

ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DEL LITORAL



Facultad de Ingeniería en Ciencias de la Tierra

**“ANÁLISIS DE LA OPERACIÓN DE LOS HUMEDALES DE
FLUJO SUB-SUPERFICIAL EN LA REMOCIÓN DE
CONTAMINANTES AMBIENTALES”**

TESIS DE GRADO

Previo la obtención del Título de:

INGENIERO CIVIL

Presentado por:

Erika Yohana Cedeño Alvarez
Paulina Elizabeth Vilela Govea

GUAYAQUIL-ECUADOR
2015

AGRADECIMIENTOS

A Dios,

A nuestras familias por su apoyo incondicional en todo momento en el
desarrollo de esta investigación,

A nuestros amigos que ayudaron en varias etapas de esta investigación,

A todos nuestros profesores por su guía a lo largo de estos años,

A M.Sc. Alby Aguilar Pesantes por su guía y ayuda constante en el desarrollo
de la Tesis,

Erika y Paulina.

DEDICATORIA

A Dios por todas sus bendiciones y sabiduría brindadas
a lo largo de mi vida.

A Pablo y Elizabeth, mis padres, por confiar en mí y ser
mi apoyo constante.

A Gaby y Katrin, mis hermanas, por su ayuda en todo
momento.

A mi familia en Esmeraldas, abuelas y tíos, por
permitirme tener un lugar al que ir siempre, sin ustedes
yo no estaría aquí ahora.

A Guillermo, por su ayuda en las varias etapas de esta
tesis.

A mis amigos, que han sido parte de mi vida desde que
ingresé a ESPOL, por permitirme aprender de ustedes y
ayudarme cuando lo he necesitado.

A M.Sc. Alby Aguilar Pesantes, directora de tesis, por
los conocimientos que me ha brindado a lo largo de la
carrera.

Paulina.

DEDICATORIA

A Dios, por su gracia y bendiciones en todo momento
de mi vida.

A mi madre Soraya, ya que por su amor, su paciencia y
su apoyo incondicional y constante en todo momento de
mi vida es mi pilar y mayor motivación para alcanzar
mis metas.

A César, que a lo largo de mi carrera me ha ayudado y
motivado constantemente.

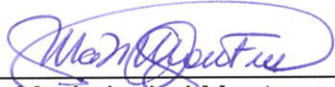
A mis familiares, que directa e indirectamente han
estado pendientes de mi progreso en todo momento.

A mis amistades en ESPOL, quienes a lo largo de mi
carrera me han apoyado haciendo posible este
momento.

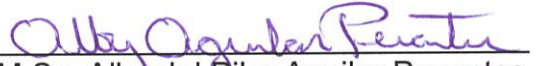
A mi directora de tesis M.Sc. Alby Aguilar Pesantes, que
a lo largo de mi carrera ha sido fuente de inspiración y
de conocimiento.

Erika.

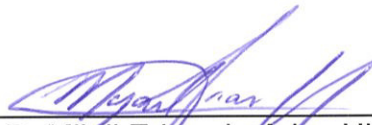
TRIBUNAL DE GRADUACIÓN



M.Sc. María Isabel Montoya Freire
PRESIDENTA DEL TRIBUNAL



M.Sc. Alby del Pilar Aguilar Pesantes
DIRECTORA DE TESIS



Ph.D. Mijail Eduardo Arias Hidalgo
VOCAL

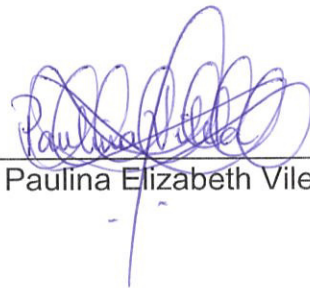
DECLARACIÓN EXPRESA

"La responsabilidad del contenido de esta Tesis de Grado, me corresponde exclusivamente; y el patrimonio intelectual de la misma a la Escuela Superior Politécnica del Litoral".

(Reglamento de graduación de la ESPOL)



Erika Yohana Cedeño Alvarez



Paulina Elizabeth Vilela Govea

RESUMEN

El desarrollo de la humanidad es el principal motor para la creación de materiales de sobrevivencia para la misma; a medida que el tiempo ha pasado, se han desarrollado técnicas de extracción de minerales y de industrialización de alimentos, ropa, etc. El planeta se ha convertido en la fuente principal de subsistencia del hombre.

Debido a este avance y constante movimiento y cambio de la naturaleza de este planeta, se han visto afectados los recursos del mismo. El agua es un recurso que actualmente preocupa bastante por el mal manejo de la misma, se la ha contaminado con residuos de industrias, casas, etc. Se ha utilizado el agua para consumo humano pero no se ha procurado no sobreexplotarla.

En vista de esto, en los últimos años se han comenzado a desarrollar técnicas de recuperación para mitigar el daño causado al agua, una de éstas es el uso de humedales como sistemas de tratamiento de agua. Esta alternativa en realidad no es nueva, el mismo planeta se ha desarrollado y mantenido con este método de forma natural. Con estas técnicas, lo que se pretende en estos tiempos es la creación de nuevos sistemas que aparte de recuperar el estado natural del agua también generen una mejora en el ambiente.

En Ecuador actualmente hay varias zonas de humedales naturales reconocidas internacionalmente, pero no se ha desarrollado la técnica de la creación de humedales. Por esto, este trabajo tiene como propósito la creación de humedales para tratar agua y conocer, de esta forma, el funcionamiento de los mismos y cuánto ayudan en la remoción de contaminantes ambientales.

Para cumplir esto se deberá construir dos humedales de flujo sub-superficial horizontal, los mismos que serán prototipos de los cuales se obtendrán muestras de agua cada cierto tiempo para conocer el nivel de contaminantes ambientales presentes a medida que el humedal está en funcionamiento.

El avance de esta investigación dará a conocer aspectos importantes a la hora de construir este tipo de humedales, tales como el clima, ubicación, materiales, etc. Principalmente el uso de una especie vegetal adecuada es esencial, para este proyecto se decidió utilizar la especie Heliconia Roja.

Así mismo, los resultados obtenidos al final por cada ensayo realizado, se deberán compilar en gráficos que permitan ver el avance en disminución de contaminantes ambientales, si el humedal ha estado funcionando correctamente. Estos resultados proveerán detalles de cuán efectivo ha sido el uso de este sistema para el tipo de agua escogido y su posible uso en condiciones similares en alguna zona del país.

ÍNDICE GENERAL

ABREVIATURAS	iv
SIMBOLOGÍA	v
CAPÍTULO I	15
INTRODUCCIÓN	15
1.1. ANTECEDENTES	15
1.1. JUSTIFICACIÓN	18
1.2. OBJETIVOS	19
1.2.1. OBJETIVO GENERAL	19
1.2.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS	19
CAPÍTULO II	20
MARCO TEÓRICO	20
2.1 HUMEDALES	20
2.1.1 HUMEDALES NATURALES	23
2.1.2 HUMEDALES ARTIFICIALES	24
2.1.3 TIPOS DE HUMEDALES ARTIFICIALES	27
2.2 HUMEDALES DE FLUJO SUB-SUPERFICIAL	28
2.2.1 HUMEDALES ARTIFICIALES DE FLUJO SUB-SUPERFICIAL HORIZONTAL	29

2.2.2 HUMEDALES ARTIFICIALES DE FLUJO SUB-SUPERFICIAL VERTICAL.....	31
2.3 CONTAMINANTES	31
2.3.1 PROCESO FÍSICO DE REMOCIÓN.....	36
2.3.2 PROCESO BIOLÓGICO DE REMOCIÓN.....	37
2.3.3 PROCESO QUÍMICO DE REMOCIÓN.....	38
CAPÍTULO III.....	39
METODOLOGÍA	39
3.1 PROCEDIMIENTO PARA LA ELABORACIÓN DE HUMEDALES DE FLUJO HORIZONTAL SUB-SUPERFICIAL	40
3.1.1 PRESUPUESTO	42
3.1.2 DIMENSIONAMIENTO DEL HUMEDAL	45
3.1.3 MATERIALES UTILIZADOS PARA LA CONSTRUCCIÓN DE HUMEDALES	46
3.2 TIPOS DE PLANTAS.....	48
3.2.1 SELECCIÓN DE LA ESPECIE VEGETAL	50
3.3 REMOCIÓN DE CONTAMINANTES	52
3.3.1 LA FITORREMEDIACIÓN.....	53
CAPÍTULO IV.....	55

ANÁLISIS DE RESULTADOS.....	55
4.1 ANÁLISIS DE RESULTADOS DE LAS MUESTRAS DE AGUA NATURAL DEL LAGO DE ESPOL.....	57
4.1.1 Potencial de Hidrógeno (pH).....	57
4.1.2 Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO ₅).....	63
4.1.3 Demando Química de Oxígeno (DQO).....	69
4.1.4 Fósforo Total (P).....	75
4.1.5 Nitrógeno Total Kjeldahl (N).....	81
4.1.6 Sólidos Totales (ST).....	86
4.1.7 Sólidos Disueltos Totales (SDT).....	90
4.2 ANÁLISIS DE RESULTADOS DE LAS MUESTRAS DE AGUA NATURAL DEL LAGO DE ESPOL + CONTAMINANTE DIÉSEL	94
4.2.1 Potencial de Hidrógeno (pH).....	94
4.2.2 Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO ₅).....	98
4.2.3 Demando Química de Oxígeno (DQO).....	102
4.2.4 Hidrocarburos Totales del Petróleo (TPH).....	106
4.2.5 Fósforo Total (P).....	112
4.2.6 Nitrógeno Total Kjeldahl (N).....	118
4.2.7 Sólidos Totales (ST).....	122

4.2.8 Sólidos Disueltos Totales (SDT)	126
4.3 ANÁLISIS DE REMOCIÓN	130
4.4 COMPARACIÓN ENTRE LOS VALORES DE CONCENTRACIÓN DE CONTAMINANTES ENTRE HUMEDALES	134
CAPÍTULO V.....	139
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	139
5.1 CONCLUSIONES	139
5.2 RECOMENDACIONES	141
ANEXOS.....	145
ANEXO 1. IMÁGENES DE LA CONSTRUCCIÓN DE LOS HUMEDALES.....	146
ANEXO 2. IMÁGENES DE LA TOMA DE AGUA DEL LAGO DE ESPOL PARA LOS RESERVORIOS	153
ANEXO 3. IMÁGENES DE LA TOMA DE MUESTRAS DEL DÍA 0..	154
ANEXO 4. IMÁGENES DE LA TOMA DE MUESTRAS DEL DÍA 7..	156
ANEXO 5. IMÁGENES DE LA TOMA DE MUESTRAS DEL DÍA 14	159
ANEXO 6. IMÁGENES DE LA TOMA DE MUESTRAS DEL DÍA 21	161
ANEXO 7. IMÁGENES DE LA TOMA DE MUESTRAS DEL DÍA 28	162
ANEXO 8. TABLA No.12 DEL TEXTO UNIFICADO DE LEGISLACIÓN SECUNDARIA DEL MEDIO AMBIENTE.....	164

ANEXO 9. NORMAS UTILIZADAS PARA LA TOMA Y CONSERVACIÓN DE MUESTRAS: NTE INEN 2 169:1998 Y NTE INEN 2 176:1998.....	165
BIBLIOGRAFÍA.....	166

ABREVIATURAS

DQO: Demanda Química de Oxígeno

TPH: Hidrocarburos Totales del Petróleo

ST: Sólidos Totales

SDT: Sólidos Disueltos Totales

TDH: tiempo de retención hidráulica

TULSMA: Texto Unificado de Legislación Secundaria del Medio Ambiente

NTE: Norma Técnica Ecuatoriana

INEN: Instituto Ecuatoriano De Normalización

SIMBOLOGÍA

lt: litro

mg: miligramo

t: tiempo

k: constante de velocidad de la reacción

ln: logaritmo natural

%R: porcentaje de remoción

R²: coeficiente de proximidad

m³: metro cúbico

u: unidad

m: metro

D10: diámetro retenido 10 mm

n: porosidad

pH: Potencial de Hidrógeno

DBO₅: Demanda Bioquímica de Oxígeno

P: Fósforo Total

N: Nitrógeno Total Kjeldahl

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico No. 1.- Gráfico de dispersión de la concentración de Potencial de Hidrógeno en agua tomada del lago de ESPOL	58
Gráfico No. 2.- Gráfico de dispersión de logaritmo natural de la concentración de Potencial de Hidrógeno en agua tomada del lago de ESPOL	59
Gráfico No. 3.- Gráfico de dispersión del inverso de la concentración de Potencial de Hidrógeno en agua tomada del lago de ESPOL	60
Gráfico No. 4.- Gráfica de dispersión de la concentración de DBO en agua tomada del lago de ESPOL	64
Gráfico No. 5.- Gráfica de dispersión del logaritmo natural de la concentración de DBO en agua tomada del lago de ESPOL.....	65
Gráfico No. 6.- Gráfica de dispersión del inverso de la concentración de DBO en agua tomada del lago de ESPOL.....	66
Gráfico No. 7.- Gráfica de dispersión de la concentración de DQO en agua tomada del lago de ESPOL	70
Gráfico No. 8.- Gráfica de dispersión del logaritmo natural de la concentración de DQO en agua tomada del lago de ESPOL	71
Gráfico No. 9.- Gráfica de dispersión del inverso de la concentración de DQO en agua tomada del lago de ESPOL.....	72

Gráfico No. 10.- Gráfica de dispersión de la concentración de Fósforo en agua tomada del lago de ESPOL.....	76
Gráfico No. 11.- Gráfica de dispersión del logaritmo natural de la concentración de Fósforo en agua tomada del lago de ESPOL	77
Gráfico No. 12.- Gráfica de dispersión del inverso de la concentración de Fósforo en agua tomada del lago de ESPOL	78
Gráfico No. 13.- Gráfica de dispersión de la concentración de Nitrógeno en agua tomada del lago de ESPOL.....	82
Gráfico No. 14.- Gráfica de dispersión del logaritmo natural de la concentración de Nitrógeno en agua tomada del lago de ESPOL.....	83
Gráfico No. 15.- Gráfica de dispersión del inverso de la concentración de Nitrógeno en agua tomada del lago de ESPOL	84
Gráfico No. 16.- Gráfica de dispersión de la concentración de Sólidos Totales en agua tomada del lago de ESPOL.....	87
Gráfico No. 17.- Gráfica de dispersión del logaritmo natural de la concentración de Sólidos Totales en agua tomada del lago de ESPOL	88
Gráfico No. 18.- Gráfica de dispersión del inverso de la concentración de Sólidos Totales en agua tomada del lago de ESPOL	89
Gráfico No. 19.- Gráfica de dispersión de la concentración de Sólidos Disueltos Totales en agua tomada del lago de ESPOL	91

Gráfico No. 20.- Gráfica de dispersión del logaritmo natural de la concentración de Sólidos Disueltos Totales en agua tomada del lago de ESPOL.....	92
Gráfico No. 21.- Gráfica de dispersión del inverso de la concentración de Sólidos Disueltos Totales en agua tomada del lago de ESPOL	93
Gráfico No. 22.- Gráfica de dispersión de la concentración de pH en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel.....	95
Gráfico No. 23.- Gráfica de dispersión de la concentración de $\ln[\text{pH}]$ en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel.....	96
Gráfico No. 24.- Gráfica de dispersión de la concentración de $1/[\text{pH}]$ en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel.....	97
Gráfico No. 25.- Gráfica de dispersión de la concentración de DBO5 en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel.....	99
Gráfico No. 26.- Gráfica de dispersión de la concentración de $\ln[\text{DBO5}]$ en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel.....	100
Gráfico No. 27.- Gráfica de dispersión de la concentración de $1/[\text{DBO5}]$ en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel.....	101
Gráfico No. 28.- Gráfica de dispersión de la concentración de DQO en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel.....	103
Gráfico No. 29.- Gráfica de dispersión de la concentración de $\ln[\text{DQO}]$ en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel.....	104

Gráfico No. 30.- Gráfica de dispersión de la concentración de $1/[DQO]$ en agua tomada del lago de ESPOLO+contaminante diésel.....	105
Gráfico No. 31.- Gráfica de dispersión de la concentración de TPH en agua tomada del lago de ESPOLO+contaminante diésel.....	107
Gráfico No. 32.- Gráfica de dispersión de la concentración de $\ln[TPH]$ en agua tomada del lago de ESPOLO+contaminante diésel.....	108
Gráfico No. 33.- Gráfica de dispersión de la concentración de $1/[TPH]$ en agua tomada del lago de ESPOLO+contaminante diésel.....	109
Gráfico No. 34.- Gráfica de dispersión de la concentración de P en agua tomada del lago de ESPOLO+contaminante diésel.....	113
Gráfico No. 35.- Gráfica de dispersión de la concentración de $\ln[pH]$ en agua tomada del lago de ESPOLO+contaminante diésel.....	114
Gráfico No. 36.- Gráfica de dispersión de la concentración de $1/[P]$ en agua tomada del lago de ESPOLO+contaminante diésel.....	115
Gráfico No. 37.- Gráfica de dispersión de la concentración de pH en agua tomada del lago de ESPOLO+contaminante diésel.....	119
Gráfico No. 38.- Gráfica de dispersión de la concentración de $\ln[pH]$ en agua tomada del lago de ESPOLO+contaminante diésel.....	120
Gráfico No. 39.- Gráfica de dispersión de la concentración de $1/[pH]$ en agua tomada del lago de ESPOLO+contaminante diésel.....	121

Gráfico No. 40.- Gráfica de dispersión de la concentración de pH en agua tomada del lago de ESPOLO+contaminante diésel.....	123
Gráfico No. 41.- Gráfica de dispersión de la concentración de $\ln[\text{pH}]$ en agua tomada del lago de ESPOLO+contaminante diésel.....	124
Gráfico No. 42.- Gráfica de dispersión de la concentración de $1/[\text{pH}]$ en agua tomada del lago de ESPOLO+contaminante diésel.....	125
Gráfico No. 43.- Gráfica de dispersión de la concentración de pH en agua tomada del lago de ESPOLO+contaminante diésel.....	127
Gráfico No. 44.- Gráfica de dispersión de la concentración de $\ln[\text{SDT}]$ en agua tomada del lago de ESPOLO+contaminante diésel.....	128
Gráfico No. 45.- Gráfica de dispersión de la concentración de $1/[\text{SDT}]$ en agua tomada del lago de ESPOLO+contaminante diésel.....	129
Gráfico No. 46.- Gráfica de intervalos de confianza para las medias de la concentración de DBO de cada humedal	135
Gráfico No. 47.- Gráfica de intervalos de confianza para las medias de la concentración de DQO de cada humedal	136
Gráfico No. 48.- Gráfica de intervalos de confianza para las medias de la concentración de Fósforo de cada humedal	137
Gráfico No. 49.- Gráfica de intervalos de confianza para las medias de la concentración de Nitrógeno de cada humedal.....	138

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura No. 1.- Sitio Ramsar de la Bahía de Kosi en Sudáfrica.	22
Figura No. 2.- Humedal artificial de flujo superficial construido en Plumpton Park en Australia.....	26
Figura No. 3.- Esquema de la clasificación de los humedales artificiales.	28
Figura No. 4.- Zona de entrada y salida en un humedal de flujo sub-superficial horizontal (García & Corzo, 2008)	29
Figura No. 5.- Variedad de Carrizo (Common Reed Phragmites karka).	49
Figura No. 6.- Totora (Cattail Typha angustifolia).	49
Figura No. 7.- Heliconia Roja (Heliconia psittacorum).	50

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla I.- Contaminantes, procesos y fuentes que afectan la calidad del agua	32
Tabla II.- Presupuesto de los materiales necesarios para el proyecto.....	42
Tabla III.- Presupuesto del armado de los humedales.....	44
Tabla IV.- Presupuesto de los ensayos que se realizarán a lo largo del desarrollo del proyecto.....	44
Tabla V.- Materiales empleados en el diseño y construcción de humedales horizontales.....	46
Tabla VI.- Tabla de variación de pH a través del tiempo, en agua tomada del lago de ESPOL	57
Tabla VII.- Análisis de varianza del Gráfico No. 1	61
Tabla VIII.- Análisis de la ecuación de la curva de regresión.....	62
Tabla IX.- Tabla de variación de DBO a través del tiempo, en agua tomada del lago de ESPOL	63
Tabla X.- Análisis de varianza del Gráfico No. 4.....	67
Tabla XI.- Análisis de la ecuación de la curva de regresión.....	68
Tabla XII.- Tabla de variación de DQO a través del tiempo, en agua tomada del lago de ESPOL	69
Tabla XIII.- Análisis de varianza del Gráfico No. 7.....	73

Tabla XIV.- Análisis de la ecuación de la curva de regresión	74
Tabla XV.- Tabla de variación de Fósforo a través del tiempo, en agua tomada del lago de ESPOL	75
Tabla XVI.- Análisis de varianza del Gráfico No. 10	79
Tabla XVII.- Análisis de la ecuación de la curva de regresión	80
Tabla XVIII.- Tabla de variación de Nitrógeno a través del tiempo, en agua tomada del lago de ESPOL	81
Tabla XIX.- Análisis de varianza del Gráfico No. 15	85
Tabla XX.- Análisis de la ecuación de la curva de regresión	85
Tabla XXI.- Tabla de variación de Fósforo a través del tiempo, en agua tomada del lago de ESPOL	86
Tabla XXII.- Tabla de variación de Fósforo a través del tiempo, en agua tomada del lago de ESPOL	90
Tabla XXIII.- Variación de concentraciones de pH a través del tiempo	94
Tabla XXIV.- Variación de concentraciones de DBO ₅ a través del tiempo ...	98
Tabla XXV.- Variación de concentraciones de DQO a través del tiempo. ..	102
Tabla XXVI.- Variación de concentraciones de TPH a través del tiempo. ..	106
Tabla XXVII.- Análisis de varianza del Gráfico No. 32	110
Tabla XXVIII.- Análisis de la ecuación de la curva de regresión.....	111
Tabla XXIX.- Variación de concentraciones de P a través del tiempo.	112

Tabla XXX.- Análisis de varianza del Gráfico No. 36	116
Tabla XXXI.- Análisis de la ecuación de la curva de regresión.....	117
Tabla XXXII.- Variación de concentraciones de N a través del tiempo.	118
Tabla XXXIII.- Variación de concentraciones de ST a través del tiempo. ...	122
Tabla XXXIV.- Variación de concentraciones de ST a través del tiempo....	126
Tabla XXXV.- Porcentajes de remoción alcanzados en el humedal piloto de agua natural de lago de Espol.	131
Tabla XXXVI.- Porcentajes de remoción alcanzados en el humedal piloto de agua natural de lago de Espol + contaminante diésel	132

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

1.1. ANTECEDENTES

Con el paso del tiempo, la contaminación causada por el hombre ha ido en aumento. Varios tipos de contaminación son los que afectan a nuestro planeta; desde el uso del petróleo como combustible, hasta los mismos desechos que generamos en casa. En la búsqueda de satisfacer sus necesidades, el hombre ha devastado su entorno. Actualmente, se han hecho esfuerzos por mejorar ciertos procesos que generan contaminación,

para de esta forma recuperar parte de lo que se ha ido destruyendo con el tiempo.

Un problema que aqueja al mundo en estos momentos es la contaminación del agua. Por esta razón es importante analizar el grado de contaminación de la misma, sus causas y buscar soluciones para ello. Muchos tratamientos pueden ser utilizados para conseguir descontaminar el agua, como los siguientes: el uso de membranas, filtros de carbón activado, tratamientos naturales, etc. Pero la mayoría de los procesos de tratamiento implican costes muy altos debido al consumo de energía que conllevan.

Para esta investigación, se ha optado por analizar el grado de remoción de contaminantes ambientales por medio de la construcción de humedales artificiales de flujo horizontal sub-superficial, se ha decidido el uso de este método de tratamiento debido a que es natural y no implica el empleo de energía eléctrica ni de manejo especializado.

Adicional a esto, otra ventaja que trae consigo el uso de humedales es que permiten el desarrollo de las especies animales y especies vegetales en su entorno. El equilibrio y desarrollo de la Tierra se dado en gran parte gracias a ellos, son capaces de disminuir los impactos de inundaciones, regular las cuencas hidrográficas, ayudar en la recarga de acuíferos, etc. (Secretaría de la Convención de Ramsar, 2010)

Por esto, cada humedal que desaparece es un ecosistema menos, es decir, se van perdiendo los hogares de algunas especies y también se perjudica al equilibrio del planeta. Actualmente se ha hecho más conciencia acerca del buen manejo de los humedales, esto sobre todo después de la creación de la Convención de Ramsar sobre Humedales, en la que se trata sobre el uso racional de los mismos.

Sin embargo, aunque se está haciendo más conciencia sobre la importancia de los humedales en el ecosistema, ya han sido muchos los destruidos. Es por esto que en la actualidad el hombre se ha visto en la necesidad de crear humedales artificiales en los cuales se da el mismo procedimiento que en los naturales, de hecho, algunos de ellos terminan formando parte del medio sin necesitar de cuidado humano alguno, permitiendo un desarrollo natural en base a la creación artificial de los mismos.

Por otro lado, el grado de remoción de contaminantes que tengan los humedales artificiales depende del tipo de especies vegetales que utilicen, es por ello que la selección de éstas debe ser cuidadosa. Se debe considerar que no todo tipo de agua residual puede ser utilizada para este tratamiento, ya que si contiene un muy pH muy elevado las especies vegetales seleccionadas para remover los contaminantes pueden morir; también se debe considerar que no cualquier tipo de estas especies trabaja de manera adecuada para el tratamiento. Una muy buena opción para recuperación de

algunos humedales es la creación de ellos, y para el tratamiento de aguas es indispensable en los tiempos actuales, de probar inclusive estos métodos naturales que benefician al medio.

1.1. JUSTIFICACIÓN

La presente investigación busca aportar información sobre el proceso de remoción de contaminantes que se da en los humedales de flujo horizontal sub-superficial, su manejo, componentes y funcionalidad. Para realizar este análisis se deberá no sólo buscar información sobre el uso de humedales en el mundo y su importancia, sino que también se requerirá del armado de humedales a escala de tal forma que se logre ver en tiempo real cómo se va dando el tratamiento en el agua.

Es muy importante definir los tipos de especies vegetales que son más útiles en los humedales, entre estas especies se pueden nombrar a los carrizos, el lirio de agua, las espadañas, etc. En Ecuador hay 18 sitios reconocidos internacionalmente como humedales naturales de importancia para el mundo, estos sitios comprenden un área de 286651 hectáreas. Estos humedales son fuentes de vida y hábitats de varias especies animales y vegetales (Secretaría de la Convención de Ramsar, 2013). ,

1.2. OBJETIVOS

1.2.1. OBJETIVO GENERAL

Analizar el grado de remoción de contaminantes ambientales que ofrece la especie vegetal Heliconia Roja en humedales de flujo horizontal sub-superficial.

1.2.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Diseñar reactores de flujo horizontal sub-superficial.
- Construir reactores que actúen como humedales.
- Determinar la remoción obtenida por medio de la utilización de los humedales de flujo horizontal sub-superficial.
- Verificar que las concentraciones finales de los parámetros analizados se encuentren por debajo de los límites permitidos por la Tabla 12 del TULSMA.

CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO

2.1 HUMEDALES

La Convención de Ramsar sobre Humedales define a los humedales como "extensiones de marismas, pantanos y turberas, o superficies cubiertas de agua, sean éstas de régimen natural o artificial, permanentes o temporales, estancadas o corrientes, dulces, salobres o saladas, incluidas las extensiones de agua marina cuya profundidad en marea baja no exceda de seis metros".

Los humedales se definen también como zonas que se encuentran entre el terreno acuático y el ambiente terrestre. En las costas, se encuentran entre la tierra firme y el mar abierto; pueden estar alrededor de lagos y ríos. Además, sufren cambios a través del tiempo, pudiendo evolucionar en tierra seca o ser sumergidos debido a los cambios en el nivel freático. Debido a estas variaciones, es difícil establecer los límites de éstos.

Se caracterizan también por tener gran variabilidad en sus componentes lo que hace difícil predecir respuestas a contaminantes externos, provenientes de agua residual por ejemplo (Vymazal & Kröpfelová, *Wastewater Treatment in Constructed Wetlands with Horizontal Sub-Surface Flow*, 2008).

En la actualidad hay varios sitios declarados como humedales a nivel global gracias a la Convención de Ramsar sobre Humedales, por ejemplo uno de estos sitios es el ubicado en la Bahía Kosi en Sudáfrica que se muestra en la Figura No. 1.



Figura No. 1.- Sitio Ramsar de la Bahía de Kosi en Sudáfrica.

Tomada del Manual RAMSAR para el uso racional de los humedales. (Secretaría de la Convención de Ramsar, 2010)

La función que tienen los humedales es parecida a los procesos biológicos naturales, que ayudan al ciclo hidrológico, químico y biológico, debido a la diversidad biológica que poseen. De esta forma, varios componentes físicos y químicos son depositados y adquiridos en los humedales, ya que al estar el agua en movimiento se genera un gradiente de humedad (Llagas & Guadalupe, 2006).

Este intercambio de componentes permite que se desarrollen ecosistemas aptos para la vida silvestre (EPA U. S., Subsurface Flow Constructed Wetlands For WasteWater Treatment - A Technology

Assessment, 1993). Por esto, para tratar aguas contaminadas, se deciden construir humedales en los cuales las condiciones y tipos de contaminantes son conocidos, lo que hace más fácil el monitoreo de la eficiencia de los mismos.

Este procedimiento se ha venido usando desde 1950 en Alemania (Vymazal, *Constructed Wetlands for Wastewater Treatment: A Review*, 2008). Actualmente, la construcción de estos humedales se ha convertido en una alternativa de bajo costo y sustentable, que permite el tratamiento de aguas y generación de vida, de hecho, muchos de los humedales construidos utilizados en el mundo, tienen como objetivo primario el tratamiento de aguas residuales municipales y domésticas. Por esto se han clasificado a los humedales en dos tipos, los naturales y los artificiales.

