presenta una amplitud altitudinal que va desde el nivel del mar (límite occidental de la Reserva de Biosfera, costa del Pacífico) hasta los 4480msnm en su punto más alto. (Cerro Filo de Quitahuaycu). Mientras que los páramos ocupan la mayor parte del territorio entre los 3.400 y 4.000msnm (Comité Promotor, 2012).

1.1.2 Clima

El clima de la zona del Macizo, se encuentra influenciado por los vientos cálidos del Pacífico que chocan con flancos occidentales de la cordillera, dando paso a condiciones de alta humedad en los páramos y a su vez zonas semiáridas en algunos valles interandinos (Comité Promotor, 2012). En los páramos la temperatura mínima va desde los -2° C y la máxima durante el día de 18° C, aunque presenta variaciones a lo largo del año, siendo julio el mes más frío y diciembre el más cálido (Minga, Ansaloni, Verdugo, & Ulloa, 2016).

1.1.3 Precipitación

La precipitación media anual es de 1200 mm (Minga, et al, 2016). En la zona norte y central de país, los páramos son mucho más húmedos debido a los vientos húmedos de la Amazonía, en tanto que los páramos del sur son más secos por la corriente fría de Humboldt. Los patrones de precipitación en los páramos pueden ser muy complejos; y su cantidad y distribución espaciotemporal varía mucho con la elevación y latitud (Mena & Hofstede, 2006).

1.1.4 Taxonomía del suelo

Esta zona cuenta con suelos ricos en materia orgánica, con alta porosidad a manera de esponja; pH ácido o muy ácido, con pocas cantidades de fósforo y potasio disponible. La topografía y la vegetación determinan la profundidad del suelo, siendo mayor en valles bajos con vegetación leñosa y menor en las cimas con vegetación herbácea. Estos suelos poseen una gran capacidad de retención hídrica volviéndolos reservorios de agua (Minga, et al. 2016).

1.1.5 Cobertura vegetal

Los extensos páramos del Macizo del Cajas son del tipo herbáceo, salpicados con parches de bosques de *Polylepis* y con cientos de lagunas de origen glaciario. Son fundamentales para la producción del agua, almacenamiento de carbono, y a la vez son abundantes en biodiversidad (Rodríguez, Rodas, Schubert, & Vasco, 2014). Dentro de los Ecosistemas de páramo encontramos: Bosque de Quínoa (*P. reticulata*, *P. lanuginosa*, *P. incana* *P. weberbaueri*), Páramo de Almohadillas (*Plantago rigida*), Herbazal Lacustre (*G. Cyperaceae E*) y Páramo Herbáceo, (dominados por hierbas en penacho de los géneros: *calamagrostis* y *festuca* siendo las especies dominantes de los pajonales; estos grupos generalmente se entremezclan con otro tipo de hierbas y pequeños arbustos) (Minga, et al, 2016).

Los parches de bosques alrededor de las lagunas en barrancos y pendientes, se componen principalmente por especies de los géneros *Gynoxys* y *Polylepis*, estos últimos bosques posiblemente son remanentes de vegetación que antiguamente ocupaba áreas más extensas (Minga, et al, 2016). En su límite inferior encontramos a la Ceja Andina arbustiva o frecuentemente campos cultivados en donde el bosque andino ya ha sido deforestado (Comité Promotor, 2012).

1.1.6 Hidrografía

El “Macizo del Cajas” se encuentra distribuido entre dos vertientes oceánicas; la perteneciente al Pacífico con una ocupación del 33.22%, y la correspondiente al Amazonas con una extensión de 66.78%. La subcuenca con mayor superficie corresponde al río Paute, seguida del río Cañar, río Balao y por último río Patul. Estas a su vez se componen por 12 microcuencas y dos drenajes

menores; de estas microcuencas la más importante es la del río Miguir (MAE, 2018). Adicionalmente cuenta con alrededor de 165 lagunas con más de 1 hectárea de superficie y 621 con menos de 1 hectárea; son en total 786 cuerpos de agua (SNAP, 2014).

Los lagos de la meseta del Cajas pertenecen a un tipo especial de cuerpos de agua: los lagos tropicales de montaña. Por su ubicación geográfica, estos lagos reciben iluminación intensa sin una variación estacional (MAE, 2018). Además, al estar ubicados en una zona fría de páramo su comportamiento difiere sustancialmente de los lagos templados que soportan las cuatro estaciones bien definidas (ETAPA, 2012).

Para este estudio se seleccionó diez riachuelos, mediante la utilización de cartografía digital (sistemas de información geográfica e imágenes satelitales). Dentro de cada microcuenca se ubicaron dos puntos; uno en la parte alta y otro en la parte baja del riachuelo con 1 a 2 Km de separación entre estos (Tabla 1). Los puntos fueron ubicados para cubrir la gradiente altitudinal de los páramos como se puede observar en la Figura 1; también se tomó a consideración la similaridad en el hábitat, la altitud, accesibilidad a la zona de ribera y cobertura vegetal. Los muestreos se realizaron en dos fases; la primera replica entre los meses de marzo a julio y la segunda entre los meses de agosto a diciembre, esta segunda para una mayor precisión en los datos.

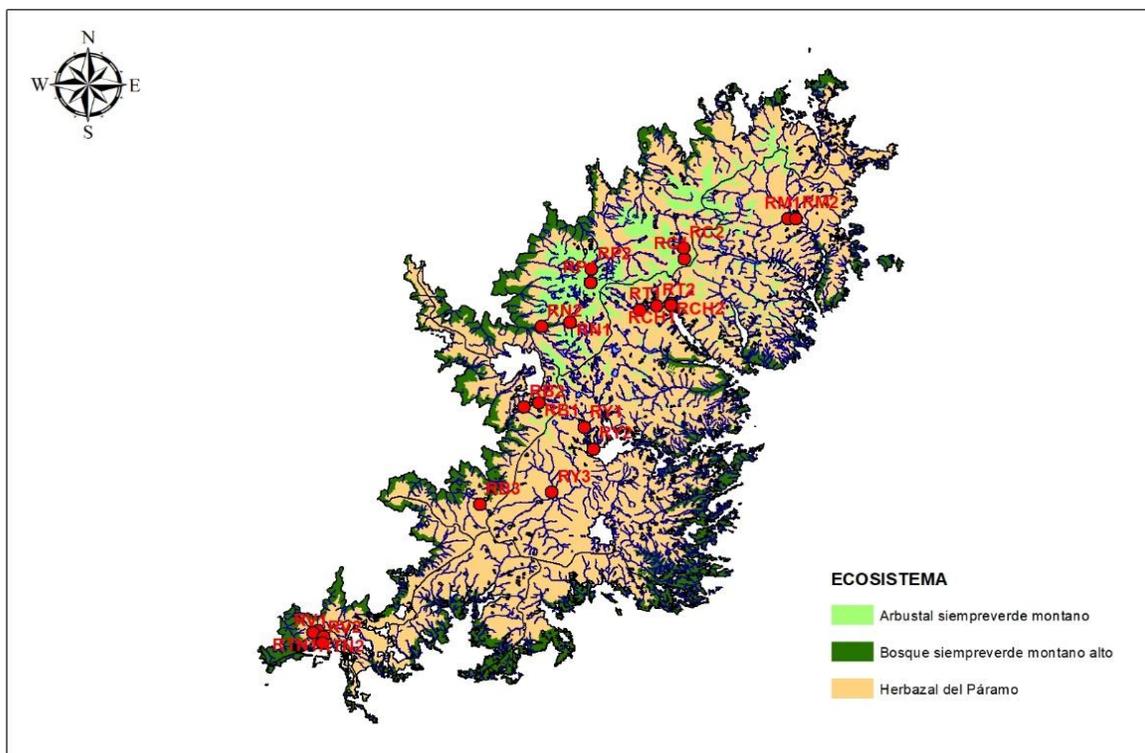


Figura 1. Mapa de ubicación de los puntos de muestreo en el Macizo del Cajas.

Tabla 1. Coordenadas geográficas de los puntos de muestreo en los riachuelos.

Subcuenca	Microcuenca	Código	Coordenadas – UTM (Datum WGS84) X	Coordenadas – UTM (Datum WGS84) Y
Río Tomebamba	Río Quinuas	RT	690381	9690296
Río Patul	Río Miguir	RN	691757	9690573
Río Balao	Río Angas	RB	688002	9680590
Río Yanuncay	Río Soldados	RY	693417	9677589

Río Tenguel	Río Pucara	RTN	661700	9652375
Río Vivar	Río Vivar	RV	662345	9651631
Río Tomebamba	Río Chorreras	RCH	9693019	703761
Río Machangara	Río Machangara	RM	9703508	718672
Río Patul	Río Patul	RP	694178	9695535
Río Cañar	Río Patococha	RC	705337	9698478

1.2 Trabajo de Campo

Dentro de cada punto se registraron coordenadas geográficas (GPS Garmin), y para la recopilación de muestras se tomó un transecto de 50 m a lo largo del riachuelo.

1.2.1 Determinación de parámetros fisicoquímicos:

En cada riachuelo se midió parámetros como: pH, conductividad (μs), y sólidos totales (ppm) con la ayuda de un potenciómetro (HANNA HI 991300); el oxígeno disuelto (mg/l), porcentaje de saturación (%) y temperatura ($^{\circ}\text{C}$), fue medido con ayuda de un oxímetro óptico (ProDO YSI). Para determinar el caudal se tomaron datos de profundidad, ancho y velocidad mediante el escorrentómetro Global Water Modelo FP111, y se aplicó la fórmula $Q = W * P * V * 0,8$ (Welch 1948), siendo Q = caudal (m^2/s); W : ancho promedio de la sección del canal con agua (m); P : profundidad media del agua (m); V : velocidad de la corriente (m/s); y el valor 0,8 es una constante de corrección (Segnini & Chacón, 2005). Además, se tomó una muestra de agua (1lt) la cual fue trasladada al laboratorio de Análisis Químico de la Universidad del Azuay (UDA) para determinación de Sulfatos, Cloruros, Fluoruros, Nitritos y nitratos en el cromatógrafo IONEX.

