

ESCUELA POLITÉCNICA NACIONAL

ESCUELA DE FORMACIÓN DE TECNÓLOGOS

MONOGRAFÍA

**DISEÑO DE UN PROCESO BIOLÓGICO COMO MEDIDA DE REMEDIACIÓN
DE LAS AGUAS DEL RÍO EL ROSARIO DE LA CIUDAD DE QUITO**

**TRABAJO PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE TECNÓLOGA EN
AGUA Y SANEAMIENTO AMBIENTAL**

VELA LATACUMBA JESSICA ELIZABETH
elizabethvela_95@hotmail.com

DIRECTOR: ING. SANTIAGO GUERRA SALCEDO Msc.
santiago.guerra@epn.edu.ec

CODIRECTOR: ING. LUIS ÁNGEL JARAMILLO SÁNCHEZ
luis.jaramillo@epn.edu.ec

Quito, septiembre 2018

DECLARACIÓN DE AUTORÍA

Yo, Jessica Elizabeth Vela Latacumba declaro bajo juramento que el trabajo aquí descrito es de mi autoría; que no ha sido previamente presentada para ningún grado o calificación profesional; y, que he consultado las referencias bibliográficas que se incluyen en este documento.

La Escuela Politécnica Nacional puede hacer uso de los derechos correspondientes a este trabajo, según lo establecido por la Ley de Propiedad Intelectual, por su Reglamento y por la normatividad institucional vigente.

Jessica Elizabeth Vela Latacumba

CERTIFICACIÓN

Como responsables del trabajo de titulación “Diseño de un proceso biológico como medida de remediación de las aguas del río El Rosario de la ciudad de Quito” desarrollado por Jessica Elizabeth Vela Latacumba, estudiante de la Carrera Tecnología en Agua y Saneamiento Ambiental, habiendo supervisado la realización de este trabajo y realizado las correcciones correspondientes, damos por aprobada la redacción final del documento escrito para que prosiga con los trámites correspondientes a la sustentación de la Defensa oral.

Ing. Santiago Stalin Guerra Salcedo, MSc.

DIRECTOR

Ing. Luis Ángel Jaramillo Sánchez, MSc

CODIRECTOR

AGRADECIMIENTOS

Quiero agradecer en primer lugar a Dios y a mi Virgencita del Quinche, quien me ha dado sus bendiciones y me ha guiado durante mi vida estudiantil.

A mi madre que con su esfuerzo y a mor siempre supo apoyarme para alcanzar con éxito mi objetivo.

Al Ing. Santiago Stalin Guerra Salcedo por haberme guiado durante este proceso, por sus sabias y acertadas correcciones que me permitieron mirar más allá, y tener una perspectiva diferente de lo que involucra el desarrollo de una tesis.

A la EPN por ser mi segundo hogar y forjarme como una profesional exitosa, al laboratorio de ing. Ambiental y Química por su apoyo incondicional en la parte experimental de mi tesis.

DEDICATORIA

Dedico este trabajo de tesis a mis padres Carmen y Efraín por ser el eje fundamental en mi vida, por sus sabios consejos, por su ejemplo de superación, a mis hermanos Génesis y Jefferson por apoyarme en todo momento; A mi hija Stefany por ser mi máxima fortaleza e inspiración, a mi familia y amigos porque creyeron en mí; y hoy, puedo ver culminada la primera de las muchas metas que lograre, ¡Ya soy Tecnóloga! A ustedes por siempre mi cariño y agradecimiento.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

ÍNDICE DE CONTENIDOS	VI
ÍNDICE DE ABREVIATURAS.....	X
INDICE DE FIGURAS.....	X
NDICE DE TABLAS	XI
RESUMEN	XII
INTRODUCCIÓN	1
1.1. OBJETIVOS	2
1.1.1. Objetivo General	2
1.2.1.Objetivos Específicos.....	2
1.2. MARCO CONCEPTUAL.....	3
1.2.1. El agua	3
1.2.2. Contaminación hídrica.....	3
1.2.3. Río.....	4
1.2.3 Muestreo	5
1.2.4. Ubicación geográfica.....	7
1.2.5.Parámetros a analizar.....	7
1.2.6. Parámetros Físicos.....	8
1.2.7. Parámetros químicos.....	11
1.2.8.Parámetros microbiológicos.....	12
1.2.9. Remediación	13
1.2.7.1.Partes del biofiltro.....	14
1.2.7.2. Clasificación de biofiltros.....	15
1.2.8. Pasto Vetiver.....	16
1.2.8.1. Características de Sistema Vetiver.....	18

1.2.8.2. Mecanismo de remoción de contaminantes (Pasto Vetiver).....	19
2.	
METODOLOGÍA.....	19
2.2. Datos a monitorear.....	20
2.3. Parámetros físicos.....	21
2.3.1. Olor y Sabor.....	21
2.3.2. Color.....	22
2.3.3. Temperatura.....	23
2.3.4. Conductividad.....	24
2.3.5. Turbiedad.....	24
2.3.6. Sólidos totales.....	25
2.4. Parámetros químicos.....	28
2.4.1. OD (Oxígeno disuelto).....	28
2.4.2. DBO5 (Demanda Biológica de Oxígeno).....	28
2.4.3. DQO (Demanda Química de Oxígeno).....	30
2.4.4. COT (Carbono Orgánico Total).....	31
2.4.5. pH (Potencial de hidrógeno).....	32
2.4.6. Grasas y Aceites.....	33
2.5. Parámetros Microbiológicos.....	33
2.5.1. Coliformes fecales y totales.....	33
2.6. Identificación de las posibles fuentes contaminantes.....	37
2.7. Muestreo.....	39
2.7.1. Recipientes.....	40
2.7.2. Recolección de las muestras.....	40
2.7.3. Preservación de las muestras.....	41

ÍNDICE DE ABREVIATURAS

DBO5	Demanda Biológica de Oxígeno a los 5 días.
DQO	Demanda Química de Oxígeno.
COT	Carbono Orgánico Total
STD/TDS	Sólidos Totales disueltos
ST	Sólidos Totales
SS	Sólidos Suspendidos
pH	Potencial de Hidrógeno
m	Metro
cm	Centímetro
mm	Milímetro
Kg	kilogramo
H	Hora
Mg/l	Miligramos por litro
msnm	Metros sobre el nivel del mar
T°	Temperatura
°C	Grados Centígrados
m2	Metro Cuadrado
M3	Metro cúbico
%	Porcentaje

ÍNDICE DE FIGURAS

FIGURA	1.	BARRIO	LA	
LIBERTAD.....		¡Error!	Marcador	no
definido.				
FIGURA 2. UBICACIÓN EXTRACTORA DEL RÍO RL ROSARIO.....				7
FIGURA 3. CLASIFICACIÓN DE BIOFILTROS				10
FIGURA 4. MECANISMOS DE REMOCIÓN DE LA PLANTA VETIVER.....				12
FIGURA 5. PLANTA PASTO VETIVER				14
FIGURA 6. OXÍMETRO HACH				20
FIGURA 7. CONDUCTÍMETRO.....				22
FIGURA 8. TURBIDÍMETRO				23
FIGURA 9. DETERMINACIÓN DE SÓLIDOS TOTALES				24
FIGURA 10. EQUIPO OXITOP.....				24
FIGURA 11. INCUBADORA (DBO5).....				27
FIGURA 12. EQUIPO ESPECTROFOTÓMETRO				28
FIGURA 13.POTENCIÓMETRO.....				29
FIGURA 14. ESQUEMA PARA LA DETERMINACIÓN DE COLIFORMES.....				33
FIGURA 15. UBICACIÓN GEOGRÁFICA Y LOCALIZACIÓN DE LOS PUNTOS DE MUESTREO EN EL RÍO EL ROSARIO.....				35
FIGURA 16. ETIQUETAS PARA MUESTRAS				37
FIGURA 17. DISEÑO GRÁFICO DE BIOFILTRO				45
FIGURA 18. VARIACIÓN DE COLOR EN LOS 3 FILTROS.....				51
FIGURA 19. VARIACIÓN DE TEMPERATURA EN LOS 3 BIOFILTROS				52

FIGURA 20. VARIACIÓN DE TURBIEDAD EN LOS 3 FILTROS.....	53
FIGURA 21. VARIACIÓN DE CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA EN LOS 3 FILTROS.....	54
FIGURA 22. VARIACIÓN DE POTENCIAL DE HIDRÓGENO EN LOS 3 FILTROS	55
FIGURA 23. VARIACIÓN DE POTENCIAL DE OXÍGENO DISUELTO EN LOS 3 FILTROS.....	55
FIGURA 24. VARIACIÓN DE LA DEMANDA BIOLÓGICA DE OXÍGENO EN LOS 3 FILTROS.....	56

NDICE DE TABLAS

TABLA 1. VENTAJAS Y DESVENTAJAS DE LA FITOREMEDIACIÓN	8
TABLA 2. VENTAJAS DE UTILIZAR EL SISTEMA VETIVER.....	13
TABLA 3. PARÁMETROS FÍSICOS,QUIMICOS Y MICROBIOLÓGICOS A DETERMINAR.....	16
TABLA 4. PARÁMETROS Y MÉTODOS PARA LA CARACTERIZACIÓN DEL AGUA RESIDUAL.....	16
TABLA 5.TIPOS DE OLOR.....	18
TABLA 6. DETERMINACIÓN SEGÚN SUS OLORES.....	19
TABLA 7. VOLUMEN DE MUESTRA EN FUNCIÓN DEL RANGO DE MEDIDA	25
TABLA 8. IDENTIFICACIÓN DE LAS POSIBLES FUENTES CONTAMINANTES.....	34
TABLA 9. TÉCNICAS PARA LA CONSERVACIÓN DE MUESTRAS	39
TABLA 10. CARACTERÍSTICAS DE ESPECIES VEGETALES INICIALES.....	41
TABLA 11. MATERIALES UTILIZADOS PARA LA CONSTRUCCIÓN DEL BIOFILTRO	42
TABLA 12.10 MATERIALES UTILIZADOS PARA LA PRUEBA DE MEDICIÓN DEL CAUDAL	43
TABLA 13. RESULTADOS DE LOS PARÁMETROS FÍSICO-QUÍMICOS Y MICROBIOLÓGICOS REALIZADOS EN LOS DOS MUESTREOS EN EL RÍO EL ROSARIO.....	47
TABLA 14. ANÁLISIS ESTADÍSTICO DE LOS PARÁMETROS FÍSICO-QUÍMICOS ANALIZADOS EN EL FILTRO 1 DE LAS AGUAS DEL RÍO EL ROSARIO	48

TABLA 15. ANÁLISIS ESTADÍSTICO DE LOS PARAMETROS FÍSICO-QUÍMICOS ANALIZADOS EN EL PUNTO 4 EN EL FILTRO 2 DE LAS AGUAS RÍO EL ROSARIO.....	49
TABLA 16. ANÁLISIS ESTADÍSTICO DE LOS PARÁMETROS FÍSICO-QUÍMICOS ANALIZADOS EN EL PUNTO 4 EN EL FILTRO 3 DE LAS AGUAS DEL RÍO EL ROSARIO	50
TABLA 17. EVALUACIÓN DE LOS RESULTADOS OBTENIDOS DE LOS ANÁLISIS FÍSICO-QUÍMICOS Y MICROBIOLÓGICOS DE LAS AGUAS OBTENIDAS DE LOS FILTROS CON LA NORMATIVA	61
TABLA 18. DETERMINACIÓN TOTAL DE MATERIALES UTILIZADOS EN LA CONSTRUCCIÓN DE LOS BIOFILTROS	64

RESUMEN

El nacimiento de un río se origina en las partes altas de la cordillera, con una corriente natural formada por agua dulce que está fluyendo continuamente, su flujo dependerá de su geografía, flora y tipo de suelo. El proceso ocurre en las partes altas de la vía Quito-San Juan que confluye para formar el Río el Rosario, al Sur de la ciudad de Quito, Provincia de Pichincha.

En la actualidad, la población avanza de forma acelerada de modo que el espacio urbano se está saturando transformando al río El Rosario en un lugar contaminado y desprotegido. Las poblaciones campesinas cercanas al río utilizan sus aguas para el regadío de los campos de cosecha de cultivos de ciclo corto y que son para consumo propio. En lo que respecta a la ganadería, sus aguas son utilizadas para dar de beber al ganado vacuno y también existen haciendas que utilizan estas aguas, por lo que la cantidad del caudal ha disminuido en gran medida.

Por lo antes expuesto, el presente trabajo de titulación comprendió el desarrollo de una caracterización físico química y microbiológica de las aguas del río El Rosario, con la finalidad de determinar las principales fuentes contaminantes que deterioran la calidad de las mismas y el análisis una posible forma de remediación. Se realizaron dos salidas de campo para recolectar muestras y analizarlas en el Laboratorio Docente de Ingeniería Civil y Ambiental de la Escuela Politécnica Nacional, además, como medida de remediación se construyeron tres biofiltros con *Vetiveria zizanooides*, utilizando arena,

gravilla y grava como lecho filtrante para tratar las aguas residuales. Se realizó análisis cada semana de tratamiento para determinar las concentraciones y porcentajes de remoción con parámetros como: Demanda Química de Oxígeno (DQO), Demanda Biológica de Oxígeno (DBO)₅, Carbono Orgánico Total (COT), Aceites y grasas, Sólidos totales, por último, los resultados obtenidos de cada filtro se evaluaron con diferentes normas nacionales e internacionales que describen los criterios de calidad del agua para uso en las actividades agrícolas.

De acuerdo con los resultados obtenidos en el tratamiento, las aguas que conforman el río El Rosario cumplen con los límites permisibles establecidos por las normas.

Palabras clave: Calidad, caracterización, parámetros, muestreo, biofiltro, *Vetiveria zizanooides*, lecho filtrante, límites permisibles.

INTRODUCCIÓN

En la ciudad de Quito en el barrio la Libertad de Chillogallo existe un río llamado El Rosario el cual se encuentra contaminado por actividades antropogénicas que afectan tanto su calidad como las condiciones del suelo.

Actualmente todos los ríos y quebradas del Distrito Metropolitano de Quito (DMQ) registran niveles de contaminación natural y antropogénica, siendo el sur de la ciudad el más afectado y aquel en que se concentran los sitios más críticos. Hay muestras que superan hasta en un 3000% los rangos permitidos para que el agua sea considerada apta para el consumo humano (EPMAPS, 2012).

La empresa de agua potable (EPMAPS) señala tres factores para que los índices de contaminación en los ríos del sur sean más altos: la densidad poblacional, el poco tiempo que permanecen las aguas en las alcantarillas antes de desembocar en los cauces naturales, y la impermeabilidad del suelo, que impide infiltrar el agua de manera natural (Mantilla & Jácome, 2015).

Las aguas superficiales de las nacientes y los ríos son vulnerables a diversas fuentes de contaminación por microorganismos patógenos o sustancias químicas, ya sea de origen natural o antrópico. Es decir, el agua es un vehículo de transmisión de sustancias químicas y especies bacteriológicas, ya que constituye un riesgo para la propagación de enfermedades como medio de dispersión. La ingesta de agua contaminada con patógenos puede producir efectos inmediatos en la salud; mientras que, por sustancias químicas pueden acumularse en el organismo durante meses, años o décadas, y causar consecuencias que se manifiestan en forma grave o letal (Wu, 2009)

Como una solución para lograr que se minimicen los impactos contaminantes que actualmente se originan en la descarga directa hacia los ríos y quebradas se plantea realizar una caracterización de sus aguas y de este modo poder perfilar una medida de remediación biológica. En este caso en particular se evidenció que el principal contaminante del río El Rosario es la carga orgánica y de este modo se planteó el diseño de un biofiltro con pasto Vetiver para su tratamiento.

1.1. OBJETIVOS

1.1.1. Objetivo General

Diseñar un proceso biológico como medida de remediación de las aguas del río El Rosario de la ciudad de Quito.

1.2.1 Objetivos Específicos

- Definir la ubicación de los puntos de muestreo, número de muestras a tomar y la periodicidad del mismo.
- Determinar la calidad física, química y microbiológica del agua mediante una caracterización de sus aguas.
- Revisar si los resultados obtenidos de los análisis físicos, químicos y microbiológicos cumplen con los límites permisibles para el uso de agua en las actividades agrícolas, establecidos en la Norma Ambiental (TULSMA) y con la Ordenanza Metropolitana No. 138.
- Determinar las principales fuentes contaminantes que están deteriorando la calidad de las aguas de río El Rosario.
- Plantear una medida de remediación que sea técnica y económicamente factible para las personas que se beneficien de estas aguas. (Biofiltro con pasto vetiver).

1.2. MARCO CONCEPTUAL

1.2.1. El agua

El agua es esencial para la vida, pero para muchos millones de personas en todo el mundo es un recurso escaso por el cual luchan diariamente con el objetivo de atender a sus necesidades básicas (ONU-Agua, 2015).

El artículo 12 de la constitución ecuatoriana señala que el agua es un patrimonio nacional estratégico de uso público, inalienable, imprescriptible, inembargable y esencial para la vida (Cordero F. , 2008).

Según la UNESCO (2015) el agua es la base del desarrollo sostenible. Varios factores se sostienen en los recursos hídricos como la reducción de la pobreza, el crecimiento económico y la sostenibilidad ambiental. Este recurso natural ayuda a mejorar el bienestar social, desde la alimentación y la seguridad energética hasta la salud humana y ambiental, lo cual es primordial para subsistencia de todos los seres vivos (Organización de las Naciones Unidas para la Educación, 2016).

1.2.2 Contaminación hídrica

La norma vigente de Calidad Ambiental y de Descarga de Efluentes: Recurso Agua, describe que el agua se encuentra contaminada cuando hay presencia de agentes contaminantes, ya sea físicos, químicos o biológicos, o la combinación de estos, en concentraciones y persistencias superiores o inferiores a los que dicta la legislación vigente, capaz de alterar la calidad del cuerpo receptor (AGUA, 2010).

La contaminación ha aumentado en los últimos años y también ha decrecido la calidad de las aguas, las fuentes contaminantes provienen principalmente de las actividades industriales, domésticas y agropecuarias, además del aporte de residuos de las explotaciones mineras y de sitios de disposición final de residuos (Escobar, 2002).

El origen de la contaminación del agua puede ser producida por tres factores principales: de forma natural, doméstica y por actividades agrícolas e industriales.

1.2.3. Río

Ecosistema fluvial en el que aparece el biotopo con tres elementos fundamentales: el cauce, la ribera y la llanura de inundación, y junto al biotopo la biota, acuática y terrestre (Gasteiz , s.f.).

Un río es mucho más que un curso de agua, su cauce está formado por el lecho, el agua con sus características físico-químicas e hidráulicas y los sedimentos que juegan un papel importante ya que su zona superficial es la que es ocupada por un conjunto de macro invertebrados que son la base de la cadena trófica del río. Existen también una serie de factores que intervienen en el cauce, como el perfil longitudinal, la planta o la sección, que son fundamentales para entender la dinámica fluvial. Debe también tenerse en cuenta que el río es un sistema con dimensión transversal y en profundidad, cuando el río se conecta con el acuífero. La base del ecosistema fluvial son las relaciones entre todos sus elementos siendo también muy importante la variabilidad anual y entre años en las condiciones hidráulicas (Meza, Rubio, Dias, & Gualteros, 2012).

En definitiva un río hay que entenderlo como un corredor de agua y sedimentos en el que se produce, en un marco espacial muy amplio, una interacción dinámica y permanente de elementos abióticos y bióticos (Vitoria-Gasteiz, 2012).

1.2.4 Importancia de un río

Los ríos constituyen un sistema de circulación lineal y estructurado para trasladar sedimentos y fluidos esenciales de las cuencas hidrográficas y sus desembocaduras en mares y océanos; irrigando durante su recorrido las diferentes ecosistemas de la superficie terrestre; realizando complejas reacciones dinámicas, mecánicas, energéticas, químicas y bioquímicas con el propósito de dar sustento en todo su recorrido a la vida en sus diferentes formas (Torres, IMPORTANCIA DE LOS RÍOS EN EL ENTORNO AMBIENTAL, 2000).

El río es un vector energético parte integral del Ciclo Hidrológico del agua y recorre tan solo la superficie terrestre, interconectando al colector sólido superior (Glaciales) con el colector sólido inferior (océanos) y en dicho recorrido cumple una misión suprema y especializada desplegando un trabajo selectivo como la erosión, ataque físico, químico, bioquímico, transporte, selección y sedimentación en las cuencas de depósito como conos

aluviales, fluviales, deltas, etc. (Torres, IMPORTANCIA DE LOS RÍOS EN EL ENTORNO AMBIENTAL, 2000),

1.2.3 Muestreo

El muestreo de agua consiste en extraer una porción representativa de una masa de agua con el propósito de examinar diversas características de ésta.

Los trabajos de laboratorio se inician precisamente en la fijación de características que deberán tener las muestras de agua que una vez recogidas serán analizadas. Las muestras que se toman y examinan esencialmente para determinar parámetros físicos, químicos y biológicos que requerirán unos criterios y técnicas de toma diferentes. (SCRIBD, 2015)

La eficaz realización de un análisis empieza en el cuidado puesto al obtener la muestra, ya que las condiciones de conservación y, transporte van a interferir en los resultados.