2.1.1 HUMEDALES NATURALES

La importancia de los humedales naturales radica en los diversos usos que tienen, son fuentes muy importantes de provisiones para los seres humanos, sirven como sistemas de regulación de flujo y calidad de agua, permiten biodiversidad y sirven también para uso estético en zonas recreacionales (Xiaowei Li, Xiubo Yu, Luguang Jiang, Wenye Li, Yu Liu, Xiyong Hou, 2014).

El proceso de purificación que conllevan los humedales, es conocido como Fitodepuración, que es la *“reducción de contaminantes de las aguas residuales, por medio de una serie de complejos procesos biológicos y fisicoquímicos en los que participan las plantas del propio ecosistema acuático.”*¹

Aunque no se puede negar el bien que hacen los humedales al ecosistema, no es recomendable utilizarlos como plantas de tratamiento de aguas residuales debido al impacto que esto tendría en el medio debido a que el área de aplicación puede que exceda al área propia del humedal y así llegar a contaminar la biota circundante (María Dolores Curt Fernández de la Mora, Jesús Fernández González, Eduardo de Miguel Beascochea, José de Miguel Muñoz).

2.1.2 HUMEDALES ARTIFICIALES

A los humedales construidos se los conoce también como humedales artificiales y simulan a un humedal natural debido a que éstos funcionan como sumideros de nutrientes y como amortiguadores para los contaminantes, ya sean orgánicos o inorgánicos.

¹ Fitodepuración en humedales. Conceptos generales. Elaborado por Ma. Dolores Curt Fernández de la Mora

El propósito de construir humedales es que se puedan tratar aguas residuales a un precio relativamente bajo ya que no consumen energía eléctrica, causando el menor impacto ambiental posible.

Si se quiere utilizar este tipo de tratamiento posterior al tratamiento de agua residual convencional, la construcción debe ser entre la planta de tratamiento y los recursos acuáticos.

Por otro lado, para escoger el tipo de especie vegetal adecuado para cada humedal depende directamente del tipo de flujo de agua que habrá en él, ya sea superficial o sub-superficial (Vymazal, *Constructed Wetlands for Wastewater Treatment: A Review*, 2008). En la Figura No. 2 se muestra un humedal natural de flujo superficial ubicado en Australia.



Figura No. 2.- Humedal artificial de flujo superficial construido en Plumpton Park en Australia.

Tomada del artículo *Constructed Wetlands for Wastewater Treatment: A Review*. (Vymazal, 2008)

De esta forma, el tratamiento de las aguas contaminadas en los humedales artificiales consiste en varios procesos físicos, químicos y biológicos, entre ellos: adsorción, precipitación, filtración, nitrificación, depredación, descomposición, etc. La filtración biológica es realizada por medio del Biofilm, que son bacterias anaerobias y facultativas (Llagas & Guadalupe, 2006).

Es muy importante considerar varios puntos clave en el diseño de los humedales artificiales, como por ejemplo: las condiciones climáticas locales y disponibilidad de tierras, de tal manera que se pueda conseguir una

eficiencia requerida. De hecho, algunos humedales construidos terminan convirtiéndose en humedales naturales porque con el pasar del tiempo quedan con la capacidad de desarrollarse de manera autónoma.

2.1.3 TIPOS DE HUMEDALES ARTIFICIALES

Una de las clasificaciones de los humedales artificiales es de acuerdo al régimen del flujo de agua y tipo de plantas que se utilizan, de esta forma, se dividen en dos grupos:

- Humedales artificiales de flujo superficial
- Humedales artificiales de flujo sub-superficial

En la Figura No. 3 se tiene una representación de la clasificación que hay de los humedales de acuerdo al tipo de flujo, así mismo, también se muestran los tipos de especies vegetales que se pueden usar en cada uno de ellos.

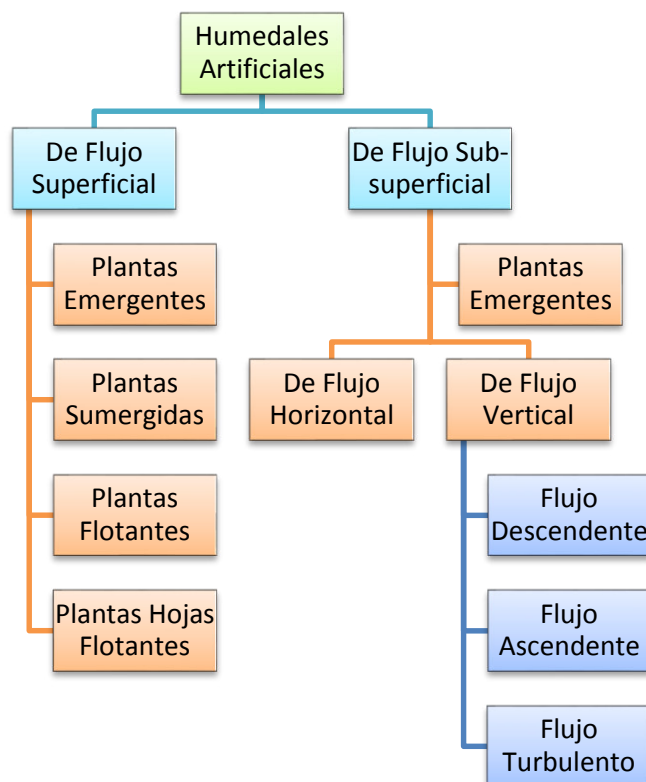


Figura No. 3.- Esquema de la clasificación de los humedales artificiales.

Adaptado de Vymazal & Kröpfelová, 2008

2.2 HUMEDALES DE FLUJO SUB-SUPERFICIAL

Son utilizados para tratar aguas que no han tenido un buen tratamiento previo. El flujo de agua atraviesa un lecho de arena o grava debido a que ésta se encuentra por debajo de la superficie del terreno.

Existen dos tipos de humedales de flujo sub-superficial:

- Flujo sub-superficial horizontal
- Flujo sub-superficial vertical

- Ascendente
- Descendente

2.2.1 HUMEDALES ARTIFICIALES DE FLUJO SUB-SUPERFICIAL HORIZONTAL

Este tipo de humedales están compuestos por una cama de grava o rocas, es impermeable en la parte inferior y las especies vegetales que forman parte de ellos son las encargadas del tratamiento al agua; la unión de las especies vegetales con la grava, provocan la disminución de la contaminación a través de la degradación microbiana. El agua contaminada entra y fluye por la cama de grava mientras recorre una trayectoria casi horizontal hasta llegar a la salida (García & Corzo, 2008).

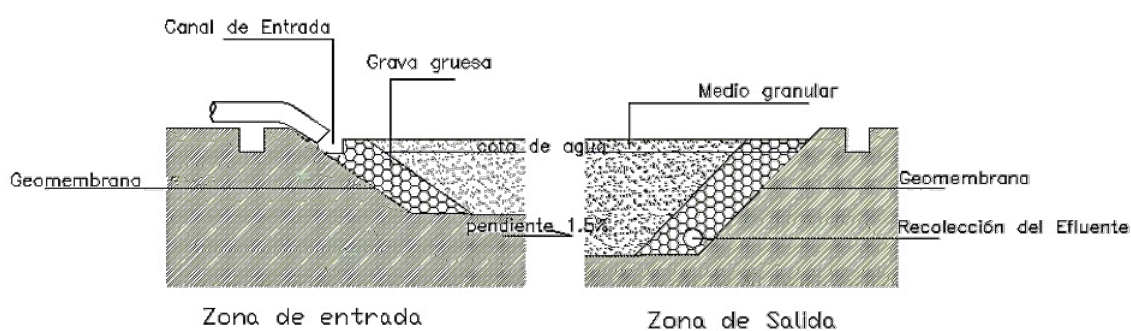


Figura No. 4.- Zona de entrada y salida en un humedal de flujo sub-superficial horizontal

(García & Corzo, 2008)

A medida que este proceso se va desarrollando, se generan zonas aeróbicas alrededor de las raíces de las plantas. En humedales donde se usa el junco (especie vegetal), varias investigaciones han demostrado que no se da una buena descomposición aerobia pero que sí se da una descomposición anóxica y anaerobia que es lo que ayuda en la remoción de contaminantes (Vymazal, Constructed Wetlands for Wastewater Treatment: A Review, 2008).

Los humedales son muy buenas opciones para el tratamiento de aguas, es así que sus principales usos son para:

“Tratamiento de aguas residuales municipales, domésticas o aguas grises. Tratamiento terciario de efluentes pre-tratados en plantas convencionales de aguas residuales. Tratamiento de aguas residuales industriales como lixiviados de rellenos sanitarios, compost, tratamiento de lodos, desechos de refinerías de petróleo, drenaje ácido de minas, desechos agrícolas, efluentes de fábricas de pulpa y de papel o fábricas textiles. Tratamiento y retención de aguas pluviales. Tratamiento natural para agua de piscinas (sin cloro), de ríos y lagos contaminados.”²

² Wastewater Treatment in Constructed Wetlands with Horizontal Sub-Surface Flow. Elaborado por Vymazal, Jan; Kröpfelová, Lenka. 2008

2.2.2 HUMEDALES ARTIFICIALES DE FLUJO SUB-SUPERFICIAL VERTICAL

Este tipo de humedal es muy bueno para la reducción de materia orgánica y especies microbianas presentes en el agua residual. Así mismo, también son una buena alternativa de uso para mejorar la calidad de agua como segundo tratamiento a un efluente (Gargi Sharma, Priya and Urmila Brighu, 2014).

El procedimiento que se da es que el agua contaminada ingresa por la parte superior del terreno y el efluente de salida por la parte inferior del humedal. De esta forma, el uso de este tipo de humedales ha mostrado el muy buen funcionamiento de ellos debido su entorno de óxido-reducción y actividad microbiana, lo que le da gran potencial para nutrientes como el Nitrógeno y Fósforo y la eficiencia en la remoción de sólidos suspendidos y patógenos (Wang Xiaoa, Han Bao-ping, Shi Ying-zheng, Pang Zong-qiang, 2009).

2.3 CONTAMINANTES

La contaminación del agua depende bastante del tipo de agua residual que llega a ella. Este es un problema que aqueja actualmente a todo el mundo. El mal cuidado que se le da a la vegetación de la zona cercana a los ríos o la actividad forestal intensiva es una de las principales causas, por

ejemplo si dicha zona es utilizada para agricultura, los pesticidas utilizados contribuyen a la contaminación de forma sub-superficial del suelo y con ello, del agua también (Escobar, 2002).

Algunos de los contaminantes que suelen afectar al agua de ríos se mencionan en la Tabla I.

Tabla I.- Contaminantes, procesos y fuentes que afectan la calidad del agua

CONTAMINANTES Y PROCESOS	DESCRIPCIÓN	FUENTES
Contaminantes orgánicos	Se descomponen en el agua y disminuyen el oxígeno disuelto, induciendo eutrofización del agua.	Fuentes industriales. Fuentes domésticas. Asentamientos humanos.
Nutrientes	Incluyen principalmente fosfatos y nitratos. Su incremento en el agua induce a una eutrofización. Se originan en desechos humanos y animales, detergentes y escorrentía de fertilizantes agrícolas.	Fuentes domésticas. Fuentes industriales. Escorrentía agrícola.
Metales pesados	Se originan principalmente alrededor de centros industriales y mineros. También pueden provenir de actividades militares o a través de lixiviados.	Fuentes industriales. Fuentes de actividades mineras. Asentamientos humanos. Actividades militares.
Contaminantes microbiológica	Desechos domésticos no tratados, criaderos de animales (E. coli, protistos, amebas, etc.)	Fuentes municipales.

CONTAMINANTES Y PROCESOS	DESCRIPCIÓN	FUENTES
Compuestos tóxicos orgánicos	Químicos industriales, dioxinas, plásticos, pesticidas agrícolas, hidrocarburos de petróleo, hidrocarburos poli cíclicos generados de la combustión del petróleo. Compuestos orgánicos persistentes (POP) como químicos disruptores endocrinos, cianotoxinas, compuestos órgano estánicos de pinturas antinscrustantes.	Fuentes industriales. Asentamientos humanos. Escorrentía agrícola.
Químicos traza y compuestos farmacéuticos	Desechos hospitalarios, son sustancias peligrosas no removidos necesariamente por los tratamientos convencionales y han sido reconocidos con disruptores endocrinos y carcinogénicos.	Industria química y farmacia.
Partículas suspendidas	Pueden ser orgánicas o inorgánicas y se originan principalmente de prácticas agrícolas	Industria. Asentamientos humanos. Escorrentía agrícola. Cambios en el uso de la tierra.
Desechos nucleares	Incluye una gama amplia de radio núcleos utilizados en fines pacíficos.	Plantas nucleares. Fallout radioactivo. Ensayos nucleares. Desechos hospitalarios. Desechos industriales.
Salinización	Se produce por la presencia de sales en los suelos y drenajes inadecuados. También ocurre por afloramiento de agua proveniente de zonas altas, donde se riega (lavado de sales).	Presencia de sales en los suelos, la que aflora por carecerse de un buen drenaje. Irrigación con agua salobre. Agua de yacimientos secundarios de petróleo.

CONTAMINANTES Y PROCESOS	DESCRIPCIÓN	FUENTES
Acidificación	Está relacionada con un PH bajo del agua dado por la disposición sulfúrica producida por la actividad industrial y por las emisiones urbanas	Fuentes industriales. Fuentes municipales.

Fuente: Escobar, 2002

A medida que el mundo se ha ido desarrollando, también ha ido incrementando el grado de contaminación del planeta. El recurso agua ha sido uno de los más afectados, esto en gran parte debido al vertido de agua residual de origen doméstico e industrial a los ríos o lagos.

Si el agua ha sido contaminada con agua residual doméstica, la carga contaminante se ve reflejada en los porcentajes de materia orgánica y microorganismos de origen fecal (Mireya del Pilar Arcos Pulido, Sara Lilia Ávila de Navia, Sandra Mónica Estupiñán Torres, Aura Cristina Gómez Prieto, 2005).

En las ciudades este tipo de contaminación se da desde el momento en que se descarga este tipo de agua sin previo tratamiento, en cambio en las zonas rurales suele darse más por la actividad propia de los animales que son criados en la actividad de ganadería, siendo los desechos fecales de estos animales, reservorios de agentes patógenos (Mireya del Pilar Arcos

Pulido, Sara Lilia Ávila de Navia, Sandra Mónica Estupiñán Torres, Aura Cristina Gómez Prieto, 2005).

De esta manera, se clasifican en tres tipos los contaminantes ambientales que pueden haber en el agua, contaminantes químicos, físicos y biológicos. Aquellos que son químicos hacen referencia no sólo a los inorgánicos sino también a los orgánicos. La afectación al agua provocada por los inorgánicos es la de una toxicidad en el agua y en los orgánicos es la disminución de oxígeno (Ramalho, 2003).

Para contrarrestar la contaminación presente en el agua se hace uso de varias especies vegetales. La presencia de estas especies en el tratamiento de aguas es llamada método hidro-botánico o hidro-biológico. Las especies vegetales que se pueden utilizar para estos humedales artificiales son las siguientes: lirio de agua, jacinto de agua, pino de agua, pasto de agua, etc. La especie vegetal más representativa es la macrófita (Vymazal, *Constructed Wetlands for Wastewater Treatment: A Review*, 2008).

El tipo de especie vegetal utilizada es muy importante en el tratamiento que se quiera dar, por ejemplo están las de tipo phragmitis y canna, las del tipo canna proporcionan mayor área de tratamiento debido a que sus raíces crecen bastante.

Así mismo, el tipo de suelo que se debe utilizar es muy importante, la grava se puede usar en conjunto con arena (Gargi Sharma, Priya and Urmila Brighu, 2014).

2.3.1 PROCESO FÍSICO DE REMOCIÓN

En un humedal de flujo sub-superficial el efecto que tienen las raíces de las especies vegetales en el paso del flujo de agua es muy importante, debido a ellas este flujo tiende a ser laminar. Esta es la base de este proceso físico de remoción, los sólidos y demás sedimentos quedan atrapados entre las raíces y el lecho filtrante del humedal.

Gracias a este proceso se pueden remover los sólidos en suspensión, pero también una pequeña parte de la materia orgánica a través de la sedimentación que tiene el agua antes de ingresar al humedal y la filtración que tiene al pasar por el mismo (Oscar Delgadillo, Alan Camacho, Luis F. Pérez, Mauricio Andrade, 2010). De igual manera puede existir resuspensión de sólidos por perturbación por animales o humanos y por gases desprendidos por la descomposición de materia orgánica.

2.3.2 PROCESO BIOLÓGICO DE REMOCIÓN

Algunos de los contaminantes biológicos que las especies vegetales son capaces de remover fácilmente, ya que son nutrientes para éstas, son: Nitrato, Amonio y Fosfato. La remoción de Nitrógeno es una de las principales funciones de un humedal, este proceso es biológico (Oscar Delgadillo, Alan Camacho, Luis F. Pérez, Mauricio Andrade, 2010).

De esta forma, las especies vegetales leñosas, tales como árboles y arbustos, retienen mayor cantidad de contaminantes a largo plazo, lo contrario a las herbáceas, como las algas, que aunque son capaces de retener bastante no pueden procesar todos los tipos de metales pesados, esto hace su vida útil muy corta. Así mismo, la velocidad de descomposición de la planta bajo condiciones anaerobias, genera una gran acumulación de detritus en el suelo del humedal (Llagas & Guadalupe, 2006)

Es por esto que la remoción de compuestos orgánicos está a cargo de las bacterias del suelo, ellas utilizan Carbono (materia orgánica en descomposición) y lo transforman en Dióxido de Carbono o Metano. Con esto se consigue un mecanismo biológico de remoción importante de amplia variedad de compuestos orgánicos y que es capaz de tratar aguas residuales, tanto municipales como de procesamiento de alimentos, productos derivados del petróleo y plaguicidas (Llagas & Guadalupe, 2006).

2.3.3 PROCESO QUÍMICO DE REMOCIÓN

En el agua puede haber presencia de organismos importantes, tales como bacterias patógenas y virus. El humedal es capaz de hacer un tratamiento previo para comenzar a remover estos microorganismos, para esto es necesario de factores químicos como la oxidación, adsorción y exposición a toxinas debidas a las raíces de las especies vegetales (Oscar Delgadillo, Alan Camacho, Luis F. Pérez, Mauricio Andrade, 2010).

De esta manera, se da la volatilización de algunos metales como el Amoniac, el cual da lugar a que el Nitrógeno presente en el humedal sea removido. Así mismo se permite la formación de sulfuros de metales, los cuales son eficaces al momento de inmovilizar muchos metales tóxicos debido a que son altamente insolubles (Llagas & Guadalupe, 2006).

CAPÍTULO III

METODOLOGÍA

Se van a construir dos reactores que actuarán como humedales de flujo horizontal sub-superficial, a cada humedal se le proveerá de agua diferente, agua natural proveniente del lago de ESPOL y agua natural proveniente del lago ESPOL con adición de un contaminante (diésel). De esta forma se podrá visualizar en qué caso el humedal ha trabajado de manera más eficiente en el tratamiento de estos flujos de agua.

La cantidad de agua que se obtenga al final de cada humedal será utilizada para los respectivos ensayos necesarios para determinar el estado

de ésta luego de haber pasado por el tratamiento. Los resultados obtenidos a partir de dichos ensayos proporcionarán datos sobre la utilidad de los humedales y del porcentaje de remoción que permitió el uso del humedal con la especie vegetal escogida, Heliconia Roja.

3.1 PROCEDIMIENTO PARA LA ELABORACIÓN DE HUMEDALES DE FLUJO HORIZONTAL SUB-SUPERFICIAL

Para la construcción de los humedales fue necesario llevar a cabo los siguientes pasos:

Aspectos preliminares:

- a.** Determinar qué tipo de agua se va a tratar. Para este proyecto se decidió utilizar para tratamiento el agua del lago de la ESPOL, ubicado en las inmediaciones del campus Gustavo Galindo.
- b.** Localizar el lugar más adecuado donde van a ser ubicados los prototipos de humedal.
- c.** Determinar cómo se va a realizar la captación del agua a tratar.

Construcción de los prototipos de humedal:

- a. Dimensionar los prototipos que se van a construir. Para realizar este dimensionamiento se tomó en cuenta el libro “Depuración de aguas residuales por medio de humedales artificiales” y el artículo “Estudio comparativo de la remoción de materia orgánica en humedales construidos de flujo horizontal sub-superficial usando tres especies de macrófitas”, entre otros.
- b. Analizar qué tipo de materiales se utilizarán para la construcción, incluyendo el tipo de planta a utilizar y el material para el lecho de los humedales.
- c. Adquirir los materiales.
- d. Acondicionar el área donde se van a ubicar los humedales y los reservorios de agua, se debe tener en cuenta parámetros como la pendiente que debe tener el suelo sobre el que va a estar el reactor, para este caso se usó una pendiente de 1%.

Toma de muestras para ensayos, en base a las normas NTE INEN 2 176:1998 y NTE INEN 2 169:98:

- a. Se deben preparar 4 botellas de 1lt de capacidad, que estén bien lavadas, preferiblemente que sean de plástico (se pueden utilizar botellas de agua). Se debe cuidar que las botellas la menor

cantidad de hendiduras posibles para que no disminuya el volumen de agua necesario para los ensayos (2lt).

- b. Se deben tomar muestras de agua cada cierto tiempo, se realizan ensayos consecutivos que permitan desarrollar una teoría acerca de la remoción en los humedales. Los ensayos que se decidieron realizar son: Potencial de hidrógeno, Sólidos totales, Sólidos disueltos, DBO₅, DQO, Nitrógeno total Kjeldahl, Fósforo total e Hidrocarburos totales de petróleo. Estos ensayos fueron realizados en el Laboratorio acreditado ISO 17025, "Grupo Químico Marcos".

3.1.1 PRESUPUESTO

Para la elaboración de los sistemas de humedales se procedió a la obtención de los materiales los cuales son especificados por medio del presupuesto definido para el proyecto, el cual se muestra a continuación en la Tabla II.

Tabla II.- Presupuesto de los materiales necesarios para el proyecto

ITEM	DESCRIPCIÓN	UNIDAD	CANTIDAD	PRECIO UNITARIO	TOTAL
1	Plancha de acero galvanizado 1.24m x 2.8m x 0.9cm	u	2.00	21.96	43.93
2	Tubería de PVC de 3/4"	m	7.00	1.74	12.18

ITEM	DESCRIPCIÓN	UNIDAD	CANTIDAD	PRECIO UNITARIO	TOTAL
3	Llave de 3/4" marca Edesa	u	3.00	4.00	12.00
4	Llave válvula de bola de 3/4" marca FV	u	4.00	5.87	23.48
5	Codo de PVC de 3/4"	u	6.00	0.62	3.72
6	Tee de PVC de 3/4"	u	4.00	0.94	3.76
7	Tapón de PVC de 3/4"	u	2.00	0.45	0.90
8	Unión universal de PVC de 3/4"	u	6.00	0.57	3.42
9	Adaptador tanque de 3/4"	u	4.00	2.49	9.96
10	Neplo perdido de PVC de 3/4"	u	4.00	2.49	9.96
11	Tanque de PVC de capacidad 200lt	u	4.00	20.00	80.00
12	Teflón	u	6.00	0.88	5.28
14	Silicona para uniones en el reactor	u	1.00	1.00	1.00
15	Plástico	m	12.00	0.65	7.80
16	Palos de madera de 2m de largo	u	4.00	1.00	4.00
17	Malla de plástico	m	14.00	0.78	10.92
18	Rollo de piola nylon	u	1.00	5.00	5.00
19	Esponja con orificios de 1 mm de diámetro	u	2.00	0.40	0.80
20	Grava de 5 a 10 cm de diámetro	m3	1.00	3.00	3.00
21	Grava de 3 a 3.2 cm de diámetro	m3	2.00	10.00	20.00
22	Arena	m3	2.00	10.00	20.00
23	Diesel	lt	1.00	1.00	1.00
24	Medidor de PH	u	1.00	5.90	5.90
25	Piola plástica de 200gr	u	1.00	2.09	2.09

ITEM	DESCRIPCIÓN	UNIDAD	CANTIDAD	PRECIO UNITARIO	TOTAL
26	Heliconia Roja	u	28.00	1.00	28.00
			SUB TOTAL		322.06
			IVA 12%		38.65
			TOTAL		360.70

Fuente: Elaboración propia de las autoras

De la misma manera se procedió a definir el presupuesto para el armado de los humedales y de los ensayos a realizar a las muestras de agua, estos son especificados en la Tabla III y Tabla IV.

Tabla III.- Presupuesto del armado de los humedales

ITEM	DESCRIPCIÓN	CANTIDAD	PRECIO	TOTAL
1	Armado del humedal	1.00	55.00	55.00
2	Armado de la conexión de tuberías de humedal al tanque	2.00	15.00	30.00
		SUB TOTAL		85.00
		IVA 12%		10.20
		TOTAL		95.20

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Tabla IV.- Presupuesto de los ensayos que se realizarán a lo largo del desarrollo del proyecto

ITEM	DESCRIPCIÓN	UNIDAD	CANTIDAD	PRECIO UNITARIO	TOTAL
1	Potencial de Hidrógeno	u	5.00	5.00	25.00
2	Sólidos totales	u	10.00	20.00	200.00

ITEM	DESCRIPCIÓN	UNIDAD	CANTIDAD	PRECIO UNITARIO	TOTAL
3	Sólidos disueltos totales	u	10.00	15.00	150.00
4	Demanda Bioquímica de Oxígeno	u	10.00	30.00	300.00
5	Demanda Química de Oxígeno	u	10.00	30.00	300.00
6	Nitrógeno Kjendahl	u	10.00	20.00	200.00
7	Fósforo Total	u	10.00	10.00	100.00
8	Hidrocarburos totales de petróleo	u	5.00	30.00	150.00
				SUB TOTAL	1,425.00
				DESCUENTO	570.00
				SUBTOTAL	855.00
				IVA 12%	102.60
				TOTAL	957.60

Fuente: Elaboración propia de las autoras

3.1.2 DIMENSIONAMIENTO DEL HUMEDAL

El dimensionamiento de los humedales se realiza en base a contaminantes que se desean remover o disminuir como por ejemplo DBO₅, metales pesados, fósforo, nitrógeno, entre otros. Regularmente, la profundidad de estos humedales varía entre 0.3m a 1m, con un valor promedio de 0.6m; la pendiente va de 0.1% a 1%, siendo lo usual utilizar un valor de 0.5% (Delgadillo, Camacho, Pérez, & Andrade, 2010)

3.1.3 MATERIALES UTILIZADOS PARA LA CONSTRUCCIÓN DE HUMEDALES

La selección de material depende de la conductividad hidráulica y de la capacidad de absorber los contaminantes; éste a su vez debe proveer un medio adecuado para el crecimiento de la planta y el movimiento del agua (Wetlands International, 2003). El tamaño del material empleado en la construcción de del humedal influye en la velocidad del agua que pasa de un extremo al otro. Si el medio cuenta con diámetros muy grandes, se ocasiona un incremento en la velocidad lo que genera turbulencia al flujo y que no se cumpla la Ley de Darcy. Por el contrario, si el material del medio resulta muy pequeño, la velocidad del flujo se vuelve lenta y se pueden generar zonas en donde el agua aparezca superficialmente. Generalmente se recomienda trabajar con grava de $\frac{3}{4}$ " ya que ha demostrado una mejor función (Delgadillo, Camacho, Pérez, & Andrade, 2010).

A continuación en la Tabla V se aprecian las características de varios materiales utilizados en los humedales horizontales.

Tabla V.- Materiales empleados en el diseño y construcción de humedales horizontales

Tipo de material	Tamaño efectivo D10 (mm)	Conductividad hidráulica, ks (m³/m²/d)	Porosidad, n %
Arena gruesa	2	100-1000	28-32
Arena gravosa	8	500-5000	30-35
Grava fina	16	1000-10000	35-38

Tipo de material	Tamaño efectivo D10 (mm)	Conductividad hidráulica, ks (m³/m²/d)	Porosidad, n %
Grava media	32	10000-50000	36-40
Grava gruesa	128	50000-2500000	38-45

Fuente: Delgadillo, Camacho, Pérez, & Andrade, 2010

Para determinar el tiempo de retención hidráulico (TRH) se deben considerar parámetros como la pendiente del terreno, el tipo de plantas utilizadas y los materiales que constituyen el medio del humedal. Sin embargo, tiempos de retención hidráulica entre 6 y 7 días se han reportado como óptimos (EPA U. S., 1988). Por otro lado, se debe considerar que el clima de la zona también influye en el aumento o disminución del TRH ya que en climas donde las temperaturas sean elevadas, puede haber mucha evapotranspiración, lo cual hará que el TRH aumente; mientras que cuando existen precipitaciones altas, las concentraciones de los contaminantes se ven diluidas lo que hace que el TRH disminuya (EPA U. S., Folleto informativo de tecnología de aguas residuales. Humedales de flujo subsuperficial., 2000).

Para este trabajo se asumieron las siguientes dimensiones de cada humedal piloto:

- ✓ Largo= 2 m
- ✓ Ancho= 0.50 m

- ✓ Altura= 0.33 m
- ✓ Pendiente= 1%
- ✓ Materiales: arena gruesa y grava media.
- ✓ Tiempo de retención hidráulica= 7 días.

3.2 TIPOS DE PLANTAS

Las especies vegetales que se utilizan en los humedales de flujo sub-superficial deben proveer un área que permita el crecimiento de microbios en ellas, ayudando a atrapar sedimentos entre sus raíces y así dar purificación al agua. Como ejemplos de estas especies vegetales se puede nombrar al Carrizo (Common Reed Phragmites karka) y Totorá (Cattail Typha angustifolia), estas especies son unas de las más utilizadas y son muy buenas en la absorción de nutrientes (Wetlands International, 2003).



Figura No. 5.- Variedad de Carrizo (Common Reed *Phragmites karka*).