Los índices de calidad del entorno se determinaron a través del QBR-And (Índice de calidad del Bosque de Ribera Andina para páramos) (Acosta, Ríos, Rieradevall, & Prat, 2009), y el índice de hábitat Fluvial (IHF) (Pardo, 2002). (ver anexo 6 y 7)

1.2.2 Raspado de algas

Para la recolección de algas se tomó muestras de sus sustratos naturales, en este caso de la superficie de las piedras. Para cada muestra se recolectó el material de la superficie de dos piedras al azar que presentaran dimensiones similares, (se tomó en cuenta que estas se encontraran en la parte central del cauce; de no ser esto posible, se colectaron de los márgenes del riachuelo, además, estas se encontraban completa y permanentemente sumergidas). La extracción del material se realizó mediante un raspado de la superficie de las rocas con la ayuda de un cepillo de dientes; y con el apoyo de una tapa, cuya superficie fue previamente establecida (50.2 cm²), se delimitó el área para dicho raspado; mientras que todo el material que quedo fuera de este límite, fue removido con otro cepillo de dientes; posteriormente, la muestra fue recolectada dentro de un recipiente estéril y aforada con 100ml de agua del riachuelo. Una vez hecha la recolección estas fueron selladas con cinta aislante, para evitar derrames, etiquetada y cubierta completamente con papel aluminio para su conservación (Elosegi & Sabater, 2009). (ver anexo 8)

1.3 Trabajo de laboratorio

1.3.1 Método analítico

Las muestras recolectadas de perifiton fueron trasladadas al laboratorio de Análisis Químico de la Universidad del Azuay; la técnica se desarrolló en mínimas condiciones de luz dado que las algas son sensibles a la misma; de esta manera se evitó que exista un incremento en su población; para lograrlo todos los contenedores y equipos estuvieron cubiertos completamente con papel aluminio hasta sus posteriores lecturas siguiendo el protocolo descrito a continuación:

1.3.1.1 Filtración

Las muestras fueron filtradas con ayuda de un equipo de filtración para solventes marca Sartorius Stedim con filtros de 47mm en condiciones de semioscuridad, estas fueron colocándose en el equipo asegurándonos que baje toda la muestra, y de ser necesario, se colocó agua destilada para que no queden remanentes de muestra, y todo baje a los filtros Whatman de fibra de vidrio 42um de poro y 70mm de diámetro que son los recomendados para este estudio (Wetzel & Likens, Limnological Analyses. 2nd ed, 1991). Es importante no sobresaturar dichos filtros, para esto se debe homogenizar la muestra y evitar que sobrepase los diez minutos para no degradar la clorofila (Rojo, 2006). Una vez filtrada toda la muestra, los filtros se colocaron cuidadosamente con la ayuda de pinzas en tubos de ensayo previamente cubiertos con papel aluminio. (ver anexo 9)

1.3.2 Extracción

Inmediatamente, en cada tubo se añadió cinco ml de acetona al 90% (solvente establecido por Estándar Methods (Vicente, De Hoyos, Sanchez, & Cambra, 2005; Wetzel & Likens, Limnological Analyses. 2nd ed, 1991) con una pipeta volumétrica, procurando que todo el filtro quede sumergido con el solvente. Los tubos con las muestras se refrigeraron a 4°C durante veinticuatro horas. (ver anexo 10)

1.3.3 Centrifugación

Una vez transcurrido el tiempo de extracción (24 horas), se centrifugaron los tubos de ensayo con las muestras dentro de una centrifuga de mesa marca DIGISYSTEM DSC-200T a 5000rpm durante 10 minutos, para clarificar la muestra.

1.3.4 Lectura

De los 5ml del extracto de clorofila obtenida, se tomaron 2ml con ayuda de una pipeta automática y se colocaron en la cubeta de cuarzo de paso óptico de 1cm en nm. La densidad óptica se midió con la ayuda de un espectrofotómetro UV visible marca Thermo Scientific Evolution 60. Para la determinación de la clorofila se realizaron dos lecturas por muestra; la primera lectura se realizó inmediatamente fue colocado el extracto en la cubeta, mientras que la segunda lectura fue tomada después de haber colocado 0.1ml de HCl 0.1N en el extracto y dejarlo reposar durante cinco minutos. Para las muestras cuyas lecturas estuvieron fuera del rango de detección del equipo, se realizó una dilución con un ml de acetona y un ml del extracto obtenido, y así sucesivamente hasta que el equipo pudo leer la muestra, (estas diluciones fueron consideradas en los cálculos realizados y se procuró no diluir más de dos veces cada muestra para disminuir los márgenes de error en los cálculos). (ver anexo 11 y 12)

1.3.5 Cálculos

Las mediciones de concentración de los pigmentos fueron tomadas a longitudes de ondas específicas y se aplicaron las siguientes fórmulas basándonos en el método propuesto por Wetzel y Likens (1991):

1.3.5.1 Método monocromático

- $\text{Chl}a \text{ (}\mu\text{g/l o mg/m}^3\text{)} = \frac{(k)(F)(E_{6650} - E_{665a})(v)}{(V)(Z)}$
- $\text{Phaeopigments (}\mu\text{g/l o mg/m}^3\text{)} = \frac{(k)(F)[R(E_{6650} - E_{665a})](v)}{(V)(Z)}$

1.3.5.2 Método tricromático:

- $\text{Chl}_a \text{ (}\mu\text{g/l o mg/m}^3\text{)} = \frac{(Ca)(v)}{(V)(Z)}$

$$\text{Chl}_a \text{ (}\mu\text{g/l)} = \frac{[11,85(A_{664}-A_{750})-1,54(A_{647}-A_{750})-0,08(A_{630}-A_{750})xv]}{(V)}$$

- $\text{Chl}_b \text{ (}\mu\text{g/l o mg/m}^3\text{)} = \frac{(Cb)(v)}{(V)(Z)}$

$$\text{Chl}_b \text{ (}\mu\text{g/l)} = \frac{[21,3(A_{664}-A_{750})-5,43(A_{647}-A_{750})-2,66(A_{630}-A_{750})xv]}{(V)}$$

- $\text{Chl}_c \text{ (}\mu\text{g/l o mg/m}^3\text{)} = \frac{(Cc)(v)}{(V)(Z)}$

$$\text{Chl}_c \text{ (}\mu\text{g/l)} = \frac{[24,52(A_{664}-A_{750})-1,67(A_{647}-A_{750})-7,60(A_{630}-A_{750})xv]}{(V)}$$

- $\text{Car (}\mu\text{SPU/l o mSPU/m}^3\text{)} = \frac{(10,0)(E_{480o})(v)}{(V)(Z)}$

- $E_{480o} = A_{480} - [(3)(A_{750})]$

Donde A_{480} , A_{630} , A_{647} , A_{663} , A_{664} , A_{665} , A_{750} corresponden a las densidades ópticas registradas en las longitudes establecidas; v al volumen en ml del extracto; V el volumen del agua filtrada en litros, en este caso se utilizó los 5ml del extracto y 100ml para filtración.

1.4 Análisis estadísticos

1.4.1 Determinar y clasificar los niveles de producción de clorofila en los ríos altoandinos del sur del Ecuador.

1.4.1.1 Coeficiente de correlación de Pearson.

Para determinar la linealidad entre los dos métodos utilizados (monocromático y tricromático) y saber si son comparables, se utilizó una correlación lineal de Pearson (1986), este es el más usado para determinar el grado de relación lineal entre dos variables cuantitativas. Se obtiene tipificando las desviaciones de la media en cada caso y está representada por "R". Pearson toma valores entre -1 y 1, en donde 1 una relación perfecta positiva y -1 una perfecta relación negativa (Tijaro, y otros, 2018). Esta relación se representó por un diagrama de dispersión con los resultados de clorofila-a obtenidos por cada método, utilizando la hoja de cálculo Excel.

1.4.1.2 BoxPlot

Para explorar los datos obtenidos utilizamos diagramas de caja, mismas que nos permiten visualizar las variables numéricas de diferentes grupos o categorías facilitándonos la comparación de las concentraciones de cada pigmento en todos los riachuelos del estudio. Donde los extremos inferior y superior de la caja hacen referencia a los valores del percentil 25 y 75 respectivamente. Para esto utilizamos el paquete “stats” dentro del software R Studio.

1.4.1.3 Método de clasificación de media más cercana

Considerando que existió un gran número de variables (15) fue necesario realizar una selección previa de estas, para ello se utilizó el método de clasificación N3 (vecinos más cercanos a N), este se basa en el mismo principio del algoritmo KNN (K Nearest Neighbors) el cual considera solo la información local para realizar la clasificación de cada objeto. A diferencia de KNN que se enfoca en el mejor número (k) de vecinos a considerar, esta variación toma en consideración todos los objetos (n-1) para otorgar la clasificación (Todeschini, Ballabio, & Casso, 2015). Para esto utilizamos el software MATLAB.46. mediante la caja de herramientas N3-BNN toolbox para MATLAB.

1.4.1.4 Categorización de las clases de producción

Para determinar la clasificación de la productividad del perifiton (alta y baja) se utilizó las variables seleccionadas por el método N3, a partir de esto se estableció un umbral para cada parámetro mediante el uso de centroides y límites de sensibilidad del modelo utilizado (Todeschini, Ballabio, & Casso, 2015). Posteriormente se graficó estos resultados mediante un gráfico de líneas en el software Excel.

1.4.2 Relación de clorofila con factores físico químico y/o diversidad de algas.

1.4.2.1 Análisis de Correspondencia Canónica

Con las variables más relevantes obtenidas de los PC, utilizamos un análisis de correspondencia canónica (CCA), con el fin de cuantificar la validez de la relación entre estas variables, así como determinar la magnitud de las relaciones obtenidas y su dependencia o independencia. Este análisis también lo utilizamos para poder explicar la naturaleza de las relaciones entre nuestras variables predictoras, midiendo así su contribución. Para esto se utilizó el Software “PAST” (Badii, Castillo, Cortez, Wong , & Villalpando, 2007)

1.4.2.2 Análisis de Componentes Principales (PCA)

Aplicamos un PCA en el software R con la función *prcomp*, dentro del paquete “stats”. A partir de esto se pudo evaluar las correlaciones entre las variables dependientes (Clorofilas) y las independientes (parámetros físicoquímicos), así como su relevancia; eliminación de ruido, identificación de valores atípicos, y encontrar las variables que más inciden en la producción de clorofila (Todeschini , Introduzione alla Chemiometria, 1998).

1.4.2.3 Modelo lineal simple

Con el fin de explicar la relación que existe entre la variable dependiente o de respuesta, (producción de clorofilas) y las variables independientes o predictoras (los parámetros físicoquímicos), se aplicó un modelo lineal; de este modelo lineal se graficaron los márgenes de probabilidad para predecir el comportamiento de la clorofila con respecto al PCA, obteniendo los efectos y comportamiento de la clorofila al aumentar o disminuir los ejes (Carrasquilla, y otros, 2016). Para esto usamos el software “R STUDIO” con la función *lm* dentro del paquete “lme4”.

CAPÍTULO II

RESULTADOS

2.1 Clasificación de los niveles de producción de clorofila en los ríos

En la Figura 2 podemos observar la linealidad obtenida entre los dos métodos utilizados para determinación de la clorofila-a, en donde la línea punteada representa al método tricromático, mientras que los puntos representan al método monocromático, obteniendo un valor para R de 0.39.