Las muestras deben ser representativas, en todo lo posible, del conjunto que va a caracterizarse y deberán tomarse las precauciones que sean posibles para conservar la muestra de agua, de tal forma que no exista ninguna alteración desde el momento de su toma hasta su análisis. (Ramirez, 2007)

Se deberá establecer un adecuado programa de muestreo en función del caso. Antes de elaborar el mismo, es necesario y útil considerar determinados factores que definan los objetivos del muestreo, factores como por ejemplo el lugar de la toma de muestra, número de muestras a tomar y parámetros a determinar el procedimiento de toma, tipos de muestras y muestreo, frecuencia y cantidad de muestra los análisis a realizar, etc. (Ramirez, 2007).

Los principales objetivos del programa de muestreo pueden ser:

- Control de calidad
- Caracterización de los parámetros
- Identificación de las fuentes de contaminación

También existen factores que influyen en los resultados de los análisis entre los que podemos mencionar son la turbidez o presencia de sustancia en suspensión, el método que se empleó en la toma de muestras y los cambios físico-químicos que experimentan durante el periodo de conservación (Churíqui, 2014).

El laboratorio de análisis es quien debe dirigir y orientar el programa de la toma de muestras.

Precauciones generales:

Antes de tomar la muestra en el envase representativo, hay que lavarlo dos o tres veces con la misma agua que va a ser tomada, a no ser que el envase contenga un conservante. En función del análisis que se va a realizar habrá que llenar el envase completamente (en el caso de análisis orgánicos) o dejar un espacio vacío para aireación o mezcla (caso de análisis microbiológicos).

Generalmente las muestras pueden ser de dos tipos:

Muestras simples o de sondeo

Si una fuente o masa de agua de la que hay que tomar muestras, se conoce que es bastante constante en composición ya sea en el tiempo o en el espacio, podemos considerar que una simple muestra de sondeo es representativa, es el caso de algunas aguas superficiales y de algunos suministros. En cambio, si la fuente de agua varía a lo largo del tiempo, la muestra debe ser recogida con más frecuencia en el mismo lugar, pero va a variar la hora de la recogida esto puede ser horas e incluso meses (Ramirez, 2007).

Muestras compuestas

Son las mezclas de muestras simples recogidas en el mismo punto en distintos momentos. Para determinar las concentraciones medias estas muestras son muy útiles. También suponen un ahorro de trabajo y gasto, como se puede evidenciar si en lugar de preparar y analizar esta muestra compuesta o tener que analizar por separado un gran número de muestras y llegar posteriormente, mediante procesamiento de datos, a resultados medios y totales (Liscano, 2015).

1.2.4. Ubicación geográfica

Posible lugar de localización de biofiltro (Figura 2) se encuentra ubicado en Quito, vía antigua Santo Domingo de los Colorados, Parroquia Chillogallo, específicamente el barrio "La Libertad" en las coordenadas S 0.29°, 78.59°W, sobre los 2800 msnm (Figura 1).



Figura 1 Barrio La Libertad (Peñafilel, 2012)



Figura 2. Ubicación extractora del río El Rosario (Maps, 2015)

1.2.5. Parámetros a analizar

1.2.6. Parámetros Físicos

Los parámetros físicos del agua, llamados así porque pueden impresionar a los sentidos (vista, olfato, etcétera), tienen directa incidencia sobre las condiciones estéticas y de aceptabilidad del agua (Mejía Reinoso, 2010).

1.2.6.1. Olor y Sabor

En su forma pura, el agua no produce sensaciones olfativas. El olor en el agua puede utilizarse de manera subjetiva para describir cuantitativamente su calidad, estado, procedencia o contenido. Aun cuando esta propiedad pueda tener un amplio espectro de posibilidades, para propósitos de calidad de aguas existen ciertos aromas característicos que tipifican algunas fuentes u orígenes. (APHA, 1992).

Tabla 1. Tipos de olor (APHA, 1992)

Tipo de Olor	Tipo de Agua
Inodoro	Típico de aguas dulces y frescas.
Olor metálico	Típico de aguas subterráneas
Olor a Sulfuro	Típico de ARD, de MO. y en general de sistemas anaeróbicos.
Olor Vegetal	Típico de aguas poco profundas, de humedales y estuarios
Olor Pítrico	Típico de lixiviados de RS. y de aguas procedentes de PTARs.
Olor a Pescado	Típico de aguas oceánicas y de cultivos piscícolas
Estas sustancias pueden tener su origen en vertidos de residuos municipales e industriales, en factores naturales, como la descomposición de materiales vegetales, o en una actividad microbiana asociada.	

El sabor y el olor están estrechamente relacionados; por eso es común decir que "A lo que huele, sabe el agua".

Estas características constituyen el motivo principal de rechazo por parte del consumidor.

La percepción del olor no constituye una medida, sino una apreciación y esta tienen, por lo tanto, un carácter subjetivo. El olor raramente es indicativo de la presencia de sustancias peligrosas en el agua, pero sí puede indicar la existencia de una elevada actividad biológica.

También pueden definirse como determinaciones organolépticas y de determinación subjetiva, para dichas observaciones no existen instrumentos de observación ni registro. Ni unidades de medida (Menorca B. , 2013).

Tabla 2. Determinación según sus olores (APHA, 1992).

Naturaleza	Origen
Olor balsámico	Flores
Dulzor	Coelosphaerlum
Olor químico	Agua residual industrial
Olor a cloro	Cloro libre
Olor a hidrocarburo	Refinería de petróleo
Olor medicamentoso	Fenol, yodoformo
Olor a azufre	Ácido sulfhídrico
Olor a pescado	Pescado, mariscos
Olor séptico	Alcantarilla
Olor a tierra´	Arcillas húmedas
Olor fecaloide	Retrete, alcantarilla
Olor a moho	Cueva húmeda
Olor a legumbres	Hierbas, hojas en descomposición

1.2.6.2. Color

El color es la capacidad de absorber ciertas radiaciones del espectro visible. Existen muchas causas y por ello no podemos atribuirlo a un constituyente en exclusiva, aunque algunos colores específicos dan una idea de la causa que lo provoca, sobre todo en las aguas naturales (Menorca B. , 2013).

En general presentan colores incluidos por materiales orgánicos de los suelos vegetales:

- Color amarillento a los ácidos húmicos.
- Color rojizo, suele significar la presencia de hierro.
- Color negro indica la presencia de manganeso.
- El color no descalifica a un agua como potable, pero puede ser rechazable por estética. (APHA, 1992).

1.2.6.3. Temperatura

La temperatura del agua es un parámetro importante dada su influencia, tanto sobre el desarrollo de la vida acuática como sobre las reacciones químicas y velocidades de reacción. (DIGESA, 1992)

La temperatura es un indicador de localización del agua, que influye en el comportamiento de otros indicadores de la calidad del recurso hídrico, como el pH, el déficit de oxígeno, la conductividad eléctrica y otras variables fisicoquímicas (DIGESA, 1992).

La determinación de temperatura es un parámetro fundamental en el tratamiento de aguas residuales. Porque es el factor que determina el desarrollo de la actividad bacteriana, influyendo el metabolismo, productividad, respiración y descomposición de la materia orgánica.

1.2.6.4. Turbiedad

La turbiedad es originada por las partículas en suspensión o coloidales (arcillas, limo, tierra finamente dividida, etcétera).

La turbiedad es causada por las partículas que forman los sistemas coloidales; es decir, aquellas que, por su tamaño se encuentran suspendidas y producen la transparencia del agua en menor o mayor grado.

La turbidez se utiliza para indicar la calidad del agua y la eficiencia de la filtración, para determinar si hay presencia de organismos que provocan enfermedades. (DIGESA, 1992).

1.2.6.5. Sólidos totales

Todos los contaminantes del agua, con excepción de los gases disueltos, contribuyen a la carga de sólidos. Estos contaminantes pueden ser de naturaleza orgánica y/o

inorgánica, provenientes de las diferentes actividades domésticas, comerciales e industriales.

La definición generalizada de sólidos es la que se refiere a toda materia sólida que permanece como residuo después de una evaporación y secado de una muestra de volumen determinado, a una temperatura de 103°C a 105°C. Los métodos para la determinación de sólidos son empíricos, fáciles de realizar y están diseñados para obtener información sobre los diferentes tipos de sólidos presentes.

1.2.7. Parámetros químicos

1.2.7.1. OD (Oxígeno disuelto)

La oxigenación del agua se debe principalmente a la solubilización del oxígeno atmosférico y a la generación de la fotosíntesis. La concentración del oxígeno en agua depende, de la presión parcial del oxígeno en la atmósfera y de la temperatura del agua. (EPN, 2012).

1.2.7.2. DBO5 (Demanda Biológica de Oxígeno)

Es la cantidad de oxígeno que requieren los microorganismos para estabilizar u oxidar la materia orgánica biodegradable en condiciones aerobias, permite determinar la cantidad de nutrientes que se encuentran a disposición para un sistema biológico.

La DBO es el parámetro de la contaminación orgánica. (DIGESA, 1992)

1.2.7.3. DQO (Demanda Química de Oxígeno)

Parámetro analítico de contaminación mide el material orgánico contenido en una muestra mediante la oxidación química. Es la cantidad de oxígeno que consume la porción de materia orgánica que se encuentra en las aguas residuales y que se necesita para disponer esa materia sin la participación de microorganismos, sino por medio de la oxidación de materia orgánica. (Ambientales, 2004).

Cuantifica la materia oxidable.

1.2.7.4. COT (Carbono Orgánico Total)

Cantidad de materia orgánica presente.

El TOC informará al usuario de la suma de todo el carbono orgánico presente en estos compuestos.

El carbono orgánico en aguas y aguas residuales está compuesto de una variedad de compuestos orgánicos en diversos estados de oxidación. Algunos de estos compuestos de carbono se pueden oxidar aún más mediante procesos biológicos o químicos para la determinación de este parámetro se utilizó el método de oxidación persulfato-uvavioleta o persulfato calentado.

1.2.7.5. pH (Potencial de hidrógeno)

El potencial de hidrógeno es una medida de la acidez o basicidad de una solución. La concentración del ion hidrógeno es muy relevante en las aguas naturales como en las aguas residuales. El pH de la mayoría de las aguas naturales está entre 6-9 unidades. El pH permanece razonablemente constante a menos que la calidad cambie debido a las influencias de tipo natural o antropogénicas.

1.2.7.6. Grasas y Aceites

Este parámetro se debe considerar para la manipulación, tratamiento y disposición final tanto en aguas residuales como en lodos. Tiene escasa solubilidad en el agua y tienden a separarse de la fase acuosa, estas características pueden ser una ventaja ya que facilita su separación por medio del uso de trampas de grasa o unidades de flotación. (Jose & Ornela, 2016).

1.2.8. Parámetros microbiológicos

1.2.8.1. Coliformes fecales y totales

Los coliformes fecales conforman un subgrupo de los coliformes totales y tienen forma de bastón de 0.0002-0.003 mm a 0.002 a 0.003 mm; son bacterias anaerobias facultativas. Para evaluar la eficiencia de una planta de tratamiento de aguas residuales se usan los coliformes fecales y se recurre a los coliformes totales si no hay presencia de coliformes fecales.

La diferencia entre coliformes fecales y coliformes totales está en la tolerancia ya que pueden resistir elevadas temperaturas, mientras que, los coliformes totales resisten temperaturas de 44.5°C. (Vasquez & Legnaní, 2013).

La determinación de coliformes totales se realizó en base a las técnicas de fermentación en tubo múltiple, APHA 9221 B, mientras que para la determinación de coliformes fecales se utilizó el APHA 9221 C. Los dos parámetros microbiológicos son realizados a partir del método del Número más Probable.

1.2.9. Remediación

El concepto de remediación hace referencia a la aplicación de estrategias físico-químicas para evitar el daño y la contaminación en suelos. (Remediación, 2015).

1.2.10. Fitorremediación

La Fitorremediación representa una tecnología alternativa, sustentable y de bajo costo para la restauración de ambientes y efluentes contaminados.

Hace referencia a una serie de tecnologías que se basan en el uso de plantas para limpiar o restaurar ambientes contaminados tales como: aguas, suelos, e incluso aire.

Fitorremediación se compone dos palabras, Fito que significa planta o vegetación y remediar que significa poner remedio a algo, corregir o enmendar algo. Fitorremediación significa remediar un daño por medio de plantas o vegetales. (Nuñez, 2004).

Tabla 3. Ventajas y desventajas de la Fitorremediación. (Núñez López, 2004)

VENTAJAS	DESVENTAJAS
<ol style="list-style-type: none"> 1. Es una tecnología sustentable. 2. Es eficiente para tratar diversos tipos de contaminantes in situ. 3. Es de bajo costo, no requiere personal especializado para su manejo y consumo de energía. 4. No produce contaminantes secundarios y por lo mismo no hay necesidad de lugares de desecho. 	<ol style="list-style-type: none"> 7. Es un proceso relativamente lento (cuando las especies son de vida larga, como árboles o arbustos.) 8. Es dependiente de las estaciones. 9. Los contaminantes acumulados en las hojas pueden ser liberados nuevamente al ambiente durante el otoño.

5. Se pueden reciclar recursos como por ejemplo agua, biomasa, etc.	10. No todas las plantas son tolerantes o acumuladoras.
6. Tiene una alta probabilidad de ser aceptada por el público, ya que es estéticamente agradable.	11. Se requieren áreas relativamente grandes.
	12. Puede favorecer al desarrollo de mosquitos (en sistemas acuáticos).

1.2.11. Biofiltros

Los biofiltros son sistemas que simulan a los humedales naturales en los cuales el agua se depura de manera espontánea, por ello también son conocidos como humedales artificiales. Se caracterizan por tener una pequeña profundidad y ser rellenados con materiales porosos como lecho filtrante: sirviendo de soporte a las plantas que pueden encontrarse de forma fija o de forma flotante. (Viteri, 2012).

1.2.11.1. Partes del biofiltro

- Lecho filtrante

Tiene un desempeño fundamental en eliminación de sólidos, ya que suministra el área en donde se establece una biopelícula bacteriana que actúa en la descomposición de contaminantes.

Es necesario mencionar su importante papel en el soporte para la vegetación. Generalmente se utiliza como lecho filtrante: piedra, arena y grava las cuales deben asegurar el adecuado funcionamiento de un biofiltro, para lo cual se debe realizar la correcta selección del material, teniendo en cuenta aspectos importantes como son: la granulometría y resistencia de los materiales frente al desgaste que provoca el agua residual que se desea tratar. (Sarango Araujo, 2016)

La granulometría hace referencia a las proporciones en las que se encuentra las diversas partículas del suelo, es decir, al contenido de grava, arena o arcilla. Por otra parte, la porosidad se refiere al porcentaje de orificios que existe en un material sólido.

La arena es un conjunto de partículas de rocas disgregadas, es un material compuesto de partículas cuyo tamaño va desde 0.063 hasta 2 milímetros. Generalmente el

componente más común de la arena es SiO_2 , aunque la composición puede variar dependiendo las condiciones propias de la roca. (Maldonado, 2016).

La grava, al igual que la arena es de origen geológico, en donde por una serie de procesos climáticos las rocas se desintegran o descomponen en la naturaleza. También su origen es artificial cuando piedras como caliza, granito, basalto, dolomita y cuarzo pasan por un proceso de corte, estas se encuentran en los lechos de los ríos y se caracterizan por tener un tamaño de 3 a 70 milímetros.

1.2.11.2. Clasificación de biofiltros

Clasificación basada en el tipo de planta predominante:

- Biofiltros con macrófitas flotantes: *Eichhornia crassipes* lechuguin.
- Enraizados: sumergidas y emergentes.
- Biofiltros con macrófitas sumergidas: *Littorella uniflora* (hierba).
- Biofiltros con macrófitas emergentes, es decir, parte del follaje se encuentra sumergido mientras que sus flores y hojas se encuentran en la superficie; en las que se incluyen *Typha latifolia* (totora).

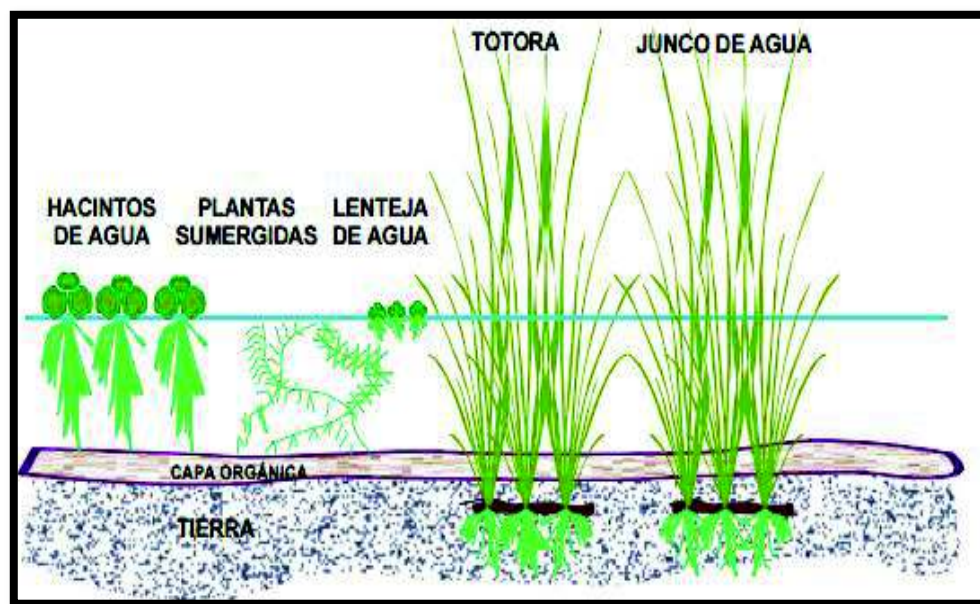


Figura 3. Clasificación de biofiltros (Guerra, 2012)

- Biofiltro
s con macrófitas emergentes

Estos consisten en depósitos de profundidad que varían entre 0.4-1.5 metros, que se alimentan con agua residual en los que se desarrollan una especie flotante en las que se incluyen Pasto vetiver. (Jose & Ornela, 2016).

Este tipo de planta presentan un alto contenido de nitrógeno y fósforo es sus tejidos, lo que las convierte es especies eficientes para reducir el nivel de nutrientes; las macrófitas sirven como filtro para optimizar los procesos físicos de separación de partículas. (Jose & Ornela, 2016).

- Plantas acuáticas

Actúan como soporte de microorganismos y crean en sus proximidades ambientes propicios para el desarrollo de estos. Se caracterizan por recibir los nutrientes minerales desde el agua y favorecer la transferencia de oxígeno desde las hojas hasta las raíces. Además absorber el carbono y nutrientes en sus tejidos. (Jose & Ornela, 2016).

- Microorganismos

Los microorganismos, gracias a su capacidad metabólica, llevan a cabo el tratamiento biológico, principalmente la degradación de contaminantes que se encuentran en el agua residual de forma aerobia, en la parte superior del Biofiltro, en donde existe la presencia de oxígeno procedente de la atmósfera, mientras que en el medio filtrante o granular se desarrollan los microorganismos. (Jose & Ornela, 2016).

1.2.12. Pasto Vetiver

La planta vetiver *Vetiveria zizanioides*, (L.) una vez plantada crece muy rápido. Puede desarrollarse en 6 meses una planta de 2m de altura y con raíces de hasta 4 m. También se caracteriza poseer una longevidad alta de más de 50 años a la vez desarrolla un sistema radicular poderoso, profundo y muy resistente. (Wildschut, 2013).

Vetiver proviene de la India especialmente de los pantanos. Es tanto hidrofita, como xerofita, es decir que se adaptan tanto a suelos inundados o secos. Una vez establecida puede resistir sequias, inundaciones y prolongados periodos de anegamiento. Su cultivo se realiza a luz del día por lo que requiere altos requerimientos de la luz solar y en

sombra (superior a 40%) de lo contrario crece más despacio o muere. La planta se desarrolla óptimamente a temperaturas de 20-30°C, aunque puede tolerar temperaturas aéreas de -15°C a +40°C. (Wildschut, 2013).