Tomada del sitio web www.visoflora.com. (VISOFLORA, 2010)



Figura No. 6.- Totora (Cattail *Typha angustifolia*).

Tomada del sitio web es.onlyimage.com. (ONLY IMAGE, s.f.)

El éxito en el tratamiento de aguas se da debido a la interacción que hay entre las especies vegetales (plantas), el sustrato y los microorganismos, todo esto debido a los procesos biológicos, químicos y físicos que dichas especies realizan (Claudio Leto, Teresa Tuttolomondo, Salvatore La Bella, Raffaele Leone, Mario Licata, 2013).

3.2.1 SELECCIÓN DE LA ESPECIE VEGETAL

Para el presente trabajo se decidió utilizar la especie vegetal *Heliconia psittacorum*, conocida comúnmente como Heliconia Roja. Esta especie es mostrada a continuación en la Figura No. 7.



Figura No. 7.- Heliconia Roja (*Heliconia psittacorum*).

Tomada del sitio web www.drakebayholiday.com. (Drake Bay Rainforest Chalet, s.f.)

Se decidió esta especie debido a los buenos resultados que tiene en la remoción de Nitrógeno, hecho que ha sido comprobado en estudios realizados en humedales de flujo sub-superficial. Además, un valor agregado que tiene el uso de esta especie es el incremento del valor estético y los beneficios económicos que presenta al cosecharse y comercializarse su inflorescencia (Harry Gutiérrez Mosquera, Miguel Ricardo Peña Varón, Alexander Aponte Reyes, 2010).

Cabe recalcar que el clima en que esta especie se desarrolla es un factor muy importante también. Esta especie suele crecer rápidamente en el clima trópico durante todo el año, lo que ayuda a la degradación más rápida de contaminantes. En la ciudad de Guayaquil el clima suele ser trópico la mayor parte del año, lo que permite el correcto funcionamiento de la especie vegetal en los humedales que se han construido.

En Ecuador, esta especie vegetal es común en la zona amazónica; actualmente es comercializada en las principales ciudades del país, debido a su uso en jardinerías, para embellecer áreas públicas, etc.

Si bien su uso en humedales no ha sido muy estudiado como se lo ha hecho con otras especies, con los años que esta especie ha vivido naturalmente y ha ofrecido tratamiento al agua en humedales naturales, es considerada una buena y rentable opción para la utilización en el presente trabajo, por este motivo se la seleccionó.

3.3 REMOCIÓN DE CONTAMINANTES

En los humedales se tiene como principal objetivo el tratamiento de aguas residuales, sobre todo en aquellas zonas donde el uso de agua es prácticamente un lujo, zonas donde no sólo hay escasez de agua sino que también hay influencia en la disminución diaria de la misma debido a la presencia de lluvias y evapotranspiración (Attilio Toscano, Alessia Marzo, Mirco Milani, Giuseppe L. Cirelli, Salvatore Barbagallo, 2014).

Los factores como la temperatura, cantidad de agua, concentración del efluente y potencial de hidrógeno (PH), son los que permiten conocer la eficiencia del uso de un humedal, por lo general para efluentes de agua residuales domésticas rurales se han determinado en estudios anteriores que los porcentajes de remoción son significativos (Xu-Ligang, You-Hailin, Li-Jianmin, Qi Zhang, Jiang-Jiahu, Lv Weiming, Sun-Zhandong, 2011).

De esta forma, se han desarrollado diferentes prototipos a escala de humedales para distintos flujos de agua y diversas condiciones en diferentes países. Cada resultado ha mostrado una buena eficiencia en el tratamiento de aguas. De hecho, se puede mencionar el caso de uso de humedales para el tratamiento de aguas de acuicultura que tienen presente excretas y secreciones de los peces y especies acuáticas, en estudios realizados a este tipo de efluentes, se comprobó que el porcentaje de remoción de

contaminantes (DBO5, N, P, etc.) fue de un 70% en promedio (Li Minghui, Zhang Wen, XIA Yu, Gao Yongsheng, 2011).

Es así que se puede ver a los humedales artificiales como la forma más económica que permite reducir los niveles de DBO5 en el agua, esto gracias a los procesos aerobios que se dan en los humedales y también a que son pequeños y están abiertos al ambiente (Jorge Ignacio Montoya, Leonardo Ceballos, Juan Carlos Casas, Jordi Morató, 2010).

Con las investigaciones que han ido desarrollando en torno a los humedales, se ha llegado a la conclusión de que la principal función que tienen, aquellos que son de flujo sub-superficial, es la de remover materia orgánica de aguas residuales domésticas, lo cual es posible debido a la acción de las raíces de las plantas y del suelo en que se encuentran las mismas.

3.3.1 LA FITORREMEDIACIÓN

La fitorremediación consiste en descontaminar suelos, depurar aguas residuales o limpiar el aire aprovechando las capacidades que tienen las plantas para remover contaminantes mediante los procesos físicos, químicos y biológicos antes mencionados. Este proceso es muy bueno para la purificación de aguas que contienen metales, aceites, combustible, etc. (B.Y. Zhang, J.S. Zheng, and R.G. Sharp, 2010).

En varias investigaciones se ha estudiado el efecto de la fitorremediación en los humedales artificiales y se ha descubierto que su aplicación es un poco limitada debido a los cambios climáticos dependientes del lugar donde se encuentre ubicado el humedal, a las plantas que se usan y a los contaminantes presentes en el agua (B.Y. Zhang, J.S. Zheng, and R.G. Sharp, 2010). De hecho, una buena combinación entre todos estos parámetros convertiría a un humedal en un sistema de tratamiento ingenieril capaz de desempeñarse de manera correcta y eficiente.

La tecnología de la fitorremediación es utilizada para diferentes contaminantes, entre ellos los hidrocarburos totales de petróleo (diésel, gasolina, etc.). De hecho, para la remoción de dichos contaminantes hay varias etapas, la de pérdida abiótica (volatilización, absorción irreversible, degradación química, etc.), degradación microbiana nativa de la zona y biodegradación a través de las raíces (Jun Wang, Xiaoyan Liu, Xinying Zhang, Xia Liang, Weijie Zhang, 2011).

CAPÍTULO IV

ANÁLISIS DE RESULTADOS

Debido a que el objetivo del proyecto es determinar la eficiencia de los humedales de flujo horizontal sub-superficial, se tuvieron que realizar gráficas representativas de los resultados obtenidos en los diferentes ensayos realizados a las muestras de agua, para con esto, establecer el grado de remoción de los contaminantes.

Este procedimiento incluyó el cálculo de la constante de velocidad k de cada parámetro analizado, con esto se pudo hallar la velocidad a la que cada contaminante estuvo siendo removido.

Los parámetros analizados fueron los siguientes:

Agua natural del lago de ESPOL:

- Sólidos Totales (ST)
- Sólidos Disueltos Totales (SDT)
- Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO5)
- Demanda Química de Oxígeno (DQO)
- Nitrógeno Total Kjeldahl
- Fósforo Total
- Potencial de Hidrógeno (pH)

Agua natural del lago de ESPOL + contaminante (diésel):

- Sólidos Totales (ST)
- Sólidos Disueltos Totales (SDT)
- Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO5)
- Demanda Química de Oxígeno (DQO)
- Nitrógeno Total Kjeldahl
- Fósforo Total
- Hidrocarburos Totales de Petróleo (TPH)
- Potencial de Hidrógeno (pH)

4.1 ANÁLISIS DE RESULTADOS DE LAS MUESTRAS DE AGUA NATURAL DEL LAGO DE ESPOL

A continuación se muestran los resultados y análisis de las concentraciones de los parámetros evaluados para el agua natural del lago de Espol.

4.1.1 Potencial de Hidrógeno (pH)

Para las muestras de agua del primer humedal se obtuvieron los resultados mostrados en la Tabla VI para el parámetro Potencial de Hidrógeno (pH), con las concentraciones obtenidas se desarrollaron gráficos, que también serán presentadas a continuación.

Tabla VI.- Tabla de variación de pH a través del tiempo, en agua tomada del lago de ESPOL

t (días)	[pH]	ln [pH]	1/[pH]
0	7.43	2.006	0.1346
7	7.42	2.004	0.1348
14	7.13	1.964	0.1403
21	7.29	1.987	0.1372
28	7.19	1.973	0.1391

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Con el Gráfico No. 1 se realizó una representación de la concentración del parámetro pH con el tiempo, se puede notar que El valor del pH del agua no varía de forma drástica, los valores no bajan de 7 y tampoco pasan de 7.45. *“Para estos valores de pH se determina que el agua es agua pura.”³*

Cabe mencionar el valor de la pendiente $k = -0.0087$ y el valor de $R^2 = 51.6\% = 0.516$, lo que indica que hay cierta dispersión en los datos de esta gráfica.

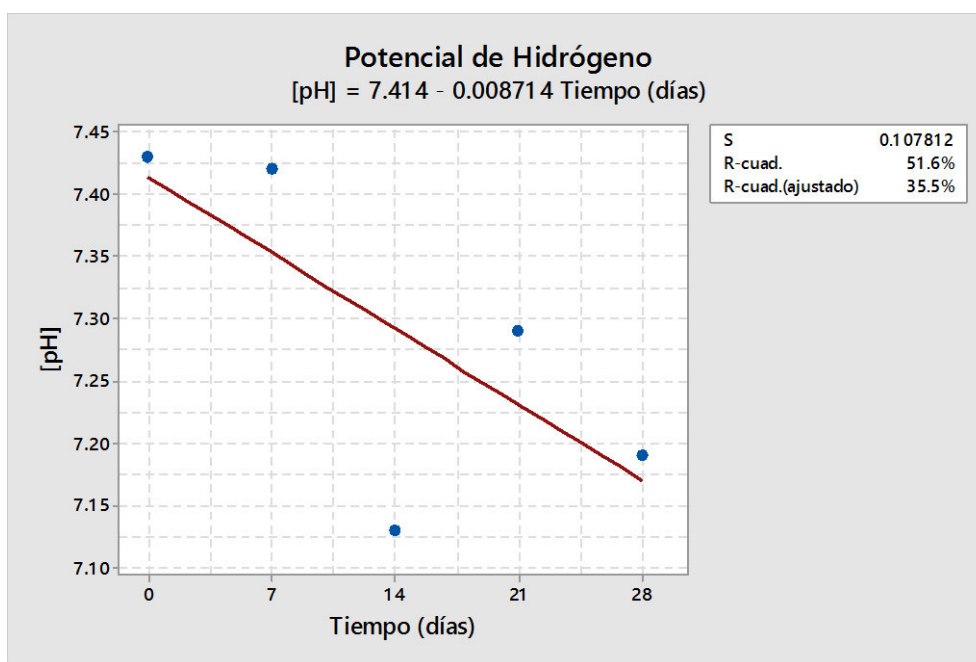


Gráfico No. 1.- Gráfico de dispersión de la concentración de Potencial de Hidrógeno en agua tomada del lago de ESPOL

Fuente: Elaboración propia de las autoras

³ Química para el nuevo milenio. Elaborado por John W. Hill; Doris K. Kolb. 1999

Por medio de la Gráfica No. 2 de $\ln[\text{pH}]$ vs. t se calculó una pendiente $k = -0.0012$ y un $R^2 = 51.2\% = 0.512$. La curva es decreciente y se puede notar que los datos que permiten la creación de la línea de tendencia están muy dispersos, más que todo el dato a los 14 días que es muy bajo con respecto a los demás.

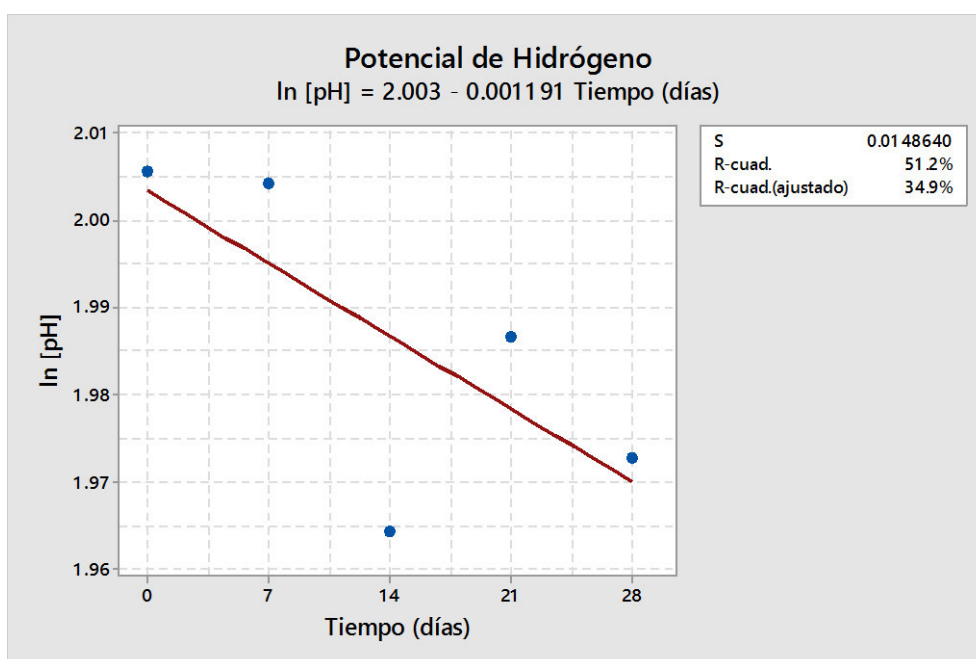


Gráfico No. 2.- Gráfico de dispersión de logaritmo natural de la concentración de Potencial de Hidrógeno en agua tomada del lago de ESPOL

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Si se revisa el Gráfico No. 3 se observa una pendiente $k= 0.00016$ positiva, por lo que la línea de tendencia de los datos es creciente, también se puede ver el valor de $R^2=50.7\%=0.507$, lo que indica que los datos están un poco dispersos debido a que la relación R^2 es menor a 1.

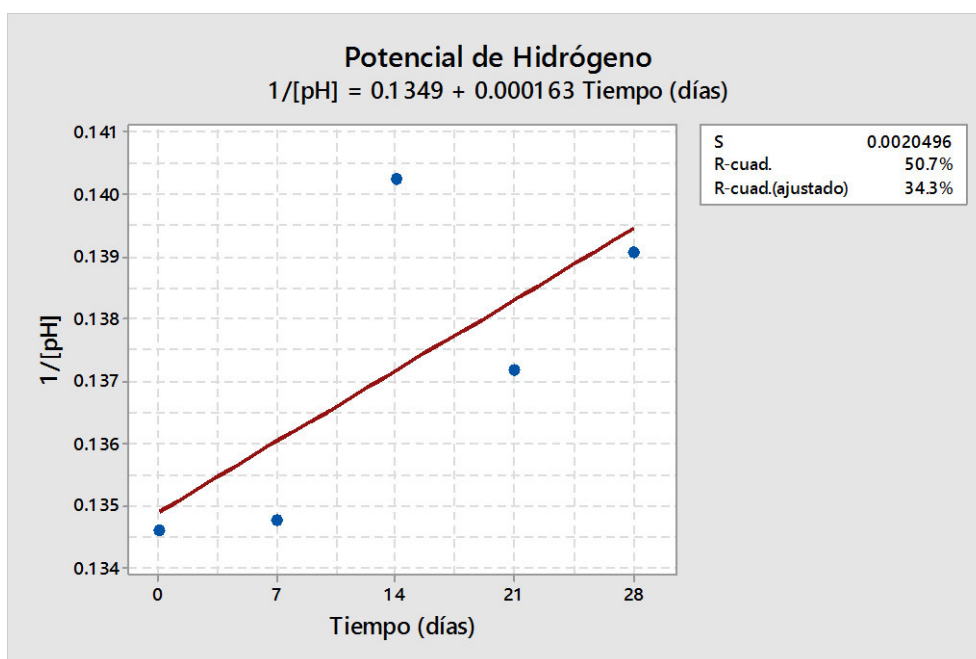


Gráfico No. 3.- Gráfico de dispersión del inverso de la concentración de Potencial de Hidrógeno en agua tomada del lago de ESPOL

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Al comparar los diferentes valores de R^2 de las gráficas anteriores, se puede notar que el mayor valor de ellos es 51.6% que es el resultado de la Gráfica No. 1 por lo que la reacción sería de orden 0.

Ya que la dispersión de los datos presenta un coeficiente $R^2=51.6\%$ muy bajo, se procede a realizar un análisis estadístico para determinar si en

realidad la curva de tendencia del Gráfico No. 1 es representativa de la regresión.

En la Tabla VII se realiza la prueba F de Fisher la cual dio un valor de probabilidad de 0.17 lo cual indica que no se puede concluir que existe significancia en la regresión.

Tabla VII.- Análisis de varianza del Gráfico No. 1

ANÁLISIS DE VARIANZA					
	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Promedio de los cuadrados	F	Valor crítico de F
Regresión	1	0.03721	0.0372	3.2013	0.1715
Residuos	3	0.03487	0.0116		
Total	4	0.07208			

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Por otro lado, en la Tabla VIII, la prueba t de Student tiene para el coeficiente 7.41 un valor p muy pequeño lo que indica que ese valor de la función si es diferente de cero. Sin embargo, para el coeficiente de la regresión -0.0087, la probabilidad tiene un valor de 0.1715 lo cual no permite concluir que este valor sea diferente de cero.

Tabla VIII.- Análisis de la ecuación de la curva de regresión

	Coefficientes	Error típico	Estadístico t	Probabilidad	Inferior 95%	Superior 95%
Intercepción	7.4140	0.0835	88.7793	0.0000032	7.1482	7.6798
Constante k	-0.0087	0.0049	-1.7892	0.1715	-0.0242	0.0068

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Se concluye entonces que la regresión tiene pobres cualidades para ser usada como función estimadora.

4.1.2 Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO₅)

Para el parámetro DBO se obtuvieron los resultados organizados en la Tabla IX, que es presentada a continuación.

Tabla IX.- Tabla de variación de DBO a través del tiempo, en agua tomada del lago de ESPOL

t (días)	[DBO ₅] (mgO ₂ /l)	ln [DBO ₅]	1/[DBO ₅]
0	33	3.497	0.030
7	16	2.773	0.063
14	5	1.609	0.200
21	6	1.792	0.167
28	8	2.079	0.125

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Por medio del Gráfico No. 4 se puede observar que para estos datos se obtuvo una línea de tendencia con pendiente $k = -0.857$ y un valor de $R^2 = 66\% = 0.66$, estos valores muestran a los datos como decrecientes con el tiempo y un poco dispersos debido a que el R^2 no es muy cercano a 1.

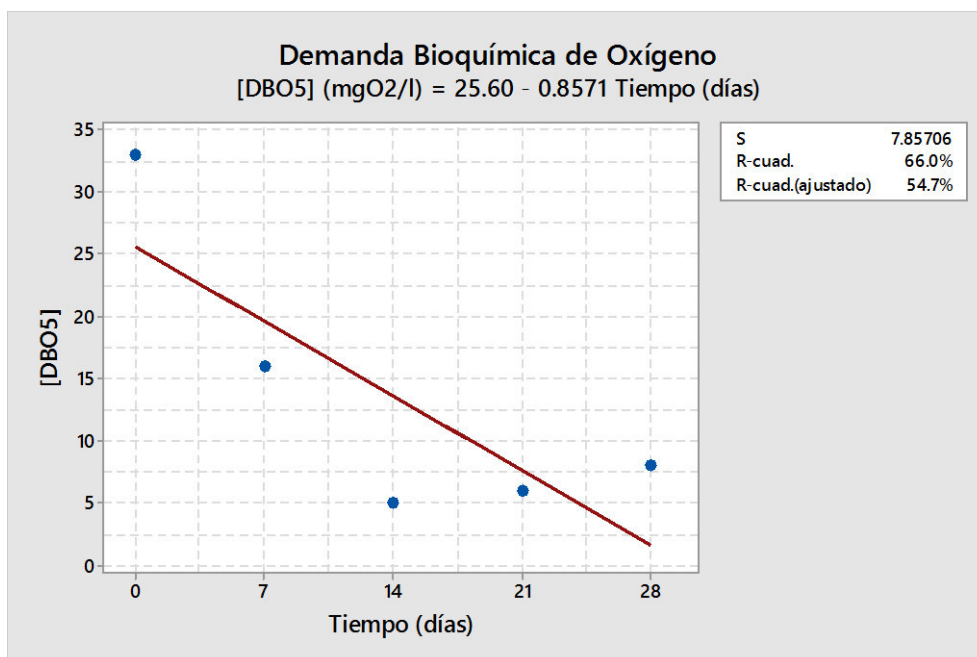


Gráfico No. 4.- Gráfica de dispersión de la concentración de DBO en agua tomada del lago de ESPOL

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Así mismo, en la Gráfica No. 5 se calculó una pendiente $k = -0.055$ y un $R^2 = 60\% = 0.6$, lo que indica una línea de tendencia con datos en forma decreciente, y cierta dispersión en los mismos.

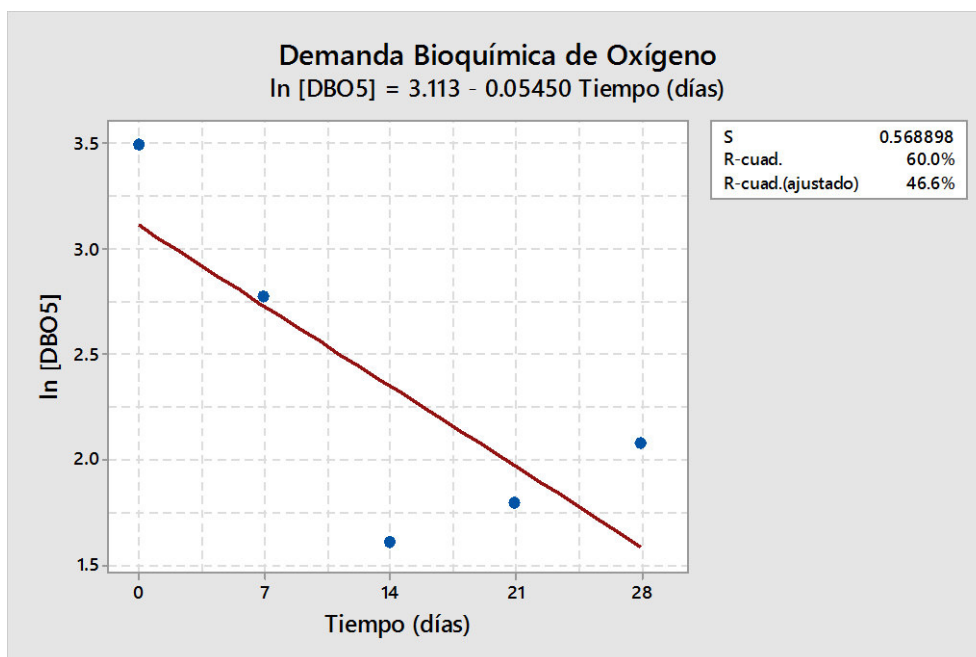


Gráfico No. 5.- Gráfica de dispersión del logaritmo natural de la concentración de DBO en agua tomada del lago de ESPOL

Fuente: Elaboración propia de las autoras

En el Gráfico No. 6 la pendiente obtenida fue $k = 0.0042$ positiva, lo que indica una tendencia creciente en los datos, y un valor de $R^2 = 43.3\% = 0.433$, que es menor que 50%, lo que quiere decir que sí hay una gran dispersión en los datos para esta gráfica.

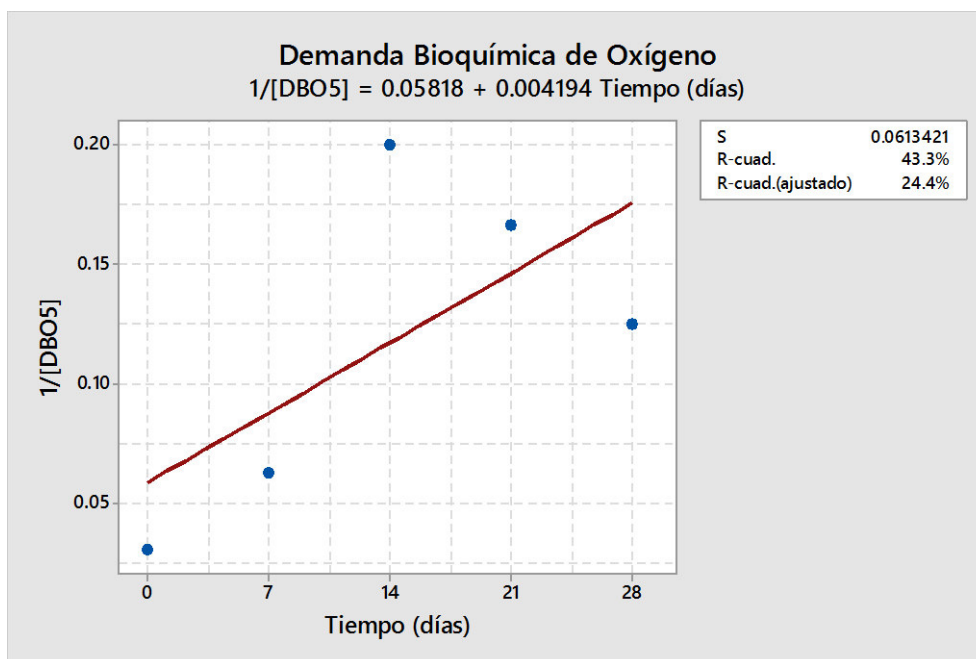


Gráfico No. 6.- Gráfica de dispersión del inverso de la concentración de DBO en agua tomada del lago de ESPOL

Fuente: Elaboración propia de las autoras

De todos estos resultados de R^2 presentados para el DBO, se puede definir que el orden de la reacción sería 0 porque el máximo fue el $R^2=66\%$.

Ya que los datos presentan gran dispersión y que el coeficiente de la regresión es bastante bajo, menor al 70%, se procede a realizar un análisis estadístico para comprobar la significancia de la regresión.

Se puede apreciar en la Tabla X que el estadístico de prueba F de Fisher tiene una probabilidad de 0.09 que indica que la curva de regresión del Gráfico No. 4 no tiene significancia.

Tabla X.- Análisis de varianza del Gráfico No. 4

ANÁLISIS DE VARIANZA					
	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	360	360	5.8315	0.0946
Residuos	3	185.2	61.7333		
Total	4	545.2			

Fuente: Elaboración propia de las autoras

En la Tabla XI, el estadístico de prueba t de Student tiene valores de probabilidad de 0.0245 y 0.0946 para los coeficientes 25.6 y -0.8571 respectivamente. En el primer caso se puede decir que la probabilidad indica que este valor de la función si es distinto a cero; pero para el segundo caso, el valor de la probabilidad no hace posible que se concluya que la cantidad pueda ser distinta a cero.

Tabla XI.- Análisis de la ecuación de la curva de regresión

	<i>Coefficientes</i>	<i>Error típico</i>	<i>Estadístico t</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Inferior 95%</i>	<i>Superior 95%</i>
Intercepción	25.6	6.0860	4.2063	0.0245	6.2315	44.9685
Constante k	-0.8571	0.3549	-2.4149	0.0946	-1.9867	0.2725

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Se puede ver entonces que con estos valores la regresión no es confiable como función estimadora.

4.1.3 Demanda Química de Oxígeno (DQO)

Los resultados de los ensayos para el DQO se encuentran en la Tabla XII, la cual es mostrada a continuación.

Tabla XII.- Tabla de variación de DQO a través del tiempo, en agua tomada del lago de ESPOL

t (días)	[DQO] (mgO ₂ /l)	ln [DQO]	1/[DQO]
0	103	4.635	0.010
7	56	4.025	0.018
14	30	3.401	0.033
21	40	3.689	0.025
28	36	3.584	0.028

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Mediante el Gráfico No. 7, se puede ver una pendiente $k = -2.14$ negativa debido a que la tendencia de los datos es decreciente con el paso del tiempo, es decir, a más tiempo de retención, mayor era la disminución de la concentración de DQO en el agua, también se encontró un valor de $R^2 = 64.4\% = 0.644$ para la línea de tendencia de esta gráfica.

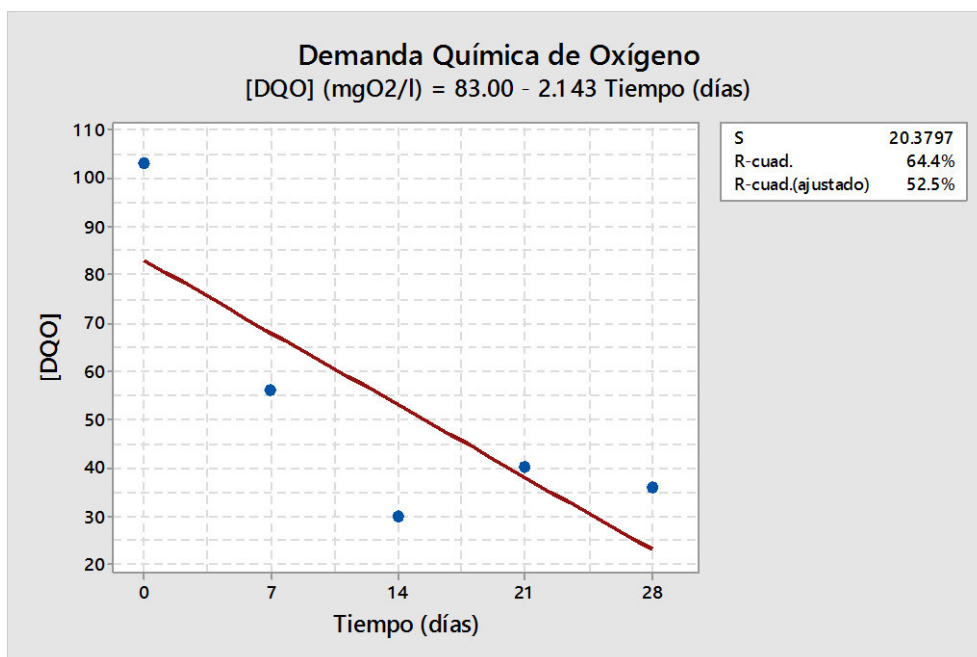


Gráfico No. 7.- Gráfica de dispersión de la concentración de DQO en agua tomada del lago de ESPOL

Fuente: Elaboración propia de las autoras

De la misma manera, con el Gráfico No. 8 se puede ver que la línea de tendencia tiene una pendiente $k = -0.035$ que es negativa porque los datos son decrecientes con el tiempo y un valor de $R^2 = 63\% = 0.63$.