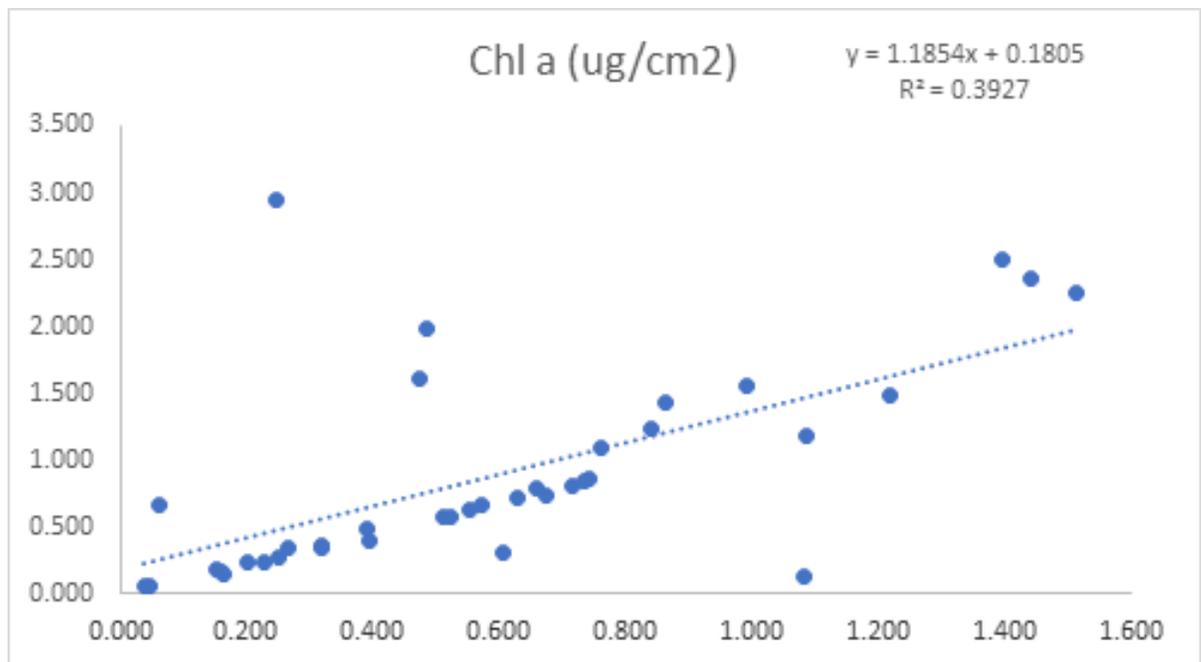


Figura 2. Linealidad entre los dos métodos utilizados para determinación de la clorofila a, en donde la línea punteada representa los valores obtenidos por el método monocromático mientras que los puntos azules representan los resultados de producción de clorofila-a obtenidos con el método tricromático.

2.2 Clorofilas a, b, c y carotenoides.

En los diagramas de cajas; se muestra en la línea central los promedios obtenidos de todos los pigmentos muestreados en cada riachuelo.

La producción promedio de clorofila-a (ver Figura 3) nos muestra que la media de los datos la encontramos en los riachuelos RN y RM, con 0.87 ug/l, y a su vez el valor más alto también lo encontramos en RM con 2.95ug/l, pero también se observa que RC presenta la mayor concentración de clorofila en general, mientras que el valor más bajo encontrado pertenece a RP con 0.051 ug/l, donde los promedios que se diferencian son los pertenecientes a RP y RC (que presenta menor diferencia en sus cuartiles lo que indica datos homogéneos, así como la ausencia de datos extremos que vuelvan inestable la desviación estándar de la muestra.)

En cuanto a los promedios de producción de clorofila-b (ver Figura 4), encontramos el valor más alto en RM con 2.75 ug/l, así mismo este riachuelo posee la mayor concentración de datos en el tercer cuartil, en donde su media es de 0.34 ug/l mostrando una diferencia significativa con el valor más bajo encontrado en RCH con 0.008 ug/l; no obstante, este punto mantiene una homogeneidad en sus datos, mientras que puntos como RP, RTN y RV mantienen medias cercanas.

En la Figura 5 encontramos los valores de clorofila-c, cuyo valor más alto se encuentra en RC con 1.93 ug/l, así mismo este ro mantiene la mayor parte de sus datos en el tercer cuartil y con una desviación estándar significativa, al contrario de RN que presenta medias muy cercanas a 0.19 ug/l, pero con una mayor homogeneidad en sus datos; mientras que el valor más bajo encontrado lo tenemos registrado en RP con 0.003 ug/l, mismo que posee valores muy similares en cuanto a media y homogeneidad con RP. Así mismo se muestra una notoria diferencia entre el valor más alto de RC y el más bajo de RC

En relación con los niveles de carotenoides encontrados (ver Figura 6) RM presenta el valor más alto con 3.50 uSPU/l, sin embargo, este punto no presenta una uniformidad de datos y mostrando una gran desviación estándar, mientras que en RC se observa la media más alta y una concentración de datos sobre el tercer cuartil, también se puede notar la gran diferencia que existe entre las medias de RC y RM pese a que RM tiene el valor más alto en producción. Por otro lado, encontramos al valor más bajo en RP con 0.043 uSPU/l y cuya mayor concentración de datos se ubica en el primer cuartil, mientras que RTN y RV poseen medias muy similares.

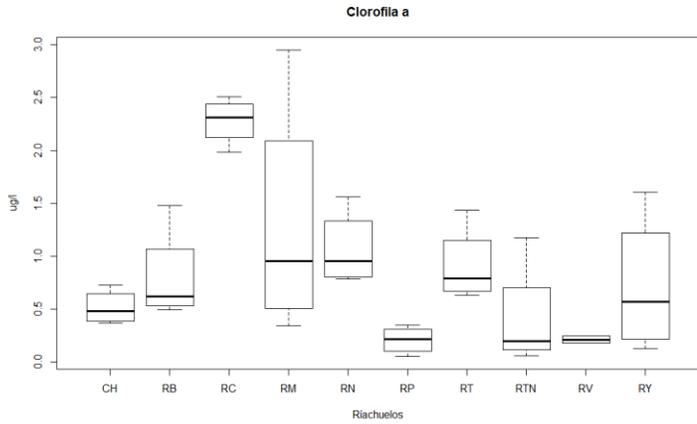


Figura 3. Promedio de clorofila-a en los diez riachuelos

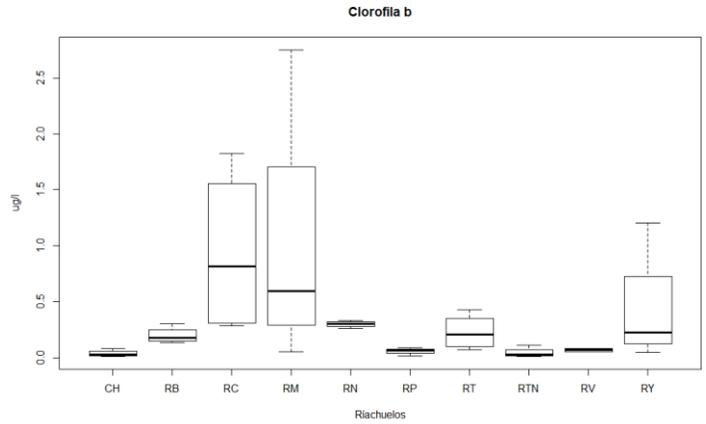


Figura 4. Promedio de clorofila-b en los diez riachuelos

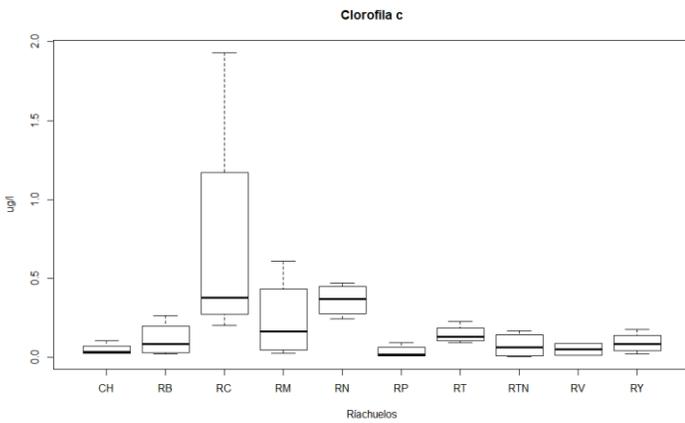


Figura 5. Promedio de clorofila-c en los diez riachuelos.

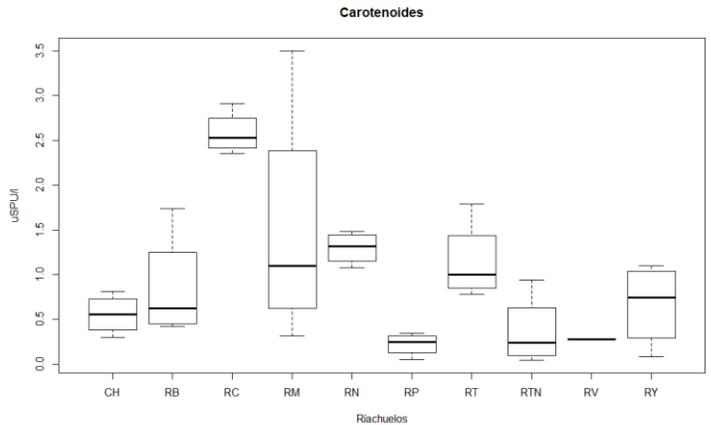


Figura 6. Promedio de carotenoides en los diez riachuelos

2.3 Modelo de clasificación

En la Tabla 2 y Figura 7 se puede observar los resultados del algoritmo de selección genética obtenido en el modelo, donde se seleccionaron las variables: 9 que corresponde al QBR; la 2 correspondiente al pH y el Oxígeno disuelto correspondiente a la sexta posición de las variables en la Tabla ingresada al momento de correr el modelo. Así mismo observamos la precisión que tiene el método con respecto al número de variables que se vayan seleccionando. Donde el modelo con una variable tiene 59% de validación; con dos variables 77%; mientras que con tres variables aumenta a 83%; por el contrario con cuatro variables la validación disminuye al 70%.

Tabla 2. Resultados del algoritmo de selección genética.

Número de variables	1	2	3	4
NERcv	0.59821429	0.77380952	0.83630952	0.70238095
Frecuencia de selección	94	93	42	35
alfa	1.25	1	1.5	1.5
Posición de variable	9	2	6	10

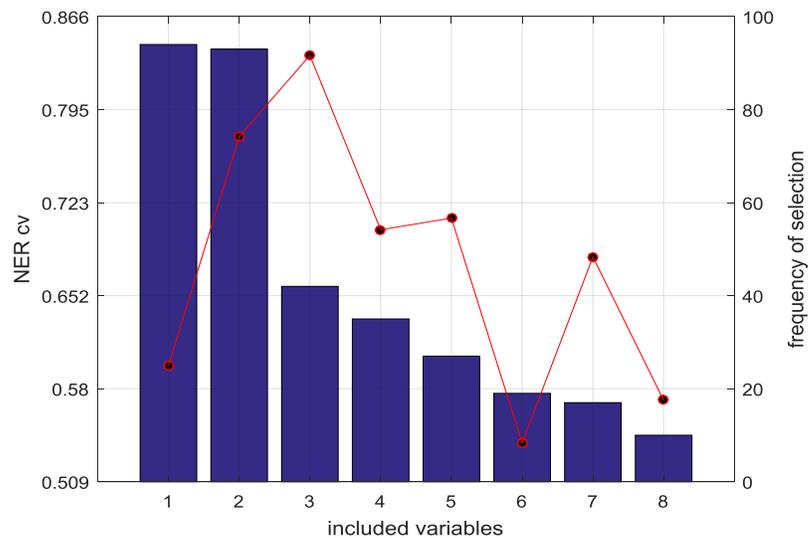


Figura 7. Resultados del algoritmo de selección genética. En el grafico se puede observar el número de variables con las que puede correr el método representado por las barras azules; mientras que la línea roja nos muestra cómo reacciona la validación con respecto a las variables a utilizar.