Se ha demostrado en investigaciones que el vetiver hidropónico es capaz de remover:

- Nitrógeno total 100 mg/l a 6 mg/l (94% de eficiencia)
- Fósforo total 10 mg/l a 1 mg/l (90%)
- Aumenta niveles de Oxígeno disuelto <1 mg/l a 8 mg/l

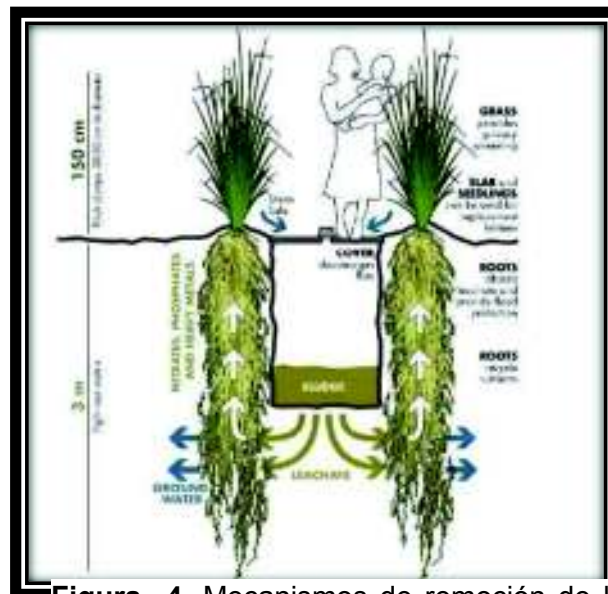


Figura 4. Mecanismos de remoción de la Planta Vetiver (Jose & Ornela, 2016)

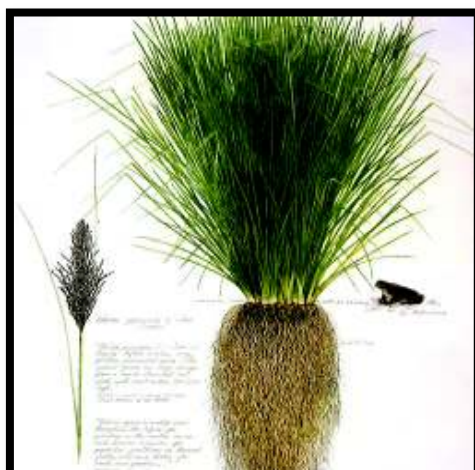
Tabla 4. Ventajas de utilizar el sistema Vetiver (González, 2017)

Simplicidad	La aplicación del Sistema Vetiver es bastante sencilla en comparación con otros métodos convencionales. Aparte del diseño inicial apropiado, solo requiere la preparación de la tierra para la siembra y medidas de prevención de hierbajos en la fase de establecimiento.
Bajo costo	La aplicación del Sistema Vetiver en

	tratamiento de aguas residuales cuesta una fracción comparado con métodos convencionales tales como tratamiento químico o mecánico. La mayor parte del costo se encuentra en el material vegetal, con pequeñas cantidades de fertilizantes, herbicidas y el trabajo de la siembra.
Mantenimiento mínimo	Una vez establecido, el Sistema Vetiver requiere poca o ningún mantenimiento para seguir haciendo su función; sólo la cosecha dos o tres veces al año. Esto es lo contrario comparado con otros medios más costosos que requieren mantenimiento regular y un operador experto, como, por ejemplo, un ingeniero para operarlo de manera eficiente.
Cuando se planta correctamente forma rápidamente un cerco espeso y permanente.	Sus hojas afiladas y sus raíces aromáticas repelen a los roedores, serpientes y otras plagas similares.

1.2.12.1. Características de Sistema Vetiver

Es una planta asexual, es decir, sus semillas no son fértiles, y por ende no hay riesgo que se convierta en maleza. Tolera condiciones extremas de sequías, inundaciones, quema, temperaturas aproximadas de -14°C a 46°C , altitudes de 0 m hasta 2800 msnm, pH de 3 a 12,5; se adapta a suelos con presencia de aluminio, arsénico, plomo, selenio, etc. (Figura 1.2.8.1) (Truong, 2008).



1.2.12.2. Mecanismo de remoción de contaminantes (Pasto Vetiver)

Remoción de sólidos

El lecho y las raíces de las plantas reducen la velocidad del agua, además se produce un tamizado en los espacios intersticiales del lecho filtrante, y se promueve la formación de partículas de mayor tamaño y con ellos sedimentación y precipitación.

Remoción de Demanda Biológica de Oxígeno

La eliminación en los espacios entre las raíces y material poroso mientras que la DBO soluble es eliminada por microorganismos que crecen en la superficie del lecho de soporte, raíces y de las plantas.

Remoción de Fósforo

El fósforo presente en forma de sólidos se sedimentan en el fondo y puede adherirse en las superficies que forman biopelícula (Jose & Ornela, 2016).

2. METODOLOGÍA

El análisis del agua en su origen, proporciona los primeros datos respecto a su calidad, orientando en la selección de su captación y facilitando el tratamiento que puede aplicar posteriormente.

2.2. Datos a monitorear

Para identificar las posibles fuentes contaminantes que deterioran la calidad de las aguas del río el Rosario, se determinó los parámetros básicos a analizar, además, con el propósito de contar con una persona capacitada en cuanto al conocimiento del sitio de estudio.

Tabla 5. Parámetros físicos, químicos y microbiológicos a determinar

Parámetros físicos	Parámetros químicos	Parámetros microbiológicos
Olor	DBO	Coliformes fecales
Color	DQO	
Sabor	pH	
Temperatura	COT	Coliformes totales
Turbiedad	Grasas y Aceites	
Conductividad	Solidos	

Tabla 6. Parámetros y métodos para la caracterización del agua residual

	Parámetros	Método
Análisis <i>in situ</i>	Oxígeno disuelto	Electroquímico
	Temperatura	

	Color	Nefelómetro
	Turbiedad	
	Conductividad Eléctrica	Electrométrico
	pH	Potenciómetro
Análisis gravimétricos	Sólidos totales	APHA 240 B
	Sólidos totales disueltos	
Análisis de componentes orgánicos	DQO	Espectrofométricos HACH DQO
	DBO	Respirométricos Winkler
Análisis microbiológicos	Coliformes Totales	Número más probable APHA 9221 B
	Coliformes Fecales	Número más probable APHA 2221 C

Fuente: HACH (2012), Severiche, Castillo y Acebedo (2013).

2.3. Parámetros físicos

2.3.1. Olor y Sabor

En cuanto a la determinación de ambos parámetros, son parámetros que definen la calidad estética del agua y se determinaron en forma organoléptica, es decir, por medio de los sentidos.

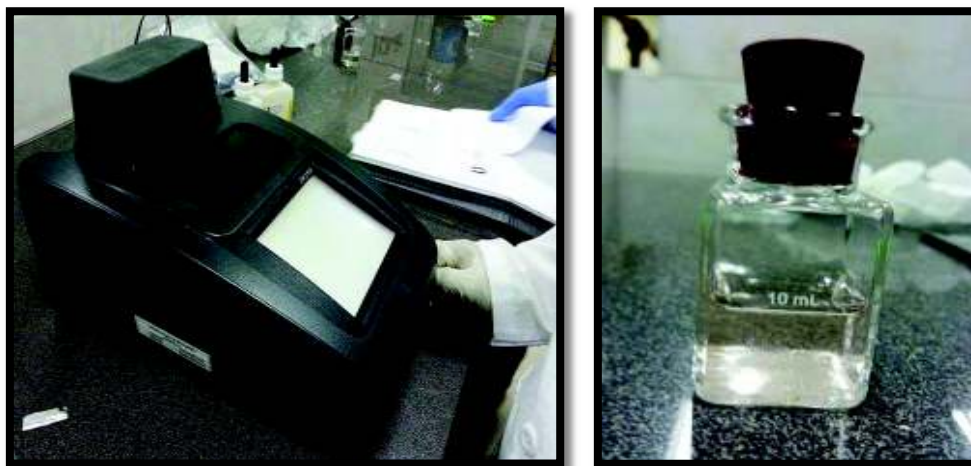


Figura 7. Espectrofotómetro y celda para la determinación de color

2.3.3. Temperatura

La determinación de este parámetro consistió en sujetar del instrumento la sonda del instrumentó y lavarla con abundante agua destilada, esto se realizó con el propósito de evitar la presencia de agentes contaminantes y tener valores reales, enseguida se tomó una pequeña muestra es un recipiente y se sumergió la sonda.



Figura 8. Oxímetro HACH

2.3.4. Conductividad

Parámetro medido in situ, método utilizado electrométrico y el equipo utilizado fue el conductímetro (Figura 8). Como primer paso se encendió el equipo y se verificó que no aparezca en la pantalla la indicación LO BAT (baja batería) posteriormente se seleccionó el rango apropiado, se insertó el sensor dentro de la muestra inmersa más allá de los orificios de ventilación y agitar el sensor verticalmente para asegurarse de que no haya burbujas de aire atrapadas. Se esperó a que la lectura se estabilizó. (EPN, 2012).



Figura 9. Conductímetro

2.3.5. Turbiedad

Parámetro in situ, el método utilizado fue el nefelométrico y el equipo utilizado fue Turbidímetro. (Figura). Este método se emplea siempre y cuando la turbidez de una alícuota sea menor a 40 NTU.

La determinación de este parámetro consistió en tomar una pequeña muestra en cada punto y colocar una alícuota hasta la línea de llenado del tubo (10 ml). Las mediciones se realizaron por duplicado para evidenciar el valor real, el valor reportado se obtuvo mediante la realización de la media aritmética. La exactitud del equipo se comparó mediante la lectura de los diferentes estándares de calibración. (EPN, 2012).



Figura 10. Turbidímetro

2.3.6. Sólidos totales

La determinación de sólidos totales se basó en el método APHA 2540. Primero se registró el peso de crisol (P_0), esta se introdujo a la estufa a una temperatura de 103°C a 105°C esto en un lapso de 2 horas. Después, se colocó en un desecador para permitir que se enfrié hasta temperatura ambiente, después, se registró el peso; cabe recalcar que esto se realizó en una balanza analítica, posteriormente, se colocó 100 ml de la muestra al crisol, llevándola nuevamente a la estufa a una temperatura de 105°C por el lapso de dos horas, asimismo, se colocó en el desecador por 2 horas, y se procedió a registrar el nuevo peso (P_1). A continuación, se colocó el crisol en la mufla a 550°C durante 20 minutos, en el mismo momento, se llevó el crisol al desecador para permitir que se enfrié hasta una temperatura ambiente. Finalmente se registró el nuevo peso del crisol. (Ver figura 2.3.6).

Los sólidos totales se determinaron mediante la ecuación 1, expresada en m/l: (EPN, 2012).

$$ST = \frac{P_1 - P_0}{V_m}$$

(1)

Dónde:

- P_0 = peso inicial de un crisol previamente tarado
- P_1 = peso del crisol (salido de la mufla)
- V_m = Volumen de la muestra. Expresada en mililitros.



Figura 11. Determinación de sólidos



Desecadores

2.4. Parámetros químicos

2.4.1. OD (Oxígeno disuelto)

La medición de oxígeno disuelto se realizó *in situ*, el método utilizado fue el electroquímico, para cada uno de los análisis se utilizó el oxímetro. (Figura 12), un equipo electrónico con el cual se obtienen los valores de oxígeno disuelto, porcentaje de saturación de aire.

Es importante mencionar que, el método explicado se realizó *in situ*.

Para la determinación de este parámetro, se inició lavando con abundante agua destilada la sonda del instrumento, esto se realizó con la finalidad de evitar posibles contaminantes, ya que pueden alterarse los valores al momento de determinar otros parámetros y, posteriormente, se sumergió la sonda del equipo en la muestra a analizar. Cabe recalcar que, la lectura de los valores se realizó después de que exista un equilibrio térmico y el equipo se estabilice y se procede a registrar los valores.



Figura 12. Oxímetro HACH HQ30D

2.4.2. DBO₅ (Demanda Biológica de Oxígeno)

El método para el análisis de este parámetro fue el respirométrico y se lo realizó inmediatamente después de su recolección.

El volumen de la muestra puede ser estimado a partir de la DBO5 ESPERADO, dicho valor se calculó a partir de la DQO. El valor esperado de la DBO5 se calculó mediante la ecuación 2.

$$\text{DBO}_5 \text{ esperado} = 80\% \times \text{DQO} \quad (2)$$

Dado que ya se obtuvo el valor esperado de la DBO5, se procedió a seleccionar el rango de medida de valor mencionado anteriormente.

El volumen de muestra se tomó en función del rango de medida de DBO5 esperado.

Tabla 7. Volumen de muestra en función del rango de medida de la DBO₅ esperado

Volumen de la muestra (ml)	Rango de medida (mg/l)	Factor
432	0-40	1
365	0-80	2
250	0-200	5
164	0-400	10
97	0-800	20
43.5	0-2000	50

Fuente: OxiTop, 2008

Luego de determinar el volumen de la muestra a partir de la DBO₅ esperado, después se procedió a colocar el volumen de la muestra requerido para el rango de medida calculado. Para esto se utilizó matrices volumétricos aforados provistos en el equipo inmediatamente colocar el volumen en el frasco OxiTop (Figura 13), se añadió 20 gotas de inhibidor de nitrificación (el volumen de gotas depende del volumen de la muestra, es decir, se realizó una relación de 1000ml de muestra equivaldría al valor mencionado anteriormente). Por otra parte, se colocó una barra de agitación magnética en su interior, después se colocó el receptáculo de caucho en el cuello de la botella, se insertó en el mismo dos pastillas de NaOH con la ayuda de unas pinzas, posteriormente se colocó la

cabeza del OxiTop a la botella, lo cual fue encerado. Esto se realizó con el propósito de eliminar valores almacenados anteriormente.

Finalmente, se colocó las botellas en la bandeja de agitación del equipo e incubar a 20 C durante 5 días. (Figura 13).

La DBO5 FINAL se obtuvo a partir del valor registrado en el equipo por el factor del rango de medida de la DBO5 ESPERADO.

El valor final de la DBO5 se calculó mediante la ecuación 3.

$$\text{DBO}_5 = \text{Valor registrado} \times \text{Factor} \left[\frac{\text{mg}}{\text{l}} \right] \quad (3)$$



Figura 13 Equipo OXITOP



Figura 14. Incubadora (DBO5)

2.4.3.DQO (Demanda Química de Oxígeno)

Para la determinación de la DQO se realizaron los análisis en los 4 puntos de muestreo en el Laboratorio Docente de la Facultad de Ingeniería Civil y Ambiental (FICA) de la Escuela Politécnica Nacional y para su determinación se empleó el método HACH 800.

Para empezar, se escogió viales de diferentes rangos, esto dependió de las concentraciones contaminantes existentes en las muestras y, a continuación, se tomó la muestra y se homogenizó para asegurar una distribución uniforme de sólidos suspendidos, después se dispuso a precalentar el digestor de DQO a 150 °C. Los viales contenían una solución de dicromato de potasio donde se colocó 2 ml de muestra, posteriormente, se colocó 2 ml de agua destilada en otro vial para DQO, este se lo utilizó como blanco o vial de calibración. Después, se tapó herméticamente cada vial y se agitó con el fin de homogenizar el contenido, en este paso el vial se tornó muy caliente, por lo que se debió manejar con cuidado y, a continuación, los viales fueron colocados en el digestor precalentado. El equipo tiene una celda plástica de protección que debe ser colocada sobre el bloque del reactor, en una temperatura de 150 °C durante dos horas, posteriormente se esperó hasta que los viales alcancen una temperatura ambiente. Finalmente se procedió a medir la DQO de cada uno de los viales, utilizando el espectrofotómetro. (EPN, 2012).

Es importante recalcar que, en los puntos 1,2 y 3 de muestreo se utilizó viales de rango bajo (LR 3-150 mg/l), programa 430 DQOO RB y, por otro lado, en el punto de muestreo 4 se empleó el vial de rango algo (HR 20-1500 mg/l), programa 435 DQO RA.



Figura 15. Equipo Espectrofotómetro HACH

2.4.4. COT (Carbono Orgánico Total)

La determinación del COT en los puntos de muestreo 1 y 4, se realizó en el Centro de Investigaciones y Control Ambiental (CICAM) en la Escuela Politécnica Nacional. Para su determinación de empleo el método APHA 5310 B.

Para determinar este parámetro, se inició enjuagando con abundante agua destilada las botellas ámbar y se procedió a homogenizar con la muestra antes de ser llenadas con la misma y se procedió a filtrar a través de un filtro de 0,45 μm . Cabe recalcar que aquí se elimina el carbono inorgánico, después se transfiere una porción representativa (10 a 15 ml) a un vaso de precipitación de 30 ml, y se agrega ácido para reducir el pH a 2 o menos y se purgó con gas durante 10 minutos. Posteriormente se retiró una porción de muestra preparada usando una jeringa equipada con una aguja de punta roma. Luego se seleccionó el volumen de muestra de acuerdo con la dirección del fabricante, después se revolviaron las muestras que contienen partículas con un agitador magnético. Seleccione el tamaño de la aguja en consonancia con muestra de tamaño de partícula. Otras técnicas de inyección de muestra, como los bucles de muestra, pueden ser utilizados. Inyectar muestras y estándares en analizador de acuerdo con las instrucciones del fabricante y la respuesta de registro. Repita la inyección hasta que se obtengan mediciones consecutivas que son reproducibles dentro del 10% y registre los valores.

2.4.5. pH (Potencial de hidrógeno)

Parámetro analizado in situ, el método utilizado fue el potenciométrico y el equipo utilizado fue el potenciómetro (Figura 2.5.4). (APHA, 1992).

Para el medir el pH se empezó calibrando el equipo con diferentes soluciones tampón (pH 4, pH 9 y pH 10), esto se realizó con la finalidad de verificar la exactitud del equipo. Para comenzar a realizar las mediciones se lavó el electrodo con abundante agua destilada y se colocó dentro de la muestra. Las muestras se realizaron por duplicado y el valor final se obtuvo mediante la media aritmética.



Figura 16. Potenciómetro

2.4.6. Grasas y Aceites

Para determinar la concentración de grasas y aceites en cada una de las muestras, se utilizó el método APHA 5520, gravimétrico. Los análisis se realizaron en el Centro de Investigaciones y Control Ambiental (CICAM) en la Escuela Politécnica Nacional.

2.5. Parámetros Microbiológicos

2.5.1. Coliformes fecales y totales

La determinación de coliformes totales y fecales se realizó en el Laboratorio Docente de la Facultad de Ingeniería Civil y Ambiental (FICA) de la Escuela Politécnica Nacional. Los coliformes totales se determinaron en base al procedimiento establecido en APHA 9221 B; y la determinación de coliformes fecales se realizó según lo descrito en APHA 9221 C. Los dos parámetros microbiológicos fueron realizados a partir del método del Número Más Probable. (NMP).

La técnica del NMP expresa la cantidad de microorganismos presentes en una muestra, esto se realizó mediante la inoculación de una serie de tubos.

La determinación de coliformes totales se realizó mediante dos fases: la presuntiva y la confirmativa. En las dos fases se utiliza la técnica del NMP.

En la prueba presuntiva se utilizó como medio de cultivo caldo lactosado y reactivo purpura de bromocresol (indicador de pH), además, se utilizó un medio de dilución que contiene dos soluciones tampón (A y B). Es decir, si en esta prueba el medio cambia de color purpura a amarillo, se evidenciará que hay presencia de coliformes totales, puesto

que, dichos microorganismos fermentan la lactosa a temperaturas de 35 a 37 °C durante un lapso de tiempo de 48 horas (APHA, 1992).

En cambio, en la prueba confirmativa se usa el caldo verde brillante que contiene lactosa sales biliares y verde brillante (Compuestos que inhiben el crecimiento de bacterias no entéricas). Esta prueba se utiliza para confirmar que, los tubos, probablemente positivos, obtenidos a partir de la prueba presuntiva lo son en realidad. Si las series de tubos utilizados en esta fase presentan gas existe la presencia de coliformes totales, dado que, dichos organismos fermentan la lactosa a temperaturas de 35 a 37 ° C durante 48 horas.

Procedimiento para determinar coliformes totales (Prueba presuntiva)

Para verificar la presencia de coliformes totales mediante el método del NMP, en primer lugar, se llevó a cabo la elección del número de diluciones. Para cada muestra se prepararon 4 diluciones (10^0 , 10^1 , 10^2 , 10^3), y estas diluciones fueron repetidas 3 veces y, además, cada determinación se hizo por duplicado. Luego de obtener el número de diluciones, se procedió a colocar los tubos en una gradilla, dichos tubos fueron enjuagados varias veces con agua destilada y alcohol.

Posteriormente, para la preparación del medio de cultivo se utilizó el medio lactosado y el reactivo púrpura de bromocresol (indicador de pH), es importante mencionar que, para cada litro de agua destilada se agrega 13 g del medio (Caldo lactosado 13 g por c/l) y con respecto al reactivo púrpura de bromocresol, se añade 0,1 g por cada litro de agua (0,1 g por C/l) (APHA, 1992).



Figura 17. Preparación del medio de cultivo

En este caso para cada muestra se utilizó 60 tubos de 25 ml, es decir, se preparó 600 ml de medio de caldo lactosado y, por consiguiente, se pesó 7,8 g de medio y 0,006 g del indicador, los dos reactivos son pesados en una balanza analítica, después, se introdujeron en un matraz Erlenmeyer con 200 ml de agua destilada y, además, se disolvieron con ayuda de un agitador magnético en la plancha de calentamiento y agitación, una vez disuelto el medio, se trasvasó a una probeta de 1000 ml la cual se aforó con agua destilada hasta los 600 ml. Después, se verificó el pH ya que el medio debe estar en un rango de $6,9 \pm 2$, si el pH no está en este intervalo se debe ajustar con la solución de hidróxido de sodio (0,1N). Posteriormente, con la ayuda de un dispensador se llenó los tubos de ensayo de 25 ml con 10 ml del medio, terminado todo el proceso se procedió a tapar los tubos con capuchones de algodón y. Finalmente, se esterilizaron en el autoclave Tuttnauer a 121°C por 15 minutos.

Acerca de la preparación del medio de dilución, se usó la solución tampón A y la solución tampón B. es necesario recalcar que, para cada litro de agua destilada, se agrega 1,25 ml de la solución B, se añade 5 ml por cada litro de agua destilada, en cuanto a la preparación de la solución tampón A, se colocó en un balón aforado de 1000 ml, 34 g de fosfato monopotásico con 500 ml de agua destilada y se reguló el pH a un valor próximo de $7,2 \pm 0,2$. Mientras que, la solución tampón B colocando en un balón aforado 8,1 g de cloruro de magnesio hexahidratado y 500ml de agua destilada. Ambas soluciones fueron aforadas hasta los 1000 milímetros y, además, esterilizadas a 121°C por cada 15 minutos.