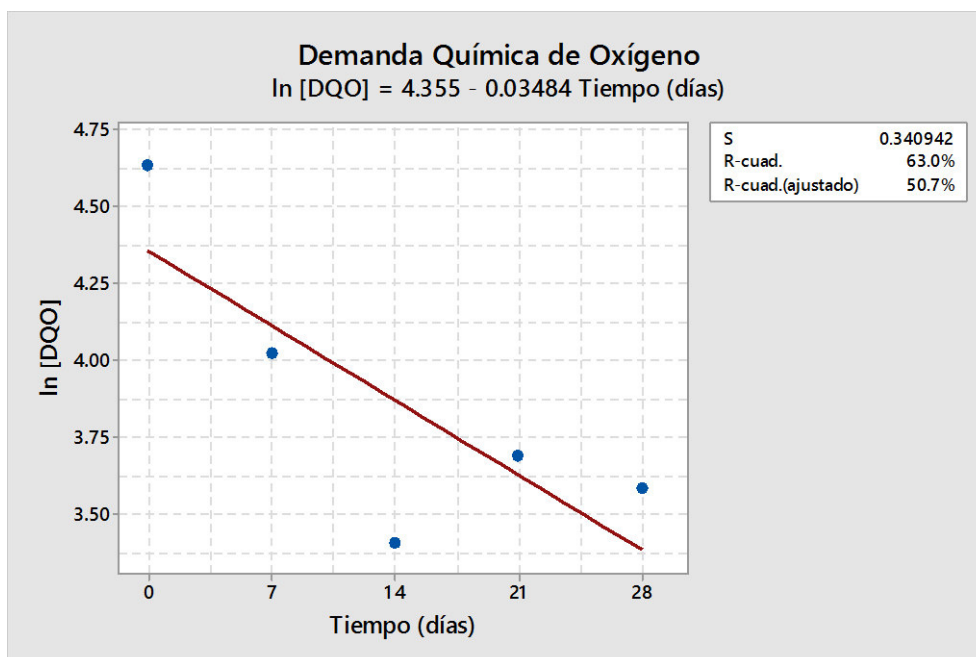


Gráfico No. 8.- Gráfica de dispersión del logaritmo natural de la concentración de DQO en agua tomada del lago de ESPOL

Fuente: Elaboración propia de las autoras

En el Gráfico No. 9 se ve una pendiente $k = 0.00062$ y $R^2 = 55.7\% = 0.557$, estos valores indican un incremento en los datos con el paso del tiempo y el valor de R^2 indica una dispersión en los datos, es decir que no se encuentran ordenados de forma lineal.

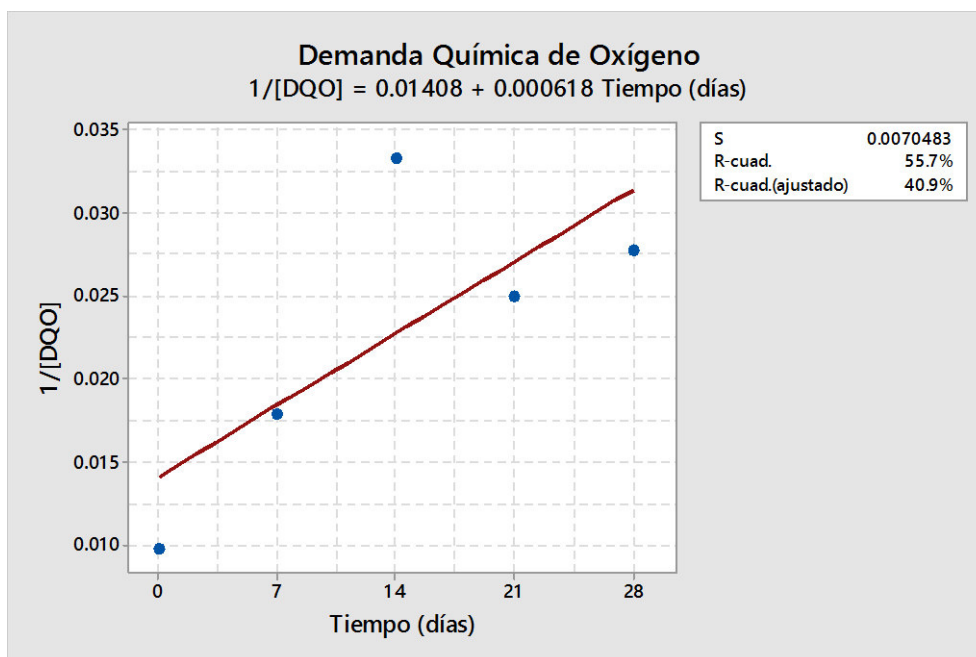


Gráfico No. 9.- Gráfica de dispersión del inverso de la concentración de DQO en agua tomada del lago de ESPOL

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Comparando todos los valores de R^2 obtenidos para el DQO se llegó a que el orden de la reacción es de 0, esto debido a que el máximo valor de R^2 fue de 64.4% que es el del Gráfico No. 7.

Dado que los datos son muy dispersos y que R^2 es bajo (menor al 70%), es necesario evaluar estadísticamente los resultados de la regresión y comprobar si la ecuación de la recta del Gráfico No. 7 es representativa.

El valor de la probabilidad para el análisis de la varianza del Gráfico No. 7 utilizando el estimador probabilístico F de Fisher que se visualiza en la

Tabla XII es 0.10. Esta cantidad sugiere que no existe significancia en la regresión.

Tabla XIII.- Análisis de varianza del Gráfico No. 7

ANÁLISIS DE VARIANZA					
	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	2250	2250	5.4173	0.1024
Residuos	3	1246	415.3333		
Total	4	3496			

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Se puede ver que los resultados del análisis con la prueba t de Student en la Tabla XIV indican valores de probabilidad para el coeficiente 83 de 0.0134, esto quiere decir que este valor si puede ser diferente a cero. En cuanto al coeficiente -2.1429 cuya probabilidad es 0.10, se puede decir que no cumple con la hipótesis que su valor sea distinto de cero.

Tabla XIV.- Análisis de la ecuación de la curva de regresión

	<i>Coefficientes</i>	<i>Error típico</i>	<i>Estadístico t</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Inferior 95%</i>	<i>Superior 95%</i>
Intercepción	83	15.7861	5.2578	0.0134	32.7617	133.2383
Constante k	-2.1429	0.9207	-2.3275	0.1024	-5.0728	0.7871

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Con toda esta evidencia, se concluye que la ecuación de la regresión no es aceptada como función estimadora.

4.1.4 Fósforo Total (P)

Para la remoción del Fósforo se obtuvieron los resultados mostrados en la Tabla XV que se muestra a continuación.

Tabla XV.- Tabla de variación de Fósforo a través del tiempo, en agua tomada del lago de ESPOL

t (días)	[P] (mg/l)	ln [P]	1/[P]
0	0.41	-0.892	2.439
7	0.44	-0.821	2.273
14	0.32	-1.139	3.125
21	0.39	-0.942	2.564
28	0.5	-0.693	2.000

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Mediante el Gráfico No. 10 se puede observar una pendiente $k=0.0019$ y un valor de $R^2=9.7\%=0.097$, lo que indican estos valores es bastante dispersión en los datos, esto probablemente es debido a agentes externos que pudieron encontrarse en la tierra de sembrado con la cual fue transportada la especie vegetal.

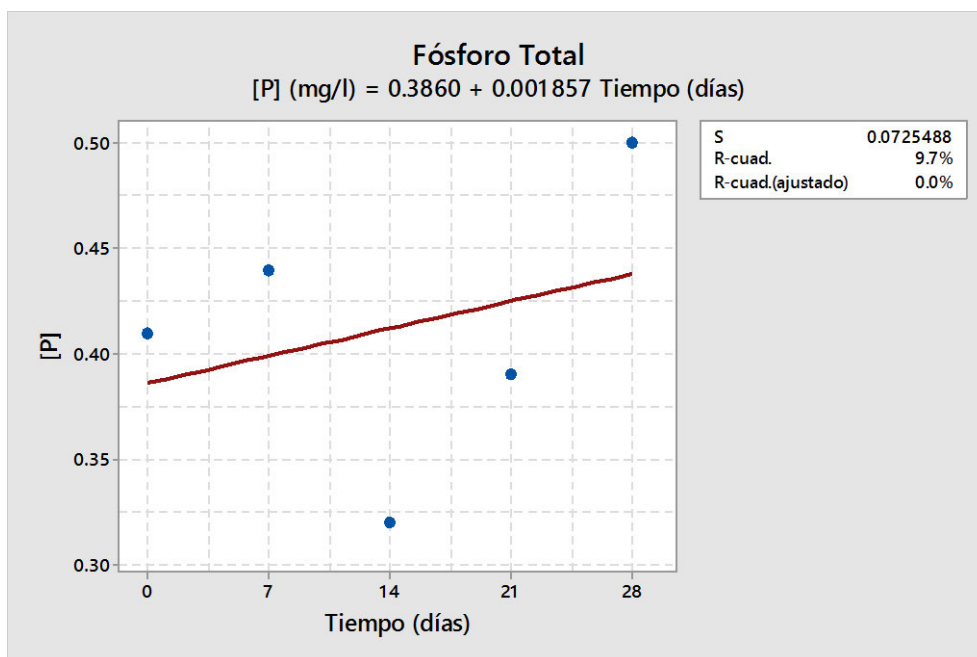


Gráfico No. 10.- Gráfica de dispersión de la concentración de Fósforo en agua tomada del lago de ESPOL

Fuente: Elaboración propia de las autoras

De la misma forma que con los parámetros anteriores, se realizó un gráfico de $\ln[P]$ vs. t , en ésta, se calculó una pendiente $k = 0.0039$ y un valor de $R^2 = 7.1\% = 0.0071$ para la línea de tendencia graficada, este valor al ser tan bajo, refiere a la dispersión que tienen los datos, están muy alejados el uno del otro.

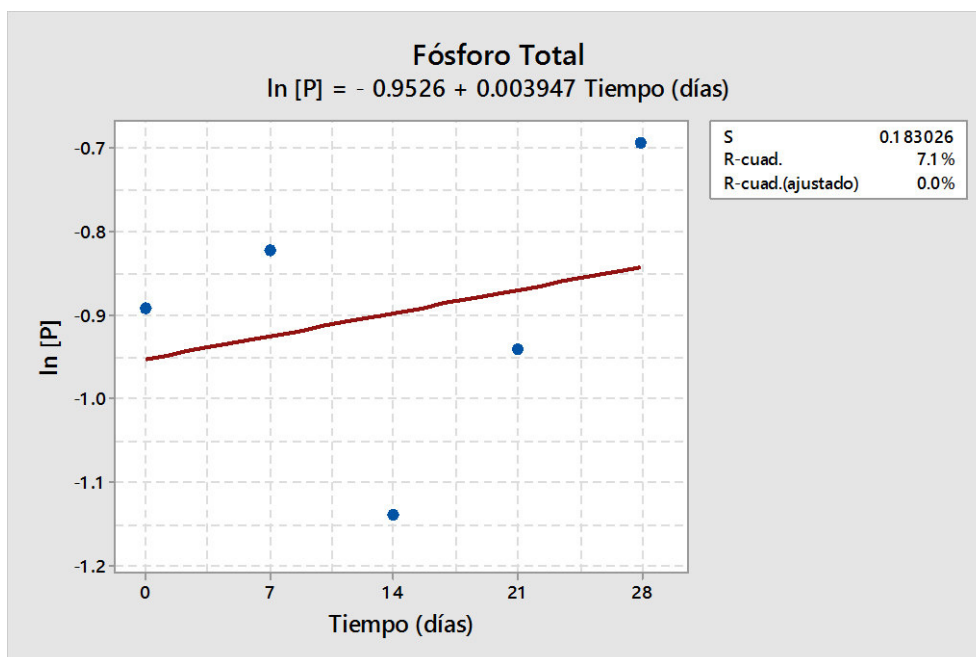


Gráfico No. 11.- Gráfica de dispersión del logaritmo natural de la concentración de Fósforo en agua tomada del lago de ESPOL

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Con el siguiente Gráfico No. 12 se presenta una pendiente $k = -0.0084$ y un $R^2 = 4.9\% = 0.0049$, valor muy bajo y alejado de 1, lo que indica que los datos están muy dispersos, no tienen una relación definida linealmente.

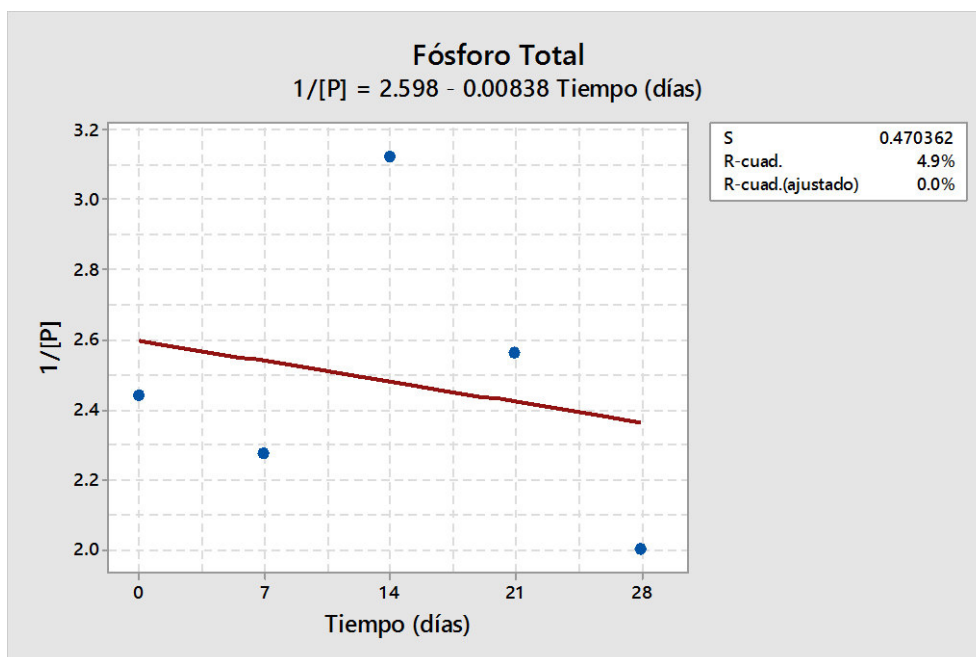


Gráfico No. 12.- Gráfica de dispersión del inverso de la concentración de Fósforo en agua tomada del lago de ESPOL

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Al ver todos estos valores de R^2 para el Fósforo, se puede decir que el orden de la reacción es de 0 debido a que el mayor valor de R^2 de los tres es el del Gráfico No. 10.

Dado que el coeficiente R^2 seleccionado del Gráfico No. 10 es extremadamente bajo (9.7%), es conveniente analizar por medio de estadísticas si la regresión es significativa.

En la Tabla XVI se nota que la probabilidad de la prueba F de Fisher es muy alta, de 0.6; esto quiere decir que la regresión no es significativa.

Tabla XVI.- Análisis de varianza del Gráfico No. 10

ANÁLISIS DE VARIANZA					
	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	0.0017	0.0017	0.3211	0.6106
Residuos	3	0.0158	0.0053		
Total	4	0.0175			

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Además la Tabla XVII indica que los valores probabilísticos de los coeficientes 0.3860 y 0.0019 son 0.0063 y 0.6106 respectivamente. En cuanto al primer coeficiente, se puede decir que el valor es muy pequeño y que efectivamente se acepta que puede ser diferente de cero; mientras que para el segundo coeficiente, la probabilidad es muy alta y se rechaza la hipótesis de que el valor sea distinto a cero.

Tabla XVII.- Análisis de la ecuación de la curva de regresión

	<i>Coefficientes</i>	<i>Error típico</i>	<i>Estadístico t</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Inferior 95%</i>	<i>Superior 95%</i>
Intercepción	0.3860	0.0562	6.8688	0.0063	0.2072	0.5648
Constante k	0.0019	0.0033	0.5666	0.6106	-0.0086	0.0123

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Dada la evidencia estadística, se dice que no se puede aceptar a la función de la recta de tendencia como función estimadora.

4.1.5 Nitrógeno Total Kjeldahl (N)

Por otro lado, el parámetro Nitrógeno tuvo los resultados mostrados en la Tabla XVIII para la concentración del mismo a través del tiempo.

Tabla XVIII.- Tabla de variación de Nitrógeno a través del tiempo, en agua tomada del lago de ESPOL

t (días)	[N] (mg/l)	ln [N]	1/[N]
0	3.4	1.224	0.294
7	6.7	1.902	0.149
14	2.5	0.916	0.400
21	2.8	1.030	0.357
28	2.1	0.742	0.476

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Mediante el Gráfico No. 13, se puede observar una línea de tendencia con pendiente $k = -0.1$ y un valor de $R^2 = 23.5\% = 0.235$, con estos valores y el gráfico, se nota que hay dispersión en los datos, pero que aun así fueron decrecientes con el tiempo.

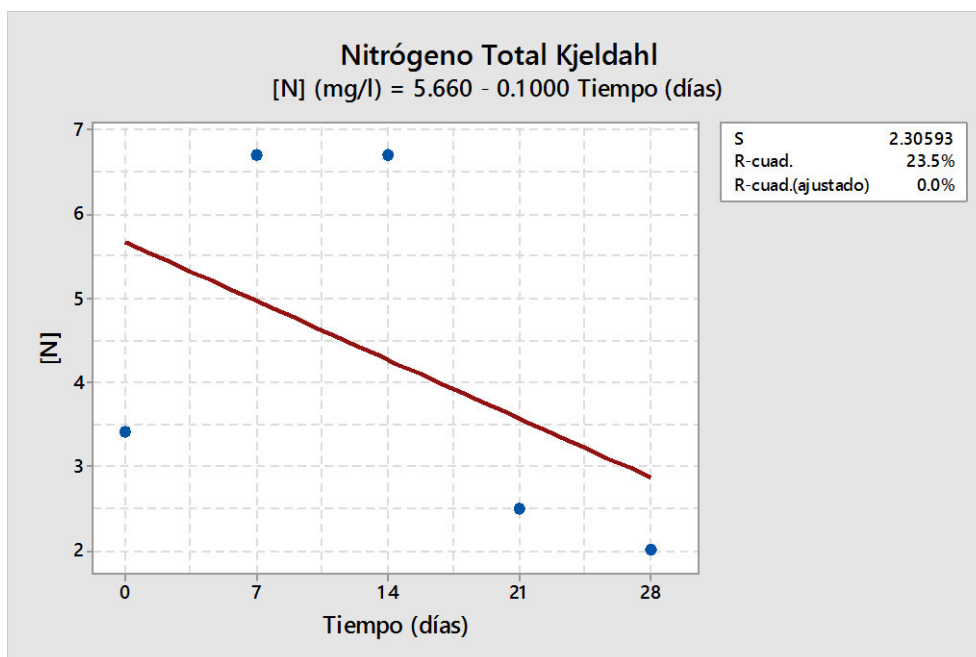


Gráfico No. 13.- Gráfica de dispersión de la concentración de Nitrógeno en agua tomada del lago de ESPOL

Fuente: Elaboración propia de las autoras

En el Gráfico No. 14 se calcula una pendiente $k = -0.029$ y un valor de $R^2 = 33.7\% = 0.337$, esto porque los datos forman una línea de tendencia decreciente, lo más ajustada posible a los datos que están dispersos.

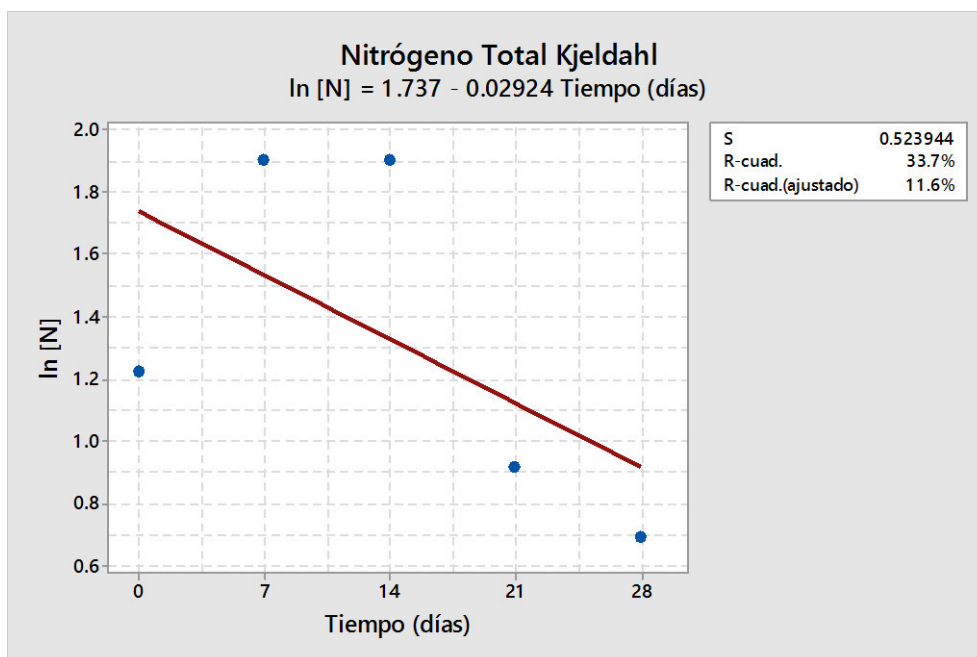


Gráfico No. 14.- Gráfica de dispersión del logaritmo natural de la concentración de Nitrógeno en agua tomada del lago de ESPOL

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Así mismo, con el Gráfico No. 15 se muestra una pendiente $k = 0.0095$ y un valor de $R^2 = 46\% = 0.46$, que indican un incremento en los datos de esta gráfica y cierta dispersión en los mismos.

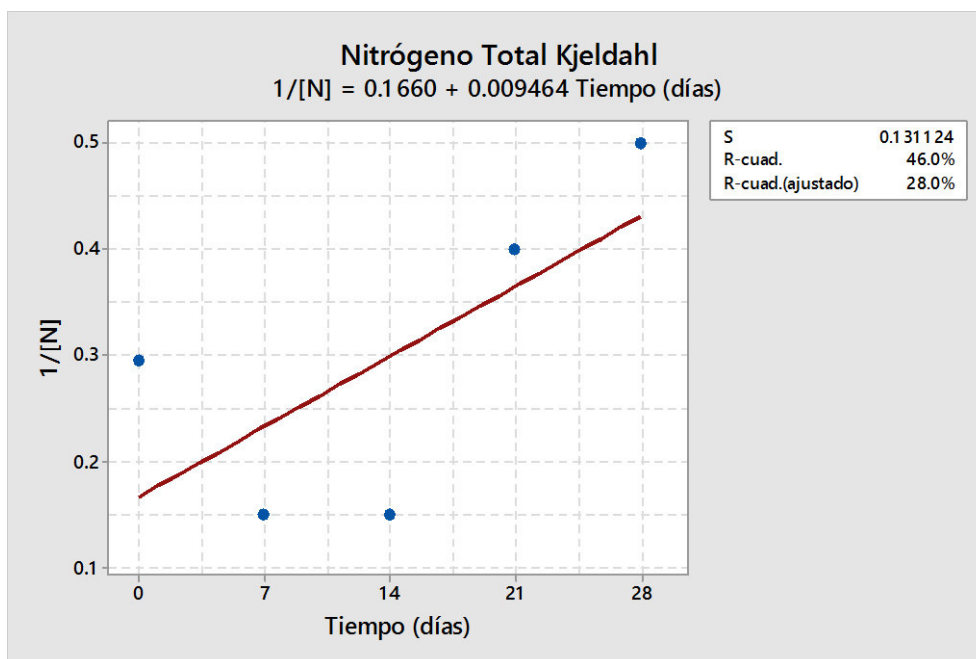


Gráfico No. 15.- Gráfica de dispersión del inverso de la concentración de Nitrógeno en agua tomada del lago de ESPOL

Fuente: Elaboración propia de las autoras

De esta manera con los valores de R^2 se determinó que el orden de la reacción es 2, debido a que el máximo R^2 es el perteneciente al Gráfico No. 15, 46%.

Nuevamente es necesario hacer un análisis de probabilidad para conocer si la función de la curva de tendencia es aceptada como función estimadora.

En la Tabla XIX el valor p proveniente del análisis de varianza haciendo la prueba F de Fisher es 0.15, por lo tanto se rechaza la significancia de la regresión.

Tabla XIX.- Análisis de varianza del Gráfico No. 15

ANÁLISIS DE VARIANZA					
	<i>Grados de libertad</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor crítico de F</i>
Regresión	1	0.0327	0.0327	3.4935	0.1584
Residuos	3	0.0281	0.0094		
Total	4	0.0608			

Fuente: Elaboración propia de las autoras

El análisis de la Tabla XX para la ecuación de regresión del Gráfico No. 15 indica que para los dos coeficientes el valor de la probabilidad es mayor a 0.05 lo cual deja claro que los valores estos coeficientes no pueden ser diferentes de cero.

Tabla XX.- Análisis de la ecuación de la curva de regresión

	<i>Coefficientes</i>	<i>Error típico</i>	<i>Estadístico t</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Inferior 95%</i>	<i>Superior 95%</i>
Intercepción	0.2209	0.0750	2.9471	0.0602	-0.0176	0.4595
Constante k	0.0082	0.0044	1.8691	0.1584	-0.0057	0.0221

Fuente: Elaboración propia de las autoras

En base a estos análisis, se concluye que la ecuación de la curva de tendencia no puede ser usada como función estimadora.

4.1.6 Sólidos Totales (ST)

Para las muestras de agua se realizaron ensayos para conocer la concentración de los Sólidos Totales, los resultados de estos ensayos se muestran a continuación en la Tabla XXI.

Tabla XXI.- Tabla de variación de Fósforo a través del tiempo, en agua tomada del lago de
ESPOL

t (días)	[ST] (mg/l)	ln [ST]	1/[ST]
0	1900	7.550	0.0005
7	1430	7.265	0.0007
14	980	6.888	0.0010
21	810	6.697	0.0012
28	730	6.593	0.0014

Fuente: Elaboración propia de las autoras

De estos resultados se obtuvieron las gráficas que se encuentran a continuación.

Del Gráfico No. 16 se obtuvo una pendiente $k = -42.29$ y un valor de $R^2 = 91.3 = 0.913$, lo que muestra la pendiente negativa es un decrecimiento de los datos, lo que significa que hubo una constante remoción de sólidos a lo largo del tiempo, y el valor de R^2 muestra poca dispersión entre ellos, al ser un valor muy cercano a 1 significa que es casi lineal.

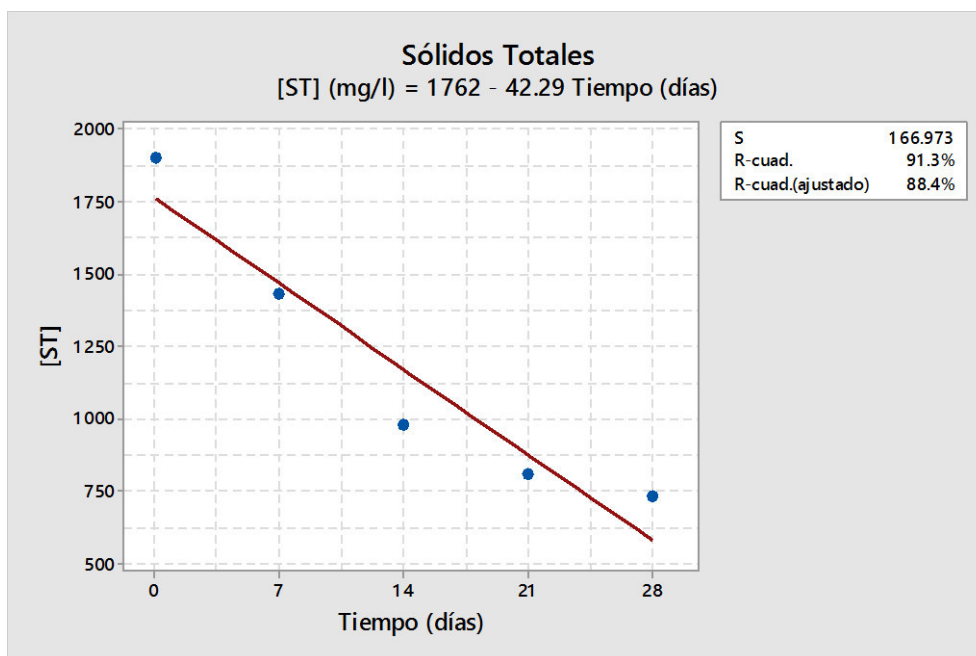


Gráfico No. 16.- Gráfica de dispersión de la concentración de Sólidos Totales en agua tomada del lago de ESPOL

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Con el Gráfico No. 17 la pendiente encontrada fue $k = -0.035$ y un valor de $R^2 = 95.8\% = 0.958$, en esta gráfica los datos se representan decrecientemente y menos dispersos que la gráfica anterior.