En el Anexo 1 tenemos los resultados del training set del modelo, observando que la precisión del método es de 81% y con un error de 18%. Así mismo en el anexo 2 se observa la predicción del modelo para determinar la clase 1 que corresponde a la producción baja de clorofila y que presenta una especificidad del 71%, con una sensibilidad de 91%, y con un 91% de precisión; mientras que para la clase 2 que pertenece a la alta producción de clorofila la especificidad del modelo es de 91% con una sensibilidad de 71% y una precisión de 71%.

Para otorgar la validación del modelo se realizaron pruebas, en donde los resultados de los datos de validación se pueden observar en los anexos 3 y 4, mostrándonos una precisión del modelo

de 79% con un error del 2%, y la predicción para la clase 1 es de 71% con una sensibilidad de 87% y con una precisión de 913%; mientras que para la clase 2 tenemos una especificidad de 87% con una sensibilidad de 71% y una precisión de 62%.

En la Tabla 3 podemos observar los resultados obtenidos en la aplicación del modelo con las variables establecidas, en donde los valores cercanos a 60.41% en QBR serán los pertenecientes a la clase 1 o clase baja, mientras que valores cercanos a 51.42% pertenecerán a la clase alta o 2. Los rangos del pH para la clase 1 se encuentran cerca de 7.42, y los valores de 7.48 corresponderán a la clase baja. Así mismo nos indica que valores que rodean a los 6.34 mg/l de oxígeno serán los que pertenezcan a la clase alta mientras que valores cercanos a 7.20 mg/l de Oxígeno pertenecerán a la clase alta. (ver Tabla 5 y Figura 8).

Tabla 3. Resultados del modelo N3

Variable	Clase 1	Clase 2
	Baja	Alta
QBR	60.7166667	51.4285714
pH	7.42958333	7.48428571
O2 (mg/L)	6.348875	7.20571429

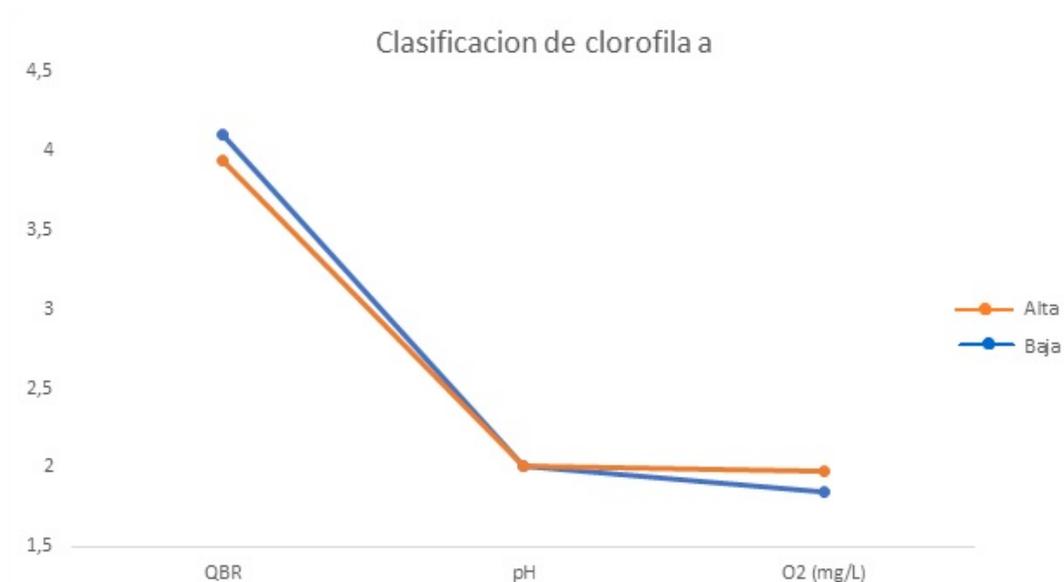


Figura 8. Modelo de clasificación de producción de clorofila a en las variables más relevantes. (en el eje Y se representa los promedios obtenidos en cada variable, mientras que en el eje x tenemos las 3 variables ambientales que fueron seleccionadas). (Este gráfico fue realizado con los resultados procesados mediante Logaritmo Neperiano del Modelo N3) (Ver Anexo 5)

2.4 Nutrientes

En la Tabla 4 se puede observar que las concentraciones de los aniones fluoruro, cloruro y nitrato se mantienen en rangos similares, mientras que la concentración de fosfatos en RB presenta un valor de 2.86ppm, teniendo como valor más bajo a RCH con 0.08ppm.

En el caso de los sulfatos el mayor contenido de este anión lo encontramos en RN con un valor de 7.06ppm, seguido por RT con un valor de 4.22ppm, mientras que el valor más bajo se encontró en RCH con 0.35ppm.

En el caso de fluoruros los rangos se mantuvieron entre 0.03ppm y 0.15ppm, correspondiendo al valor más alto a RCH y el más bajo a los riachuelos RY y RTN.

Para cloruros los rangos estuvieron entre 0.09ppm y 0.35ppm pertenecientes a RTN y RP respectivamente. Por otro lado, los nitratos tuvieron los valores más bajos en RV con 0.05ppm y el más alto con 0.38ppm en RCH.

Tabla 4. Valores promedios de nutrientes en ppm en las dos réplicas de los diez riachuelos

Código	Fluoruro	Cloruro	Nitrato	Fosfato	Sulfato
RT	0.06	0.26	0.10	0.10	4.22
RN	0.10	0.19	0.09	0.10	7.06
RB	0.07	0.16	0.30	2.86	0.49
RY	0.03	0.16	0.17	0.26	0.75
RTN	0.03	0.09	0.22	0.10	0.79
RV	0.07	0.29	0.05	0.20	0.64
RCH	0.15	0.20	0.38	0.08	0.35
RM	0.04	0.11	0.21	0.09	2.09
RP	0.07	0.19	0.09	0.10	0.72
RC	0.13	0.35	0.08	0.93	0.70

2.5 Parámetros fisicoquímicos

En cuanto a los parámetros fisicoquímicos tenemos temperaturas que oscilan entre 7.95°C en RB y 12.13 °C la más alta correspondiente a RC, para pH el valor más bajo fue de 6.20 encontrado en RV, mientras que RCH y RT tuvieron el valor más alto con 7.81, por parte de la conductividad los valores se encontraron entre 56 μ S y 247 μ S correspondientes a RTN y RV respectivamente. El oxígeno en RM presenta el valor más alto con 7.93 mg/L y en cuanto al menor corresponde a RCH con 0.10 mg/L. Para los valores de caudal se obtuvo el valor más alto en RM con 0.99 m/s y el más bajo en RTN con 0.16m/s. (ver Tabla 5)

En cuanto al promedio de QBR. Existen ligeros cambios entre las estaciones de estudio. Los valores con promedios más altos se presentaron en las estaciones: RC1 con 94 y RCH1 con 80, a diferencia de RV que presenta el valor más bajo con 23.

Por otro lado, los valores más altos en el IHF fueron para RT con 58 y RV siendo el más bajo con 17.

Tabla 5. Promedios de los parámetros fisicoquímicos en las dos réplicas de los diez riachuelos.

Código	Temp. (°C)	pH	Cond. (µS)	O2 (mg/L)	Caudal (m/s)	QBR	IHF
RT	12.03	7.81	142	7.19	0.21	53	58
RN	8.85	7.62	120	7.75	0.47	38	53
RB	7.95	7.60	93	7.27	0.09	58	40
RY	11.78	7.36	72	7.21	0.34	58	42
RTN	11.70	7.30	56	7.31	0.16	54	44
RV	9.95	6.20	247	6.84	0.33	23	17
RCH	10.70	7.81	100	0.10	0.45	80	39
RM	9.80	7.68	93	7.93	0.99	68	60
RP	7.93	6.92	79	7.51	0.42	47.50	34.75
RC	12.13	7.65	135	6.40	0.23	94	56

2.6 PCA de los riachuelos con los factores fisicoquímicos

Dentro de las relaciones obtenidas podemos notar que el 39.45% de los riachuelos responden a dos modelos, el primer modelo con un porcentaje acumulado de 20.82% donde se mantiene una relación positiva con la temperatura, pH, fluoruro, sulfato, QBR, IHF, y nitrato con 0.53 siendo esta la relación positiva más alta. En cuanto a la conductividad, Oxígeno disuelto, caudal, cloruro y fosfatos con -0.51 mantienen la relación negativamente. El segundo modelo con un porcentaje acumulado de 18.63%, mantiene las mismas relaciones con fluoruros, cloruros, sulfatos y fosfatos, mientras que las demás variables presentan relaciones contrarias al primer modelo, en donde el QBR presenta la relación más significativa con -0.55. El valor del porcentaje acumulado restante se distribuye entre riachuelos con leves variaciones en relación con estas componentes. (ver Tabla 6)

Tabla 6. Relaciones encontradas entre los datos obtenidos.

Componente	PC1	PC2
% acumulado	20.82	18.63
Temp (C°).	0.08288269	-0.39770517
pH	0.23760882	-0.31691821
Cond (µS).	-0.23953595	0.1584213
O2. (mg/l).	-0.23011475	0.17199714
Caudal (m/s)	-0.13299726	0.16423931

Fluoruro	0.025106	0.09123777
Cloruro	-0.28514897	-0.24841554
Nitrato	0.53703313	-0.05825907
Fosfato	-0.51177199	-0.22240046
Sulfato	0.39882885	0.28133272
QBR	0.01831047	-0.55722456
IHF	0.13037963	-0.38366725

2.7 Efectos del PCA en los riachuelos

En la Figura 9, encontramos el resultante del análisis de los efectos del componente 1 (PC1) y la cantidad de clorofila-a encontrada, donde el gráfico a no demuestra una influencia positiva para el aumento de dicho pigmento, a diferencia del componente 2 (PC2) donde se muestra claramente un efecto positivo de este componente sobre la producción de clorofila-a analizada (ver sección b del gráfico 9). En cuanto a la mayor producción de clorofila-a la podemos encontrar en RB cuyas características fisicoquímicas responden al modelo de PC2, al igual que los riachuelos RM y RT, mientras que RV responde mejor al modelo del PC1 y presenta la producción más baja de dicho pigmento, esto lo podemos observar en el gráfico c de la Figura 9.