Para la preparación del medio de dilución, se emplearon 15 tubos de ensayo de 10 ml en el análisis para cada alícuota, se preparó 150 ml de agua de dilución, para ello en una probeta de 500 ml se agregó 150 ml de agua destilada, también 0,19 ml de la solución A y 0,75 ml de la solución B, además, se disolvió el agua de disolución con la ayuda de una barra agitadora. Después, se prosiguió a dispensar 9 ml del agua de dilución a los tubos de ensayo de 10 ml, una vez terminado el proceso se taparon los tubos con tapas roscas y se esterilizaron en el autoclave a una temperatura de 121°C por 15 min (APHA, 1992).



Figura 18. Dispensador del medio de cultivo y medio de dilución.

Cuando el proceso de esterilización finalizo, los medios se sacaron del equipo y se conservaron a una temperatura ambiente, después, se depositaron en una gradilla. Posteriormente, los tubos fueron membretados con las siguientes diluciones 10^0 , 10^{-1} , 10^{-2} , 10^{-3} . A continuación, se inoculo los tubos cada muestra. (APHA, 1992).

El procedimiento para determinar los coliformes totales se describe a continuación:

Con ayuda de una pipeta esterilizada, se colocó 10 ml de la alícuota del medio de dilución (10^0) y a 2 tubos más del medio lactosado, posteriormente, con la punta ya esterilizada y con la ayuda de una micropipeta, se añadió 1 ml de la muestra a 1 tubo de ensayo con agua de dilución (10^{-1}) y de la misma manera para dos tubos del medio de caldo lactosado, después, se desechó la punta utilizada y con otra punta se tomó 1 ml de esta dilución y se colocó en el siguiente tubo con agua de dilución (10^{-2}), luego se inoculó 3 tubos de ensayo del medio caldo lactosado, con 1 ml de la dilución (10^{-2}). El procedimiento se repitió de la misma manera hasta completarlas las 4 diluciones establecidas. La figura 16 indica el procedimiento para determinar coliformes totales (APHA, 1992).

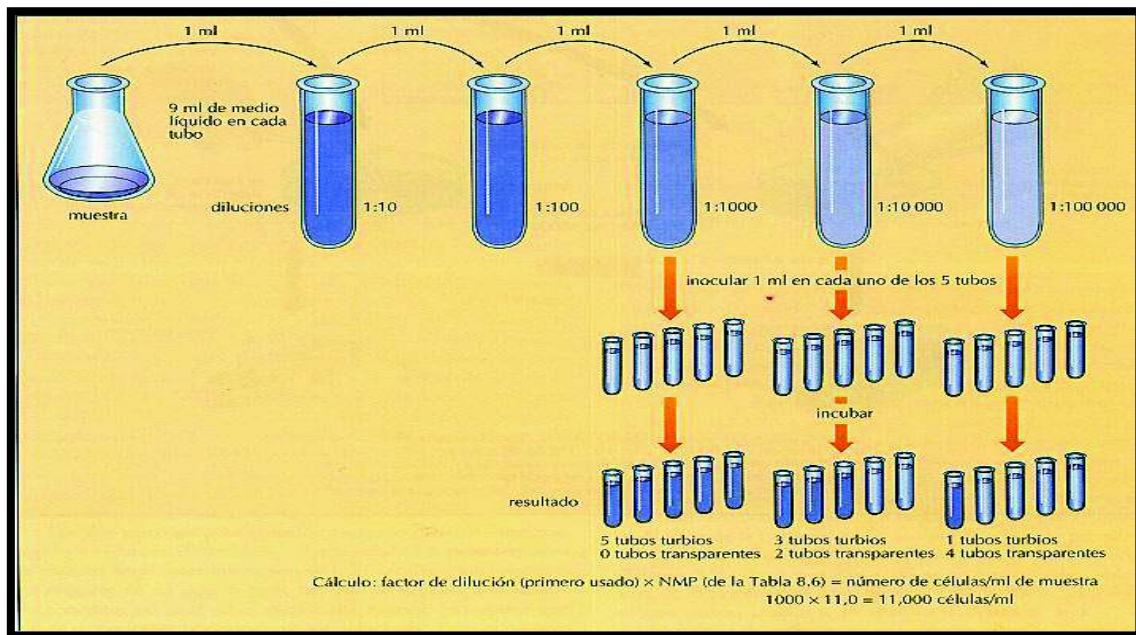


Figura 19. Esquema para la determinación de coliformes

Una vez terminado el proceso, las series de diluciones de cada alícuota se cultivaron en una incubadora a $35 \pm 0,5$ ° C durante 48 horas. Cuando el tiempo a transcurrido, se procedió a realizar el conteo de tubos positivos los cuales pasaron de color violeta a amarillo, debido a la acidificación por la fermentación que realizan dichas bacterias presentes en el medio, la comparación se hizo con los blancos, es decir, con los tubos que contenían el medio, pero sin inocular la alícuota y el medio de dilución (APHA, 1992).

2.6. Identificación de las posibles fuentes contaminantes

Las aguas residuales son aquellas que resultan de los procesos productivos o de la actividad metabólica de personas y animales. La contaminación de las aguas naturales puede originarse desde distintas fuentes:

- Ciudades: Basura y aguas de alcantarilla.
- Ganadería: Criadero de animales.
- Agricultura: Abonos y pesticidas.
- Minería: Escombros, productos químicos, polvo y gases. (Iturralde, 2013).

Para identificar las posibles fuentes contaminantes que deterioran la calidad de las aguas del río El Rosario, se realizó una salida de campo, con el fin de recorrer todo el tramo del

río en estudio, es decir, se tomó en cuenta a todos los puntos susceptibles de contaminación.

Se realizaron tres salidas de campo para recorrer el canal principal y, por consiguiente, se tomaron en cuenta los puntos susceptibles de contaminación, las condiciones que podrían variar la calidad del agua del canal y la influencia del medio circundante. En la figura 20 se indica la ubicación geográfica, además, las coordenadas de cada punto se registraron mediante GPS las cuales se describen en la Tabla 8

TABLA 8. Identificación de las posibles fuentes contaminantes

Puntos	Características	Ubicación	Coordenadas (WGS-84)	
			X	Y
Punto 1	Sitio cercano a la captación donde las aguas que conforman el río El Rosario	La libertad	21000804	29600358
Punto 2	Vertimientos de aguas residuales provenientes de usos agrícola y sembríos	La libertad	2105109	52962894
Punto 3	Vertido de agua residual proveniente de un criadero de truchas.	La libertad	2102558	12964148
Punto 4	Vertido de aguas residuales provenientes del barrio de El Girón	El Girón	2202638	1723579

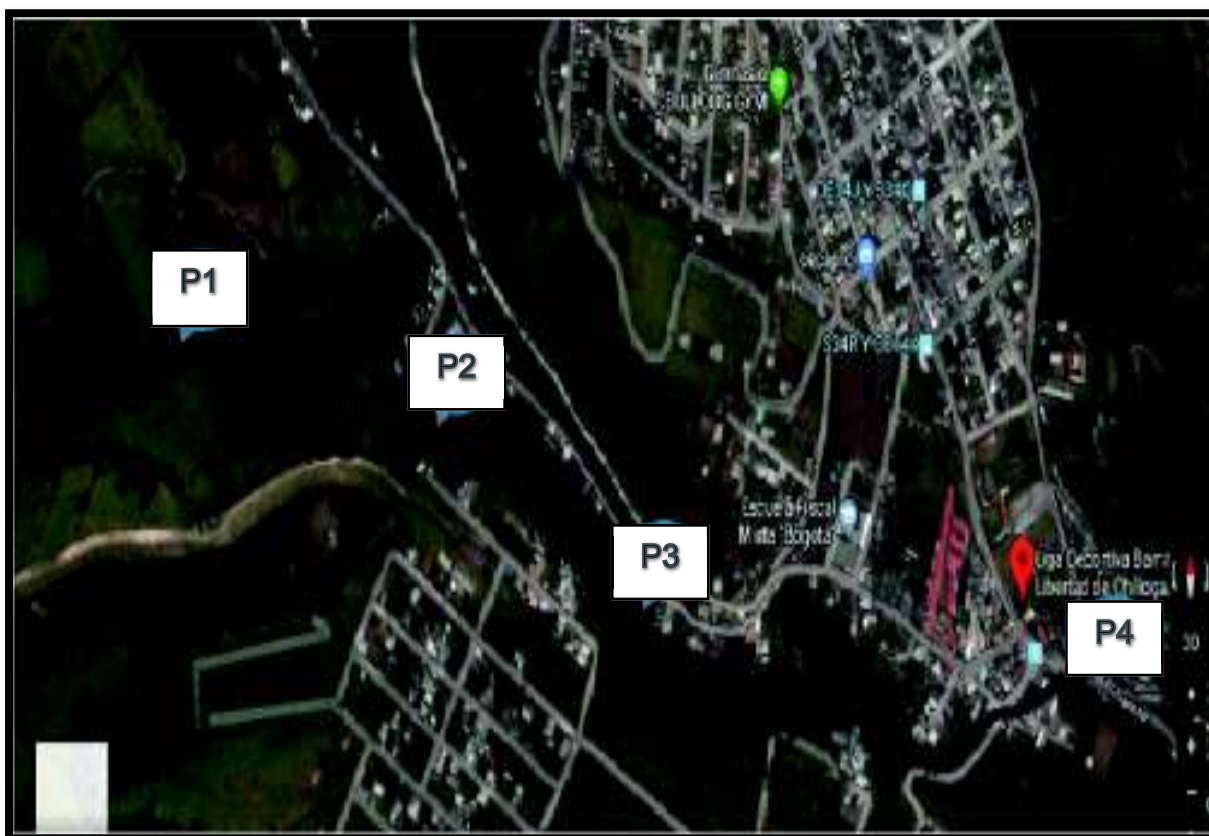


Figura 20. Ubicación geográfica y localización de los puntos de muestreo en el río el rosario

2.7. Muestreo

Este se realizó con respecto a los puntos susceptibles de contaminación. A continuación, se procedió a muestrear cada uno de los puntos mencionados en la tabla 8.

Para empezar, se efectuaron 2 salidas de campo en época de verano, como punto de partida se escogió realizar muestreos compuestos, con el fin de obtener resultados más confiables. Para comenzar, se tomó una cantidad de muestra considerable en un periodo de tres horas, obteniendo una mezcla uniforme. En cada hora establecida, se calculó el caudal, recolecto una muestra representativa. Cabe recalcar, que, las alícuotas se tomaron dependiendo del caudal con ayuda de una probeta plástica de 1000 ml con el propósito que la muestra final obtenida no sobrepase el recipiente. Además, se analizaron los parámetros *in situ* tanto de las alícuotas tomadas en cada hora establecida como en la muestra final ya homogenizada.

Otro motivo por el que se escogió realizar muestreos compuestos, fue porque se no se presentó problemas en cuanto a la realización de los análisis microbiológicos, ya que el tiempo requerido era suficiente para determinar dentro de las 24 horas.

2.7.1.Recipientes

Cabe señalar que los recipientes fueron seleccionados de acuerdo a los parámetros a ser analizados y el volumen necesario para el análisis se determinó según La Norma Técnica Ecuatoriana (Calidad Del Agua Muestreo, Manejo y Conservación de Muestras). En la tabla 2.7 se identifica el tipo de recipiente, el volumen necesario y la técnica de conservación.

Los recipientes se lavaron con abundante agua y agua destilada, y en el momento de tomar las muestras se homogenizó al menos 2 veces el envase con agua del río.

2.7.2.Recolección de las muestras

Los muestreos se realizaron el día miércoles 26 de junio del 2017 con una temperatura ambiente promedio de 13,4 ° C. Posteriormente el segundo muestreo se realizó el día 6 de julio la temperatura ambiente 12,5°C. Los dos muestreos fueron compuestos, el primero a las 8, 11 y 14 de la tarde en donde se recogieron 30 litros durante el día, el segundo muestreo a las 7, 10 y 13 de la tarde, donde se recogieron 35 litros con el fin de obtener una muestra representativa, el muestreo se realizó en los siguientes puntos:

Punto 1: La naciente u origen de agua, agua subterránea por tubería.

Punto 2: Aguas provenientes de criadero de truchas.

Punto 3: Sitio donde existe presencia de materia orgánica proveniente de heces de animales y sembríos.

Punto 4: Salida de alcantarillado de comunidad.

Se homogenizó la muestra en los recipientes de plástico y la muestra fue trasladada en refrigeración hacia el laboratorio antes de las 24 horas posteriores al muestreo. Para el

análisis microbiológico se tomó la muestra en un frasco estéril de 1000ml. (Jose & Ornela, 2016).

Cabe recalcar que para reconocer cada una de las muestras tomadas se procedió a usar etiquetas impresas, estas fueron fijadas con cinta transparente. (Figura 18).


Punto N°	Aguas del Río El Rosario 
Fecha:	
Hora:	
Tipo de muestreo:	
Preservante utilizado:	
Tipo de conservación:	

Figura 21. Etiquetas para muestras

2.7.3. Preservación de las muestras

Fue necesario el uso de un cooler con hielo, estos evitan que las muestras se alteren y que las mismas no entren en contacto con la luz, evitando de esta manera la alteración de ciertos parámetros (Duchicela & Toledo, Determinación de eficiencia de especies vegetales , 2014)

Para preservar las muestras recolectadas se utilizaron sustitutos de hielo, esto se realizó con el fin de conservar las condiciones de temperatura de las muestras al transportarlas evitando así posibles alteraciones al momento de los análisis en el laboratorio (SENAGUA, 2010). Cabe recalcar que se utilizó la Norma Técnica Ecuatoriana 2169 (Tabla 9).

Tabla 9. Recipientes, tipo de conservación y tiempo máximo de conservación de las muestras. Norma Técnica Ecuatoriana INEN 2169 (1998)

Parámetros	Tipo de recipiente	Volumen mínimo para análisis (ml)	Conservación	Tiempo máximo de conservación
Sólidos Totales Disueltos	Plástico(4l)	200	Refrigeración a 4°C	24 horas
Sólidos Totales		200		24 horas
DQO	Plástico(3l)	100	Refrigeración a 4°C, guardar en la oscuridad	5 días
DBO		1000	Refrigeración a 4 °C, guardar en la oscuridad	24 horas
Coliformes Totales	Plástico (estéril)	100	Refrigeración a 4°C	24 horas
Coliformes Fecales			Refrigeración a 4°C	24 horas
Turbiedad	P o V	100	Refrigeración 1°C a 4°C	24 horas
Color			Refrigeración 1°C a 4°C	1 mes
Olor			Refrigeración 1°C a 4°C	6 h
Aceites y grasas	Vidrio		Acidificar a pH 1 a 2 con HCL	1 mes
COT	Vidrio			24 horas

2.7.4. Diseño de Medida de Remediación Biofiltro con Pasto Vetiver

Los filtros biológicos permiten remover por adsorción y degradación diferentes contaminantes de una manera fácil y económicamente factible. Este método resulta ser mucho más económico y eficiente para la remoción de ciertos contaminantes, es por ello, que se optó por la elección de la construcción del mismo.

El dimensionamiento de un biofiltro se realizó en base a dos aspectos principales: la remoción de los contaminantes y el régimen hidráulico del sistema. La remoción de contaminantes, que fue el principal objetivo, depende fuertemente de las condiciones ambientales, fundamentalmente de la temperatura, así como de otros aspectos como la porosidad del material usado para la conformación del lecho filtrante, la profundidad y pendiente longitudinal del fondo de las unidades y el tipo de plantas sembradas. El régimen de flujo también depende de factores como la pendiente hidráulica y la porosidad, permeabilidad y la uniformidad granulométrica del material usado para el lecho filtrante. (Villavicencio, 2015).

El diseño se realizó en base a requerimientos hidráulicos tomando en cuenta criterios de diseño como se muestra en el anexo III.

2.7.5. Determinación y Preparación de las Especies Vegetales

Se seleccionó la especie teniendo en cuenta varios criterios, entre ellos la disponibilidad de las plantas y que éstas puedan adaptarse a las condiciones climáticas del lugar de estudio.

Otro aspecto importante a tomar en cuenta fue que las especies tengan buena capacidad de depuración de contaminantes de aguas residuales, lo que se verificó mediante revisión bibliográfica y por ello se seleccionó la planta (Pasto Vetiver). Se seleccionó plantas en etapa de crecimiento las cuales presentan ventajas frente a plantas adultas como mayor asimilación de nutrientes y reducción del riesgo de muerte de especies vegetales.

Adicionalmente, se tomó en cuenta que las plantas de la misma especie presenten similitud física como el mismo tamaño y el mismo número de hojas. Posteriormente, se

realizó la limpieza de las plantas para eliminar sedimentos contenidos en las raíces de éstas. Cabe recalcar que, el número de plantas se determina cubriendo la mitad de la superficie de forma que las plantas se encuentren apegadas y posteriormente se las separó tratando de que existan espacios uniformes entre cada planta, determinando así un total de 2 plantas de Pastos Vetiver en cada Biofiltro, esto se concluyó debido al diámetro del biofiltro.

Tabla 10. Características de especies vegetales iniciales

Especie	Longitud	Número de hojas	Color
<i>Vetiveria zizanooides</i>	30 cm	12	Verde

2.7.6. Selección del material filtrante

La selección del material filtrante se realizó luego de una previa revisión bibliográfica, verificándose que materiales como arena y grava han sido utilizados en muchas investigaciones con resultados excelentes y también tomando en cuenta su costo, pues son materiales relativamente económicos. En cuanto a la preparación del material, cada uno fue lavado con abundante agua y desinfectado mediante la utilización de autoclave durante 45 aproximadamente con el objetivo de evitar la presencia de algún agente contaminante de origen biológico y posteriormente el material fue expuesto a la radiación solar por 5 horas. Cabe recalcar que esto se realizó con el objetivo de eliminar cualquier agente patógeno que pueda alterar los resultados.

El material del lecho filtrante juega un papel determinante tanto en la eficiencia del tratamiento como el tamaño del Biofiltro. Materiales porosos y resistentes al desgaste mecánico y químico ocasionado por el flujo continuo de aguas residuales tienen una mayor conductividad hidráulica y han demostrado proporcionar una mayor eficiencia en la remoción de contaminantes, reduciendo al mismo tiempo el área requerida para la construcción del Biofiltro.

2.7.7. Diseño y construcción de biofiltros

Se realizó un diseño experimental, de modo que, se construyeron tres biofiltros de plástico con un largo de 1,5 metros, diámetro de 0,27 metros; además, en la parte inferior se colocó un tanque de agua que con la ayuda de una bomba peristáltica suministraba el agua residual. Este tanque tiene una capacidad de 20 litros y se encontraba conectado con una manguera de $\frac{1}{2}$ pulgada, la cual a su vez se conectaba con un divisor de flujo y una manguera ubicada de forma vertical que permitió una distribución uniforme del transporte de agua en los biofiltros como muestra la figura 19.

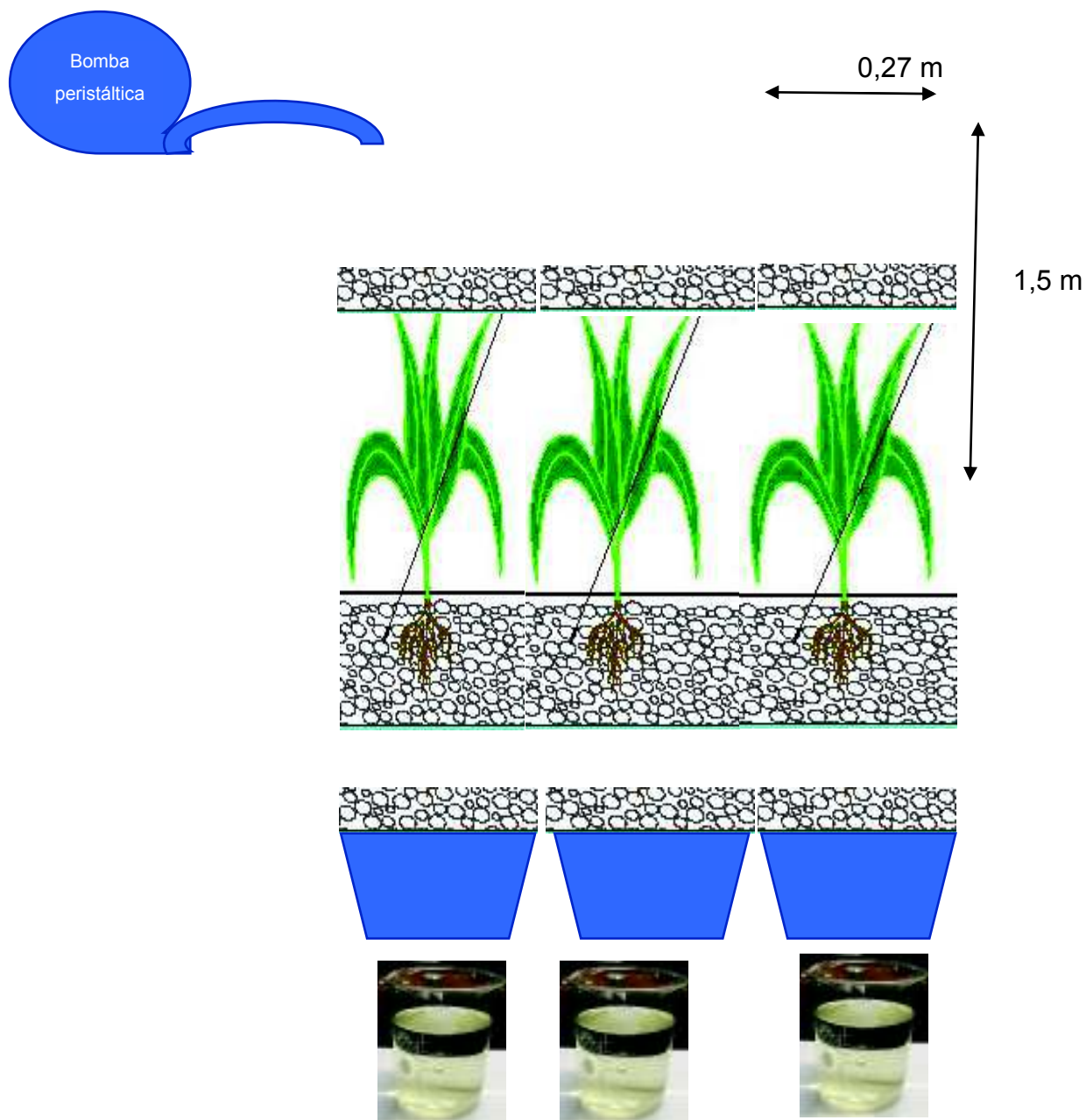


Figura 22. Diagrama de los biofiltros

Luego se colocó el material filtrante: una capa de arena con d_{80} 2 mm, 1 mm, 3 mm y con una altura de 7cm, luego una capa de gravilla 3mm con una altura de 7 cm, una capa de grava de 7 cm con 4 mm y una capa de humus en orden descendente. Cabe recalcar que, el diseño se realizó en base a requerimientos hidráulicos tomando en cuenta criterios de

diseño como se muestra en el anexo III. Posteriormente, se sembró la planta (Pato vetiver).