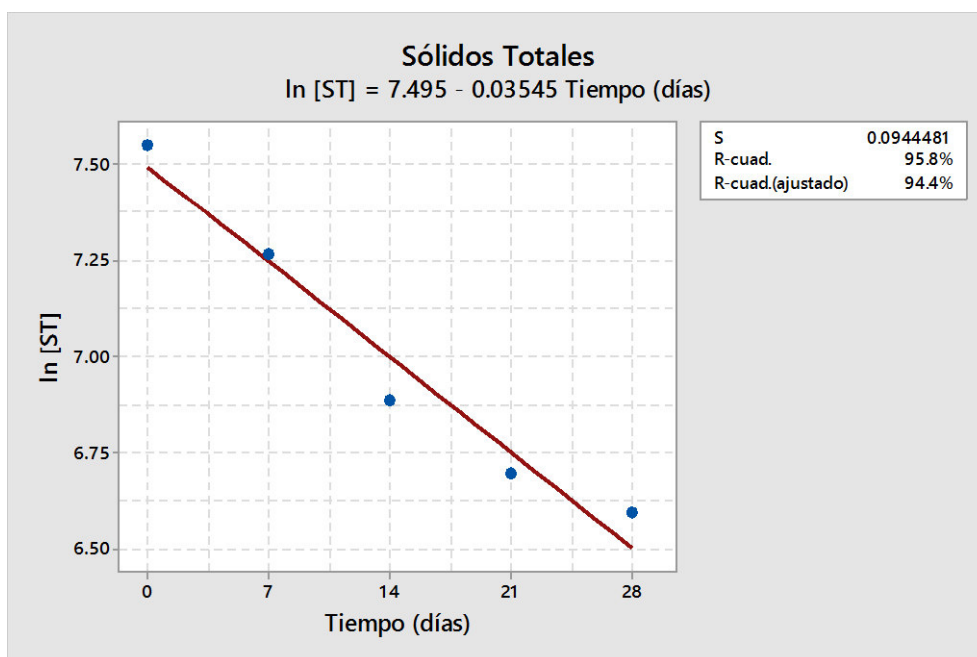


Gráfico No. 17.- Gráfica de dispersión del logaritmo natural de la concentración de Sólidos Totales en agua tomada del lago de ESPOL

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Así mismo con el Gráfico No. 18 se obtuvo una pendiente $k = 0.000032$ y un valor de $R^2 = 98.3\% = 0.983$, que es bastante cercano a, lo que indica poca dispersión en los datos, una tendencia casi lineal.

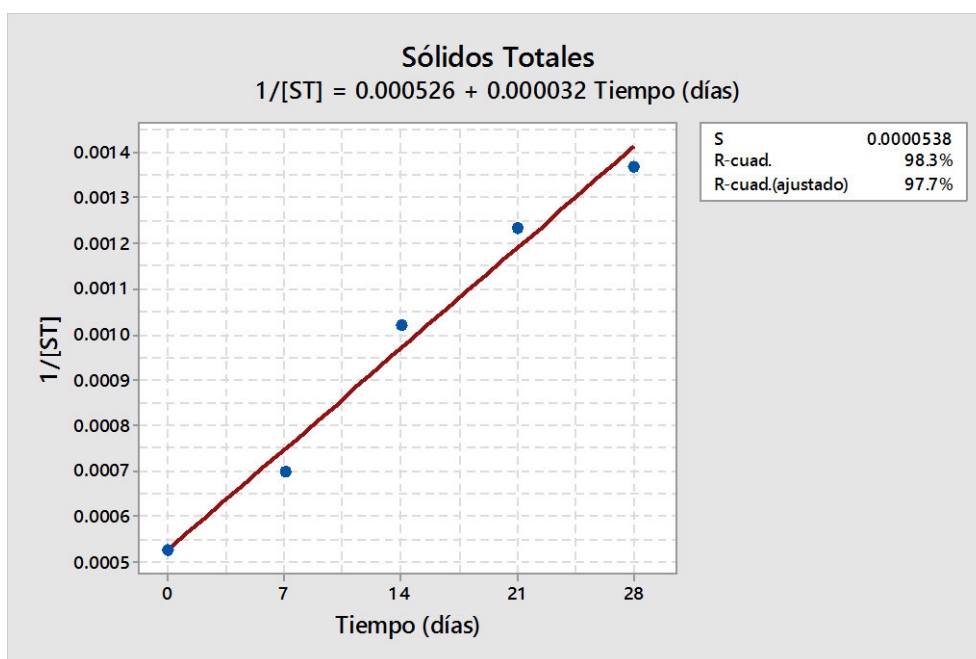


Gráfico No. 18.- Gráfica de dispersión del inverso de la concentración de Sólidos Totales en agua tomada del lago de ESPOL

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Revisando estos resultados se puede definir que el orden de la reacción es 2, por lo que se puede decir que la relación entre la velocidad de la reacción y la concentración de sólidos totales es aproximadamente directa, debido a que el valor de R^2 máximo es muy cercano a 1.

4.1.7 Sólidos Disueltos Totales (SDT)

Para los resultados obtenidos del parámetro Sólidos Disueltos Totales se obtuvo la siguiente Tabla XXII.

Tabla XXII.- Tabla de variación de Fósforo a través del tiempo, en agua tomada del lago de ESPOL

t (días)	[SDT] (mg/l)	ln [SDT]	1/[SDT]
0	994	6.902	0.0010
7	840	6.733	0.0012
14	614	6.420	0.0016
21	521	6.256	0.0019
28	503	6.221	0.0020

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Con estos resultados se desarrollaron los siguientes gráficos. Del Gráfico No. 19 se obtuvo un valor de pendiente $k = -18.59$ y $R^2 = 91.9\% = 0.919$, los cuales indican decrecimiento en los datos y poca dispersión entre ellos.

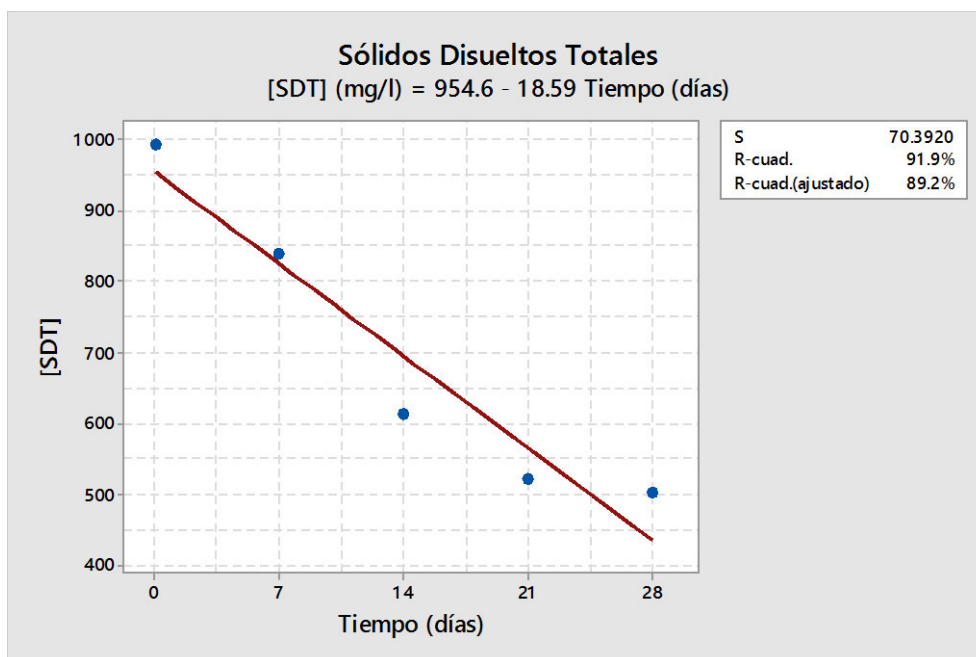


Gráfico No. 19.- Gráfica de dispersión de la concentración de Sólidos Disueltos Totales en agua tomada del lago de ESPOL

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Mediante el Gráfico No. 20 se puede observar una pendiente $k=-0.026$ y un $R^2=94.1\%=0.941$, el valor de R^2 ha aumentado con respecto a la gráfica anterior, lo que indica que la línea de tendencia es mucho más lineal y que los datos no están muy dispersos, también, al ser negativa la pendiente, se puede decir que la relación entre datos es decreciente.

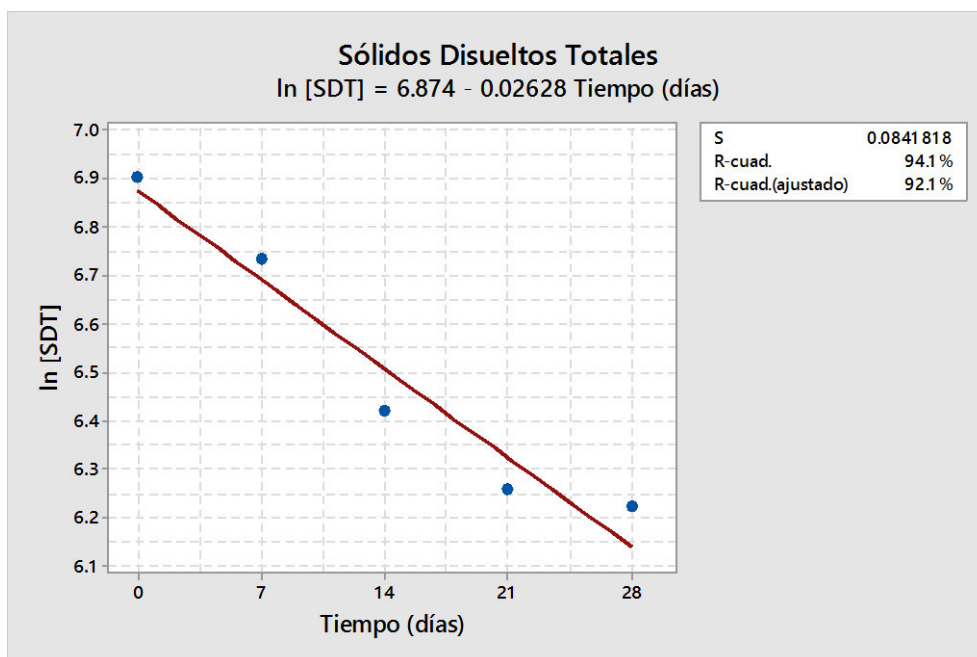


Gráfico No. 20.- Gráfica de dispersión del logaritmo natural de la concentración de Sólidos Disueltos Totales en agua tomada del lago de ESPOL

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Con el Gráfico No. 21 se calculó una pendiente $k = 0.000038$ y un valor de $R^2 = 95.5\% = 0.955$, mucho más cercano a 1, lo que define a la relación mucho más lineal y los datos no están muy dispersos.

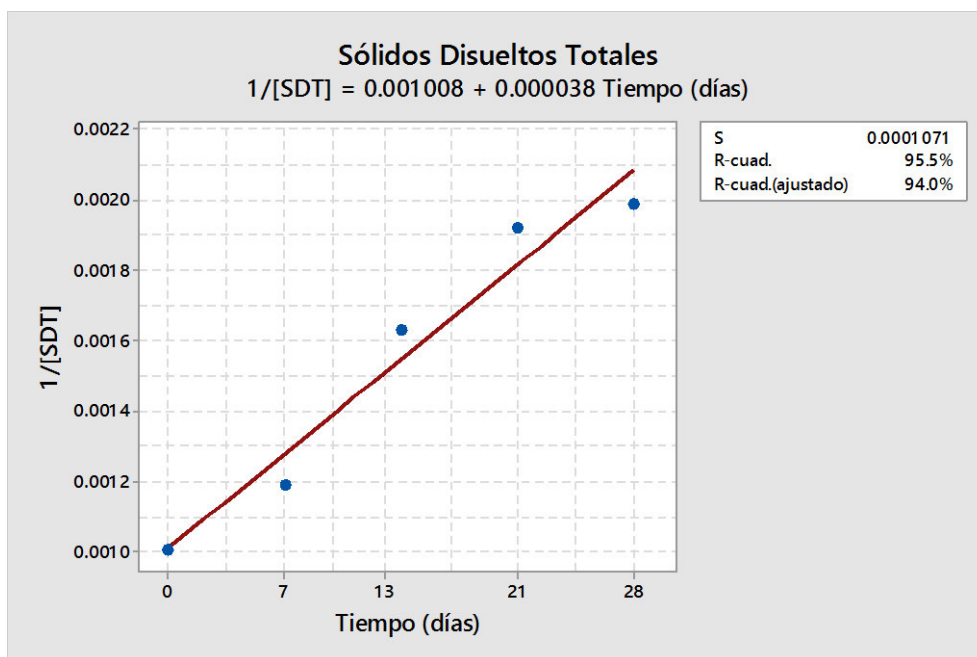


Gráfico No. 21.- Gráfica de dispersión del inverso de la concentración de Sólidos Disueltos Totales en agua tomada del lago de ESPOL

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Con los gráficos anteriores se puede notar que el máximo valor de R^2 es el del Gráfico No. 21, por lo que el orden de la reacción queda definido como 2.

4.2 ANÁLISIS DE RESULTADOS DE LAS MUESTRAS DE AGUA NATURAL DEL LAGO DE ESPOL + CONTAMINANTE DIÉSEL

El análisis de datos para el agua natural de lago de Espol + contaminante diésel se describe a continuación.

4.2.1 Potencial de Hidrógeno (pH)

Los datos obtenidos de los ensayos de pH se encuentran representados en la Tabla XXIII:

Tabla XXIII.- Variación de concentraciones de pH a través del tiempo

t (días)	[pH]	ln [pH]	1/[pH]
0	7.53	2.0189	0.1328
7	7.48	2.0122	0.1337
14	7.42	2.0042	0.1348
21	7.41	2.0028	0.1350
28	7.32	1.9906	0.1366

Fuente: Elaboración propia de las autoras

El Gráfico No. 22 indica una tendencia decreciente del pH a través de los días. Se observa que la pendiente k de la curva es una cantidad negativa de -0.007 y un valor $R^2=95.7\%$ que refiere cuán cercanos se encuentran los puntos a la línea de tendencia.

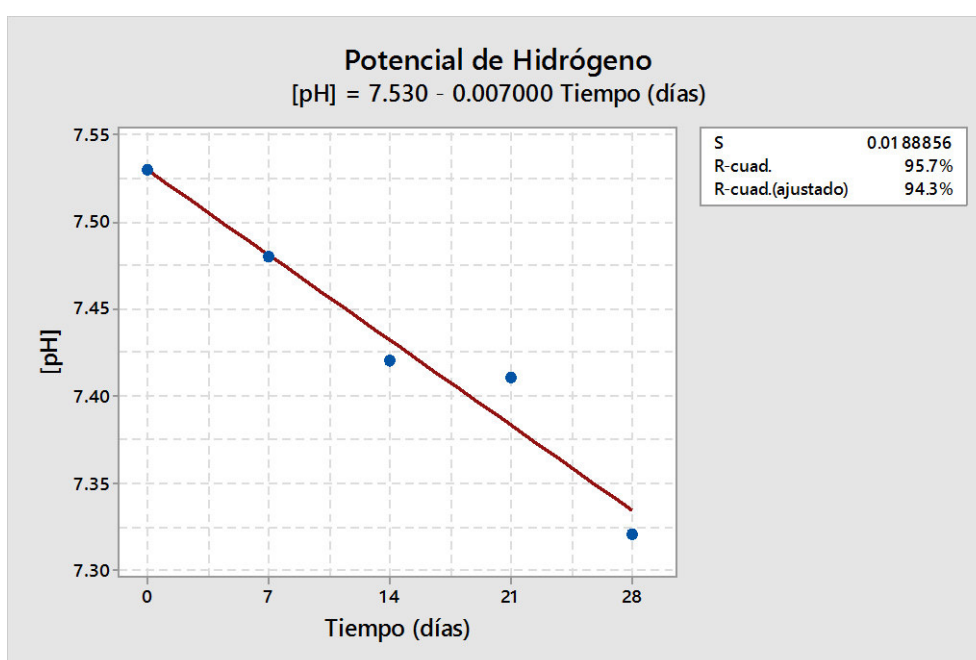


Gráfico No. 22.- Gráfica de dispersión de la concentración de pH en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel

Fuente: Elaboración propia de las autoras

En el Gráfico No. 23 se puede notar que la curva de tendencia de $\ln[\text{pH}]$ es decreciente con respecto al tiempo. Se observa además que la pendiente k de la curva tiene un valor de -0.000942 y que R^2 es 95.7% lo que indica una buena aproximación de los datos a la línea de tendencia.

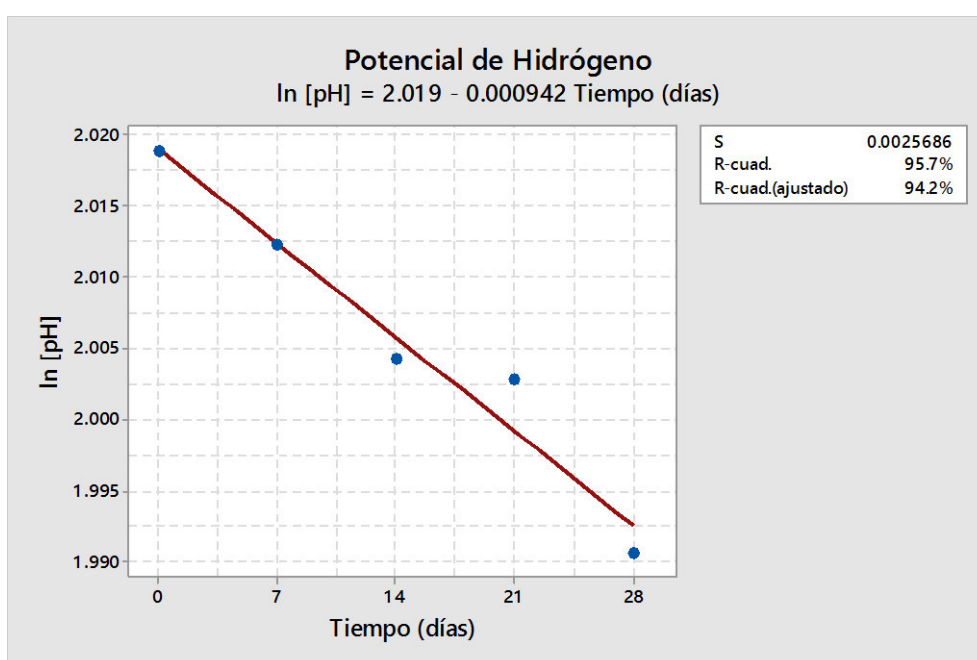


Gráfico No. 23.- Gráfica de dispersión de la concentración de $\ln[\text{pH}]$ en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel

Fuente: Elaboración propia de las autoras

La tendencia de la curva del Gráfico No. 24 es creciente a través de los días. La pendiente k de la curva es una cantidad positiva de 0.000127. Los valores se aproximan a la curva de tendencia con un coeficiente $R^2=95.6\%$.

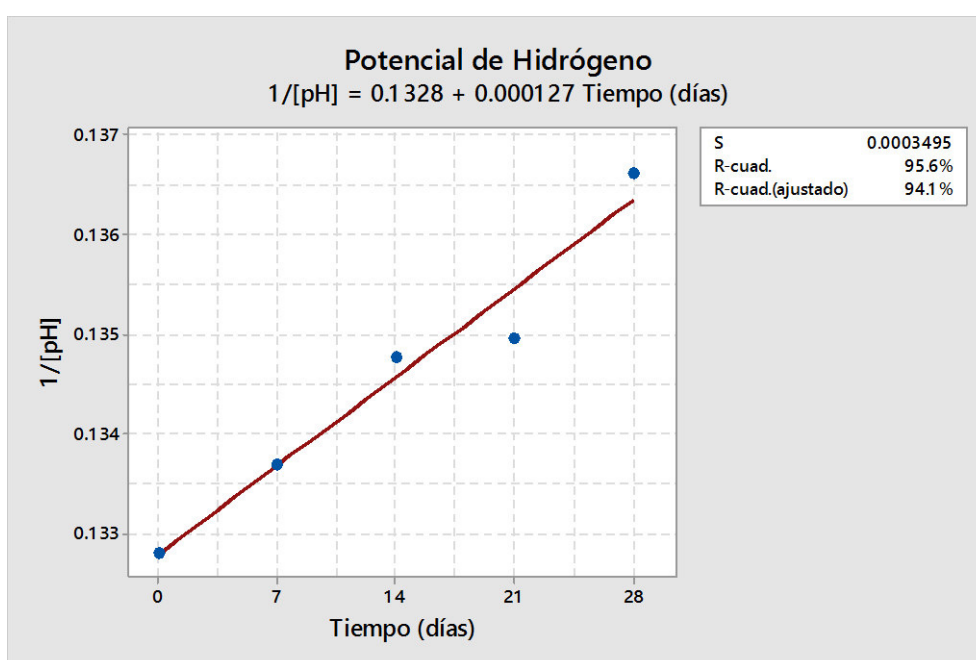


Gráfico No. 24.- Gráfica de dispersión de la concentración de $1/[\text{pH}]$ en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel

Fuente: Elaboración propia de las autoras

En base a los gráficos No. 22, No. 23 y No. 24, se analizó que el coeficiente R^2 que más se acerca a la línea de tendencia tiene el valor de 95.7% que corresponde al Gráfico No. 22, por lo tanto se elige que la constante de velocidad de remoción k de pH en el agua natural del lago de la

Espol con diésel tiene el valor de -0.007 días^{-1} dando como resultado que la reacción es de orden 0.

4.2.2 Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO₅)

Los resultados de los ensayos de DBO₅ se muestran a continuación en la Tabla XXIV:

Tabla XXIV.- Variación de concentraciones de DBO₅ a través del tiempo

t (días)	[DBO ₅]	ln [DBO ₅]	1/[DBO ₅]
0	33	3.497	0.030
7	25	3.219	0.040
14	19	2.944	0.053
21	14	2.639	0.071
28	10	2.303	0.100

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Con respecto al Gráfico No. 25 de la Demanda Bioquímica de Oxígeno, se nota que existe una tendencia decreciente de las concentraciones con respecto al tiempo. En este caso la pendiente k de la curva tiene como resultado el valor de -0.8143 y el coeficiente de proximidad a la curva de tendencia es $R^2=98.2\%$.

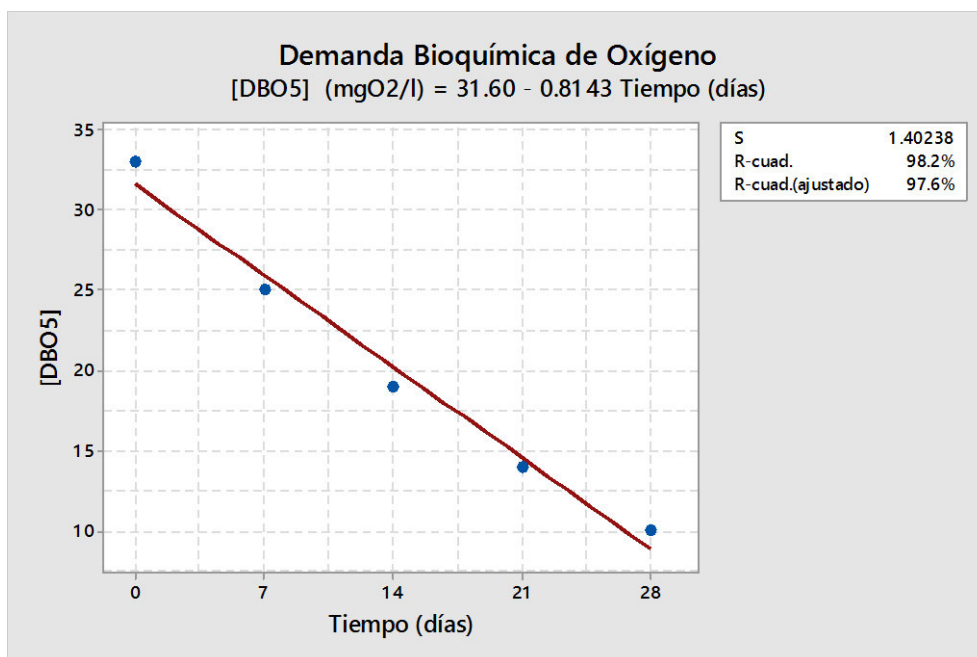


Gráfico No. 25.- Gráfica de dispersión de la concentración de DBO5 en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel

Fuente: Elaboración propia de las autoras

De acuerdo al Gráfico No. 26, la curva de $\ln[DBO_5]$ presenta un decrecimiento con respecto al tiempo de la cual se puede obtener el resultado de la pendiente k cuyo valor es -0.0424 y su coeficiente de tendencia a la curva R^2 es 99.8% .

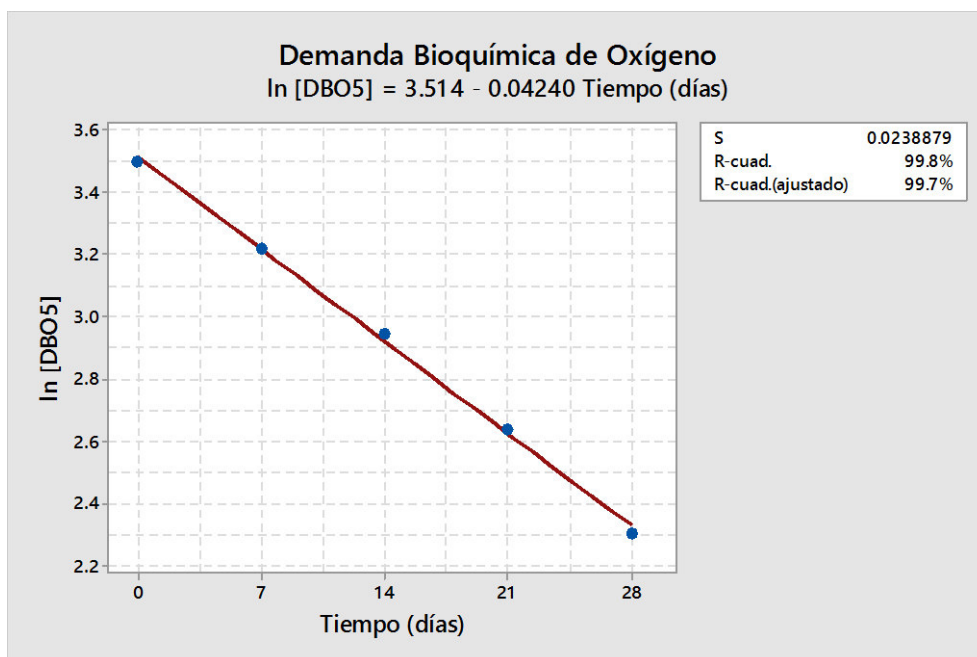


Gráfico No. 26.- Gráfica de dispersión de la concentración de ln[DBO5] en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel

Fuente: Elaboración propia de las autoras

La pendiente del Gráfico No. 27 muestra una tendencia positiva de la curva de ajuste la cual tiene el valor de 0.00244. Al encontrarse los valores bastante aproximados a la curva de tendencia, el coeficiente R^2 es de 95.3%.

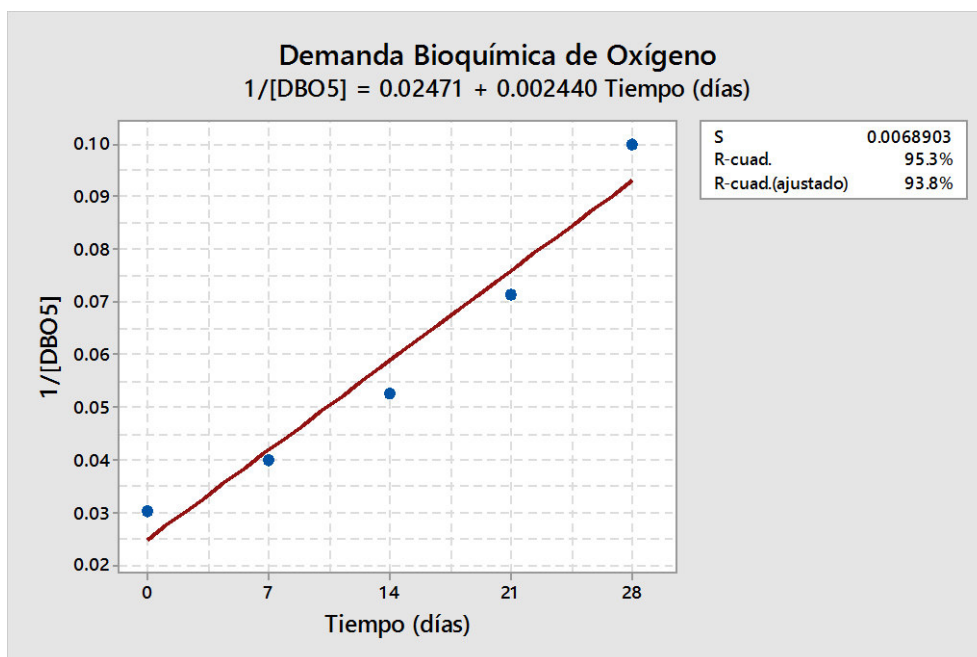


Gráfico No. 27.- Gráfica de dispersión de la concentración de 1/[DBO5] en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Obtenidos los valores de R^2 provenientes de los gráficos No. 25, No. 26 y No. 27, se seleccionó al que más se aproxima a la curva de tendencia de los putos; en este caso el valor fue 99.8% correspondiente al Gráfico No. 26. En consecuencia, la constante de velocidad de remoción k de la Demanda Bioquímica de Oxígeno en el agua natural del lago de la Espol con diésel posee el valor de $-0.0424 \text{ días}^{-1}$ teniendo como resultado una reacción de orden 1.

4.2.3 Demando Química de Oxígeno (DQO)

A continuación se muestran los datos de las concentraciones de DQO en la Tabla XXV:

Tabla XXV.- Variación de concentraciones de DQO a través del tiempo.

t (días)	[DQO]	ln [DQO]	1/[DQO]
0	155	5.043	0.006
7	108	4.682	0.009
14	35	3.555	0.029
21	63	4.143	0.016
28	41	3.714	0.024

Fuente: Elaboración propia de las autoras

La Demando Química de Oxígeno presenta un decrecimiento respecto a tiempo el cual se puede notar en el Gráfico No. 28. La pendiente k de la curva de tendencia es negativa y tiene el valor de -3.9 . El coeficiente R^2 referente a la cercanía de los puntos respecto a la línea de tendencia sea 72.8% .