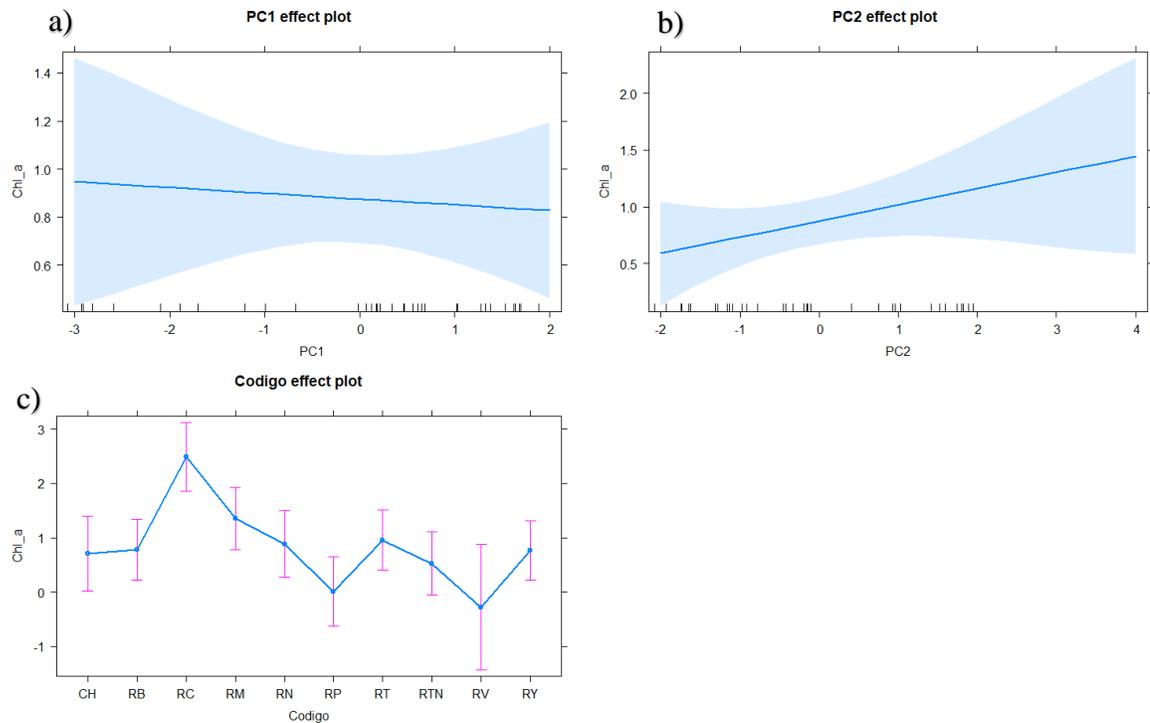


Figura 9. Efecto de la regresión lineal de la clorofila-a en relación con los PC. En donde los gráficos a y b corresponden al efecto que tendría el PC1 y PC2 respectivamente sobre la producción de clorofila-a en los 10 sitios; mientras que en el gráfico c encontramos como se dio el comportamiento del pigmento en las estaciones.

En cuanto a la relación de la clorofila-b y los componentes escogidos podemos observar, de igual manera, una relación positiva en los ríos con efecto del PC2 (grafico b) a diferencia de PC1 (grafico a) que muestra una disminución de la producción de este pigmento en los riachuelos que presenta una disposición similar a dicho componente.

En cuanto a la mayor producción de clorofila-b la podemos encontrar en RC y RM y con el menor valor a RV explicada en el grafico c, así mismo, estos responden a la influencia de los componentes del PC2 y PC1 respectivamente. (ver Figura 10)

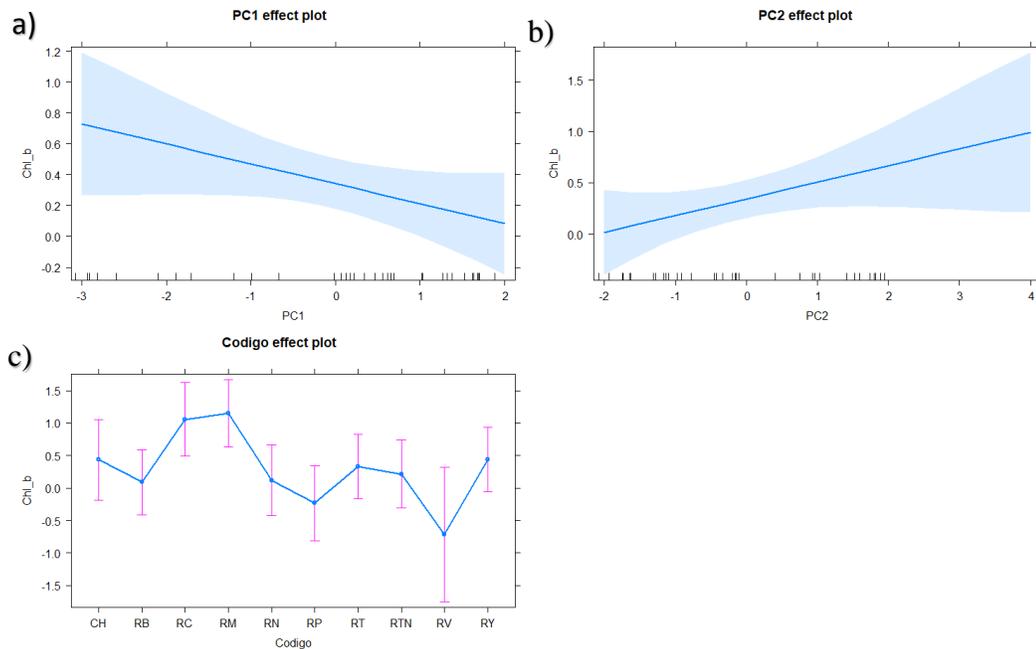


Figura 10. Efecto de la regresión lineal de la clorofila-b en relación con a los PC. En donde los gráficos a y b corresponden al efecto que tendría el PC1 y PC2 respectivamente sobre la producción de clorofila-b en los 10 sitios; mientras que en el gráfico c encontramos como se dio el comportamiento del pigmento en las estaciones.

Por otro lado al hablar de la clorofila-c podemos observar un comportamiento similar a los pigmentos antes mencionados, es decir, mantienen una relación positiva con los efectos del segundo componente y el incremento de dicho pigmento mientras que la relación con primer componente es negativa. En donde RV presenta el valor más bajo en cuanto a producción y está asociado al modelo de PC1 como se observa en el gráfico c; donde los sesgos de probabilidad máxima y mínima se ven más amplios que en las demás estaciones. Por otra parte la mayor producción la encontramos a RC que responde al PC2. (ver Figura 11)

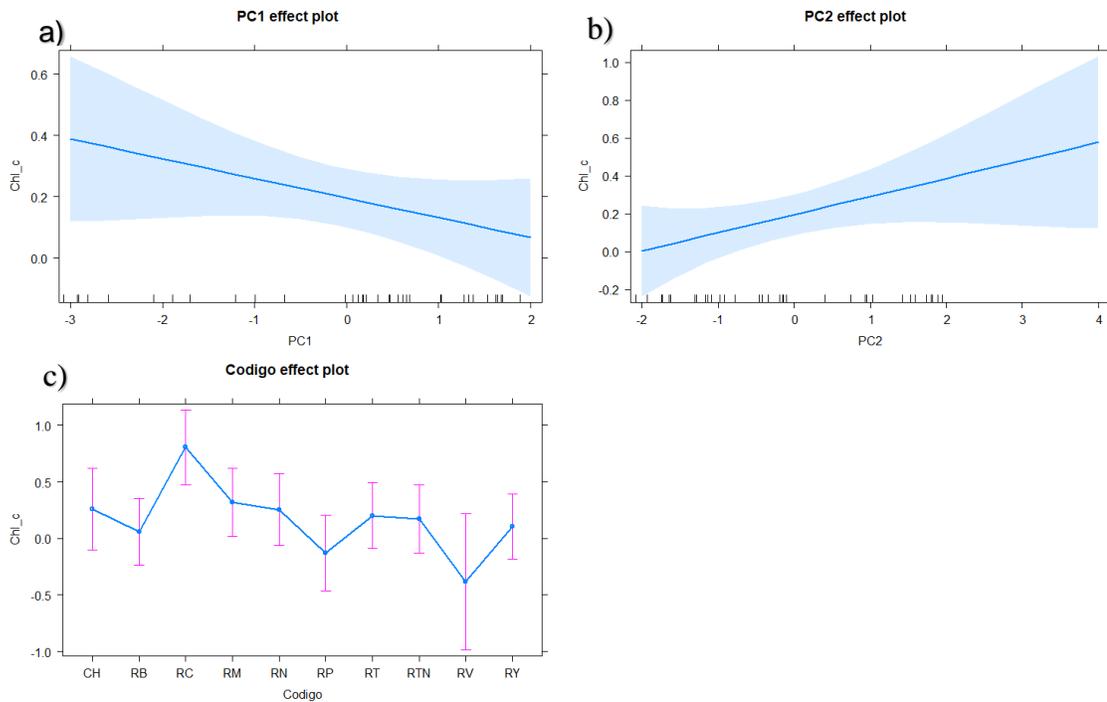


Figura 11. Efecto de la regresión lineal de la clorofila-c en relación con los PC. En donde los gráficos a y b corresponden al efecto que tendría el PC1 y PC2 respectivamente sobre la producción de clorofila-c en los 10 sitios; mientras que en el gráfico c encontramos como se dio el comportamiento del pigmento en las estaciones.

Los efectos que mantienen los componentes sobre los carotenoides son positivos, pero el efecto de el PC2 es mayor que el de PC1 (Figura a y b). En donde RB presento la mayor produccion de carotenoides respondiendo a dichos modelos, así mismo, RV mantuvo el valor mas bajo en cuanto a la producción de carotenoides, y presento los valores mas sesgados. Como se puede ver en el gráfico c (ver Figura 12)

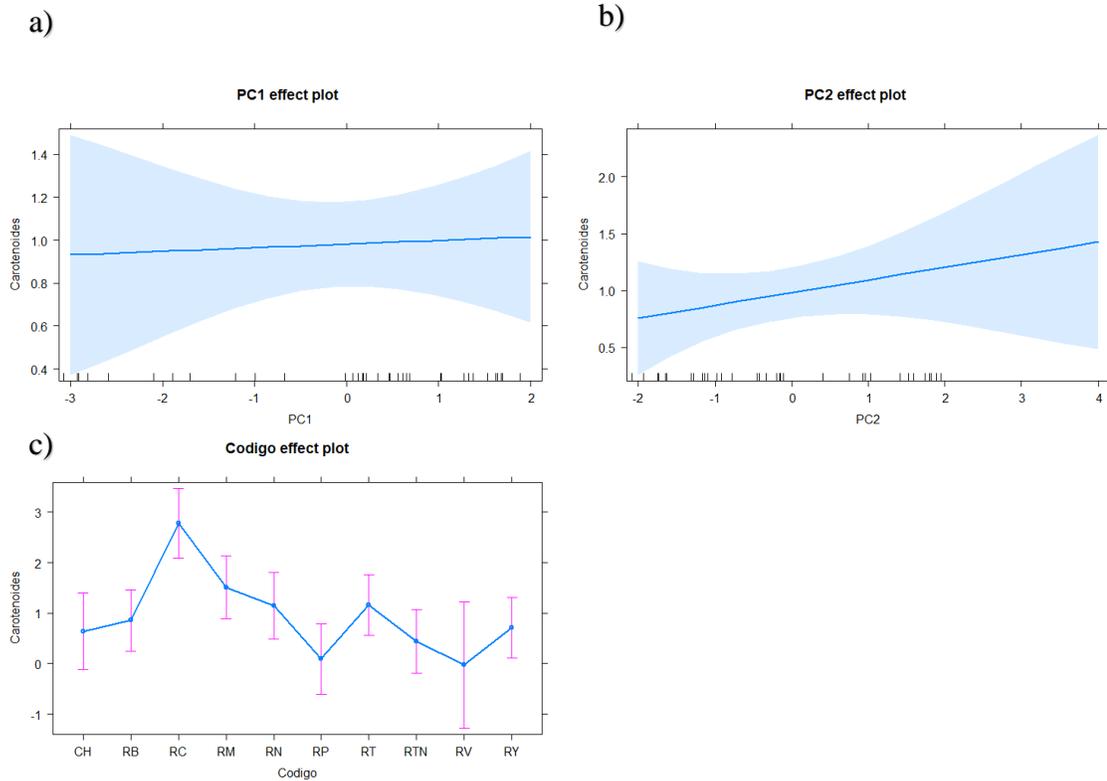


Figura 12. Efecto de la regresión lineal de los carotenoides en relación con los PC. En donde los gráficos a y b corresponden al efecto que tendría el PC1 y PC2 respectivamente sobre la producción de carotenoides en los 10 sitios; mientras que en el gráfico c encontramos como se dio el comportamiento del pigmento en las estaciones.