Cabe recalcar que se contruyeron tres biofiltros con la finalidad de experimentar cual es la granulomeria optima para su construccion, es por ello, que se utilizaron tres tipos de granulometria 1 mm, 2 mm y 3 mm. Estas variaciones permitiran determinar la eficiencia de cada uno de ellos.

La eficiencia del tamaño de partícula y la planta escogida se determinarán en los resultados obtenidos después de la filtración.

TABLA 10. Materiales utilizados para la construcción del biofiltro

Cantidad	Material
2	tanques de plástico de 20 litros
1	recipiente de plásticos transparente de 4 litros
1	Manguera de ½ pulgada
4	Tubos PVC de ½ pulgada
2,14 Kg	Arena
1,71 Kg	gravilla
9,6 Kg	grava
6	Plantas de Pasto vetiver



2.7.8. Prueba de Adaptación de las Plantas

Las plantas sembradas fueron seleccionadas en base al tipo de contaminante que se deseaba reducir en las aguas residuales. Se realizaron pruebas para observar la reacción de las plantas y su adaptación al agua residual, las cuales consistieron en: sembrar cada una de las plantas en los biofiltros, asimismo, regarla diariamente con agua residual, con el fin de que se mantenga hidratada, esto se realizó por el lapso de 1 semana, el cual dio como resultado que las plantas Vetiveria zizanooides no presentaban ninguna alteración en un periodo de 15 días.

2.7.9. Prueba de medición del caudal

Se realizaron mediciones de caudal de entrada y salida del Biofiltro mediante la regulación de la bomba peristáltica logrando un caudal de 2 l/h.

TABLA 11. Materiales utilizados para la construcción del biofiltro

Cantidad	Material
2	biofiltros
1	cronómetro
2	recipientes
6	litros de agua

Fase de tratamiento

Una vez instalados los biofiltros con su respectiva distribución y recolección se realizó el tratamiento del agua residual. Se recolectaron las muestras a la salida de los biofiltros para la caracterización correspondiente a los primeros 7 días de tratamiento. La actividad que se realizó correspondió a la segunda caracterización. La circulación del agua residual de forma mecánica con la ayuda de la bomba peristáltica y además se realizó la medición de la pérdida de agua en cada muestreo, lo cual se indica en la sección de diseño.

2.7.10. Pérdidas de agua por material

Para la determinación de pérdidas de agua por material filtrante se tomaron las capas por separado de arena, grava y humus, por lo que se hizo pasar un caudal de 2 l/h, esta actividad se realizó por un periodo de dos horas.

2.7.11. Limpieza de biofiltros

Terminado el proceso de tratamiento fue conveniente realizar una adecuada limpieza la cual inició con el retiro de la planta (Pasto Vetiver) que se recolectaran para darle uso posterior como por ejemplo de materia prima para la elaboración de compostaje o como alimento para animales.

Se procedió al retiro de la capa de arena y grava, se lavó por separado, con los filtros limpios.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. Parámetros analizados

En la tabla 12 se presenta un resumen de los resultados obtenidos de los parámetros físicos, químicos y microbiológicos en los dos muestreos realizados.

En el anexo IX se indican los informes de los resultados provenientes del Centro de Investigación y Control Medioambiental (CICAM), donde se realizaron los análisis de grasas y aceites y carbono orgánico total.

Esta caracterización se realizó con el objetivo principal de obtener el estado actual de las aguas del río El Rosario, y así, diseñar el proceso biológico para la remediación de las mismas.

TABLA 12 Resultados de los parámetros físicos, químicos y microbiológicos realizados en los dos muestreos del río el rosario del distrito

Parámetro	Unidades	MUESTREO 1					MUESTREO 2					PROM TOTAL	
		Primer punto CAPTACION	Segundo punto	Tercer Punto	Cuarto punto	Promedio	Primer punto CAPTACION	Segundo punto	Tercer Punto	Cuarto punto	Promedio		
FÍSICOS	Olor	S/U	Inodoro										
	Color	Pt/Co	11,81	12,98	12,69	15,86	13,335	11	11,3	11,6	10,9	11,2	12,2675
	Temperatura	°C	15,4	14,9	14,56	14,89	14,9375	14,96	14,6	13,4	14,5	14,365	14,65125
	Turbiedad	NTU	3,1	3	3,19	3,63	3,23	2,29	2,36	2,91	4,56	3,03	3,13
	Conductividad	uS/cm	291	286	271	293	285,25	260	273	273	301	276,75	281
QUÍMICOS	Solidos totales	mg/l	214	296	284	201	248,75	253	259	288	306	276,5	248,75
	Solidos totales disueltos	mg/l	204	210	209	200	245	250	246	214	294	251	245
	Ph		8,17	7,26	7,75	8,03	7,8025	7,53	7,81	7,75	7,92	7,7525	7,78
	Oxígeno disuelto	mg/l	7,93	7,93	7,85	7,52	7,8075	7,74	7,86	7,6	0,18	5,845	6,83
	DBO	mg/l	1,8	2,76	2,69	4	2,8125	<2	<2	<2	4	4	3,41
MICROBIOLÓGICOS	DQO	mg/l	17	29	31	36	28,25	17	25	25	30	24,25	26,25
	COT	mg/l				7,28	7,28	7,28				7,28	7,28
	Coliformes totales	NMP/100 ml	230	260	1200	1600	822,5	300	250	310	1400	565	693,75
	Coliformes fecales	NMP/100 ml	210	230	800	1400	660	260	225	300	1200	496,25	578,125
	metropolitano												de

3.2. Análisis estadísticos de los resultados experimentales

El análisis estadístico que se sometieron los datos obtenidos en la fase de tratamiento, es decir, las muestras recogidas se someten a un proceso de investigación como se muestra en la siguiente tabla.

Para el filtro 1 los valores reflejados en la desviación estándar varían entre 0,09 y 11,98 el promedio es 2,11 esto demuestra que estos valores están alejados de la media y entre más alejados de la media los valores serán menos representativos.

Cabe recalcar que el valor dado en la desviación estándar en los sólidos totales es de 11,98 este valor está alejado de la media, estos valores obtenidos semanalmente no son semejantes esto se dio por la eficiencia del material, la granulometría utilizada en este filtro fue de 1 mm, es decir, entre más pequeña el tamaño de partícula mayor retención de sólidos.

En filtro 2 la desviación estándar varía entre 0,05 y 6.68 lo que demuestra que los valores se acercan al valor central, esta variación se da en el parámetro de DQO, dichos valores se ven debido a las diferentes condiciones en la toma de muestra.

En el filtro 3 la desviación estándar varía entre 0,05 y 3,30 lo que demuestra que los valores se acercan al valor central, esta variación se da en el parámetro de DQO, dichos valores mínimos por la interferencia del material o la planta utilizada.

3.2.1. Parámetros físicos

➤ Color

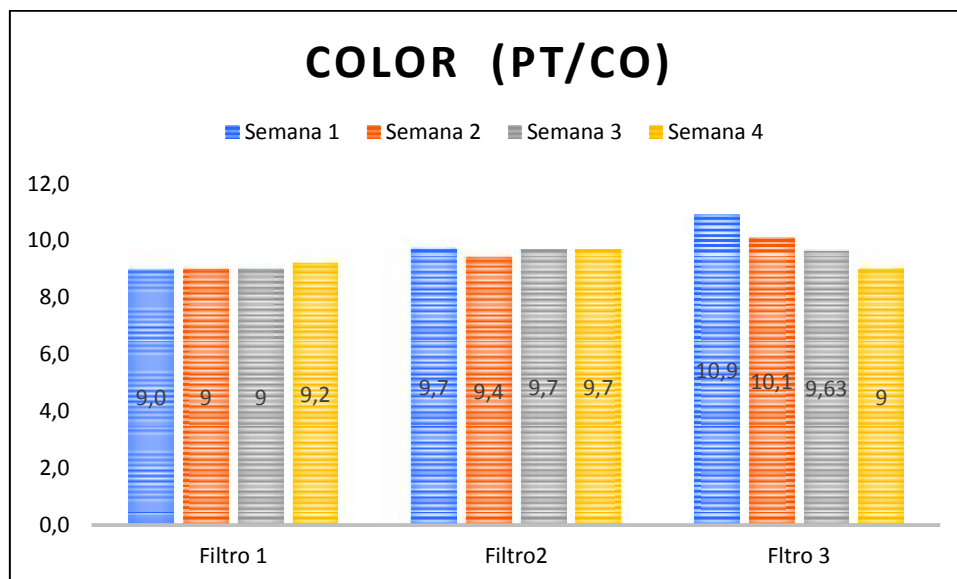


Figura 24. Variación de color en los 3 filtros

El color presentó un valor inicial de 12,11 Pt/Co, durante las cuatro semanas de tratamiento se obtuvo una variación entre 9 y 10,9 Pt/Co (Figura 21), lo que representa un porcentaje de eficiencia de remoción de 20,47%. Cabe recalcar que el porcentaje de remoción de obtuvo considerando los valores de los contaminantes previo a la filtración y posterior esta como se observa en el anexo VII. Dichos resultados se ven reflejados principalmente debido a la eficiencia del material filtrante, ya que las aguas a analizar contenían partículas orgánicas en suspensión que fueron retenidas en el material filtrante.

En el filtro 1 el color tuvo una degradación mayor, debido a, el tamaño de partícula utilizado fue de 1mm, la porosidad en el material es menor y por ende las partículas presentes en el agua se retendrán en este, pero el volumen obtenido será menor, porque, los espacios intermoleculares no permitieron obtener un caudal igual que los demás filtros.

➤ **Temperatura**

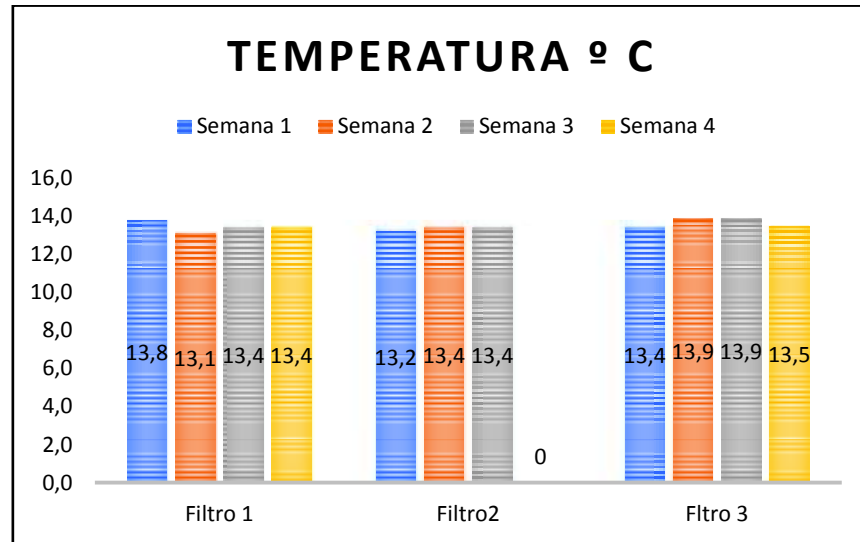


Figura 25. Variación de temperatura en los 3 biofiltros

De los resultados de la caracterización de las aguas del río El Rosario se tuvo en cuanto a la Temperatura un promedio inicial de 14,65 ° C. La temperatura se presentó en un rango de 13,1 y 13,9 ° C (Figura 22), estos valores no tuvieron una gran variación debido a que, el filtro fue construido en el laboratorio y ahí la temperatura ambiente fue constante.

En cuanto al desarrollo de la planta ésta fue más eficiente a condiciones de temperatura ambiente, es decir, la planta utilizada se adapta a diferentes condiciones y temperaturas.

➤ **Turbiedad**

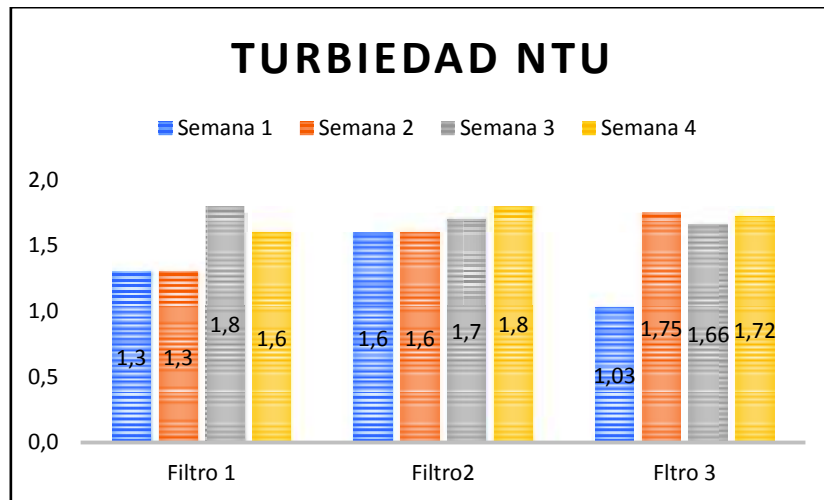


Figura 26. Variación de turbiedad en los 3 filtros

La turbiedad presento un valor inicial de 3,89 NTU. Es decir, durante las semanas de tratamiento tuvo un porcentaje de remoción de 60,66% (Anexo VIII). La concentración de turbidez disminuyó por la eficiencia del material filtrante, debido, que la cantidad de material particulado en suspensión presente en el agua fue retenido en el mismo.

Las concentraciones de turbiedad en los tres filtros son similares, es decir, las concentraciones van a bajar en un inicio debido a la adaptación de las aguas con material utilizado, en este caso arena, grava y la planta utilizada (Pasto Vetiver).

Cabe recalcar que los valores de turbidez registrados son relativamente bajos y que la eficiencia de los filtros es similar. Si de disminuir este parámetro se trata se podría escoger cualquiera de los tres, con la diferente granulometría 1 mm, 2 mm y 3 mm, son embargo, lo que influye en este caso es la cantidad de caudal requerido, como se mencionó anteriormente los espacios intermoleculares de los tres biofiltro van a cambiar por el tamaño de partícula.

➤ **Conductividad**

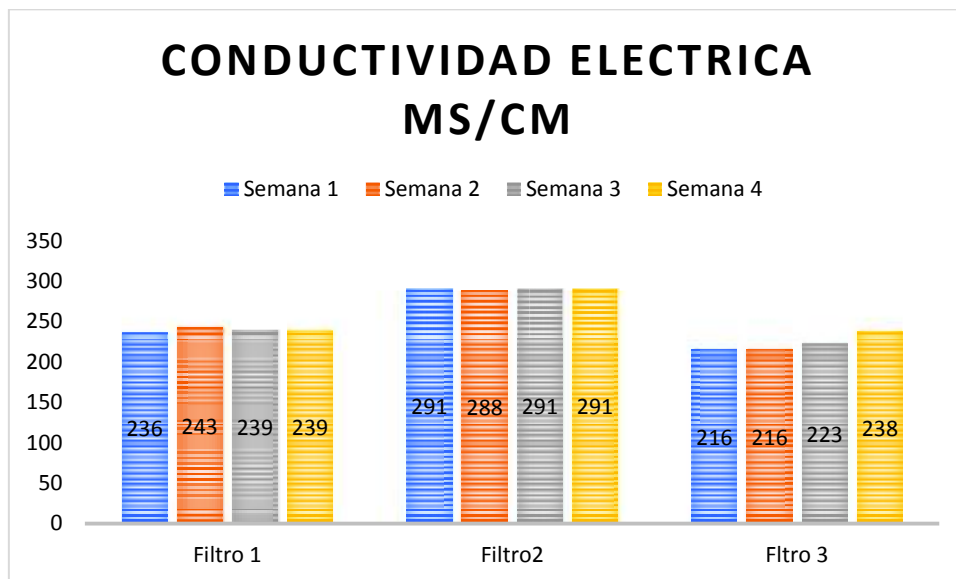


Figura 27. Variación de conductividad eléctrica en los 3 filtros

El rango en los puntos de muestreo va desde los 216 a 291 $\mu\text{S}/\text{cm}$ (Figura 24). Estos resultados no tuvieron una gran diferencia en comparación al valor promedio obtenido en el muestreo. Este parámetro está relacionado con la temperatura del agua, es decir, a mayor temperatura mayor conductividad, ya que se disminuye la viscosidad del fluido. Es por ello que los valores de conductividad no variaron porque la temperatura no varió, los valores obtenidos son bajos por la presencia de compuestos orgánicos, ya que estos, son malos conductores de electricidad. En la figura mencionada anteriormente se observa que el material utilizado para eliminar las partículas logra disociarse en éste y, son retenidas en el material filtrante utilizado.

3.2.2. Parámetros Químicos

➤ pH

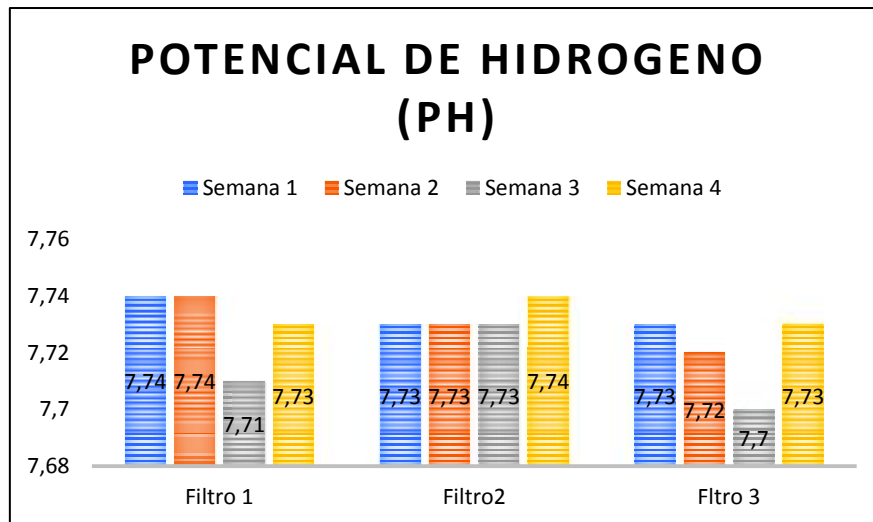


Figura 28. Variación de potencial de hidrógeno en los 3 filtros

El pH en los diferentes filtros oscila entre 7,69 a 7,77 (Figura 25), estos resultados muestran la medida de iones en el agua (OMS, 2006). Estos valores demuestran que las aguas obtenidas poseen un pH neutral, es decir que, está próximo al valor neutro.

El valor promedio del pH es de 7,77 lo que nos indica que el agua que entra al biofiltro es neutral. El agua se encuentra con un pH adecuado para el tratamiento y la existencia de vida, el cual debe estar dentro de 6,5 y 8,5.

➤ **Oxígeno Disuelto**

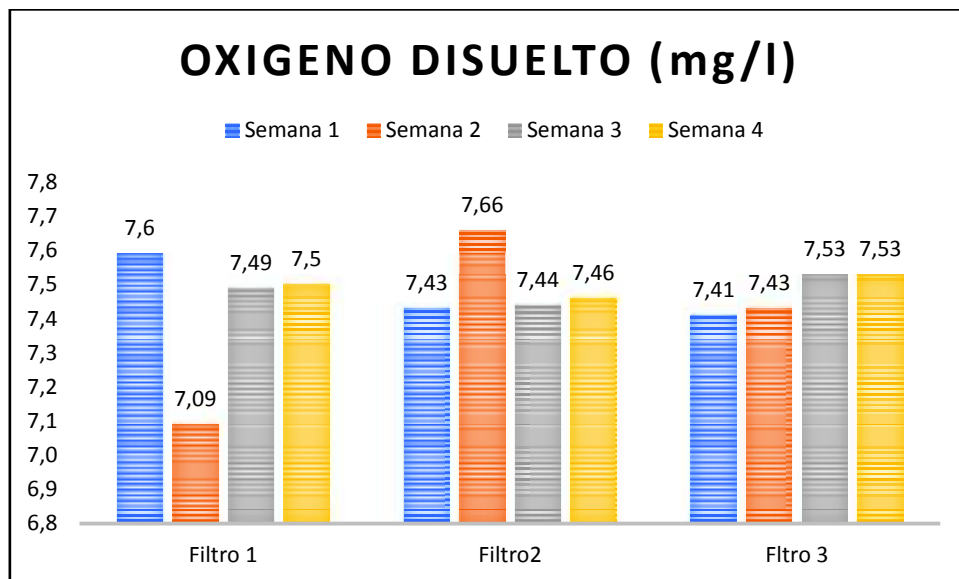


Figura 29 6. Variación de potencial de oxígeno disuelto en los 3 filtros

Los valores de oxígeno disuelto obtenidos (Figura 26) están en un rango que va desde los 7,09 a los 7,6 mg/l. En comparación con los valores obtenidos del afluente tuvieron un valor promedio de 6,82 y el valor promedio obtenido después de la filtración es de 7,45 mg/l. El oxígeno disuelto se presentó en el agua principalmente de los procesos fotosintéticos, también por la oxigenación natural debido al movimiento del agua a lo largo del cauce y, además depende del material orgánico presente (Clavijo y Granja, 2016)., es por ello que, los valores registrados en los tres filtros son similares, ya que el fluido al pasar por los filtros recorre a una velocidad constante de 0,33 l/h, es decir, libera grandes cantidades de oxígeno por el proceso fotosintético que realiza el Pasto Vetiver.