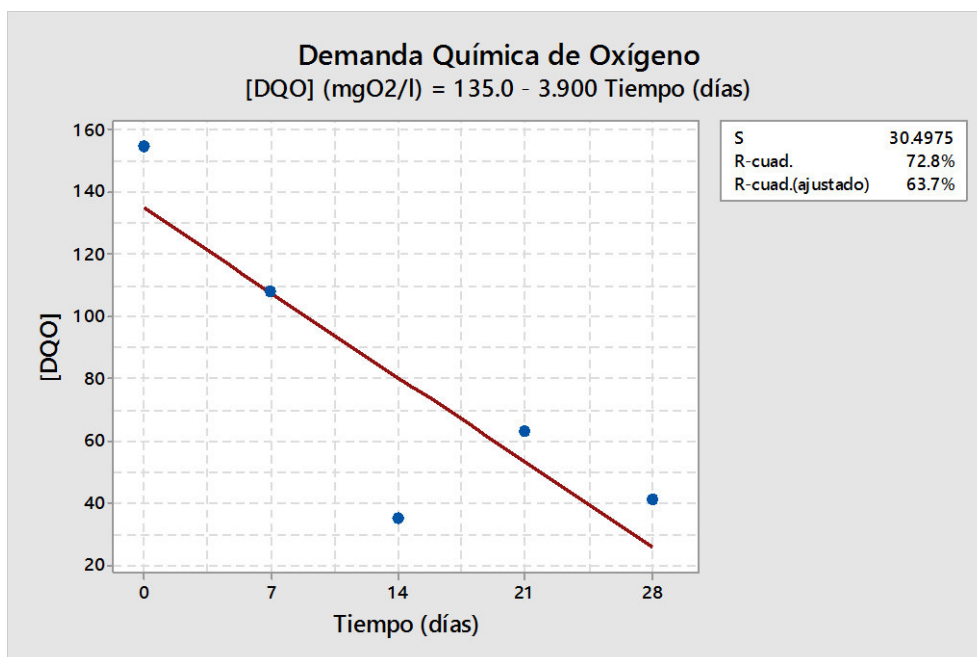


Gráfico No. 28.- Gráfica de dispersión de la concentración de DQO en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel

Fuente: Elaboración propia de las autoras

La curva de tendencia de $\ln[DQO]$ en el Gráfico No. 29 decrece a través de los días. La constante k (pendiente de la curva) es -0.0457 y el coeficiente R^2 es 64.1% lo que indica que la aproximación de los datos a la línea de tendencia no es muy buena.

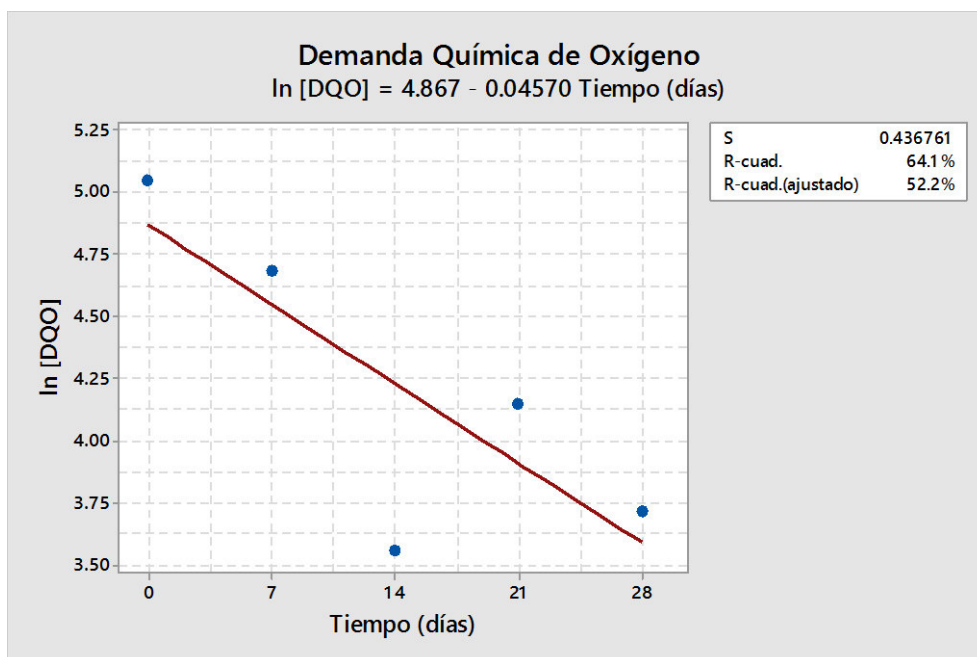


Gráfico No. 29.- Gráfica de dispersión de la concentración de ln[DQO] en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel

Fuente: Elaboración propia de las autoras

En cuanto al Gráfico No. 30, se aprecia la pendiente positiva de la curva y cuyo valor k es 0.000607. Se puede notar una no proximidad de los datos a la curva de tendencia ya que el valor del coeficiente R^2 es 50.0%.

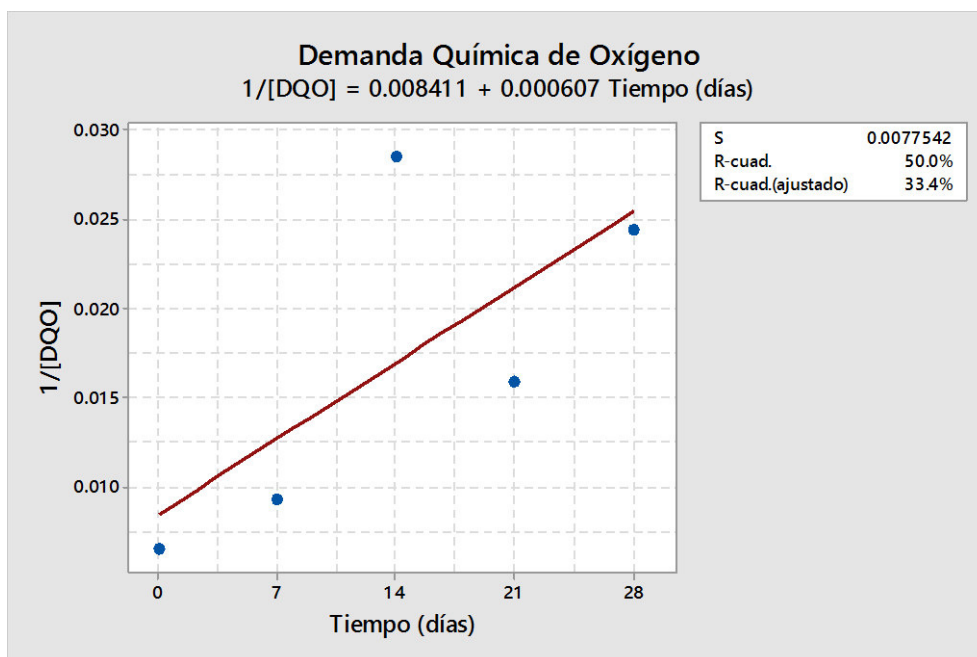


Gráfico No. 30.- Gráfica de dispersión de la concentración de $1/[DQO]$ en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel

Fuente: Elaboración propia de las autoras

De acuerdo a todos los datos de concentración de DQO, se puede ver que existe uno muy disperso en el día 14 el cual hace que en general los coeficientes R^2 indiquen una lejana aproximación a la curva de tendencia de los gráficos No. 28, No. 29 y No. 30. El R^2 que resultó estar más cercano a la curva fue el del Gráfico No. 28 con 72.8% y cuyo valor de constante de velocidad k fue de -3.9 días^{-1} . Por lo tanto se puede decir que el orden de la reacción es 0.

4.2.4 Hidrocarburos Totales del Petróleo (TPH)

En la Tabla XXVI se muestran los resultados obtenidos de los análisis de concentraciones de TPH:

Tabla XXVI.- Variación de concentraciones de TPH a través del tiempo.

t (días)	[TPH]	ln [TPH]	1/[TPH]
0	130.9	4.874	0.008
7	<0.04	-3.219	25.000
14	0.2	-1.609	5.000
21	<0.04	-3.219	25.000
28	<0.04	-3.219	25.000

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Las concentraciones de Hidrocarburos Totales del Petróleo del Gráfico No. 31 muestran una alta de remoción del contaminante diésel. La tendencia negativa de la curva indica que la pendiente k tiene el valor de -3.739 . El coeficiente R^2 revela que los datos se encuentran en un 50.0% cercanos a la curva de tendencia.

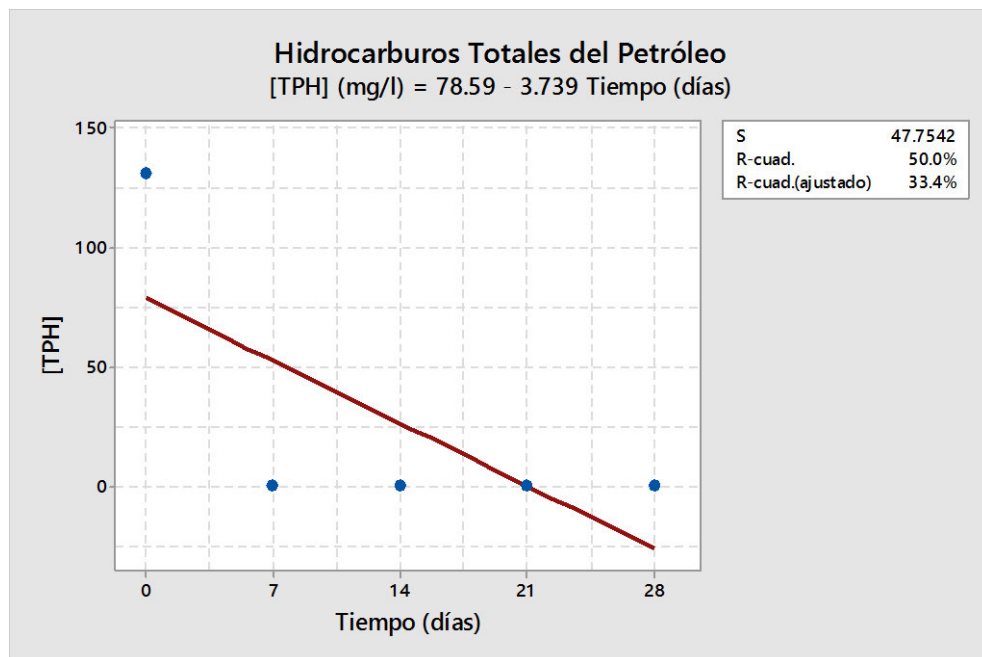


Gráfico No. 31.- Gráfica de dispersión de la concentración de TPH en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel

Fuente: Elaboración propia de las autoras

La constante k (pendiente) de la curva $\ln[\text{TPH}]$ vs. T del Gráfico No. 32 es negativa con un valor de -0.2312. Además, la aproximación de los datos a la curva de tendencia tiene como coeficiente $R^2=53.2\%$.

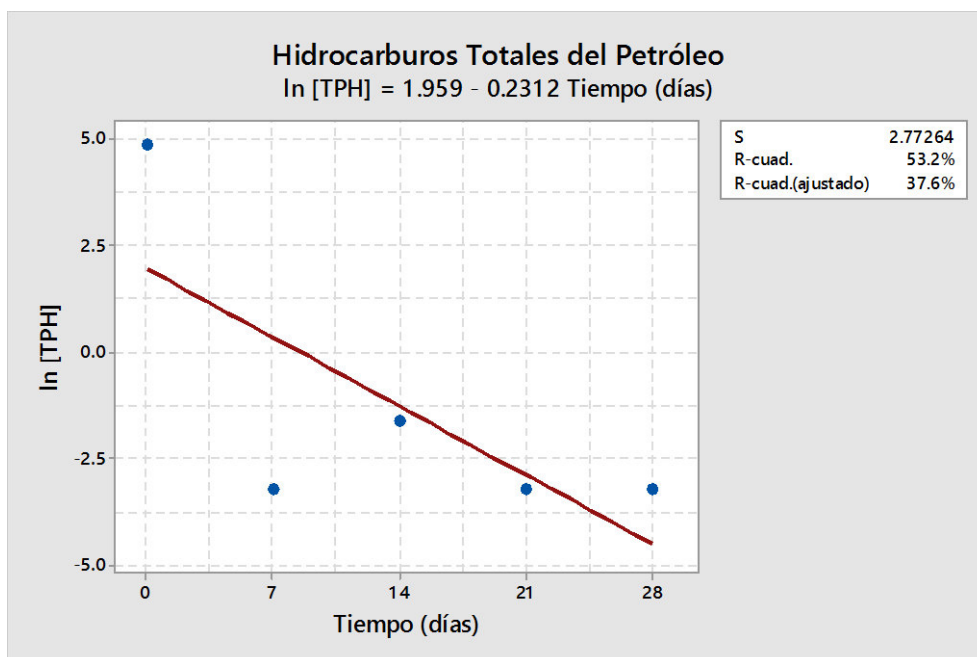


Gráfico No. 32.- Gráfica de dispersión de la concentración de $\ln[\text{TPH}]$ en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel

Fuente: Elaboración propia de las autoras

En el Gráfico No. 33 se nota que la dispersión de los datos $1/[\text{TPH}]$ genera una curva creciente a través del tiempo. El valor de la pendiente k de dicha curva es 0.7141. Se puede notar que el coeficiente R^2 indica que los valores tienen baja aproximación a la curva de tendencia, esto es 40.3%.

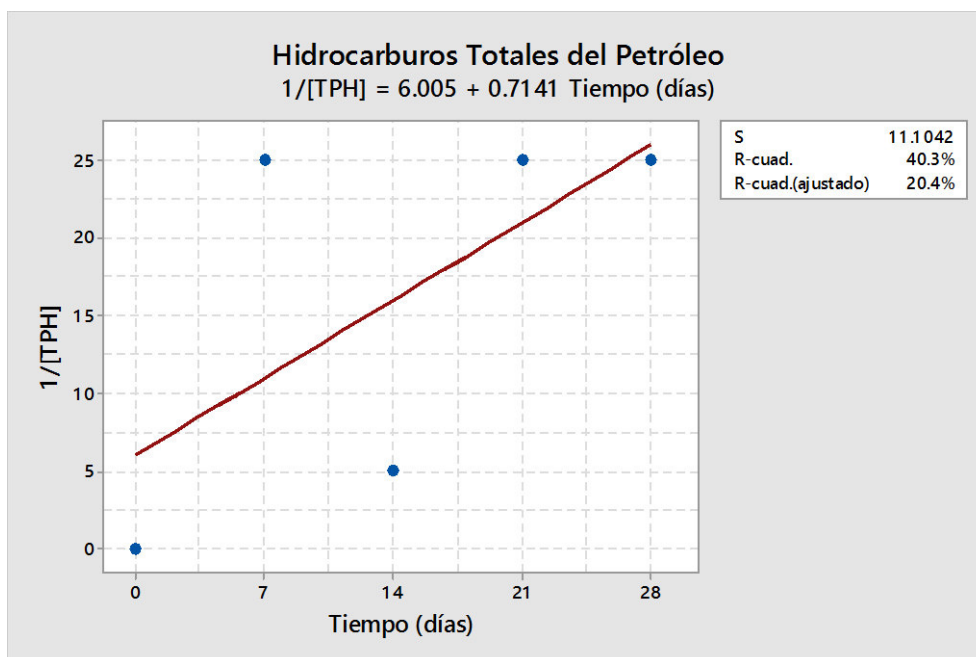


Gráfico No. 33.- Gráfica de dispersión de la concentración de 1/[TPH] en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Los gráficos No. 31, No. 32 y No. 33, muestran coeficientes R^2 muy bajos, cercanos al 50.0% o menores. Una explicación para esto puede ser la alta concentración inicial (130.9 mg/l) del contaminante diésel en el agua del lago de la Espol y que al poco tiempo del proceso de funcionamiento de los humedales (7 días) se haya dado una remoción muy alta (<0.04 mg/l). Estas grandes variaciones causan que los datos se vuelvan muy dispersos y que al querer relacionarlos o generar una tendencia lineal no tengan mayor proximidad entre sí. Se determinó que el coeficiente R^2 que muestra menor alejamiento de los datos a la curva tendencia fue 53.2% y pertenece al Gráfico No. 32. La constante de velocidad de remoción k del TPH en el agua

natural del lago de la Espol con diésel es de $-0.2312 \text{ días}^{-1}$ lo cual sugiere que el orden de la reacción es 1.

Para determinar si la distribución de los datos que son representados mediante la ecuación de tendencia es confiable, se procede a hacer un análisis estadístico.

En la Tabla XXVII se analiza la varianza de la muestra con la prueba F de Fisher y el valor de la probabilidad es 0.16. Este valor indica no significancia en la regresión.

Tabla XXVII.- Análisis de varianza del Gráfico No. 32

ANÁLISIS DE VARIANZA					
	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Promedio de los cuadrados	F	Valor crítico de F
Regresión	1	26.2007	26.2007	3.4082	0.1620
Residuos	3	23.0626	7.6875		
Total	4	49.2633			

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Del mismo modo, se analizaron los coeficientes de la ecuación de la recta del Gráfico No. 32 en la Tabla XXVIII y se puede notar que las probabilidades son altas. De acuerdo a esto se rechaza que los valores de estos coeficientes puedan ser distintos a cero.

Tabla XXVIII.- Análisis de la ecuación de la curva de regresión

	<i>Coefficientes</i>	<i>Error típico</i>	<i>Estadístico t</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Inferior 95%</i>	<i>Superior 95%</i>
Intercepción	1.9590	2.1477	0.9121	0.4289	-4.8759	8.7939
Constante k	-0.2312	0.1253	-1.8461	0.1620	-0.6299	0.1674

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Se concluye entonces que la ecuación de regresión del Gráfico No. 32 no es representativa del orden de la reacción.

4.2.5 Fósforo Total (P)

La Tabla XXIX muestra a continuación los resultados de las concentraciones de P:

Tabla XXIX.- Variación de concentraciones de P a través del tiempo.

t (días)	[P]	ln [P]	1/[P]
0	0.38	-0.968	2.632
7	0.42	-0.868	2.381
14	0.37	-0.994	2.703
21	0.31	-1.171	3.226
28	0.33	-1.109	3.030

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Se puede observar en el Gráfico No. 34 que la curva de tendencia de las concentraciones de P es decreciente y que el valor de la pendiente k es de -0.003. Es notable además que la cercanía de los datos a la línea de tendencia está dada por el coeficiente $R^2=59.0\%$.

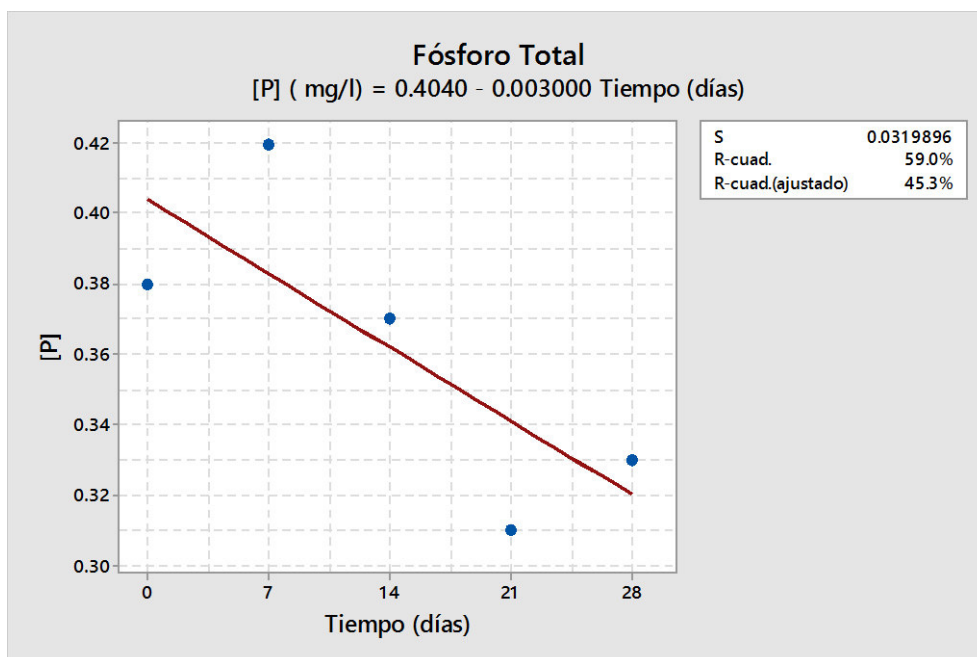


Gráfico No. 34.- Gráfica de dispersión de la concentración de P en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Por otro lado, en el Gráfico No. 35 se aprecia que la pendiente k de la recta de tendencia es negativa a través del tiempo con un valor de -0.008369 . El gráfico muestra además cuán cercanos en porcentaje se encuentran los datos de la recta de tendencia, esto es el coeficiente $R^2=59.8\%$.

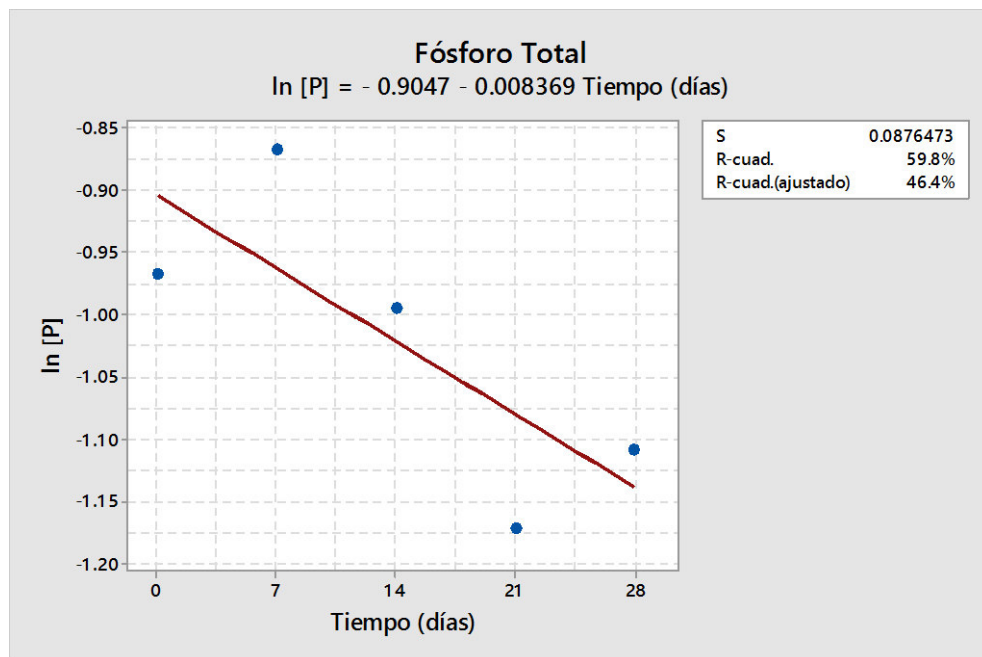


Gráfico No. 35.- Gráfica de dispersión de la concentración de $\ln[pH]$ en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Con respecto a la tendencia de la curva del Gráfico No. 36 $1/[P]$ vs. T, se evidencia un crecimiento de pendiente k a través de los días cuyo valor es de 0.02346; además, el coeficiente $R^2=60.3\%$ muestra una mayor cercanía de los datos hacia la curva.

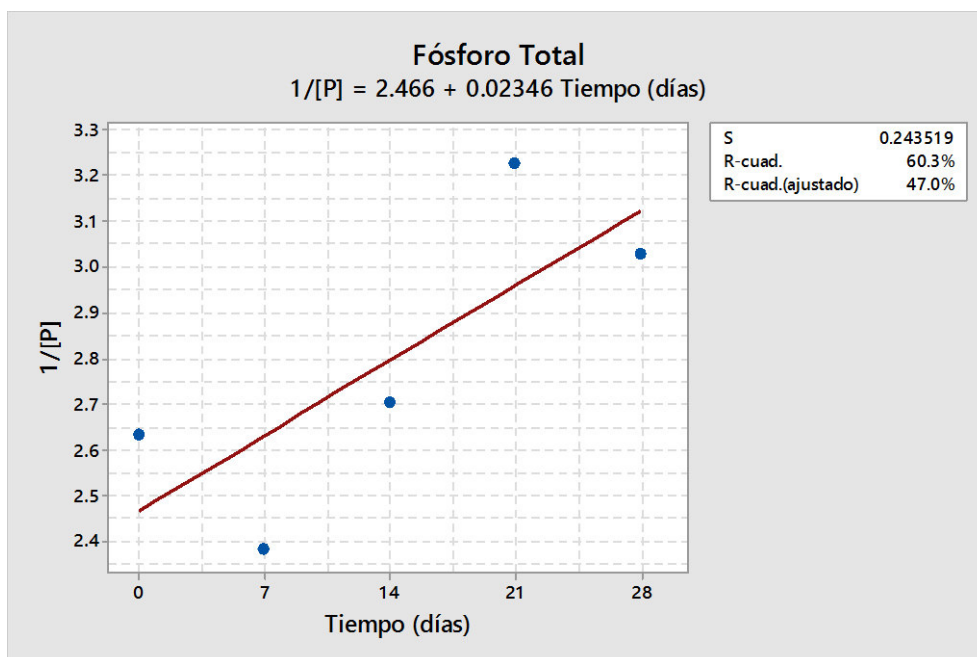


Gráfico No. 36.- Gráfica de dispersión de la concentración de 1/[P] en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Se analizaron los gráficos No. 34, No. 35 No. 36 y se determinó que el coeficiente R^2 que indica más cercanía de los datos a la recta de tendencia fue el del Gráfico No. 36 con 60.3%, por lo tanto la constante de velocidad de remoción k de Fósforo presente en el agua natural del lago de la Espol con diésel tiene es $0.02346 \text{ días}^{-1}$. El orden de la reacción 2.

Ya que el valor del coeficiente R^2 es menor al 70%, se debe comprobar si con esta distribución de datos es confiable la ecuación de la regresión.

En la Tabla XXX se puede notar que el valor p de la varianza de la regresión de la prueba F de Fisher es mayor al 0.05, esto indica que no hay significancia.

Tabla XXX.- Análisis de varianza del Gráfico No. 36

ANÁLISIS DE VARIANZA					
	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Promedio de los cuadrados	F	Valor crítico de F
Regresión	1	0.2697	0.2697	4.5482	0.1227
Residuos	3	0.1779	0.0593		
Total	4	0.4476			

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Además, en la Tabla XXXI los valores de los coeficientes de la curva de regresión muestran valores de probabilidad de 0.001 y 0.12. Para el primero valor, que es del coeficiente 2.26, esta cantidad hace posible aceptar la probabilidad de que efectivamente el coeficiente puede ser distinto a cero; pero para el coeficiente 0.02 la probabilidad es mayor a 0.05 por ende no se puede aceptar la hipótesis de que sea diferente de cero.

Tabla XXXI.- Análisis de la ecuación de la curva de regresión

	<i>Coefficientes</i>	<i>Error típico</i>	<i>Estadístico t</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Inferior 95%</i>	<i>Superior 95%</i>
Intercepción	2.4658	0.1886	13.0723	0.0010	1.8655	3.0661
Variable X 1	0.0235	0.0110	2.1327	0.1227	-0.0115	0.0585

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Por lo tanto, se concluye que con los datos obtenidos no se puede confiar en que la ecuación de la curva de tendencia pueda ser utilizada como función estimadora.

4.2.6 Nitrógeno Total Kjeldahl (N)

Resultados de las concentraciones de N a continuación en la Tabla XXXII:

Tabla XXXII.- Variación de concentraciones de N a través del tiempo.

t (días)	[N]	ln [N]	1/[N]
0	5.6	1.723	0.179
7	8.4	2.128	0.119
14	4.8	1.569	0.208
21	3.6	1.281	0.278
28	2.5	0.916	0.400

Fuente: Elaboración propia de las autoras

En el Gráfico No. 37 se observa que la recta de tendencia de las concentraciones de N es decreciente con respecto al tiempo. Se nota también que la pendiente k de la recta tiene el valor de -0.1571 y el coeficiente $R^2=60.0\%$ indica que los valores no se encuentran muy cercanos a la línea de tendencia.

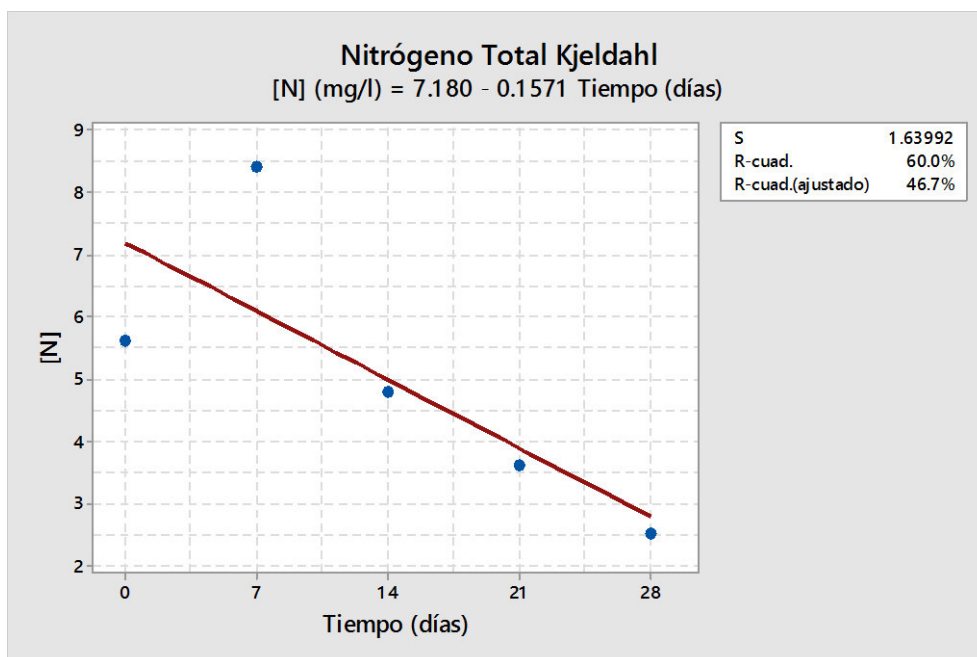


Gráfico No. 37.- Gráfica de dispersión de la concentración de pH en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel

Fuente: Elaboración propia de las autoras

En el Gráfico No. 38 la curva de tendencia de $\ln[N]$ es decreciente a través del tiempo por lo cual presenta una recta de pendiente negativa $k=-0.03515$. Se observa además que el coeficiente R^2 es 72.5% el cual indica una mejor aproximación de los valores hacia la línea de tendencia.