En la Figura 13 podemos observar las relaciones encontradas con el análisis de correspondencia canónica, en donde se distingue una mayor concentración de sitios alrededor de los vectores que representan a las variables: fosfatos, QBR, nitratos y pH; mientras que alrededor del vector del Oxígeno encontramos la menor cantidad de sitios. Por otro lado, tenemos al sulfato el cual se encuentra influenciando a cinco muestras pertenecientes a cuatro ríos. Mientras que encontramos una muestra de RC que no presenta afinidad con ningún parámetro. En cuanto a pigmentos encontramos que su frecuencia está muy relacionada entre sí, y asociada a fosfatos, nitratos, pH, QBR y Oxígeno disuelto. Así mismo, encontramos que variables como QBR y pH están muy correlacionadas, mientras que sulfatos y fosfatos son inversos, de igual manera que los nitratos y el Oxígeno.

CAPÍTULO III

DISCUSIÓN

3.1 Determinación de los niveles.

Para probar el poder predictivo de ambos métodos sugeridos por Wetzel (1991) se utilizó el conjunto de datos correspondientes a las dos campañas de muestreos. Observando una relación directa, pero no significativa entre las concentraciones de clorofila-a estimada a través del método monocromático y tricromático, por lo que no se pudo establecer una comparación entre estos dos (Tijaro, y otros, 2018), y en base a los resultados en nuestro trabajo se optó por la utilización de los datos obtenidos con el método tricromático ya que predecían de mejor manera el comportamiento de la clorofila; en adición, con este método se puede obtener los valores de clorofila-b, c y carotenoides. Por otra parte, el método monocromático, aunque ha sido muy discutido ya que puede determinar con mayor exactitud la cuantificación de clorofila-a mediante el dato de su derivado (feopigmento, obtenido por acidificación), esto en la práctica conduce en muchas ocasiones a la obtención de valores negativos de clorofila-a (Rivera, y otros, 2005), pudiendo ser este uno de los factores que influyó en los datos del método monocromático.

En nuestro análisis los mejores predictores de concentración de clorofila-a fueron el oxígeno disuelto, pH, y el QBR. Lo que concuerda con estudios realizados en Paraná (Rocha, Thomaz, Carvalho, & Gomes, 2009). Por ejemplo, la relación positiva que se encontró entre la clorofila -a y pH puede ser explicada por el proceso de la fotosíntesis, ya que la asimilación del CO₂ aumenta los valores de pH (Wetzel, 2001). Así mismo autores como Rocha, et al. (2009) nos dicen que las tasas fotosintéticas pueden aumentar el pH del agua y la concentración del oxígeno disuelto, lo que claramente se notó en los ríos cuya productividad fue alta como es el caso de RC, y aunque no existe mucha diferencia entre los valores de pH para determinar el nivel de producción, es importante mantener un control sobre este parámetro, ya que los bajos niveles de alcalinidad en el agua promueve una disminución en la precipitación del fosforo que queda disponible para el mantenimiento de las comunidades fitoplactónicas; y al igual que el oxígeno el pH depende de la actividad fotosintéticas sobre todo en aguas alcalinas (Miracle, Soria, Vicente, & Romo, 1987), siendo este el caso de la mayoría de nuestros ríos. Por otro lado, encontramos que un menor índice de QBR favorece a la producción de clorofila, pues al presentar un menor QBR se puede decir que estos sitios presentan una menor cobertura de dosel promoviendo el ingreso de luz al sistema lo que a su vez aumenta la producción.

3.2 Relación de los factores fisicoquímicos y la clorofila

La penetración de luz se encuentra condicionada a la cantidad de materia orgánica que se encuentra en suspensión, pues en muchos casos la condición de desarrollo del plantón en el cauce principal de ríos de flujo rápido no se debe a la corriente en sí, sino a la escasa penetración de la luz en el sitio (FAO, 2019). Siendo claramente un factor que ayudo en la producción de nuestros ríos pues RC y RM tienen caudales bajos y son de los que mayor concentración de clorofila-a presentaron. Esto debido a que la zona productiva se limita a una capa relativamente somera cerca de la superficie (FAO, 2019).

La relación positiva que se encontró entre la producción de clorofila-a y la conductividad puede deberse a la cantidad de bicarbonatos presentes; así mismo la suspensión de sedimentos también pueden transferir nutrientes e iones de los sedimentos al agua, lo que a su vez aumentaría la conductividad (Thomaz, Pagioro, Bini, & Roberto, 2004). Rocha, et al (2009) nos dice que la conductividad eléctrica puede ser considerada como un sustituto de la concentración de nutrientes presentes en los cuerpos de agua lo que estaría influyendo de manera directa en la biomasa del fitoplancton. También pudimos observar que existió un aumento de productividad dentro de los sitios cuyas concentraciones de nitratos y fosfatos aumentaron, lo que se justifica puesto que, para su crecimiento las algas utilizan el dióxido de carbono, algunos nutrientes y entre ellos las diferentes formas de nitrógeno y fósforo, además de algunas trazas de magnesio, boro, cobalto y calcio (Rojo, 2006).

Por otro lado, la biomasa del fitoplancton, expresada como concentración de clorofila-a se ve afectada directamente por la cantidad de nutrientes especialmente por el fósforo, tanto en los climas templados, así como en los ecosistemas de agua dulce tropicales y subtropicales (Rocha, Thomaz, Carvalho, & Gomes, 2009). Sin embargo, nuestros resultados sugieren que la concentración de fosfatos presenta una débil relación entre las concentraciones de clorofila-a lo que podría estar explicado por causas excluyentes.

La correlación negativa encontrada entre la clorofila-a y los nitratos de nuestro estudio concuerda con Rocha (2009) y FAO (2019); mostrándonos la importancia que tienen la disponibilidad de este nutriente en particular, ya que el fitoplancton afecta significativamente a los nitratos, por lo que es considerada como una variable importante de la biomasa de este. En donde autores como Dumont (2009) atribuyen este agotamiento de nitrato, al hecho de que el desarrollo del fitoplancton no se da más allá de cierto nivel, restringiendo así el crecimiento de algunas algas que no pueden fijar el nitrógeno. Otro factor ampliamente relacionado con la absorción de nitratos por parte de la comunidad fitoplanctónica, ha sido al respecto de las condiciones de luz diurna, un factor que no se midió, pero podría explicar más afondo esta relación (Thomaz, Pagioro, Bini, & Roberto, 2004).

La disponibilidad de nutrientes como el nitrógeno, fósforo, sílice y hierro disueltos en los cuerpos de agua así como la disponibilidad energética, son los mecanismos reguladores de la síntesis de materia orgánica en los organismos autótrofos, por ende, la compleja estructura y dinámica del fitoplancton generan cambios en la composición y biomasa fitoplanctónica (Lara, Velásquez, Troccoli, Hernandez, & Hernandez, 2015). Los grupos de algas que se encuentran asociadas al sustrato mantienen un equilibrio dinámico con los organismos planctónicos, y dicho equilibrio depende de dos factores principalmente: la velocidad del flujo de agua y la profundidad (Bellinger & Sigee, 2010). Esta relación positiva que mantiene el caudal con la producción se ve reflejada en ríos como RM, cuyos promedios mostraron una buena producción de pigmentos y la conductividad más alta de estos riachuelos.

La relación negativa encontrada dentro de nuestros riachuelos, entre la temperatura y la clorofila podría estar explicada por el efecto directo que produce la temperatura sobre la solubilidad de los gases particularmente en el oxígeno disuelto (Wetzel, 2001). Adicionalmente, en latitudes elevadas la temperatura es uno de los principales reguladores de abundancia planctónica, en donde en épocas de invierno la producción de biomasa y fitoplancton son mínimas en ríos templados (FAO, 2019). Dicho comportamiento se ve evidenciado en RC cuyos valores de temperatura y productividad fueron los más altos del estudio. Adicionalmente autores como Wetzel (2001) nos dice que la temperatura se encuentra altamente relacionada con la irradiación solar y en consecuencia afecta a los procesos fotosintéticos y al crecimiento algal, y las bajas temperaturas ralentizan el procesamiento de nutrientes (Wetzel, 2001).

Las grandes diferencias que existen entre las condiciones de los estudios realizados, y la poca cantidad de información obtenida sobre los valores de clorofila en los ríos altoandinos, han invalidado la utilización de límites o umbrales con respecto a la producción de fitoplancton en los riachuelos de páramo.

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Factores como temporalidad del año, que no fueron incluidos en este estudio, son importantes ya que autores como Codony, et al (2003) nos dicen que este factor es determinante para el crecimiento del fitoplancton, y por ende la producción de clorofila y sus pigmentos; ya que en época de verano y parte del invierno se presentan condiciones que favorecen la proliferación algal produciendo variaciones de pH y deteriorando la calidad de agua. Así mismo Rojo (2006) nos indica que, durante los meses de junio a enero se presenta un abundante florecimiento de fitoplancton, época en las que las condiciones de temperatura y concentración de nutrientes son favorables para que se presente un crecimiento excesivo de microorganismos, y disminuyendo la cantidad de estos durante el resto del año (Rojo, 2006) Por lo que es recomendable tomar en cuenta este factor para posteriores estudios.

Debido a la respuesta rápida que presentan las algas a los cambios que ocurren en el medio ambiente pueden usarse para la evaluar un rango de impactos naturales, así como humanos; por ejemplo, se puede evaluar impactos como el enriquecimiento de nutrientes, contaminación industrial y los cambios en el régimen hidrológico del cuerpo de agua (Bellinger & Sigeo, 2010). Por lo tanto, se podría utilizar este método dentro de la línea base para establecer una referencia de los hábitats fluviales.