➤ **Demanda bioquímica de oxígeno (DBO)**

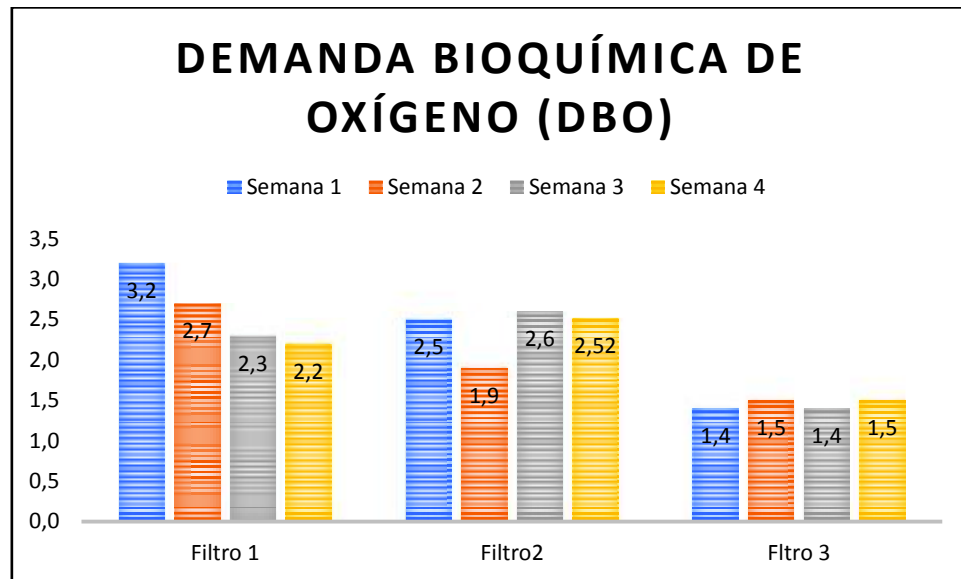


Figura 7. Variación de la demanda biológica de oxígeno en los 3 filtros

En cuanto a la DBO_5 , esta presentó una concentración inicial de 3,47 mg/l, el tratamiento biológico utilizado (Pasto Vetiver), durante las cuatro semanas de tratamiento se tuvo eficiencia de remoción de 32,64%. (Anexo III).

Alcanzando una concentración final de 1,47 mg/l con el tratamiento biológico utilizado, lo que indica que verificaremos a continuación si cumple a con los límites permisibles comparados. (Tabla 27).

Los resultados obtenidos en esta determinación se deben a que no existe la necesidad de renovar las plantas utilizadas, es por ello, que la aireación presente aumenta la disponibilidad de oxígeno en el medio y con ello aumenta la eficiencia del proceso. Esto demuestra la buena capacidad de remoción, para los parámetros analizados que esta especie presenta en este tipo de agua residual, lo que demuestra las ventajas de su utilización para tratamiento.

➤ **Demanda química de oxígeno (DQO)**

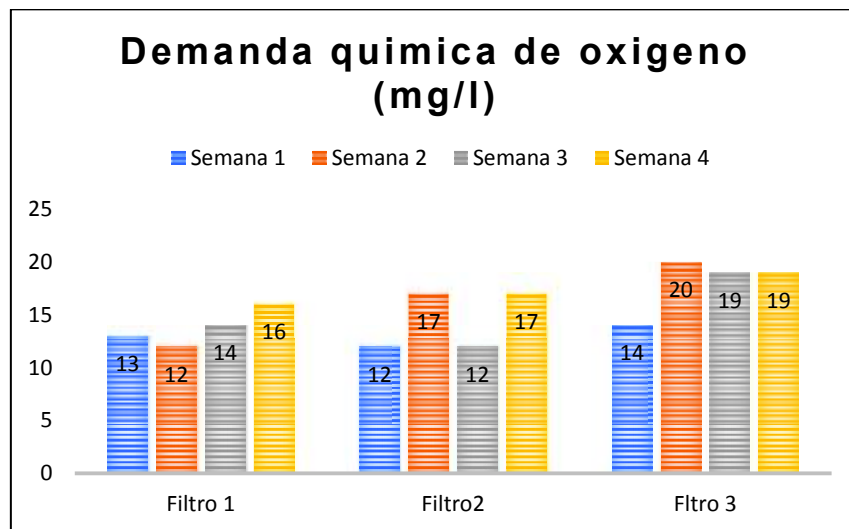


Figura 8. Variación de la demanda química de oxígeno en los 3 filtros

En cuanto a la DQO esta presentó una concentración inicial de 28,62 mg/l, para este proceso biológico con Pasto Vetiver (*Vetiveria zizanoides*), es decir, durante las cuatro semanas de tratamiento se alcanzó una eficiencia de remoción 49,24% (Anexo VIII).

En el gráfico 28, el comportamiento en los valores obtenidos demuestran una degradación en comparación obtenido al valor inicial, es decir, hasta la tercera semana se observó un incremento en el proceso de remoción en el tratamiento y, a partir, de esta semana se apreció una estabilización de la actividad, debido a que, las plantas encontraron en una etapa de marchitamiento, por ende, los valores obtenidos respectivamente confirma que la especie utilizada para el tratamiento presenta una buena capacidad de remoción para estos parámetros en este tipo de aguas residuales.

3.3. Evaluación de resultados con la norma

En la Tabla 16 se indican los parámetros determinados para ser comparados con diferentes normas, es decir, fueron analizados si están dentro o fuera de los límites permisibles. Al compararlos con las diferentes normas empleadas en este proyecto que describen los criterios de calidad de agua para uso en actividades agrícolas y de riego.

Cabe recalcar que, se utilizaron dos colores diferentes para representar los valores que deben cumplir los límites permisibles descritos por las diferentes normas, tanto nacionales como internacionales por filtros construidos. Los colores utilizados son: amarillo que representa los valores que cumplen y el rojo que representa los resultados que exceden los valores de regencia dispuestos en la normativa.

Las normas nacionales e internacionales utilizadas para comparar los valores obtenidos de las aguas de cada uno de los filtros, se mencionan a continuación:

- Norma Ambiental y de descarga de efluentes: Recurso agua, del Texto Unificado de Legislación Secundaria del Ministerio del Ambiente (TULSMA), libro VI, anexo I. Ecuador. Tabla 6 “Criterios de calidad admisibles para aguas de uso agrícola”, Tabla 7 “Parámetros de los niveles guía de la calidad de agua para riego”.
- Norma Técnica para Control de Descargas Líquidas (NT002) de la Ordenanza Metropolitana N° 138, estipulada por la Secretaría de Ambiente del Municipio del Distrito Metropolitano de Quito. Quito – Ecuador.
- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO), determinaciones de laboratorio necesarias para evaluar la calidad del agua para riego, descritas por Ayers y Westcot. Italia – Roma.
- Agencia de Protección Ambiental (EPA), menciona los criterios de calidad del agua para irrigar cultivos comestibles no procesados comercialmente. Estados Unidos.

- Estándares Nacionales de Calidad Ambiental para Agua (ECA), Categoría 3: Riego de Vegetales de tallo alto (VTA) y Riego de Vegetales de tallo bajo (VTB). Perú.
- Norma Chilena Oficial N° 1333, Aprobada por Decreto Supremo del MOP N°867/78: Estándares para Aguas de Regadío.

TABLA 16. Evaluación de los resultados obtenidos de los análisis físico-químicos y microbiológicos de las aguas obtenidas de los filtros con la normativa

Parámetros	Unidades	Prom afluente	Filtro 1	Filtro 2	Filtro 3	Prom efluente	Límites mínimos y máximos permisibles					
							TULSMA	NT002	FAO	EPA	ECA	NCh 1333
FÍSICOS												
Olor	S/U		Inoloro									
Sabor												
Color	Pt/Co	12,26	9,07	9,6	10,21	9,63					100	
Temperatura	°C	14,65	13,43	13,33	13,77	13,51	N.A	N.A	N.A		N.A	N.A
Turbiedad	NTU	3,13	1,47	1,63	1,48	1,53	N.A	N.A	N.A	2	N.A	N.A
Conductividad Eléctrica	µS/cm	281	239,3	20	218,33	159,21	<3000	N.A	-		2500	-
Sólidos totales	mg/l	248,75	148,1	151,3	175,33	158,24	N.A	N.A	N.A		N.A	N.A
Sólidos totales disueltos	mg/l	245	124	142	153,33	139,78	<2000	N.A	0 - 2000	2000	N.A	N.A

Símbolos convencionales	TULSMA - Texto Unificado de Legislación Secundaria del Ministerio del Ambiente de Ecuador
	NT002 - Norma Técnica para Control de Descargas Líquidas del Distrito Metropolitano de Quito
	FAO - Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura
	EPA - Agencia de Protección Ambiental
	ECA - Estándar Nacional de Calidad Ambiental para Agua de Perú
	NCh N° 1333 Norma Chilena Oficial N° 1.333

Tabla 16. Continuación

Parámetros	Unidades	Prom afluente	Filtro 1	Filtro 2	Filtro 3	Prom efluente	TULSMA	NT002	FAO	EPA	ECA	NCh 1333
							Límites mínimos y máximos permisibles					
QUÍMICOS												
pH		7,78	7,33	7,732	7,77	7,72	6,0 - 9,0	6,0 - 9,0	6,5 - 8,4	6,0 - 9,0	6,5 - 8,5	5,5 - 9,0
Oxígeno disuelto	mg/l	6,83	7,39	7,51	7,45	7,45	N.A	3,0 (valor mínimo)	N.A		≥ 4	N.A
DQO	mg/l	26,25	13,8	14,8	16,5	15,03	N.A	N.A	N.A		40	N.A
DBO	mg/l	3,41	2,5	2,5	1,5	2,17	N.A	N.A	N.A	10	15	N.A
Grasas y aceites	mg/l	<2	<2	<2	<2	<2		Ausencia			5	
COT	mg/l	7,28	4,879			4,879						
MICROBIOLÓGICOS												
Coliformes totales	nmp/100 ml	693,75	250	525	750	508,3	1000	N.A	1000	N.A	1000	N.A
Coliformes fecales	nmp/100 ml	578,12	350	750	900	666,7	N.A	1000	1000	No detectables	1000	1000

TULSMA - Texto Unificado de Legislación Secundaria del Ministerio del Ambiente de Ecuador

NT002 - Norma Técnica para Control de Descargas Líquidas del Distrito Metropolitano de Quito

FAO - Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura

EPA - Agencia de Protección Ambiental

ECA - Estándar Nacional de Calidad Ambiental para Agua de Perú

NCh N° 1333 Norma Chilena Oficial N° 1.333

Símbolos
convencionales

Los parámetros que se mencionan en la Tabla 16 detallan los resultados promedio obtenidos en cada uno de los biofiltros con Pasto Vetiver (*Vetiveria zizanoides*), es decir, demuestra si cumple o no con las normas mencionadas.

Los valores obtenidos de parámetros físicos reflejan que cumplen con los límites permisibles proporcionados por el TULSMA, por la Norma Técnica para Control de Descargas Líquidas del Distrito Metropolitano de Quito (NT002), por la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO), y, además, cumplen con el Estándar Nacional de Calidad Ambiental para Agua (ECA) de Perú, a excepción de concentraciones de turbiedad con los niveles permisibles descritos según la Agencia de protección Ambiental (EPA)., Es importante mencionar que el valor descrito para límites permisibles (EPA) es 2 mg/l y los valores obtenidos tienen un promedio de 2,6 de los tres filtros dando como valor más bajo el filtro 1, lo que demuestra que a menor tamaño de partícula de menor valor de turbidez.

Los valores obtenidos para los parámetros químicos tanto en pH, oxígeno disuelto, DBO y DQO, no exceden los límites permisibles de las normas comparadas, TULSMA, Norma Técnica para Control de Descargas Líquidas del Distrito Metropolitano de Quito (NT002), por la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO), Agencia de Protección Ambiental (EPA), también por la Norma Chilena Oficial N° 1333: Estándares para Aguas de Regadío y por el Estándar Nacional de Calidad Ambiental para Agua (ECA) y, es decir, no se refleja ningún tipo de contaminación orgánica debido a las fuentes naturales o antropogénicas presentes en el río El Rosario.

Finalmente, los parámetros biológicos, coliformes fecales y totales, según los resultados obtenidos de NMP/100 ml para coliformes totales (Tabla 16), se establece que no exceden los límites permisibles establecidos por el TULSMA, FAO, ECA y por la NCh 1333.

De acuerdo a los resultados obtenidos en los distintos parámetros estudiados en la presente investigación y al realizar la comparación con los resultados obtenidos empleando Pasto Vetiver como tratamiento biológico, se demostró la gran capacidad de remoción y degradación que posee y el potencial uso que estas tienen, pues constituyen alternativas de solución para el tratamiento de aguas residuales con características muy diversas que constituyen un grave problema ambiental al que se debe dar alternativas de solución.

3.4. Diseño de biofiltro

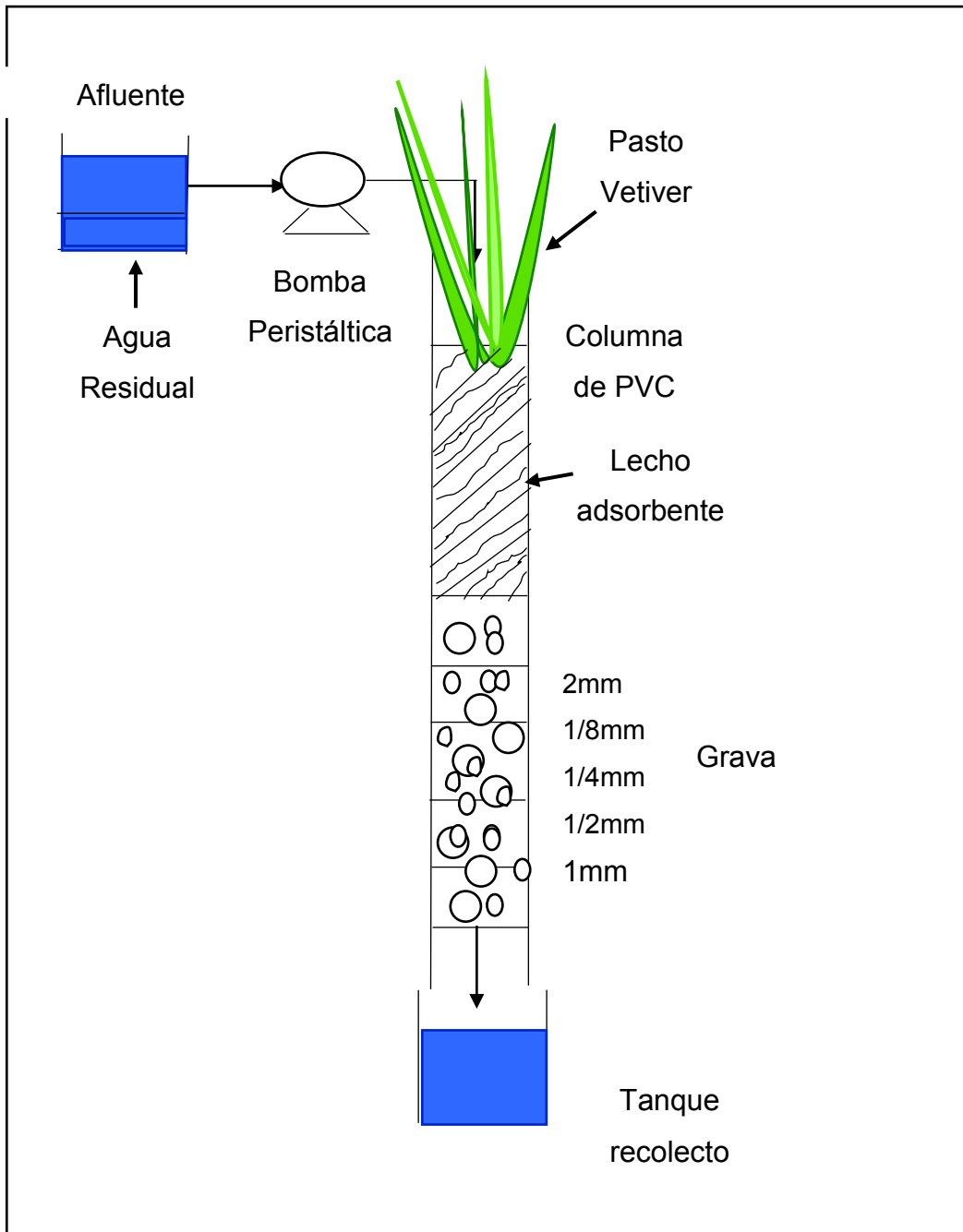


Figura 32. Diseño de biofiltro

Este diseño del biofiltro se realizó en base a parámetros hidráulicos (Anexo XI) en los que se determinó que el tamaño óptimo de partícula en el material filtrante, es decir, arena es de 2 mm. Cabe recalcar que, los tres tamaños de partículas 1 mm, 2mm y 3 mm son factibles para su construcción. Debido a que, se obtuvo un porcentaje de eficiencia de remoción similar en los tres filtros.

Cabe recalcar que, se escogió el tamaño de partícula 2 mm porque se obtuvo el caudal requerido, es decir, en el caso del tamaño de partícula 1mm se obtuvo un caudal menor debido a los espacios intermoleculares pero mayor retención de sólidos. En el caso del tamaño de partícula 3 mm se obtuvo el caudal necesario pero la retención de sólidos será menor.

Dentro del análisis de la planta utilizada (Pasto vetiver) se verificó la eficiencia de la misma, con los resultados obtenidos se demostró esto.

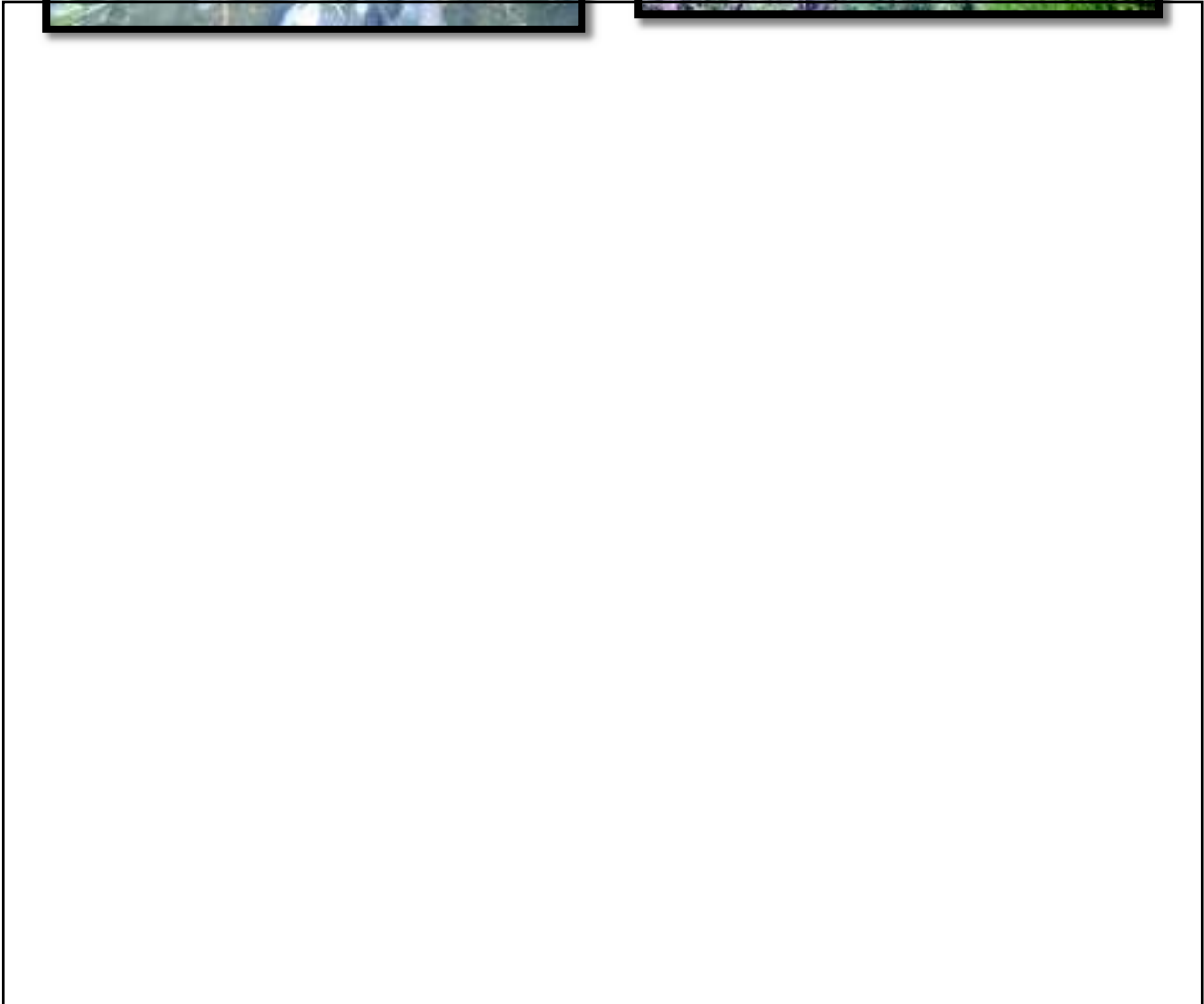
Cabe recalcar que la planta no tolera la sequedad, es decir, para que la planta sea eficiente debe estar en condiciones húmedas.