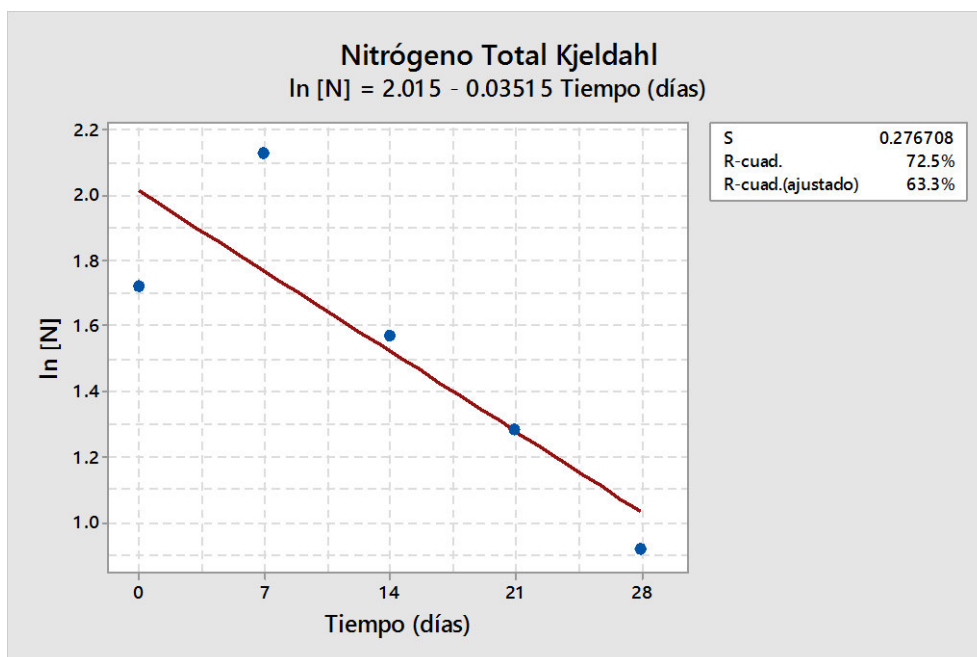


Gráfico No. 38.- Gráfica de dispersión de la concentración de $\ln[\text{pH}]$ en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel

Fuente: Elaboración propia de las autoras

La curva de tendencia de los valores del Gráfico No. 39 se muestra creciente y el valor de la pendiente k es de 0.008594. Los valores se acercan de mejor manera a la curva en este gráfico ya que el coeficiente R^2 es igual a 78.0%.

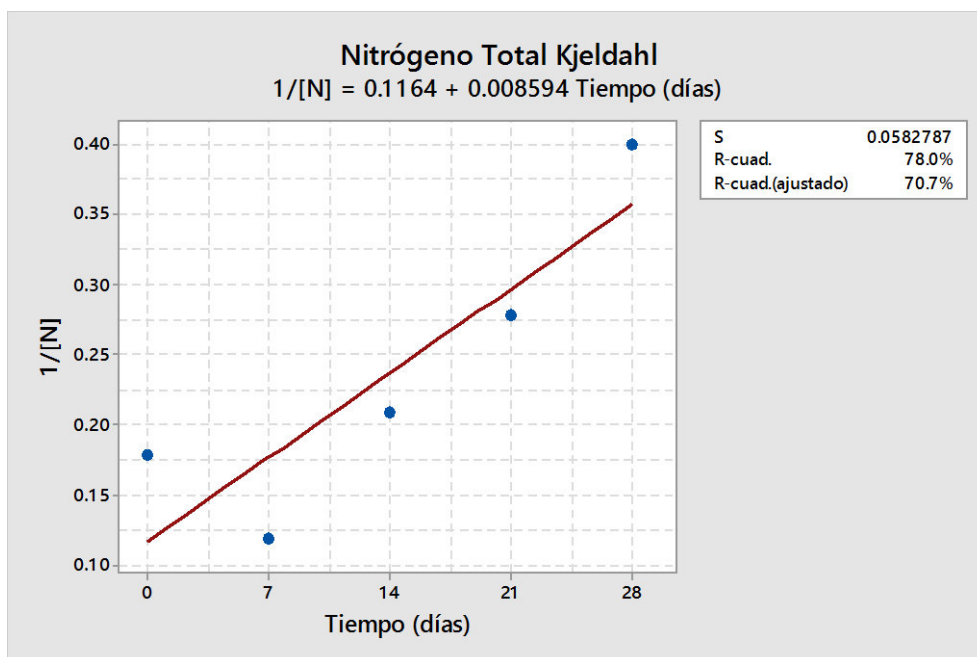


Gráfico No. 39.- Gráfica de dispersión de la concentración de 1/[pH] en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Dados los gráficos No. 37, No. 38 y No. 39; el gráfico en donde el coeficiente R^2 indica mayor proximidad de los valores a la línea de tendencia es el No. 39. Ya que existe un dato que implica aumento de concentración de Nitrógeno en el agua durante el proceso de remoción, los valores de R^2 de los gráficos anteriores no demuestran mayor acercamiento a sus respectivas curvas de tendencia. Este aumento se puede deber a que las plantas utilizadas en los humedales provenían de un lugar en donde tenían tierra de sembrado la cual puede posiblemente ser rica en Nitrógeno y lo que probablemente se dio es que hubo una transferencia de ese Nitrógeno presente en la tierra de sembrado hacia el agua. Por otro lado y luego de

este aumento de N, se puede evidenciar que hubo una buena remoción de este contaminante. Se puede ver que R^2 es igual a 78.0% y que la constante de velocidad de remoción k de N en el agua natural del lago de la Espol con diésel es $0.008594 \text{ días}^{-1}$ obteniéndose entonces que el orden de la reacción es 2.

4.2.7 Sólidos Totales (ST)

Los resultados obtenidos para determinar las concentraciones de Sólidos Totales se encuentran en la Tabla XXXIII:

Tabla XXXIII.- Variación de concentraciones de ST a través del tiempo.

t (días)	[ST]	ln [ST]	1/[ST]
0	2390	7.7790	0.0004
7	1460	7.2862	0.0007
14	1070	6.9754	0.0009
21	760	6.6333	0.0013
28	570	6.3456	0.0018

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Se puede observar que la pendiente k del Gráfico No. 40 es negativa con un valor de -62.00 , esto hace referencia a que las concentraciones de sólidos totales presentes disminuyen a través del tiempo. El coeficiente R^2 es 90.6% e indica una buena aproximación de los datos a la curva del gráfico.

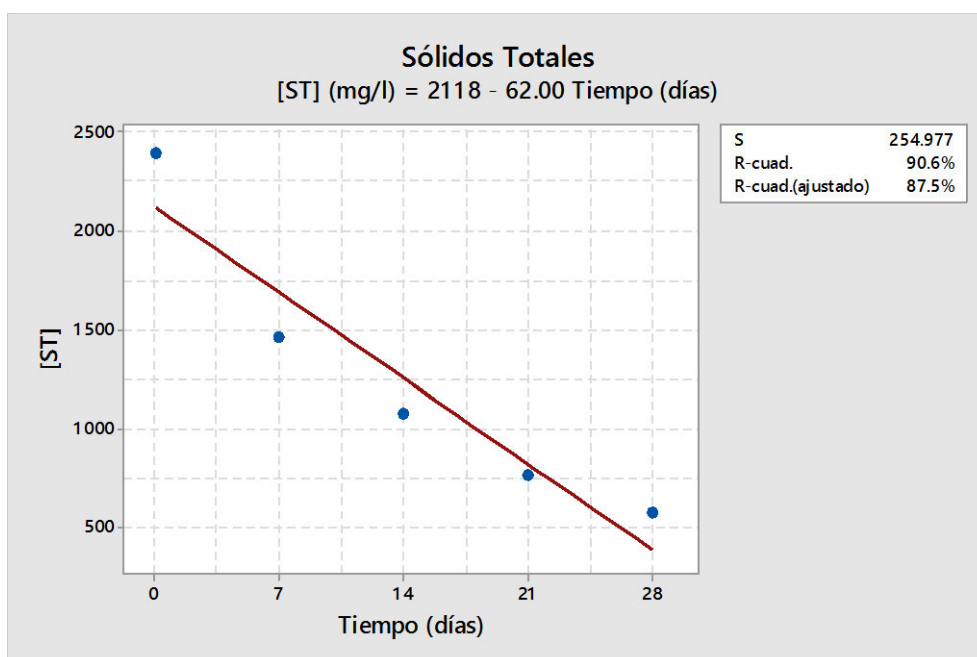


Gráfico No. 40.- Gráfica de dispersión de la concentración de pH en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Del Gráfico No. 41 se aprecia una tendencia decreciente en la curva $\ln[ST]$ respecto al tiempo y cuyo valor de pendiente k es -0.05028 . La cercanía de los puntos a la recta de tendencia es alta ya que $R^2=98.9\%$.

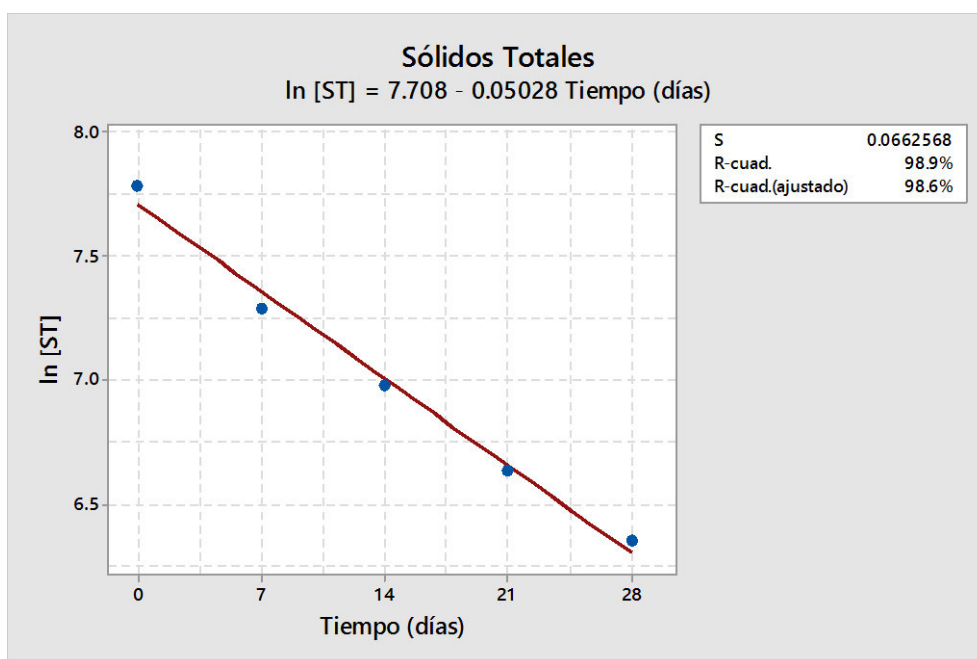


Gráfico No. 41.- Gráfica de dispersión de la concentración de $\ln[pH]$ en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel

Fuente: Elaboración propia de las autoras

En cuanto al Gráfico No. 42, el resultado de la pendiente k es positivo con un valor de 0.00047. El coeficiente R^2 es 98.4% el cual refiere a que los valores de los resultados tiene una buena aproximación a la curva de tendencia.

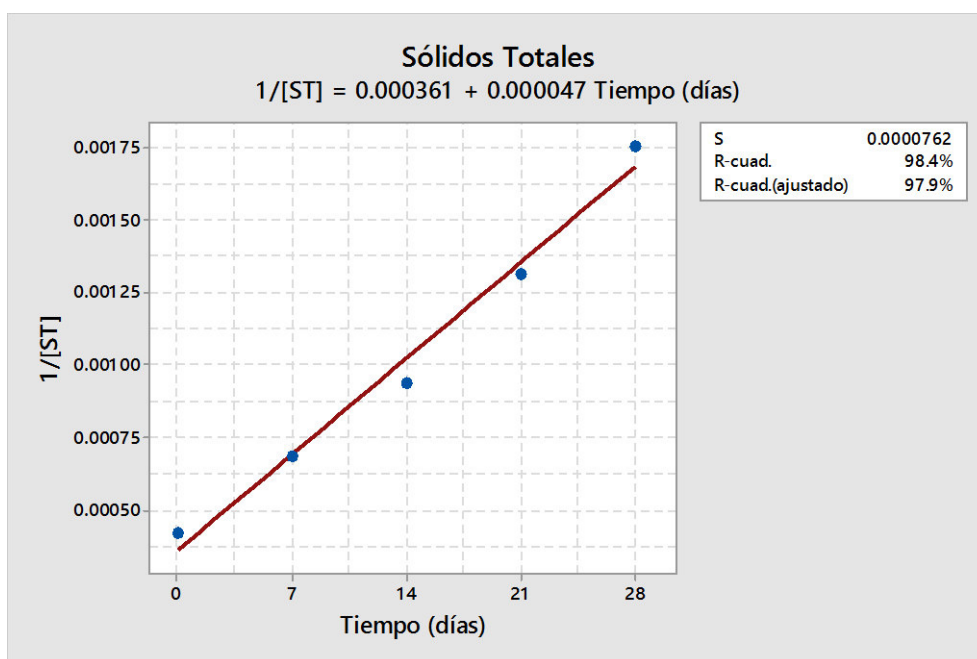


Gráfico No. 42.- Gráfica de dispersión de la concentración de 1/[pH] en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Por lo tanto, se nota que de los gráficos No. 40, No. 41 y No. 42, el coeficiente R^2 que muestra que los datos tienen mejor aproximación a la curva de tendencia es del 98.9% y corresponde al Gráfico No. 41 cuyo valor de constante de velocidad de remoción k de Sólidos Totales presentes en el

agua natural del lago de la Espol con diésel tiene el valor de $-0.05028 \text{ días}^{-1}$ dando como resultado que la reacción es de orden 1.

4.2.8 Sólidos Disueltos Totales (SDT)

Las concentraciones de los Sólidos Totales Disueltos son presentadas en la Tabla XXXIV:

Tabla XXXIV.- Variación de concentraciones de ST a través del tiempo.

t (días)	[SDT]	ln [SDT]	1/[SDT]
0	1178	7.0716	0.0008
7	800	6.6846	0.0013
14	685	6.5294	0.0015
21	522	6.2577	0.0019
28	481	6.1759	0.0021

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Los sólidos totales disueltos presentan concentraciones que disminuyen con relación al tiempo, esto se puede evidenciar en el Gráfico No. 43. La pendiente k de esta recta tiene el valor de -23.89 . Se puede ver que los datos tienen una buena aproximación a la recta de tendencia ya que $R^2=89.4\%$.

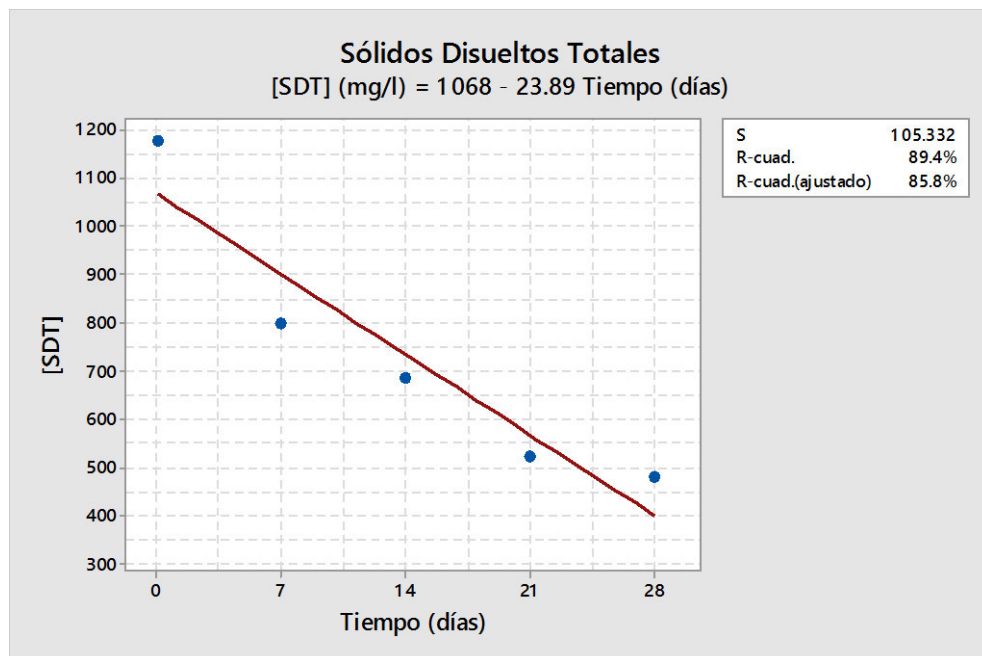


Gráfico No. 43.- Gráfica de dispersión de la concentración de pH en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel

Fuente: Elaboración propia de las autoras

El valor de la pendiente k en el Gráfico No. 44 presenta un valor negativo de -0.03169 ya que la curva de $\ln[\text{SDT}]$ es de tendencia decreciente en relación al tiempo. El coeficiente R^2 es igual a 95.4% lo cual quiere decir que los datos se ajustan mucho mejor a la recta de tendencia en comparación al Gráfico No. 55.

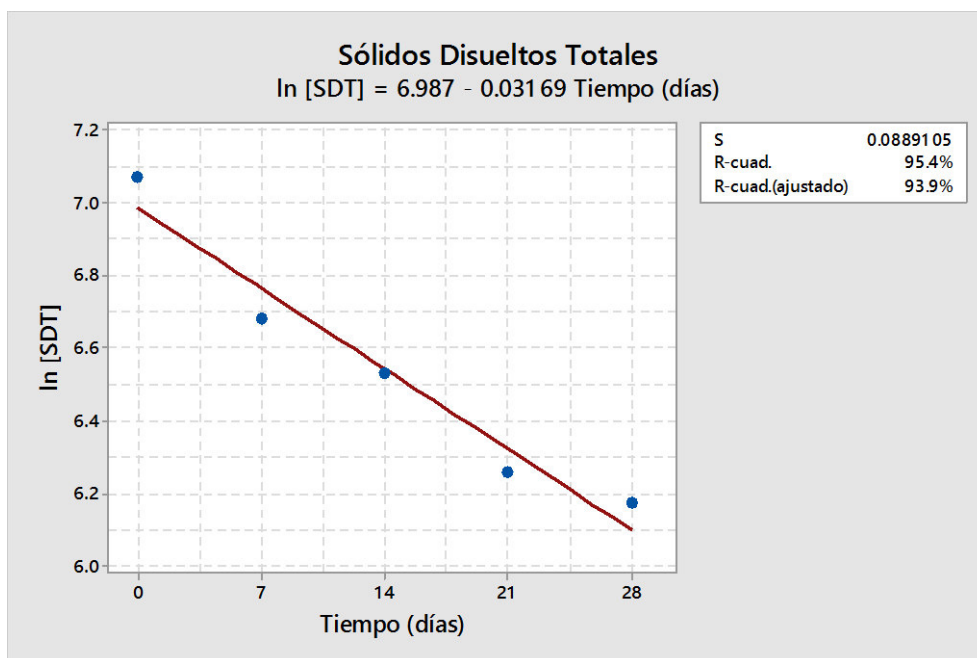


Gráfico No. 44.- Gráfica de dispersión de la concentración de $\ln[\text{SDT}]$ en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel

Fuente: Elaboración propia de las autoras

En relación al Gráfico No. 45, la curva de tendencia de datos creciente a través de los días muestra que el valor de la pendiente k es 0.00045. En este gráfico los valores se aproximan más a la curva de tendencia ya que el coeficiente R^2 es igual a 98.2%.

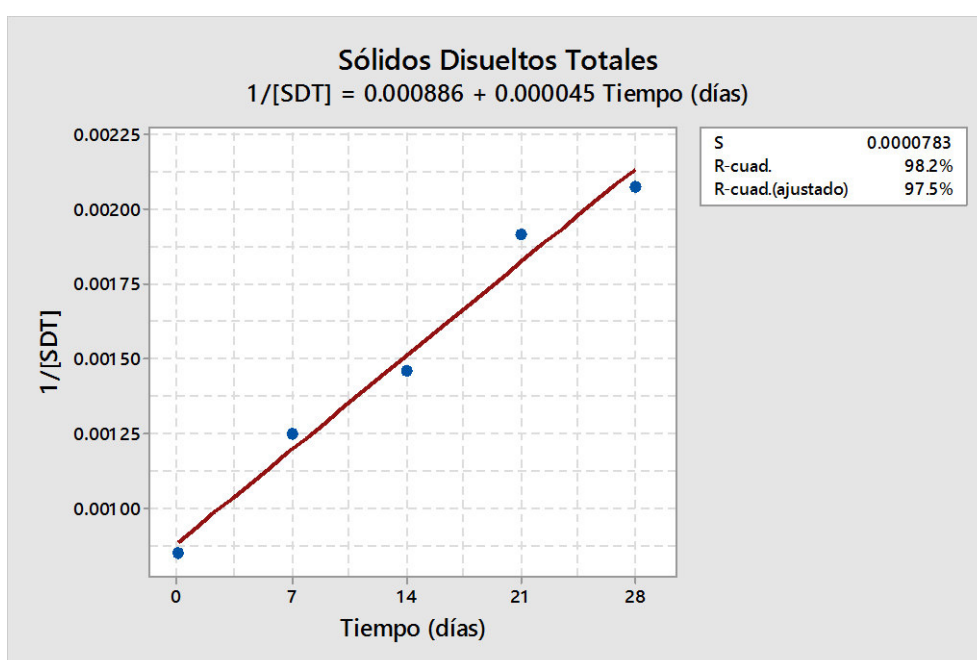


Gráfico No. 45.- Gráfica de dispersión de la concentración de $1/[SDT]$ en agua tomada del lago de ESPOL+contaminante diésel

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Con base en los gráficos No. 43, No. 44 y No. 45, es notorio que el coeficiente R^2 a elegirse para determinar el orden de la reacción es igual a 98.2% y pertenece al Gráficos No. 45 ya que demuestra que los datos se encuentran más aproximados a la curva de tendencia. La constante de

velocidad de remoción k de los SDT en el agua natural del lago de la Espol con diésel es $0.00045 \text{ días}^{-1}$ dando como resultado que la reacción es de orden 2.

4.3 ANÁLISIS DE REMOCIÓN

Para todos los resultados de los ensayos realizados se llevó a cabo una comparación con la Tabla 12 del Anexo 1 del Libro 6 del TULSMA (Texto Unificado de Legislación Secundaria del Medio Ambiente), se verificó que todas las concentraciones de los parámetros se encontraban dentro del límite permitido para descarga a un cuerpo de agua dulce. Se realizó la comparación con esta tabla debido a que el agua del lago de ESPOL simula a un lago en cualquier otra parte, lo interesante de esto es conocer los parámetros en los cuales debería estar el agua antes de llegar a los ríos por medio de agua superficial o sub-superficial.

Los resultados de remoción de contaminantes se encuentran en las tablas XXXV y XXXVI.

La fórmula empleada para determinar el porcentaje de remoción fue la siguiente:

$$\%R = \frac{\textit{Concentración Inicial} - \textit{Concentración Final}}{\textit{Concentración Inicial}} * 100\%$$

En la Tabla XXXV se puede ver que existe en su mayoría una alta remoción alcanzada de los contaminantes. El parámetro que fue mayormente removido fue el DBO₅, el cual alcanzó un porcentaje de remoción cercano al 76% durante todo el proceso.

Tabla XXXV.- Porcentajes de remoción alcanzados en el humedal piloto de agua natural de lago de Espol.

AGUA NATURAL DE LAGO DE ESPOL				
Parámetros	[Concentración inicial]	[Concentración final]	% de Remoción	Límite Permissible TULSMA
pH	7.43	7.19	3.23%	5-9
DBO₅ (mgO₂/l)	33	8	75.76%	100
DQO (mgO₂/l)	103	36	65.05%	250
P (mg/l)	0.41	0.5	---	10
N (mg/l)	3.4	2.1	38.24%	15
ST (mg/l)	1900	730	61.58%	1600
SDT (mg/l)	994	503	49.40%	---

Fuente: Elaboración propia de las autoras

La Tabla XXXVI presenta los porcentajes de remoción alcanzados por medio del proceso de tratamiento natural utilizado con agua natural del lago de Espol con contaminante diésel. El contaminante que alcanzó mayor

remoción fue el TPH con un valor cercano al 100% seguido de los Sólidos totales con un 76.15% de remoción.

Tabla XXXVI.- Porcentajes de remoción alcanzados en el humedal piloto de agua natural de lago de Espol + contaminante diésel

AGUA NATURAL DE LAGO DE ESPOL+CONTAMINANTE DIESEL				
Parámetros	[Concentración inicial]	[Concentración final]	% de Remoción	Límite Permissible TULSMA
pH	7.53	7.32	2.79%	5-9
DBO5 (mgO2/l)	33	10	69.70%	100
DQO (mgO2/l)	155	41	73.55%	250
TPH (mg/l)	130.9	0.04	99.97%	20
P (mg/l)	0.38	0.33	13.16%	10
N (mg/l)	5.6	2.5	55.36%	15
ST (mg/l)	2390	570	76.15%	1600
SDT (mg/l)	1178	481	59.17%	---

Fuente: Elaboración propia de las autoras

En un análisis general, se puede decir que los contaminantes han sido removidos en gran parte. En cuanto al pH, este no ha variado tanto su concentración, sin embargo, estos valores se encuentran dentro del rango adecuado para ser descargado a un cuerpo de agua.

Respecto al DBO₅ y al DQO, los porcentajes de remoción fueron bastante altos; esto es debido a la acción microbiana aeróbica y anaeróbica que se da en el humedal (Delgadillo, Camacho, Pérez, & Andrade, 2010).

En cuanto al Fósforo, no hubo mayor remoción ya que es poco móvil, incluso en el humedal con agua natural hubo un aumento de este parámetro. Esto puede ser ya que el medio granular al inicio de la puesta en marcha se encuentra limpio y que al poco tiempo la capacidad de absorción se haya reducido. Según García & Corzo (2008) el fosforo que se puede remover es entre un 10% a 20% de la concentración inicial.

Acerca del nitrógeno, este tuvo un porcentaje de remoción bastante aceptable. Ya que el nitrógeno es bastante móvil, este puede ser asimilado por la biomasa y por ende ya no estar presente en alta concentración en el agua; sin embargo, cuando partes de las plantas mueren y caen en el humedal, el nitrógeno puede regresar y aumentar la concentración de este parámetro. Aquí el mecanismo de remoción que se destaca es la desnitrificación por actividad microbiana.

Por parte de los sólidos totales y disueltos totales, el mecanismo de remoción es la sedimentación, se puede ver entonces que existió una buena remoción de los sólidos ya que más del 50% de éstos fue removido y por ende el proceso resultó eficiente.

Para los hidrocarburos totales del petróleo (TPH), hubo una alta remoción, cerca del 100% de este contaminante fue removido. Una de las razones puede ser que al tomar la primera muestra, la mayor cantidad de contaminante se encontraba en la superficie del agua a utilizarse, mientras que para las pruebas posteriores solo concentraciones menores fueron las que se encontraban en el humedal. Lo bueno de esto es que las plantas fueron capaces de asimilar este contaminante y así mitigar los efectos de éste para que al final del tratamiento el agua pueda regresar a un cuerpo de agua.

A pesar de que los resultados presentaron en muchas ocasiones alta dispersión, el tratamiento natural ha resultado efectivo en la remoción de contaminantes pues las concentraciones finales han sido menores que las iniciales en casi la totalidad de los casos.

4.4 COMPARACIÓN ENTRE LOS VALORES DE CONCENTRACIÓN DE CONTAMINANTES ENTRE HUMEDALES

Se puede observar en el Gráfico No. 46 que la media de la concentración de DBO en el humedal al que se le pasó agua con contaminante diésel es 20.2 mgO₂/l mientras que la del otro humedal es de

13.6 mgO₂/l, lo que indica que hubo una mayor remoción de DBO en el agua sin contaminante.

Pero cabe recalcar que en el humedal con agua sin contaminante comenzó a haber presencia de agentes externos, siendo estos, animales e insectos rondando como gatos, ciempiés, arañas, hormigas, etc. Estos aumentan el nivel de Nitrógeno en el agua. En el humedal que tenía agua con contaminante no se notó presencia de estos animales.