Después del estudio realizado podemos sugerir que las variables más trascendentales para los futuros análisis de producción mediante pigmentos son: pH, Oxígeno disuelto, nitratos, sulfatos, fosfatos y QBR ya que estos presentaron la mayor influencia. Así mismo la mayor parte de nuestros ríos (siete) se encuentran sobre la media en de producción de clorofila-a, en donde RP, RTN y RV, presentan una baja productividad lo cual podría estar relacionado con un grado de contaminación de los sitios ya que la clorofila-a es un indicador de contaminación y un importante índice en el estado fisiológico del fitoplancton (Rivera, y otros, 2005).

BIBLIOGRAFÍA:

- Carrasquilla, A., Chacon, A., Nuñez, K., Gómez, O., Valverde, J., & Guerrero, M. (2016). *Regresión lineal simple y múltiple: aplicación en la predicción de variables naturales relacionadas con el crecimiento microalgal*. Obtenido de <https://www.scielo.sa.cr/pdf/tem/v29s5/0379-3982-tem-29-s5-33.pdf>
- Acosta, R., Ríos, B., Rieradevall, M., & Prat, N. (2009). *Propuesta de un protocolo de evaluación de la calidad ecológica de ríos andinos (CERA) y su aplicación a dos cuencas en Ecuador y Perú*. Obtenido de [http://www.ub.edu/riosandes/docs/Limnetica%2028\(1\)%2004%20Acosta.pdf](http://www.ub.edu/riosandes/docs/Limnetica%2028(1)%2004%20Acosta.pdf)
- Alba, J., & Sánchez, A. (1988). *Limnetica*. Obtenido de <https://www.limnetica.com/documentos/limnetica/limnetica-4-1-p-51.pdf>
- Badii, M., Castillo, J., Cortez, K., Wong, A., & Villalpando, P. (2007). *Análisis de correlación canónica (ACC) e investigación científica*. Obtenido de <http://eprints.uanl.mx/12486/1/A9%20%281%29.pdf>
- Bellinger, E., & Sigeo, D. (2010). *Freshwater Algae. Identification and Use as Bioindicators*. Oxford: John Wiley & Sons, Ltd.
- Bode, A., Anadon, R., Lorenzo, J., Llope, M., Mene, L., Morán, A., . . . Varela, M. (2011). *Biomasa y Producción Primaria*. Obtenido de https://www.researchgate.net/publication/323880513_Biomasa_y_Produccion_Primaria
- Codony, F., Miranda, A., & Mas, J. (2003). *Persistence and proloferation of some unicellular algae in drinkin water systems as result of their heterotrophic metabolism*. Obtenido de <https://www.ajol.info/index.php/wsa/article/view/4953/12580>
- Comite Promotor. (2012). *PROPUESTA PARA LA DECLARATORIA DELA RESERVADE BIOSFERA DIRIGIDA A LA UNESCO DENOMINADA: ÁREADE BIOSFERAMACIZO DEL CAJAS*. Obtenido de <https://docplayer.es/13684452-Area-de-biosfera-macizo-del-cajas.html>
- Dumont, H. (2009). *The Nile: Origin, Environments, Limnology and Human Use*. Obtenido de [https://books.google.com.ec/books?id=iF_U1NoknHoC&pg=PA389&lpg=PA389&dq=Pr owse+y+Talling+\(1958\)&source=bl&ots=A8j981nhYo&sig=ACfU3U0Encv-ZqmggedWp2LacSC-eC49_w&hl=es](https://books.google.com.ec/books?id=iF_U1NoknHoC&pg=PA389&lpg=PA389&dq=Pr owse+y+Talling+(1958)&source=bl&ots=A8j981nhYo&sig=ACfU3U0Encv-ZqmggedWp2LacSC-eC49_w&hl=es)
- Elosegi, A., & Sabater, S. (2009). *Conceptos y técnicas en Ecología Fluvial*. Bilbao: Fundación BBVA.

- ETAPA. (2012). *Biosfera Macizo del Cajas*. Obtenido de <https://www.etapa.net.ec/Informaci%C3%B3n/Gesti%C3%B3n-ambiental/Desarrollo-sustentable/%C3%81rea-de-biosfera-macizo-del-Cajas>
- FAO. (2019). *La producción primaria en los ríos. El concepto de continuum fluvial*. Obtenido de <http://www.fao.org/3/T0537S/T0537S04.htm>
- Hofstede, R., Segarra, P., & Mena Vásconez, P. (30 de 04 de 2003). *Los Páramos del mundo. Proyecto Atlas Mundial de los Páramos*. Quito: Global Peatland Initiative/NC-IUCN/EcoCiencia. Obtenido de <https://biblio.flacsoandes.edu.ec/libros/digital/56486.pdf>
- Hurtado, M., & Morales, L. (2016). *Influencia de las variables físico-químicas sobre la estructura de la comunidad de algas perifíticas en las cuencas altas de los ríos Ishcayrumi-Yanuncay y Matadero del Parque Nacional Cajas*. Obtenido de <http://dspace.uazuay.edu.ec/bitstream/datos/5210/1/11592.pdf>
- Lara, R., Velásquez, R., Troccoli, L., Hernandez, D., & Hernandez, M. (2015). *Variación temporal de las variables físico-químicas y biomasa fitoplanctónica en aguas superficiales de la zona costera de Chacopata, NE Venezuela (Mar Caribe)*. Obtenido de <https://scielo.conicyt.cl/pdf/revbiolmar/v50n2/art15.pdf>
- MAE. (2018). *Actualización del plan de manejo del Parque Nacional Cajas*. Obtenido de Ministerio del Ambiente: <http://www.ambiente.gob.ec/wp-content/uploads/downloads/2018/03/ACUERDO-001-ANEXO-PAQUE-NACIONAL-CAJAS.pdf>
- MAE, M. d. (2014). *Actualización del Plan de Manejo del Parque Nacional Cajas*.
- Manrique, E. (2003). *Ecosistemas*. Obtenido de <http://www.aeet.org/ecosistemas/031/informe4.htm>
- Marcos, U. N. (2014). *Métodos de colecta, identificación y análisis de comunidades biológicas: plancton, perifiton, bentos (macroinvertebrados) y necton (peces) en aguas continentales del Perú*. Obtenido de <http://www.minam.gob.pe/diversidadbiologica/wp-content/uploads/sites/21/2014/02/M%C3%A9todos-de-Colecta-identificaci%C3%B3n-y-an%C3%A1lisis-de-comunidades-biol%C3%B3gicas.compressed.pdf>
- Mena, P., & Hofstede, R. (2006). *Los Páramos Ecuatorianos*. Obtenido de Botánica Económica de los Andes Centrales: <http://beisa.dk/Publications/BEISA%20Book%20pdfer/Capitulo%2006.pdf>
- Minga, D., Ansaloni, R., Verdugo, A., & Ulloa, C. (2016). *Flora del Páramo del Cajas*. Cuenca: Don Bosco-Centro Gráfico Salesiano.

- Miracle, M., Soria, J., Vicente, E., & Romo, S. (1987). *RELACIONES ENTRE LA LUZ, LOS PIGMENTOS FOTOSINTETICOS Y EL FITOPLANCTON EN LA ALBUFERA DE VALENCIA, LAGUNA LITORAL HIPERTROFICA*. Obtenido de Limnetica. Asociación Española de Limnología, Madrid. Spain:
<https://www.limnetica.com/documentos/limnetica/limnetica-3-1-p-25.pdf>
- Pardo, I. (2002). *El hábitat de los ríos mediterráneos. Diseño de un índice*. . Obtenido de <https://www.limnetica.com/documentos/limnetica/limnetica-21-2-p-115.pdf>
- Parra, O. (2006). Estado de conocimiento de las algas dulceacuícolas de Chile (Excepto Bacillariophyceae). *Scielo*.
- Parra, O., & Bicudo, C. (1996). *Algas de aguas continentales: Introducción a la Biología y sistemática*. Concepción: Universidad de Concepción.
- Rivera, C., Zapata, A., Pinilla, G., Donato, J., Chaparro, B., & Jiménez, P. (2005). Comparación de la estimación de la clorofila-a mediante los métodos espectrofotométrico. *Acta Biológica Colombiana, Vol. 10 No. 2, 2005 95*.
- Rocha, R., Thomaz, S., Carvalho, P., & Gomes, L. (2009). *Rocha, RRA. Predição das concentrações de clorofila-a e oxigênio dissolvido em lagoas da planície de inundação do Alto Rio Paraná. Brazilian Journal of Biology, 69(2, Suppl.), 491-500*. Obtenido de http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S1519-69842009000300005&script=sci_arttext&lng=pt
- Rodríguez, S., Rodas, F., Schubert, A., & Vasco, S. (2014). *Biosfera del Cajas*. Obtenido de Área de Biosfera Macizo del Cajas, Experiencias de Desarrollo Sostenible para el Buen Vivir: http://www.biosferacajas.org/documentos/biosfera_es.pdf
- Rojo, M. (2006). *Repositorio digital de la Facultad de Ingeniería - UNAM*. Obtenido de http://www.ptolomeo.unam.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/132.248.52.100/953/R_OJOCRUZ.pdf
- Sardi, C. (2018). *La Diversidad de algas diatomeas como herramienta de monitoreo para la gestión de la calidad de recursos hídricos en los páramos del macizo del Cajas*. Obtenido de Universidad del Azuay: <http://dspace.uazuay.edu.ec/bitstream/datos/8324/1/14046.pdf>
- Segnini, S., & Chacón, M. (2005). *Caracterización Físicoquímica Del Hábitat Interno Y Ribereño De Rios Andinos En La Cordillera De Mérida, Venezuela. Physico-Chemical Characterization of Internal and Riparian Habitat in Andean Rivers in the Merida*. Mérida: Ecotropicos.
- SNAP. (2014). *Parque Nacional Cajas*. Obtenido de Sistema Nacional de Areas Protegidas del Ecuador:

http://areasprotegidas.ambiente.gob.ec/sites/default/files/GUIA_PARQUES_37-2014.pdf