3.5. Posibles fuentes contaminantes

Las aguas que conforman el Río El Rosario pueden verse influenciadas por fuentes naturales y antropogénicas provocando que la calidad del agua sea inaceptable para irrigar cultivos y mucho menos como bebida de los animales al recorrer el Río El Rosario se pudo observar contaminantes como se describen a continuación:

Fuentes naturales

- Se presenciaron sitios del río con abundante vegetación, ya que no se realizan mantenimientos periódicamente (Figura 17) provocando de esta manera que materiales orgánicos (ramas, hojas, etc.) se descompongan o se depositen en el río.



Fuentes antropogénicas

- Existen lugares cercanos al río donde habitantes que se dedican a la crianza de ganado.
- Se presenció en el agua del río una gran cantidad de residuos, animales en descomposición y, además, cabe mencionar que en el lugar se descargan aguas provenientes de poblaciones aledañas al río, específicamente del Barrio El Tránsito.



Figura 34. Fuentes antropogénicas contaminantes

4. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

4.1. Conclusiones

Los resultados de las características físicas, químicas y microbiológicas indican que el tratamiento biológico utilizado de humedales artificiales es totalmente fiable y se demuestra que las aguas del río El Rosario después de pasar por los diferentes biofiltros podrían ser utilizadas para regadío y uso agrícola.

A través del presente trabajo, se logró concluir que los filtros caseros independientemente de su composición o su estructura, eliminan microorganismos por encima del 90%, constituyendo una fuente de tratamiento de agua segura y de bajo costo, siendo una alternativa para mejorar la calidad de vida de las comunidades rurales que o tienen acceso a agua de riego.

En cuanto a la verificación del nivel de eficiencia en el mejoramiento de las características fisicoquímicas, se concluye que los estudios realizados presentan una gran variabilidad dependiendo de la sustancia química que se intentó remover, es decir, que cada sistema de filtración evaluado puede ser utilizado dependiendo del tipo de agua a tratar.

La implementación de los filtros caseros como técnicas individuales para la remediación de aguas en el barrio La Libertad de Chillogallo, ya que su elaboración, operación y mantenimiento son de bajo costo debido a que los biofiltros no son incluidos en gastos por mantenimiento. El mantenimiento rutinario puede ser realizado por las mismas personas que adquieran este sistema.

Este sistema de tratamiento biológico puede resultar muy útil ya que generalmente es más económico, y el más ecológico.

Los biofiltros permiten dar una solución para el tratamiento de aguas residuales de una manera amigable con el medio ambiente. Reduciendo los impactos negativos causados por la mala disposición de dichas aguas.

Se diseñó y construyó 3 biofiltros con Pasto vetiver de plástico con una altura de 1.50 metros y diámetro.

La diferencia de los costos entre tecnologías tradicionales y las tecnologías convencionales es menor. Los biofiltros son más amigables con el medioambiente por disminuir gran parte de los agentes en el agua, pudiendo volver a la naturaleza sin causar daño.

4.2. Recomendaciones

Revisar las muestras de manera adecuada previamente a la realización de los análisis.

Tomando en cuenta los resultados obtenidos en la presente investigación, se sugiere extender el tiempo del tratamiento y mejorar la aireación para reducir las concentraciones de DBO5 y DQO.

Realizar los análisis en periodos más cortos de tiempo.

Reemplazar las plantas vegetales para determinar su eficiencia y comparar con los resultados obtenidos en la presente investigación.

Trabajar con otros materiales filtrantes para evaluar el porcentaje de remoción.

Realizar análisis físico-químicos en un periodo de tres meses para controlar los niveles de concentración de contaminantes en los biofiltros.

Las plantas (Pasto Vetiver) se deben podar regularmente, pues, al poderlas absorben más nutrientes para desarrollar nuevas ramas y hojas.

BIBLIOGRAFÍA

AGUA, N. D. (2010). ANEXO 1 DEL LIBRO VI DEL TEXTO UNIFICADO DE LEGISLACION SECUNDARIA DEL MINISTERIO DEL AMBIENTE.

Alarcón, L., & Olivas, E. (2004). Manual de prácticas de Microbiología básica y Microbiología de alimentos. Obtenido de https://books.google.com.ec/books?id=OykG04CIBUC&pg=PA85&lpg=PA85&dq=tabla+d+el+numero+mas+probable&source=bl&ots=j_TpMwLRbr&sig=BXJuJd4u39oLM0DKPAiFmk4Yc0M&hl=es&sa=X&ved=0ahUKEwjfPT_mffSAhWBKyYKHwL_A0Q4ChDoAQg_MAY#v=onepage&q=tabla%20del%20numero%20mas.

Amancio, D., & Castillo, H. (s.f.). Estudio del Sistema Downflow Hanging Sponge (DHS) tipo bloques prismáticos en el tratamiento del efluente de un reactor anaerobio de manto de lodos y flujo ascendente. Obtenido de http://cybertesis.uni.edu.pe/bitstream/uni/1339/1/amancio_cd.pdf.

Ambientales, C. (05 de 2004). Determinación de materia orgánica en aguas: DQO. Obtenido de Practica 4.

American Public Health Association (APHA); American Water Works Association (AWWA); Water Pollution Control Federation (WPCF). (1992). Métodos Normalizados para el análisis de aguas potables y residuales. Madrid: Díaz de Santos.

APHA. (1992). Métodos Normalizados para el Análisis de Aguas Potables y Residuales Obtenido de http://www.digesa.minsa.gob.pe/publicaciones/descargas/Reglamento_Calidad_Agua.pdf.

Ávila, R., Berengena, J., Fernández, R., Gavilán, P., Milla, M., & Oyonarte, N. (2010). Riego por aspersión Obtenido de: [http://www.juntadeandalucia.es/export/drupaljda/1337160240Riego_por_aspersi](http://www.juntadeandalucia.es/export/drupaljda/1337160240Riego_por_aspersi%20n.pdf)n.pdf

Ávila, R., Berengena, J., Fernández, R., Gavilán, P., Milla, M., & Oyonarte, N. (2010). Riego por superficie baja. Obtenido de

http://www.juntadeandalucia.es/export/drupaljda/1337160940Riego_por_superficie_baja.pdf

Ayers, R., & Westcot, D. (1985). Water quality for agriculture. Obtenido de <http://www.fao.org/docrep/003/T0234E/T0234E00.HTM>

Barba, E. (2002). Conceptos básicos de la contaminación del agua y parámetros de medición. Obtenido de <http://www.bvsde.paho.org/bvsaar/e/fulltext/gestion/conceptos.pdf>

Bermejillo, A., Filippini, M., Morábito, J., Lavie, E., & Salatino, S. (2010). Contaminación por fosfatos en el oasis bajo riego del río Mendoza. Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias - UNCuyo, 170.

Bermeo, L., & Santín, J. (2010). Estudio, diseño y selección de la tecnología adecuada para tratamiento de aguas residuales domésticas para poblaciones menores a 2000 habitantes en la ciudad de Gonzanamá. Obtenido de <http://dspace.utpl.edu.ec/bitstream/123456789/1346/3/Lorena.pdf>.

Bruzual, A. (diciembre de 2014). Efecto inhibitorio de cromo, cloruro y sulfuro en bacterias aeróbicas degradadoras de glucosa. Obtenido de <http://repositorio.usfq.edu.ec/bitstream/23000/3572/1/112262.pdf>

Cabello, M., Moreno, A., Moreno, M., López, L., & Ribas, L. (2001). Influencia del riego y de la aplicación de potasio en la producción del melón. 284.

Calle, J. (2012). Evaluación de los efectos de la calidad de agua en la productividad de los cultivos en los barrios la Morita, La Tola, El Arenal, La Esperanza y Collaquí ubicados en la parroquia de Tumbaco, Cantón Quito, provincia de Pichincha . Quito, Pichincha, Ecuador.

Cárdenas, J. (2005). Calidad de aguas para estudiantes de ciencias ambientales. Colombia: Universidad Distrital Francisco José de Caldas .

Chávez, O. (2014). Diseño de una planta piloto de tratamiento de aguas residuales para el centro experimental UDLA-NONO e implementación del tratamiento primario. Obtenido de <http://dspace.udla.edu.ec/bitstream/33000/2275/1/UDLA-EC-TIAM-2014-06.pdf>

Chillón, M. (junio de 2009). Reducción de boro en aguas procedentes de la Desalación. Obtenido de <https://es.slideshare.net/jose1001/tesis-boropdf>

Churíqui, D. (Septiembre de 2014). Parámetros físico-químicos y microbiológicos como indicadores de la calidad de las aguas. Obtenido de Universidad Tecnológica OTEIMA: <http://www.oteima.ac.pa/nueva/investigaciones/Par%C3%A1metros%20F%C3%ADsico-quimico%20listo.pdf>

Clavijo, A., & Granja, K. (abril de 2016). Análisis del estado de conservación ambiental de la microcuenca del río Chamachán en la parroquia Mariano Acosta, provincia de Imbabura, a través de indicadores físicos, bióticos y socioeconómicos. Quito, Ecuador: Escuela Politécnica Nacional. Obtenido de <http://bibdigital.epn.edu.ec/handle/15000/15225>

Coche, A., & Muir, J. (1993). Construcción de estanques para la piscicultura en agua dulce: estructuras y trazados para explotaciones piscícolas (Vol. 20). Roma: Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación.

Cordero , F. (24 de Julio de 2008). Constitución del Ecuador . Obtenido de Asamblea Constituyente: <http://www.wipo.int/edocs/lexdocs/laws/es/ec/ec030es.pdf>

Cordero, F. (24 de Julio de 2008). CONSTIRUCIÓN DE ECUADOR . Obtenido de AAMBLEA CONSTITUYENTE : <http://www.wipo.int/edocs/lexdocs/laws/es/ec/ec030es.pdf>

DIGESA. (1992). Parámetros Organolépticos . Obtenido de GESTA AGUA : http://www.digesa.minsa.gob.pe/DEPA/informes_tecnicos/GRUPO%20DE%20USO%201.pdf

Duchicela, V., & Magaly, T. (2014). Determinación de eficiencia de especies vegetales: totora-achira emplementadas en biofiltros para agua de riego en Punín 2013. Obtenido de <http://dspace.esPOCH.edu.ec/bitstream/123456789/3402/1/236T0096%20.pdf>

Duchicela, V., & Toledo, M. (2014). Determinación de eficiencia de especies vegetales . Obtenido de Tesis de Grado: <http://dspace.esPOCH.edu.ec/bitstream/123456789/3402/1/236T0096%20.pdf>

ECOFLUIDOS INGENIEROS S.A. (2012). Estudios de la calidad de fuentes utilizadas para consumo humano y Plan de mitigación por contaminación por uso doméstico y agroquímicos en Apurímac y Cusco . Lima. Obtenido de <http://www1.paho.org/per/images/stories/PyP/PER37/15.pdf>

EPMAPS. (2012). Agua de Quito (Plan de Descontaminación de Ríos y Quebradas del Distrito Metropolitano de Quito). Obtenido de El Quito Que Queremos: <https://es.scribd.com/document/142594694/Agua-de-Quito-Plan-de-Descontaminacion-de-Rios-y-Quebradas-del-Distrito-Metropolitano-de-Quito>

EPN. (2012). Practica de Calidad del Agua . Quito .

Escobar, J. (Diciembre de 2002). División de Recurso Naturales e Infraestructura. Obtenido de La contaminación de los ríos y sus efectos en las áreas costeras y el mar: <http://archivo.cepal.org/pdfs/Waterguide/LCL1799S.PDF>

Espinosa, C. (2014). Factibilidad del diseño de un humedal de flujo subsuperficial para el tratamiento de aguas residuales municipales de 30.000 habitantes. Obtenido de <https://repositorio.escuelaing.edu.co/bitstream/001/114/1/FACTIBILIDAD%20DEL%20DISEÑO%20DE%20UN%20HUMEDAL%20DE%20FLUJO%20SUBSUPERFICIAL%20PARA%2030000%20HABITANTES.pdf>

Fernandez, K. I. (2009). Diagnóstico de la Situación Ambiental Actual de Manejo del Sistema de Agua Potable y Aguas Residuales de la ciudad de Quito. En K. Llanos, Diagnóstico de la Situación Ambiental Actual (pág. 20). Quito.

Fray, H. (2014). PROPUESTA DE ESTABILIZACIÓN DE TALUDES CON PASTO VETIVER. Perú: Ciencias Ambientales .

Freile, J., & Fabara, J. (2009). La sublime y trágica historia del valle del Pita. Ecuador Terra Incógnita.

Fuentes, F., & Massol, A. (2002). Manual de laboratorios: Ecología de microorganismos. Obtenido de <http://www.uprm.edu/biology/profs/massol/manual/p2-ph.pdf>

García, M. (2000). Diseño y Desarrollo de un Sistema de Tratamiento para la eliminación de boro en vertidos industriales. Obtenido de <http://oa.upm.es/155/1/05200006.pdf>

Gasteiz , V. (s.f.). La recuperación de ríos en entornos urbanos. Obtenido de Aula de Ecología Urbana : <https://www.vitoria-gasteiz.org/docs/wb021/contenidosEstaticos/adjuntos/es/67/40/36740.pdf>

González, J. A. (3 de Abril de 2017). Manual sobre el uso y manejo del Pasto Vetiver. Obtenido de Proyectos para construir : <http://www.proyectosparaconstruir.com/%F0%9F%8D%80-manual-uso-manejo-del-pasto-vetiver/>

Gurovich, L. (1985). Fundamentos y diseño de Sistemas de Riego. San José, Costa Rica: Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura (IICA).

Gutierrez, C. (2010). Contaminación de Ríos . Loja : Publicaciones Ambientales .

HACH. (2000). Manual de análisis de agua. Colorado: HACH COMPANY.

Huamán, A. (2012). Peso equivalente. Obtenido de <https://es.slideshare.net/ELIASNAVARRETE/peso-equivalente>

Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales de Colombia [IDEAM]. (2006). Conductividad Eléctrica por el método Electrométrico en aguas. Obtenido de <http://www.ideam.gov.co/documents/14691/38155/Conductividad+El%C3%A9ctrica.pdf/f25e2275-39b2-4381-8a35-97c23d7e8af4>

Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales de Colombia [IDEAM]. (2007). Dureza Total en Agua con EDTA por Volumetría. Obtenido de <http://www.ideam.gov.co/documents/14691/38155/Dureza+total+en+agua+con+EDTA+por+volumetr%C3%ADa.pdf/44525f65-31ff-482e-bbf6-130f5f9ce7c3>

Instituto de Investigaciones marinas y costeras José Benito Vives de Andrés [INVEMAR]. (Julio de 2003). Manual de técnicas analíticas para la terminación de parámetros fisicoquímicos y contaminantes marinos (aguas, sedimentos y organismos). Obtenido de <http://www.invemar.org.co/redcostera1/invemar/docs/7010manualTecnicasanaliticas..pdf>

Iturralde, M. (2013). La aguas contaminadas . Obtenido de Ciencias de la Tierra al Servicio de la sociedad : https://www.unicef.org/lac/UNICEF_be_folleto_1_Aguas_contaminadas_redc.pdf

Jose, S., & Ornela, A. (11 de Mayo de 2016). DEGRADACIÓN DE CONTAMINANTES EN AGUAS. Obtenido de "PLANTA LA COMUNA", QUININDÉ": <http://dspace.esPOCH.edu.ec/handle/123456789/4930>

Jurado, J. (1998). Manual para muestreo de aguas y sedimentos. Quito: Pontificia Universidad Católica del Ecuador.

Liscano, G. (2015). Muestreo de agua . En \$. d. Ambiental, Informe Tecnico de la Calidad del Agua (pág. 80). Venezuela : Poder Popular para la Educación Superior .

Maldonado, E. (23 de Septiembre de 2016). Geología de desarrollo aplicada al seguimiento operacional depozos petroleros . Obtenido de ANDES : <http://www.carec.com.pe/biblioteca/biblio/6/34/Geolog%C3%ADa%20de%20Desarrollo%20Aplicada.pdf>

Mantilla, C., & Jácome, C. (18 de Febrero de 2015). La mayor contaminación en ríos y quebradas está en 8 sitios del sur. El Comercio.

Maps. (2015). Obtenido de <https://www.google.com.ec/maps>

Martínez, J. (diciembre de 2003). Estudio agronómico y ambiental del riego con aguas residuales depuradas en el cultivo del arroz. Aplicación a una línea de riego en el parque natural de la Albufera (Valencia). Obtenido de <https://riunet.upv.es/bitstream/handle/10251/38757/Mart%EDnez%20-%20Estudio%20agron%F3mico%20y%20ambiental%20del%20riego%20con%20aguas%20residuales%20depuradas%20en%20el%20cultivo%20...pdf?sequence=13>

Maza, D. (2013). Validación de métodos analíticos para: DBO, DQO, nitritos, sólidos totales, cloruros y dureza total para análisis de aguas naturales, aguas de consumo humano y aguas residuales en el laboratorio de Ingeniería Ambiental (Laboratorios UTPL). Obtenido de <http://dspace.utpl.edu.ec/bitstream/123456789/6965/1/Tesis%20Diego%20Maza.pdf>

Mejia Reinoso, J. (2010). Estudio santón Gualaquizaobre la calidad del agua potable del C. Obtenido de Unoiversidad de Cuenca: file:///C:/Users/Admin-PC/Downloads/PTAP%20tesis.pdf

Mendoza, M., Morales, R., Ramírez, S., Flores, I., Alvarado, G., & Santos, M. (2014). Determinación de acidez y alcalinidad en aguas naturales, residuales y residuales tratadas. Obtenido de http://www.academia.edu/9065570/Determinacion_de_acidez_y_alcalinidad_en_aguas_naturales

Meza, A. M., Rubio, J., Dias, L., & Gualteros, J. (2012). CALIDAD DE AGUA Y COMPOSICIÓN DE MACROINVERTEBRADOS ACUÁTICOS EN LA SUBCUENCA ALTA DEL RÍO CHINCHINÁ. Universidad Nacional de Colombia , 17.

Ministerio de Agricultura y Riego [MINAGRI]. (2005). Manual de Hidrometría. Obtenido de <https://www.fing.edu.uy/imfia/cursos/hidrometria/material/hidrometria.pdf>

Moscoso, J. (abril de 2016). Manual de Buenas Prácticas para el uso seguro y productivo de las aguas residuales domésticas. Obtenido de http://www.ana.gob.pe/sites/default/files/publication/files/manual_de_buenas_practicas_para_el_uso_seguro_y_productivo_de_las_aguas_residuales_domesticas.pdf

Nuñez, R. (2004). Fitorremediación (Fundamentos y Aplicaciones). Biotecnología y Biología molecular , 15.

Ñunez López, R. A. (Julio de 2004). Fitorremediación. Obtenido de Fundamentos y aplicaciones : http://www.revistaciencia.amc.edu.mx/images/revista/55_3/Fitorremediacion.pdf

ONU. (2012). Agua para todos. En R. h. mundo. España : Edición UNESCO .

ONU-Agua. (2015). El agua fuente de vida . Naciones Unidas .

Orellana, J. (2005). Conducción de líquidos residuales. Obtenido de https://www.frro.utn.edu.ar/repositorio/catedras/civil/ing_sanitaria/Ingenieria_Sanitaria_A4_Capitulo_09_Conduccion_de_Liquidos_Residuales.pdf

Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación [FAO]. (2012). Agua y cultivos. Obtenido de <http://www.fao.org/docrep/005/Y3918S/y3918s05.htm#TopOfPage>

Organización de las Naciones Unidas para la Educación, I. C. (2016). Agua y Empleo . Francia : UN WATER .

Organización mundial de la salud [OMS]. (2006). Guías de la Calidad del Agua potable de la OMS.Tercera edición. Obtenido de http://www.who.int/water_sanitation_health/dwq/gdwq3_es_10.pdf

OxiTop. (2008). OxiTop Manometric BOD Measuring Devices Instruction Manual . Obtenido de <http://www.globalw.com/downloads/WQ/oxitopis.pdf>

Peñafiel, C. (s.f.). Mutula. Obtenido de https://www.google.com.ec/search?q=imagenes+barrio+la+libertad+de+chillogallo&tbm=isch&source=iu&pf=m&ictx=1&fir=mGgoZZz3-TnUwM%253A%252CSIJgqWBivIX15M%252C_&usg=__Gb40wnja8WZwFp1sOeoLPIL4UAs%3D&sa=X&ved=0ahUKEwjghffPlofXAhUEWSYKHbYqC6AQ9QEIOTAI#imgrc=9H1

Quintana, F. D. (Febrero de 2010). Análisis estadístico de los parametros de DQO, DBO Y SS de las aguas residuales urbanas. Obtenido de <file:///C:/Users/Admin-PC/Documents/Documentos%20VELA/Anlisis%20estadistico.pdf>

Ramirez. (29 de 03 de 2007). El muestreo del agua. Obtenido de Toma y conservacion de muestras : <http://www.elaguapotable.com/EI%20muestreo%20de%20los%20distintos%20tipos%20de%20agua.pdf>

Ramirez, J. (2012). El agua solvente universal. Quimica , 25.