- Sosa, R., Gaxiola, G., Olivos, A., & Silva, L. (2013). *Nutrientes inorgánicos y producción del fitoplancton en una laguna costera subtropical de México*. Obtenido de <https://scielo.conicyt.cl/pdf/revbiolmar/v48n1/art12.pdf>
- Sparer, A., & Merchan, D. (2015). *Variación temporal de fitoplancton en seis lagunas altoandinas en relación a las características físico-químicas del medio*. Obtenido de Universidad del Azuay: <http://dspace.uazuay.edu.ec/bitstream/datos/4894/1/11335.pdf>
- Thomaz, S., Pagioro, T., Bini, L., & Roberto, M. (2004). *Limnology of the Upper Paraná Floodplain habitats: patterns of spatio-temporal variations and influence of the water levels*. Obtenido de http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_nlinks&ref=000182&pid=S1519-6984200900030000500048&lng=en
- Tijero, A., Camargo, G., Herrera, D., Henao, J., Madrigal, G., & Sosa, Y. (2018). *Análisis de relación y correlación lineal*. Obtenido de Universidad Cooperativa de Colombia: https://www.academia.edu/37776477/An%C3%A1lisis_de_Regresi%C3%B3n_y_Correlaci%C3%B3n_Lineal_Contentido
- Todeschini, R. (1998). *Introduzione alla Chemiometria*. Obtenido de file:///C:/Users/HP/Documents/Tesis/Clorofila/Bibliografia_clorofila/introduzione_alla_chemiometria.pdf
- Todeschini, R., Ballabio, D., & Casso, M. (2015). *N3 and BNN: Two New Similarity Based Classification Methods in Comparison with Other Classifiers*. Obtenido de American Chemical Society: file:///C:/Users/HP/Documents/Tesis/bibliografia%20tesis/N3_BNN_2015_classif_nuevo.pdf
- Tolivia, A. A., Kundt, M. S., & Iglicki, A. (4 de Marzo de 2019). *UTILIZACIÓN DE MICROALGAS BENTÓNICAS PARA LA EVALUACIÓN*. Obtenido de https://inis.iaea.org/collection/NCLCollectionStore/_Public/44/098/44098468.pdf?r=1&r=1
- Toro, J., Schuster, J., Kurosawa, J., Araya, E., & Contreras, M. (2003). *DIAGNÓSTICO DE LA CALIDAD DEL AGUA EN SISTEMAS LÓTICOS UTILIZANDO DIATOMEAS Y MACROINVERTEBRADOS BENTÓNICOS COMO BIOINDICADORES RIO MAIPO (SANTIAGO: CHILE)*. *Congreso Chileno de Ingeniería Hidráulica*, (pág. 11). Santiago. Obtenido de http://webcache.googleusercontent.com/search?q=cache:QnceKB_W4dgJ:www.bvsde.paho.org/bvsacd/cd20/riomaipo.pdf+&cd=1&hl=es&ct=clnk&gl=ec

Varela, R., Carvajal, F., & Muller, F. (2003). *El fitoplancton en la plataforma nororiental de Venezuela*. Obtenido de http://horizon.documentation.ird.fr/exl-doc/pleins_textes/divers10-07/010031239.pdf

Vicente, E., De Hoyos, C., Sanchez, P., & Cambra, J. (2005). *Metodología para el Establecimiento del Estado Ecológico según la Directiva del Marco de Agua*. Obtenido de https://www.miteco.gob.es/es/agua/publicaciones/Protocolos_muestreo_biologico_con_portada_tcm30-214764.pdf

Wetzel, R. (2001). *Limnology: Lake and River ecosystem third edition*. Estados Unidos: ELSEVIER Academic press.

Wetzel, R., & Likens, G. (1991). *Limnological Analyses. 2nd ed.* New York: Springer-Verlag.

ANEXOS

Anexo 1. Niveles de error y confianza del modelo de entrenamiento utilizado.

Fit	Modelo
NER	0.815
ER	0.185

Anexo 2. Niveles de error y confianza del modelo con las clases de entrenamiento del modelo.

Clase	Especificidad	Sensibilidad	Precisión
1	0.714	0.917	0.917
2	0.917	0.714	0.714

Anexo 3. Niveles de error y confianza del modelo utilizado con los datos del estudio.

CV	Datos de prueba
NER	0.795
ER	0.205

Anexo 4. Niveles de error y confianza del modelo con las clases y los datos obtenidos en el estudio.

Clase	Especificidad	Sensibilidad	Precisión
1	0.714	0.875	0.913
2	0.875	0.714	0.625

Anexo 5. Resultados procesados mediante Logaritmo Neperiano del Modelo N3.

	Datos procesados	
	centroide 1	centroide 2
var	Baja	Alta
QBR	4.10621823	3.94019388

pH	2.00546978	2.01280558
O ₂ (mg/L)	1.84827763	1.97487436

Anexo 6. Índice de Calidad de Rivera para Páramo (QBR-And)

ÍNDICE QBR-And Calidad de la ribera de Comunidades de Pajonales de Páramos y Punas Protocolo CERA	 Grup de recerca F.E.M. <i>(Freshwater Ecology and Management)</i> Departament d'Ecologia
La puntuación de cada uno de los 3 apartados no puede ser negativa ni exceder de 25 puntos	Estación _____ Observador _____ Fecha _____
Grado de cubierta de la zona de ribera Puntuación bloque 1	
Puntuación	
25	> 80 % de cubierta vegetal de la ribera (Gramíneas y/o matorral y/o "almohadillas")
10	50-80 % de cubierta vegetal de la ribera
5	10-50 % de cubierta vegetal de la ribera
0	< 10 % de cubierta vegetal de la ribera
+ 10	si la conectividad entre la vegetación de ribera y la comunidad vegetal adyacente es total
+ 5	si la conectividad entre la vegetación de ribera y la comunidad vegetal adyacente es >50%
- 5	Si la conectividad entre la vegetación de ribera y la comunidad vegetal adyacente es entre el 25-50%
- 5	Si se presentan evidencias de quema de pajonal de gramíneas de ribera <50%
-10	Si se presentan evidencias de quema de pajonal de gramíneas de ribera >50%
Calidad de la cubierta Puntuación bloque 2	
Puntuación	
25	Todas las especies vegetales de ribera autóctonas (gramíneas, matorral o almohadillas)
10	Ribera con <25% de la cobertura con especies de introducidas (<i>Eucalyptus spp.</i> , <i>Pinus spp.</i>) o especies arbustivas secundarias (por efecto de sobrepastoreo)
5	Ribera entre 25-80% de la cobertura con especies introducidas o con arbustivas secundarias
0	Ribera con >80% de especies introducidas o arbustivas secundarias
Grado de naturalidad del canal fluvial Puntuación bloque 3	
Puntuación	
25	El canal del río no ha estado modificado
10	Modificaciones de las terrazas adyacentes al lecho del río con reducción del canal
5	Signos de alteración y estructuras rígidas intermitentes que modifican el canal del río
0	Río canalizado en la totalidad del tramo
- 10	si existe alguna estructura sólida dentro del lecho del río
- 10	si existe alguna presa o otra infraestructura transversal en el lecho del río
- 5	si hay basuras en el tramo de muestreo de forma puntual pero abundantes
-10	si hay un basurero permanente en el tramo estudiado
Puntuación final (suma de las anteriores puntuaciones)	

Anexo 7. Índice del hábitat fluvial (IHF)

Anexo 4. Índice de hábitat fluvial (IHF) (Adaptado de Pardo et al., 2002). River habitat index (IHF) (Adapted from Pardo et al., 2002)

Bloques		Puntuación	
1. Inclusión rápidos			
Rápidos	Piedras, cantos y gravas no fijadas por sedimentos finos. Inclusión 0 - 30%.	10	
	Piedras, cantos y gravas poco fijadas por sedimentos finos. Inclusión 30 - 60%.	5	
	Piedras, cantos y gravas medianamente fijadas por sedimentos finos. Inclusión > 60%.	0	
TOTAL (una categoría)			
2. Frecuencia de rápidos			
	Alta frecuencia de rápidos. Relación distancia entre rápidos / anchura del río < 7	10	
	Escasa frecuencia de rápidos. Relación distancia entre rápidos / anchura del río 7 - 15	8	
	Ocurrencia ocasional de rápidos. Relación distancia entre rápidos / anchura del río 15 - 25	6	
	Constancia de flujo laminar o rápidos someros. Relación distancia entre rápidos/anchura del río >25	4	
	Sólo pozas	2	
TOTAL (una categoría)			
3. Composición del sustrato (en caso de ausencia absoluta el valor debe ser 0 para cada apartado)			
	% Bloques y piedras	1 - 10%	2
		> 10%	5
	% Cantos y gravas	1 - 10%	2
		> 10%	5
	% Arena	1 - 10%	2
		> 10%	5
	% Limo y arcilla	1 - 10%	2
		> 10%	5
TOTAL (sumar categoría)			
4. Regímenes de velocidad / profundidad			
	somero: < 0.5 m 4 categorías. Lento-profundo, lento-somero, rápido-profundo y rápido-somero.	10	
	lento: < 0.3 m/s Sólo 3 de las 4 categorías	8	
	Sólo 2 de las 4	6	
	Sólo 1 de las cuatro	4	
TOTAL (una categoría)			
5. Porcentaje de sombra en el cauce			
	Sombreado con ventanas	10	
	Totalmente en sombra	7	
	Grandes claros	5	
	Expuesto	3	
TOTAL (una categoría)			
6. Elementos heterogeneidad (si hay ausencia de hojarasca el valor debe ser 0 puntos)			
	Hojarasca	> 10% ó < 75%	4
		< 10% ó > 75%	2
	Presencia de troncos y ramas		2
	Raíces expuestas		2
	Diques naturales		2
TOTAL (una categoría)			
7. Cobertura de vegetación acuática (en caso de ausencia absoluta el valor debe ser cero para cada apartado)			
	% Plocon + briófitos	10 - 50%	10
		< 10% ó > 50%	5
		Ausencia absoluta	0
	% Pecton	10 - 50%	10
		< 10% ó > 50%	5
		Ausencia absoluta	0
	% Fanerógamas	10 - 50%	10
		< 10% ó > 50%	5
		Ausencia absoluta	0
TOTAL (sumar categoría)			
Puntuación Final (suma de las puntuaciones anteriores)			

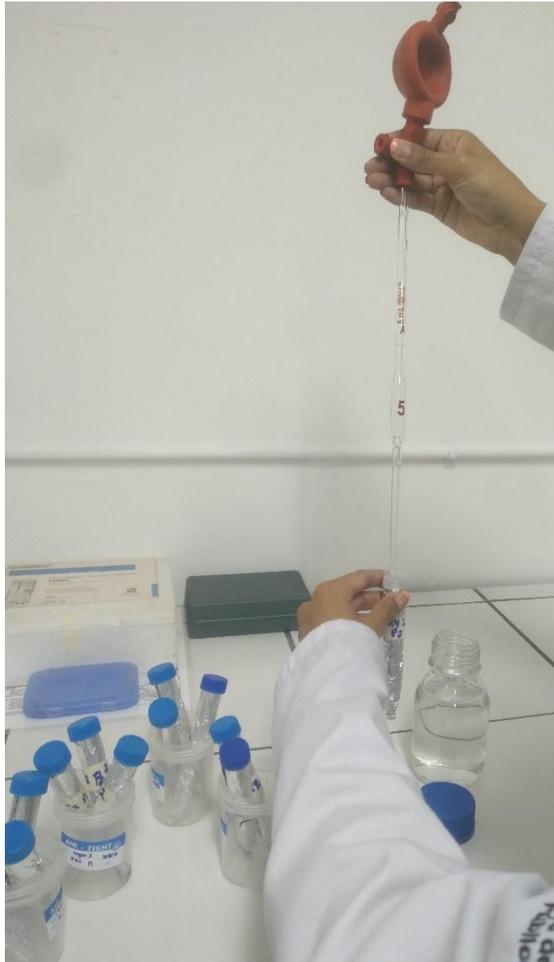
Anexo 8. Muestra de fitoplancton para extracción de clorofila.



Anexo 9. Proceso de filtración del perifiton



Anexo 10. Proceso de extracción de la clorofila



Anexo 11. Proceso de lectura de clorofila



Anexo 12. Proceso de lectura de la clorofila.