Remediación. (2015). Mexico.

Rigola, M. (2005). Tratamiento de aguas industriales, aguas de proceso y residuales. Santafé de Bogotá: Alfaomega.

Rodríguez, J. (septiembre de 2009). Parámetros fisicoquímicos de dureza total en calcio y magnesio, pH, conductividad y temperatura del agua potable analizados en conjunto con las Asociaciones Administradoras del Acueducto, (ASADAS), de cada distrito de Grecia, cantón de Alajuela . Pensamiento actual, 126-134.

Rodríguez, J. R. (17 de Noviembre de 2007). Medidas Preventivas de la Contaminación de Aguas Superficiales. Obtenido de Contaminación Ambiental : <file:///C:/Users/Admin-PC/Downloads/componente45252.pdf>

Romero, J. (2009). Calidad del agua. Bogotá: Escuela Colombiana de Ingeniería.

Sánchez, A. (2008). Efectos de los trihalometanos sobre la salud. Higiene y Sanidad Ambiental, 280-283.

Sánchez, A. (2011). Validación de las técnicas hierro total y fosfatos en agua en el laboratorio ALISCCA LTDA. Obtenido de <http://repositorio.utp.edu.co/dspace/bitstream/handle/11059/2080/628162S211.pdf?sequence=1>

Sarango Araujo, O. P. (2016). DISEÑO Y CONSTRUCCIÓN DE 2 BIOFILTROS CON Eichhornia crassipes Y Lemna minor. Obtenido de PLANTA LA COMUNA," QUININDÉ": <http://dspace.esepoch.edu.ec/bitstream/123456789/4930/1/236T0194.pdf>

SCRIBD. (13 de Enero de 2015). Muestreo. Obtenido de Tipos de muestras: <https://es.scribd.com/document/252507469/Muestreo>

Sela, G. (2005). El pH del agua. Obtenido de <http://www.smart-fertilizer.com/es/articles/pH-alkalinity>

Sparrow, E. (2008). El desarenador. Obtenido de http://biblioteca.uns.edu.pe/saladocentes/archivoz/publicacionez/trabajo_de_desarenador_1__tmp4a134267.pdf

Tarjuelo, J. (junio de 2005). El riego por aspersión. Obtenido de https://www.ruralcat.net/migracio_resources/633281_tarjuelo.pdf

Toledo, A. (julio-septiembre de 2002). El agua en México y en el mundo. Obtenido de <http://www.inecc.gob.mx/descargas/publicaciones/366.pdf>

Torres, J. G. (2000). Importancia de los ríos en el entorno ambiental . Revista del Instituto de Investigación de la Facultad de Geología, Minas y Ciencias Geográficas , 12.

Truong, P. (2008). Sistema Vetiver para la prevención y tratamiento de aguas y tierras contaminadas . Obtenido de http://www.vetiver.org/LAICV2F/0%20Plenary/P3Truong_TS.pdf

United States Environmental Protection Agency [EPA]. (2016). Introduction of pH. Obtenido de https://www3.epa.gov/caddis/ssr_ph_int.html

Vasquez , S., & Legnaní, M. (Septiembre de 2013). IMPORTANCIA DE LOS COLIFORMES EN LOS ALIMENTOS. Obtenido de http://www.montevideo.gub.uy/sites/default/files/importancia_de_los_coliformes_en_los_alimentos.pdf

Villavicencio, A. (2015). Diseño y establecimiento de un biofiltro. Obtenido de <http://www2.inia.cl/medios/biblioteca/boletines/NR35535.pdf>

Vimazal. (1998). Clasificación de biofiltros . Obtenido de <http://www.monografias.com/trabajos98/disen-del-sistema-alcantarillado-sanitario-y-planta-tratamiento-aguas-residuales/disen-del-sistema-alcantarillado-sanitario-y-planta-tratamiento-aguas-residuales2.shtml>

Viteri, M. (2012). Humedales . Combinación Biológica , 11.

Vitoria-Gasteiz. (2012). La recuperación de ríos en entornos urbanos. Aula de Ecología Urbana, 9.

Wu, B. Y. (2009). Programa de maestría en Manejo de Recursos Naturales . En Calidad físico-química y bacteriológica del agua para el consumo humano (pág. 2004). Costa Rica .

Zhen, B. (2009). Calidad físico-química y bacteriológica del agua para consumo humano de la microcuenca de la quebrada Victoria, Curubandé, Guanacaste, Costa Rica, año hidrológico 2007-2008. Obtenido de http://www.uned.ac.cr/ecologiaurbana/wp-content/uploads/2012/06/Tesis_BiYun_Zhen.pdf

ANEXOS

ANEXO I

MUESTREO DE AGUA RESIDUAL





ANEXO II

CONSTRUCCIÓN DE BIOFILTROS



ANEXO III

PARTES DE LOS BIOFILTROS

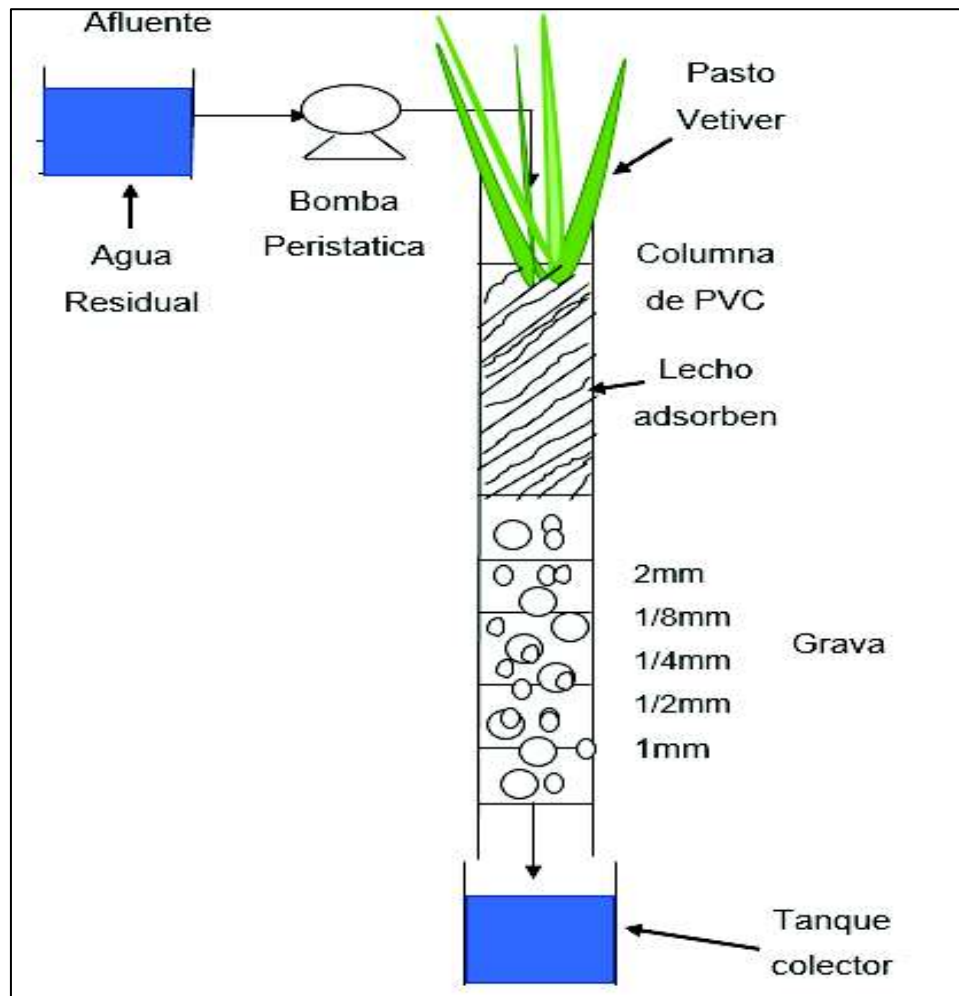


Figura 9. Partes del Biofiltro

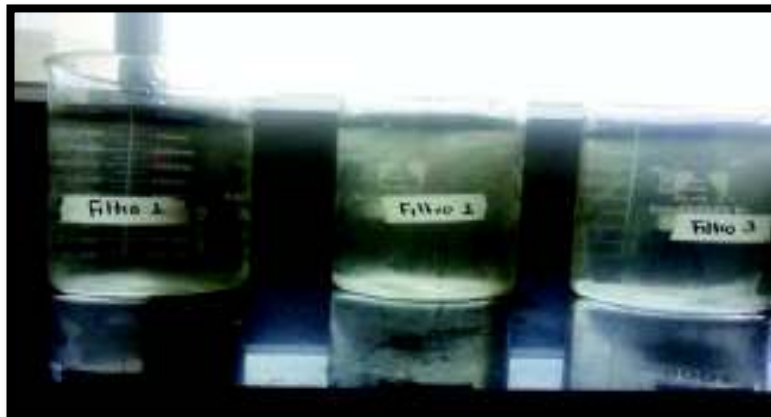
ANEXO IV

PLAN DE MUESTREO

PLAN DE MUESTREO DEL RIO EL ROSARIO		
La norma utilizada para realizar el muestreo será 2169 Norma Ecuatoriana de Muestreo (AGUA. CALIDAD DEL AGUA.		
largo del río (12500 m)		
Ancho aproximado (1.00 - 1.50 m)		
Parámetros a analizarse		
Parámetros Físicos	Parámetro Químicos	Parámetros microbiológicos
Olor	DBO	Coliformes Fecales y totales
Color	DQO	
Sabor	pH	
Temperatura	COT	
Turbiedad		
Conductividad		
Localización de las estaciones de muestreo (5 puntos de muestreo)		
Los puntos se tomaran aguas arriba y aguas debajo de las fuentes de contaminación.		
Punto 1: sitio de nacimiento de agua, agua subterránea extracción por tubería.		
Punto 2: sitio donde existe presencia de materia orgánica proveniente de eses de animales.		
Punto 3: sitio en donde la sustancia contaminante que no se ha mezclado totalmente, derrame de agua utilizada para el criadero de truchas.		
Punto 4: sitio donde existe contaminante abundante, , derrame de agua residual de urbanización.		
Punto 5: sitio donde la contaminación se encuentra totalmente mezclada por derrames urbanos materia orgánica, etc.		
Frecuencia del muestreo		
Realizara 2 campañas de muestreo.		

<p>PRIMERA CAMPAÑA</p> <p>Lunes 26 (2 primeros puntos) Miercoles 29 (3 puntos faltantes) HORARIO: 8:00 - 10:00- 14:00 Disponibilidad de laboratorio</p>	<p>SEGUNDA CAMPAÑA</p> <p>Lunes 3 de Junio (2 primeros puntos) Miercoles 6 (3 puntos faltantes)</p>
<p>Los análisis se realizarán dos veces para identificar posibles contaminantes presentes en el río.</p>	
<p>Parámetros in-situ</p>	
<p>Olor, color, sabor</p>	
<p>Temperatura</p>	
<p>pH</p>	
<p>Oxígeno disuelto</p>	
<p>Turbiedad</p>	
<p>Conductividad</p>	
<p>Tipo de muestreo</p>	
<p>Muestreo Compuesto: Es el resultado de la mezcla de varias colectas simples que son retiradas de un cuerpo de agua a intervalos de tiempo iguales durante un cierto</p>	
<p>Muestreo Compuesto en relación al caudal.</p>	

ANEXO V
AGUA RESIDUAL ANTES DEL TRATAMIENTO



AGUAS RESIDUALES DESPUES DEL TRATAMIENTO



ANEXO VI CÁLCULOS REALIZADOS PARA LA CONSTRUCCIÓN DEL BIOFILTRO

Cálculo del área total del filtro

$$\text{Área total} = L \times H = 1,50\text{m} \times 1,50\text{m} = 2,25 \text{ m}^2$$

Cálculo del área del material filtrante

$$\text{Área de la arena} = \frac{Q}{K_f \times I} = \frac{2 \times 10^{-3} \text{ m}^3 \text{ hora}}{22,9 \text{ m hora} \times 5 \times 10^{-3}} = 0,017 \text{ m}^2$$

$$\text{Área de la grava} = \frac{Q}{K_f \times I} = \frac{2 \times 10^{-3} \text{ m}^3 \text{ hora}}{229,16 \text{ m hora} \times 5 \times 10^{-3}} = 0,0017 \text{ m}^2$$

Área del material filtrante

Cálculo del volumen total del Biofiltro

$$V = L \times B \times H = 1,50 \text{ m} \times 0,16 \text{ m} \times 1,50 = 0,36 \text{ L}$$

Cálculo del volumen del material filtrante

$$\text{Volumen arena} = L \times B \times H \times n = 1,50 \text{ m} \times 0,16 \text{ m} \times 0,05 \text{ m} \times 0,30 = 0,00108 \text{ m}^3$$

Cantidad de arena

$$\text{densidad} = \frac{\text{masa}}{\text{volumen}} = \text{masa} = 1990 \frac{\text{kg}}{\text{m}^3} \times 0,00108 \text{m}^3 = 2,14 \text{ kg}$$

$$\text{Volumen gravilla} = L \times B \times H \times n = 1,50 \times 0,16 \text{ m} \times 0,01 \text{ m} \times 0,25 = 0,0006 \text{m}^3$$

Cantidad de gravilla

$$\text{densidad} = \frac{\text{masa}}{\text{volumen}} = \text{masa} = 2850 \frac{\text{kg}}{\text{m}^3} \times 0,0006 \text{m}^3 = 1,71 \text{ kg}$$

$$\text{Volumen grava} = L \times B \times H \times n = 1,50 \times 0,16 \text{ m} \times 0,04 \text{ m} \times 0,50 = 0,0048 \text{m}^3$$

Cantidad de grava

$$\text{densidad} = \frac{\text{masa}}{\text{volumen}} = \text{masa} = 2000 \frac{\text{kg}}{\text{m}^3} \times 0,0048 \text{m}^3 = 9,6 \text{ kg}$$

$$\text{Volumen del material filtrante} = 0,00108 \text{ m}^3 + 0,0048 \text{m}^3 + 0,0006 \text{m}^3 = 0,0064 \text{m}^3 = 5,8 \text{ L}$$

Cálculo de tiempo de retención

$$T = \frac{V_{\text{útil}}}{Q} = \frac{26,1 \text{h/L}}{2L} = 13,05 \text{ horas}$$

ANEXO VII EFICIENCIA DE REMOCIÓN

EFICIENCIA DE REMOCIÓN

la eficiencia de un sistema de filtración está determinada de acuerdo al grado de remoción de los contaminantes que se encuentran presentes en el agua residual. Se debe considerar los valores de los contaminantes previo a la filtración y posterior esta, y así determinar es que porcentaje disminuye las cargas contaminantes del parámetro a considerar que la eficiencia es un buen parámetro a considerar.

$$EF = \left(\frac{C_e - C_s}{C_e} \right) * 100$$

Donde:

EF=eficiencia de filtración (%)

Ce= Contaminante previo a la filtración

Cs=Contaminante posterior a la filtración

EFICIENCIA DE REMOCIÓN DE COLOR

$$EF = \left(\frac{12,11 - 9,63}{12,11} \right) * 100$$

EF=20,47%

EFICIENCIA DE REMOCIÓN DE TURBIEDAD

$$EF = \left(\frac{3,89 - 1,53}{3,89} \right) * 100$$

$$EF=60,66\%$$

EFICIENCIA DE REMOCIÓN DE SOLIDOS TOTALES

$$EF = \left(\frac{277,37 - 175,33}{277,37} \right) * 100$$

$$EF=36,78\%$$

EFICIENCIA DE REMOCIÓN DE SOLIDOS TOTALES DISUELTOS

$$EF = \left(\frac{280 - 156,33}{280} \right) * 100$$

$$EF=44,16\%$$

EFICIENCIA DE REMOCIÓN DE GRASAS Y ACEITES

$$EF = \left(\frac{C_e - C_s}{C_e} \right) * 100$$

$$EF= <2\%$$

EFICIENCIA DE REMOCIÓN DE DBO (DEMANDA BIOLÓGICA DE OXIGENO)

$$F = \left(\frac{3,40 - 2,29}{3,40} \right) * 100$$

$$EF= 32,64\%$$

EFICIENCIA DE REMOCIÓN DE DQO (DEMANDA QUÍMICA DE OXIGENO)

$$F = \left(\frac{29,12 - 14,78}{29,12} \right) * 100$$

$$EF= 49,24\%$$

EFICIENCIA DE REMOCIÓN DE COT (CARBONO ORGÁNICO TOTAL)

$$F = \left(\frac{7,28 - 4,27}{7,28} \right) * 100$$

$$EF= 41.34\%$$

ANEXO IX
REPORTES DE LOS RESULTADOS OBTENIDOS DE LOS
ANÁLISIS QUÍMICOS (CARBONO ORGÁNICO TOTAL)
REALIZADOS EN EL CENTRO DE INVESTIGACIÓN Y CONTROL
AMBIENTAL



**ESCUELA POLITECNICA NACIONAL
CENTRO DE INVESTIGACIÓN Y CONTROL AMBIENTAL**

Campus Politécnico "José Rubén Orellana Ricaurte" • Calle Ladrón de Guevara E 11-253
Tel. (+593-2) 2976500 / 1938780 Ext. 2151 • Línea directa (+593-2) 3938864 • Apartado 17-01-2759 • E-mail: cicamepn@gmail.com
Quito - Ecuador



INFORME DE RESULTADOS

Quito, 30 de agosto de 2017

No. IR17-733

Ref. ST17-221

DATOS DE CLIENTE

Solicitado por: JESSICA VELA
Atención:
Dirección: Chillogallo, Buenaventura
Identificación de la muestra: PI
Fecha de recolección: 2017-08-22
Responsable de toma de muestra: Cliente

Teléfono:

Origen: Río El Rosario, punto 4
Tipo de muestra: Agua natural
Tipo de envase: Vidrio ámbar y plástico estéril
Llegó refrigerado: No
Se utilizó preservante: No

LABORATORIO

Número de ingreso al laboratorio: M- 733
Fecha de ingreso al Laboratorio: 2017-08-22

PARÁMETRO	UNIDAD	RESULTADO	***LÍMITE Acreditado	***LÍMITE Cauce de agua	FECHA DEL ANÁLISIS	PROCEDIMIENTO
Aceites y grasas	mg/L	<2	70	30	2017-08-24	APHA 5520 B. Gravimétrico
Carbono Orgánico Total (C) soluble	mg/L	7,280			2017-08-25	APHA 5510 B

NOTA: ESTE INFORME SOLO AFECTA A LA MUESTRA SOMETIDA A ENSAYO

***Límites máximos permisibles por cuerpo receptor - Anexo 1, Tabla A1, OM 138 (sep. 2016)

Realizado por: Ing. Cristian Freire
ANALISTA RESPONSABLE



Revisado por: Ing. Martín Ortiz
DIRECTOR DE CALIDAD (E)



**ESCUELA POLITECNICA NACIONAL
CENTRO DE INVESTIGACIÓN Y CONTROL AMBIENTAL**

Campus Politécnico "José Rubén Orellana Ricaurte" • Calle Ladrón de Guevara E 11-253
Tel: (+593-2) 2976300 / 3938780 Ext. 2151 • Línea directa (+593-2) 3938864 • Apartado 17-01-2159 • E-mail: cicamepn@gmail.com
Quito – Ecuador



INFORME DE RESULTADOS

Quito, 30 de agosto de 2017

No. IR17-732

DATOS DE CLIENTE

Solicitado por: JESSICA VELA
Atención:
Dirección: Chillogallo, Buenaventura
Identificación de la muestra: P1
Fecha de recolección: 2017-08-22
Responsable de toma de muestra: Cliente

Telefono:

Origen: Río El Rosario, vertiente
Tipo de muestra: Agua natural
Tipo de envase: Vidrio ámbar y plástico estéril
Llegó refrigerada: No
Se utilizó preservante: No

LABORATORIO

Número de ingreso al laboratorio: M- 732
Fecha de ingreso al Laboratorio: 2017-08-22

PARÁMETRO	UNIDAD	RESULTADO	***LÍMITE Akantarrillado	***LÍMITE Cauce de agua	FECHA DEL ANÁLISIS	PROCEDIMIENTO
Aceites y grasas	mg/L	<2	70	30	2017-08-24	APHA 5520 B, Gravimétrico
Carbono Orgánico Total (C) soluble	mg/L	4,870			2017-08-25	APHA 5310 B

NOTA: ESTE INFORME SOLO AFECTA A LA MUESTRA SOMETIDA A ENSAYO

***Límites máximos permisibles por cuerpo receptor.- Anexo 1, Tabla A1, OM 138 (sep. 2016)

Realizado por: Ing. Cristian Freire
ANALISTA RESPONSABLE



Revisado por: Ing. Martín Ortiz
DIRECTOR DE CALIDAD (E)