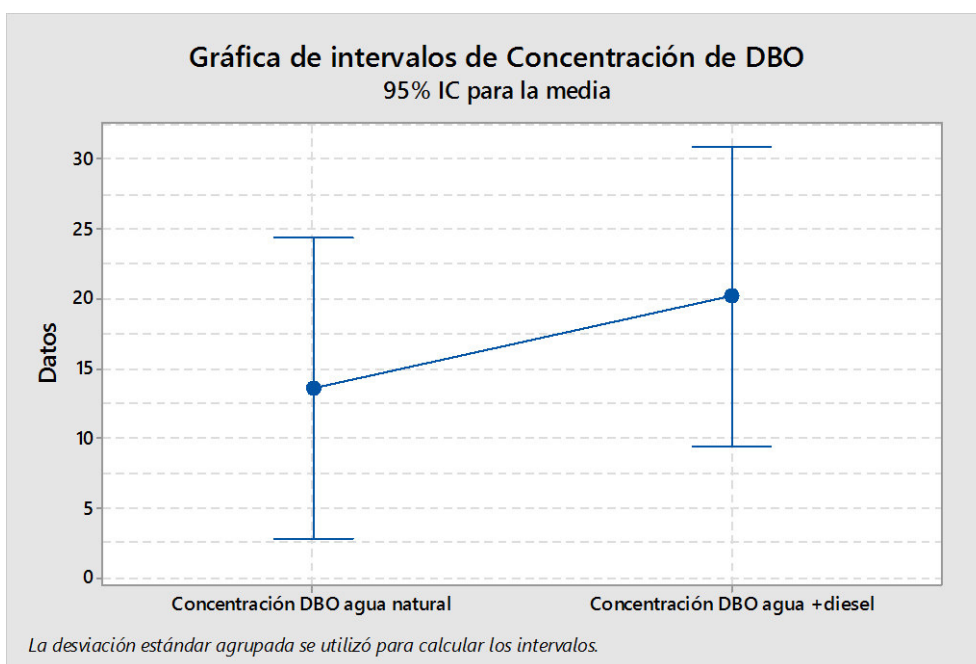


Gráfico No. 46.- Gráfica de intervalos de confianza para las medias de la concentración de DBO de cada humedal

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Para el Gráfico No. 47 se nota que la media de la concentración de DQO en el agua con contaminante es 80.4mgO₂/l, mientras que la del agua sin contaminante es 53mgO₂/l, esto indica que el valor de remoción de DQO ha sido mayor en el agua sin diésel, pero también hay que tomar en cuenta que la concentración de este parámetro en este humedal no era mucho mayor que en el otro. Tomando en cuenta que los humedales contaban con el mismo tipo de especie vegetal, el mismo flujo de agua y que su varianza radicaba en el contaminante, se puede decir que ambos humedales han cumplido bien con la función de remover DQO.

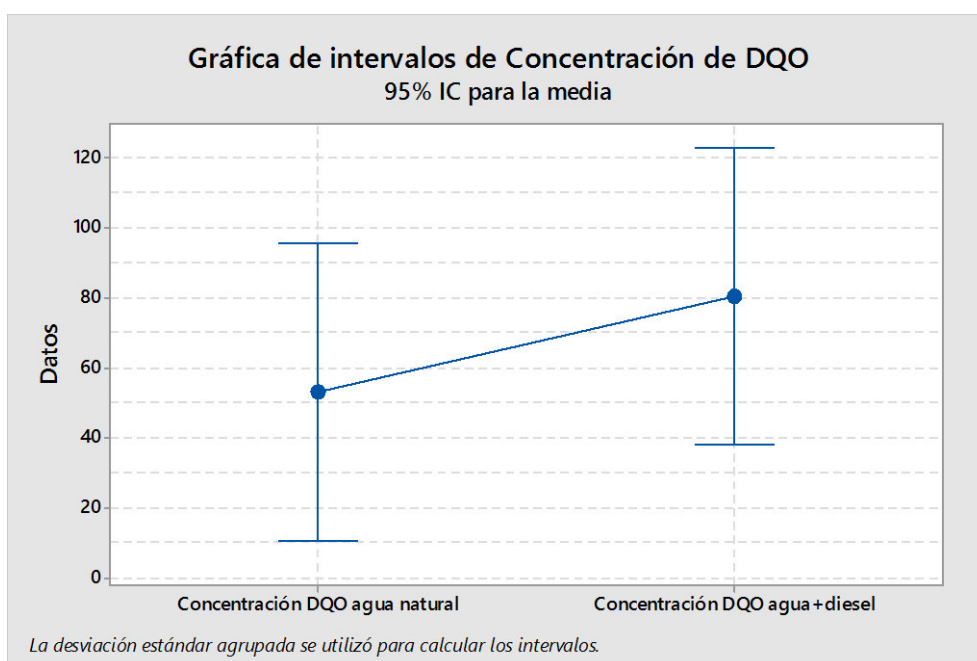


Gráfico No. 47.- Gráfica de intervalos de confianza para las medias de la concentración de DQO de cada humedal

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Con respecto al Fósforo Total, la media de la concentración en el humedal con agua con contaminante es 0.362mg/l, mientras que en el agua del otro humedal la media es de 0.412mg/l, un valor mayor que el anterior, por lo que se puede decir que hubo mayor remoción en el humedal con agua con contaminante, también se puede relacionar con la cantidad de fósforo que se tenía inicialmente en cada humedal.

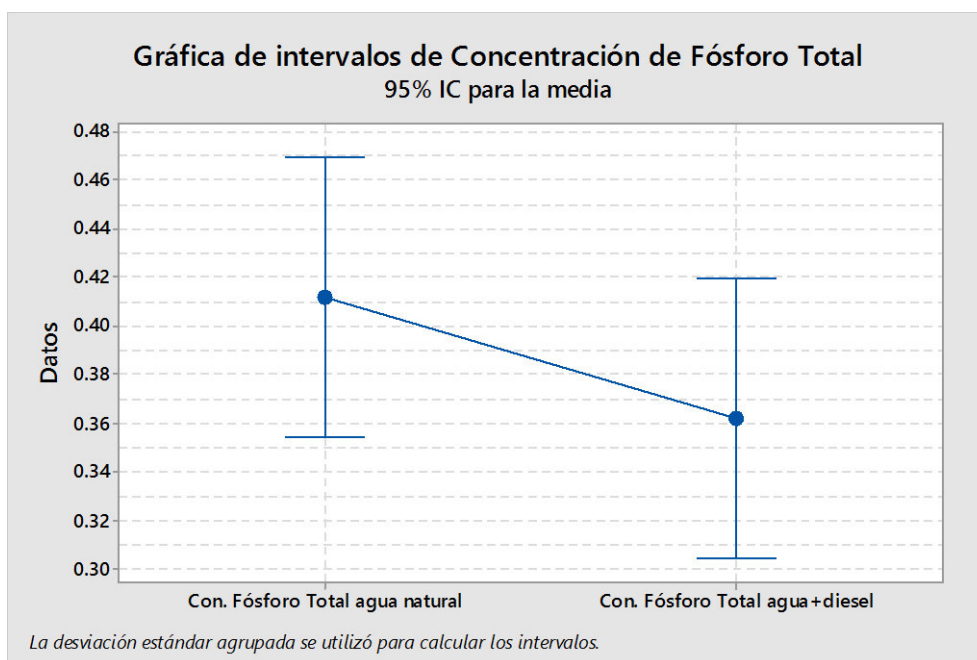


Gráfico No. 48.- Gráfica de intervalos de confianza para las medias de la concentración de Fósforo de cada humedal

Fuente: Elaboración propia de las autoras

Así mismo, para la concentración de Nitrógeno en ambos humedales, en aquel al que no se le adicionó contaminante la media de la concentración de N es 4.26mg/l, mientras que al que sí se le adicionó es de 4.98mg/l, que es un valor mayor, por lo que se puede decir hubo más remoción en el humedal con agua sin contaminante.

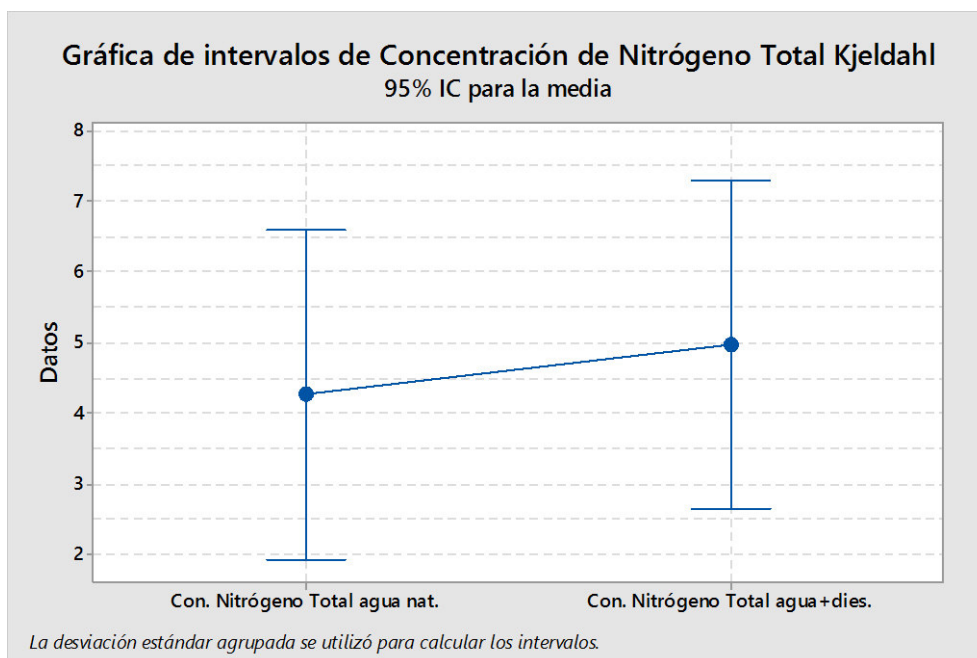


Gráfico No. 49.- Gráfica de intervalos de confianza para las medias de la concentración de Nitrógeno de cada humedal

Fuente: Elaboración propia de las autoras

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y

RECOMENDACIONES

5.1 CONCLUSIONES

1. Se logró realizar un diseño de humedales a escala. Los prototipos son fáciles de manejar y pueden ser ubicados en un área protegida.

2. Para la construcción de los humedales se diseñó la captación del agua, de tal forma que se colocaron reservorios desde los cuales se abrió el flujo de agua a cada humedal.
3. Se determinó mediante gráficos de concentraciones versus tiempo, el desarrollo de estos parámetros analizados en las muestras de agua.
4. Los parámetros que tuvieron mayor porcentaje de remoción en los dos tipos de humedales fueron el DBO₅ y el DQO seguido del TPH en el humedal con agua natural más contaminante diésel.
5. De manera general se pudo notar que al comparar con la tabla 12 del TULSMA el humedal cumplió con los límites que ésta propone para cada contaminante.
6. El tipo de planta seleccionada es apta para el tratamiento pues ofreció altos porcentajes de remoción de los contaminantes por

lo que se concluye que el proceso de tratamiento natural puede ser reproducido sin mayores inconvenientes.

5.2 RECOMENDACIONES

1. Se recomienda realizar el diseño de los prototipos de humedal tomando en cuenta los factores: ubicación, flujo de agua, lecho del humedal y especies vegetales.
2. Para el correcto funcionamiento de la especie vegetal se recomienda hacer la trasplantación un tiempo antes de que el humedal comience su funcionamiento.
3. Es recomendable elegir la especie vegetal de acuerdo al clima en que se va a encontrar y a los contaminantes que se desean remover.
4. Para la adecuación de la zona donde va a ser trasplantada la especie vegetal se necesita tener un buen porcentaje de áridos

(arena o tierra) y grava, que permitan un buen flujo de agua a través del lecho y de las raíces.

5. Se recomienda que la longitud de las raíces de las plantas sean aproximadamente igual a la profundidad del humedal, para que el proceso de remoción se dé correctamente.
6. Es recomendable hacer uso de una válvula especializada que mida de manera más exacta el caudal de entrada deseado al humedal.
7. Se recomienda seguir los parámetros e indicaciones requeridas por la norma para la toma de muestras, las cuales son necesarias para la realización de los ensayos en el laboratorio acreditado.
8. Para mejores resultados de remoción se recomienda la colocación de una malla alrededor de los humedales, de tal forma que no haya afectación por animales e insectos como

gatos, perros, ciempiés, hormigas, etc. y tampoco aumento de materia orgánica en los mismos.

9. Es recomendable colocar algún material que cubra la parte superior del humedal para prevenir infiltración de agua por lluvia; sin embargo, es recomendable debe ser un material que permita el paso de la luz solar para el correcto crecimiento de las especies vegetales en los humedales.

10. Se recomienda que al trasplantar la especie vegetal se trate de remover lo máximo posible la tierra de sembrado con la que están, de tal forma que los nutrientes que tengan en ella (Fósforo, Nitrógeno, Boro, etc.) no interfieran en los resultados de los ensayos a realizar. Esta fue una de las razones por las que hubo variaciones en los resultados de estos parámetros.

11. Es importante controlar el nivel de inundación del humedal ya que si el agua no fluye correctamente y se genera colmatación, la vida útil del humedal se puede ver afectada. Por otro lado, no se debe dejar sin provisión de agua a las raíces de las plantas.

12. Se deben realizar podas de las plantas cuando hayan cumplido su ciclo de vida, pues al morir y caer los restos sobre el humedal, éstos se descomponen generando colmatación.

ANEXOS

ANEXO 1. IMÁGENES DE LA CONSTRUCCIÓN DE LOS HUMEDALES



Prototipos de humedal construidos en acero galvanizado



Prototipos de humedal construidos en acero galvanizado



Tanques de reservorio de agua ubicados junto a los humedales



Tanques de reservorio de agua ubicados junto a los humedales



Llenado de los humedales con el material granular



Humedales llenos con el material granular (arena y grava)



Conexión de tubería al final de los humedales, lugar donde se tomaron las muestras de agua



Localización del humedal con su respectiva conexión al tanque reservorio de agua



Tanques de reservorio de agua ubicados junto a los humedales



Trasplante de las especies vegetales a los humedales



Trasplañción de las especies vegetales a los humedales



Trasplañción de las especies vegetales a los humedales



Trasplante de las especies vegetales a los humedales



Especies vegetales ya trasplantadas en los humedales

**ANEXO 2. IMÁGENES DE LA TOMA DE AGUA DEL LAGO DE ESPOL
PARA LOS RESERVORIOS**



Toma de agua del lago de ESPOL para los tanques reservorios



Toma de agua del lago de ESPOL para los tanques reservorios

ANEXO 3. IMÁGENES DE LA TOMA DE MUESTRAS DEL DÍA 0



Muestras de agua para el del día 0, dos por cada humedal



Muestras de agua para el del día 0, dos por cada humedal



Muestras de agua para el del día 0, dos por cada humedal



Muestras de agua para el del día 0, dos por cada humedal

ANEXO 4. IMÁGENES DE LA TOMA DE MUESTRAS DEL DÍA 7



Toma de muestras de agua para el del día 7, dos por cada humedal



Toma de muestras de agua para el del día 7, dos por cada humedal



Malla de protección colocada alrededor de los humedales



Muestras de agua para el día 7, dos por cada humedal



Muestras de agua para el del día 7, dos por cada humedal



Muestras de agua para el del día 7, dos por cada humedal



Muestras de agua para el del día 7, dos por cada humedal

ANEXO 5. IMÁGENES DE LA TOMA DE MUESTRAS DEL DÍA 14



Muestras de agua para el del día 14, dos por cada humedal



Muestras de agua para el día 14, dos por cada humedal



Muestras de agua para el día 14, dos por cada humedal

ANEXO 6. IMÁGENES DE LA TOMA DE MUESTRAS DEL DÍA 21



Muestras de agua para el del día 21, dos por cada humedal



Muestras de agua para el del día 21, dos por cada humedal

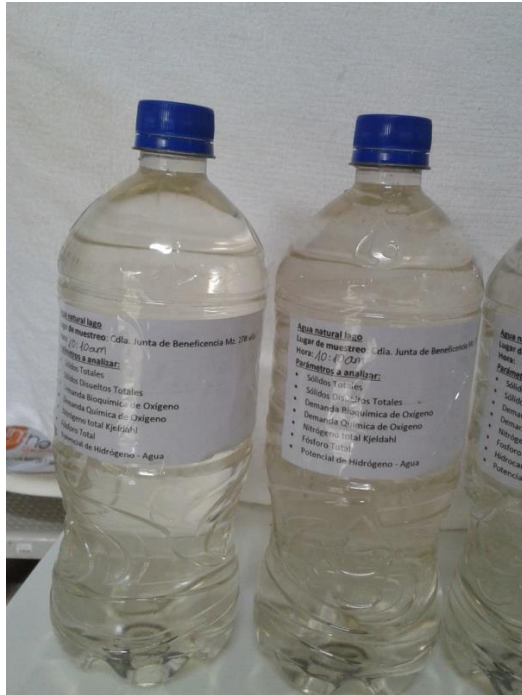


Muestras de agua para el del día 21, dos por cada humedal

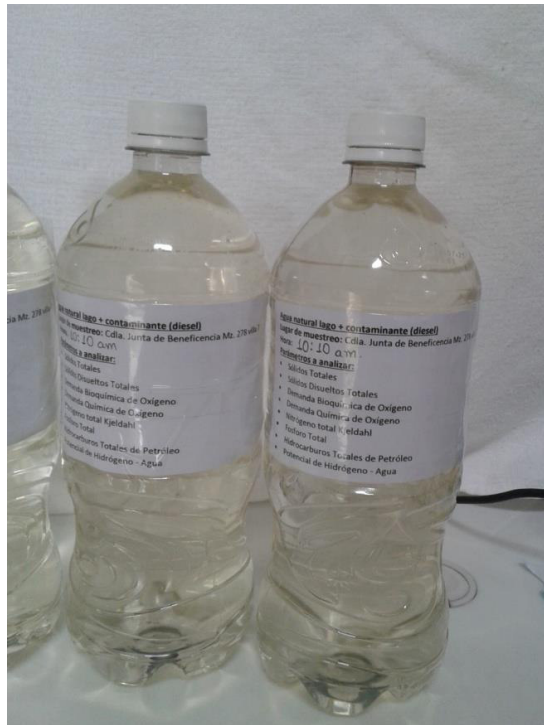
ANEXO 7. IMÁGENES DE LA TOMA DE MUESTRAS DEL DÍA 28



Muestras de agua para el del día 28, dos por cada humedal



Muestras de agua para el del día 28, dos por cada humedal



Muestras de agua para el del día 28, dos por cada humedal

**ANEXO 8. TABLA No.12 DEL TEXTO UNIFICADO DE LEGISLACIÓN
SECUNDARIA DEL MEDIO AMBIENTE**

TABLA 12. Límites de descarga a un cuerpo de agua dulce

Parámetros	Expresado como	Unidad	Límite máximo permisible
Aceites y Grasas.	Sustancias solubles en hexano	mg/l	0,3
Alkil mercurio		mg/l	No detectable
Aldehídos		mg/l	2,0
Aluminio	Al	mg/l	5,0
Arsénico total	As	mg/l	0,1
Bario	Ba	mg/l	2,0
Boro total	B	mg/l	2,0
Cadmio	Cd	mg/l	0,02
Cianuro total	CN ⁻	mg/l	0,1
Cloro Activo	Cl	mg/l	0,5
Cloroformo	Extracto carbón cloroformo ECC	mg/l	0,1
Cloruros	Cl ⁻	mg/l	1 000
Cobre	Cu	mg/l	1,0
Cobalto	Co	mg/l	0,5
Coliformes Fecales	Nmp/100 ml		⁸ Remoción > al 99,9 %
Color real	Color real	unidades de color	* Inapreciable en dilución: 1/20
Compuestos fenólicos	Fenol	mg/l	0,2
Cromo hexavalente	Cr ⁺⁶	mg/l	0,5
Demanda Bioquímica de Oxígeno (5 días)	D.B.O ₅ .	mg/l	100
Demanda Química de Oxígeno	D.Q.O.	mg/l	250
Dicloroetileno	Dicloroetileno	mg/l	1,0
Estaño	Sn	mg/l	5,0
Fluoruros	F	mg/l	5,0
Fósforo Total	P	mg/l	10
Hierro total	Fe	mg/l	10,0
Hidrocarburos Totales de Petróleo	TPH	mg/l	20,0
Manganeso total	Mn	mg/l	2,0
Materia flotante	Visibles		Ausencia
Mercurio total	Hg	mg/l	0,005
Níquel	Ni	mg/l	2,0
Nitratos + Nitritos	Expresado como Nitrógeno (N)	mg/l	10,0

Continua...

Primera parte de la tabla 12 del TULSMA

Continuación...

TABLA 12. Límites de descarga a un cuerpo de agua dulce

Parámetros	Expresado como	Unidad	Límite máximo permisible
Nitrógeno Total Kjeldahl	N	mg/l	15
Organoclorados totales	Concentración de organoclorados totales	mg/l	0,05
Organofosforados totales	Concentración de organofosforados totales.	mg/l	0,1
Plata	Ag	mg/l	0,1
Plomo	Pb	mg/l	0,2
Potencial de hidrógeno	pH		5-9
Selenio	Se	mg/l	0,1
Sólidos Sedimentables		ml/l	1,0
Sólidos Suspendidos Totales		mg/l	100
Sólidos totales		mg/l	1 600
Sulfatos	SO ₄ [*]	mg/l	1000
Sulfitos	SO ₃	mg/l	2,0
Sulfuros	S	mg/l	0,5
Temperatura	°C		< 35
Tensoactivos	Sustancias activas al azul de metileno	mg/l	0,5
Tetracloruro de carbono	Tetracloruro de carbono	mg/l	1,0
Tricloroetileno	Tricloroetileno	mg/l	1,0
Vanadio		mg/l	5,0
Zinc	Zn	mg/l	5,0

* La apreciación del color se estima sobre 10 cm de muestra diluida.

Segunda parte de la tabla 12 del TULSMA

ANEXO 9. NORMAS UTILIZADAS PARA LA TOMA Y CONSERVACIÓN DE MUESTRAS: NTE INEN 2 169:1998 Y NTE INEN 2 176:1998

Republic of Ecuador

EDICT OF GOVERNMENT

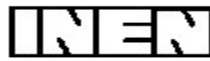
In order to promote public education and public safety, equal justice for all, a better informed citizenry, the rule of law, world trade and world peace, this legal document is hereby made available on a noncommercial basis, as it is the right of all humans to know and speak the laws that govern them.



NTE INEN 2169 (1998) (Spanish): Agua.
Calidad del agua. Muestreo. Manejo y
conservación de muestras

BLANK PAGE





INSTITUTO ECUATORIANO DE NORMALIZACIÓN

Quito - Ecuador

NORMA TÉCNICA ECUATORIANA

NTE INEN 2 169:98

AGUA. CALIDAD DEL AGUA. MUESTREO. MANEJO Y CONSERVACIÓN DE MUESTRAS.

Primera Edición

WATER. WATER QUALITY. SAMPLING. HANDLING AND MAINTENANCE OF SAMPLES.

First Edition

DESCRIPTORES: Agua, calidad, muestreo, muestras para el análisis, preservación, manejo, condiciones generales.
AL 01.06-202
CDU: 614.777.620.113
CIU: 42.420.4200
ICS: 13.060.01

Norma Técnica Ecuatoriana Voluntaria	AGUA. CALIDAD DEL AGUA. MUESTREO MANEJO Y CONSERVACIÓN DE MUESTRAS.	NTE INEN 2 169:98 1998-11
---	--	--

1. OBJETO

1.1 Esta norma establece las precauciones generales que se deben tomar para conservar y transportar muestras de agua y describe las técnicas de conservación más usadas.

2. ALCANCE

2.1 Esta norma se aplica particularmente cuando una muestra (simple o compuesta) no puede ser analizada en el sitio de muestreo y tiene que ser trasladada al laboratorio para su análisis.

3. DISPOSICIONES GENERALES

3.1 Las aguas, particularmente las aguas superficiales y sobre todo las aguas residuales, son susceptibles a cambios en diferente grado como resultado de las reacciones físicas, químicas o biológicas, las cuales tienen lugar desde el momento del muestreo y durante el análisis. La naturaleza y el rango de estas reacciones son tales que, si no se toman precauciones antes y durante el transporte, así como durante el tiempo en el cual las muestras son conservadas en el laboratorio antes del análisis, las concentraciones determinadas en el laboratorio serán diferentes a las existentes en el momento del muestreo.

3.2 Principalmente en casos de duda, se debe consultar al analista y/o al especialista que interpretará los resultados, antes de decidir sobre el método preciso de conservación y manipulación.

3.3 Las causas de variación son numerosas, algunas de ellas son las siguientes:

- a) Las bacterias, algas y otros microorganismos pueden consumir ciertos elementos presentes en la muestra; pueden modificar la naturaleza de los constituyentes para producir nuevos. Esta actividad biológica afecta, por ejemplo: al contenido de oxígeno disuelto, al dióxido de carbono, a los compuestos de nitrógeno, fósforo y algunas veces al silicio.
- b) Ciertos compuestos pueden ser oxidados por el oxígeno disuelto contenido en las muestras o por el oxígeno atmosférico, por ejemplo: compuestos orgánicos, hierro (II), sulfatos, etc.
- c) Ciertas sustancias pueden precipitar, por ejemplo: calcio, carbonatos, metales y compuestos metálicos como: hidróxido de aluminio $[Al(OH)_3]$, fosfato de magnesio $[Mg_3(PO_4)_2]$; o perderse en la fase gaseosa (por ejemplo: oxígeno, cianuro, mercurio).
- d) El pH, la conductividad, el contenido de dióxido de carbono, etc. pueden modificarse por la absorción del dióxido de carbono del aire.
- e) Los metales disueltos o en estado coloidal así como ciertos compuestos orgánicos pueden ser absorbidos o adsorbidos irreversiblemente sobre la superficie de los recipientes o por los materiales sólidos contenidos en la muestra.
- f) Los productos polimerizados pueden despolimerizarse; lo contrario los compuestos simples pueden polimerizarse.

(Continúa)

DESCRIPTORES: Agua, calidad, muestreo, muestras para el análisis, preservación, manejo, condiciones generales.

3.4 La extensión de estas reacciones está en función de la naturaleza química y biológica de la muestra, de su temperatura, su exposición a la luz, la naturaleza del recipiente en el cual se coloca, el tiempo entre el muestreo y el análisis, las condiciones a la que ha sido sometida, por ejemplo: reposo o agitación durante el transporte, etc.

3.5 Los cambios relativos a un constituyente en particular varían en grado y velocidad no solamente en función del tipo de agua, sino también en función de las condiciones ambientales.

3.6 Debe enfatizarse que estas variaciones son, muchas veces, lo suficientemente rápidas como para modificar considerablemente la muestra en varias horas. En todo caso, se deben tomar las precauciones necesarias para minimizar estas reacciones, y en el caso de la determinación de muchos parámetros realizar el análisis sin demora.

3.7 Como las variaciones en la muestra de agua se deben en gran medida a procesos biológicos, se debe escoger de entre varios métodos de conservación el que no introduzca contaminación inaceptable.

3.8 El tiempo durante el cual la muestra conservada está almacenada antes del análisis puede variar.

3.9 Como una guía puede decirse que los métodos de conservación son menos efectivos en las aguas residuales crudas que en las aguas residuales purificadas (efluentes de las plantas de tratamiento biológico). También se ha observado que el comportamiento de varias muestras de aguas residuales durante el almacenamiento es diferente, dependiendo de si las muestras han sido tomadas de plantas de tratamiento de aguas residuales municipales o industriales.

3.10 Por otro lado, las aguas superficiales y las aguas subterráneas, pueden almacenarse con mayor efectividad. En el caso de aguas potables, el problema del almacenamiento se resuelve más fácilmente debido a que son menos susceptibles a reacciones biológicas o químicas.

3.11 Dependiendo de estas variaciones que afectan las muestras de agua, puede ser necesario, para ciertas determinaciones, tomar muestras individuales en vez de colectivas y analizarlas inmediatamente en el lugar del muestreo. Debe recordarse que el almacenamiento de muestras por períodos largos sólo es posible para la determinación de un número limitado de parámetros.

3.12 Pese a las numerosas investigaciones que han sido realizadas con el objeto de recomendar métodos los cuales hagan posible guardar las muestras de agua sin modificaciones en su composición, es imposible dar reglas absolutas, que cubran todos los casos y situaciones y que no presenten excepciones.

3.13 En todos los casos, el método de almacenaje, debe ser compatible con las técnicas analíticas que serán usadas.

3.14 Como se ha establecido en los párrafos anteriores es imposible dar reglas absolutas para la conservación, por lo que se deben considerar las siguientes recomendaciones:

3.14.1 La duración de la conservación, la naturaleza del recipiente y la eficacia de los procesos de conservación, no dependen, solamente de los elementos y de los niveles a ser analizados, sino también de la naturaleza de la muestra. Las tablas por lo tanto se deben considerar como una guía.

3.14.2 No debe existir una diferencia significativa entre los resultados de una determinación realizada inmediatamente y los resultados obtenidos luego de la conservación; cada analista debe por lo tanto verificar el método particular de análisis que intenta usar, y si las sugerencias de las tablas son adecuadas para la muestra que él está procesando.

(Continúa)

3.14.2.1 La tabla 1 es una guía general para la conservación de muestras. La naturaleza de las aguas naturales y de las aguas residuales necesitan, antes del análisis, un tratamiento de acuerdo a lo establecido en ésta tabla.

3.14.2.2 La tabla 2 da una guía de los parámetros que se pueden analizar utilizando un mismo método de conservación o preservación. Los parámetros no enlistados en ésta tabla, normalmente no se conservan o preservan utilizando estos métodos.

3.14.2.3 La tabla 3 indica los métodos adecuados para la conservación de las muestras destinadas al análisis microbiológico.

3.14.2.4 La tabla 4 proporciona métodos adecuados para la preservación de los grupos de vegetales y animales más estudiados. Los parámetros biológicos a ser determinados son numerosos y varias veces varían de una especie biológica a otra. Por ésta razón es imposible detallar una lista completa de todas las precauciones que se deben tomar para preservar la muestra.

3.14.2.5 La tabla 5 indica los métodos adecuados para la preservación de las muestras destinadas al análisis de radio químicos.

3.14.3 Esta norma indica los métodos de análisis a ser ejecutados, y cuando es posible los métodos de preservación recomendados para ese análisis.

3.14.4 Además, dado que puede existir incompatibilidad entre el análisis a ser realizado y los varios tipos de preservantes y recipientes posibles, es necesario tomar varias muestras de la misma agua y tratar, a cada una de ellas, en relación al análisis para el cual fueron tomadas. La elección del procedimiento de preservación debe estar sujeto a la consulta con el analista.

4. MANEJO Y CONSERVACIÓN

4.1 El uso de recipientes apropiados

4.1.1 Es muy importante escoger y preparar los recipientes.

4.1.2 El recipiente que va a contener la muestra, y la tapa, no deben:

- a) ser causa de contaminación (por ejemplo: recipientes de vidrio borosilicato o los de sodio-cal, pueden incrementar el contenido de silicio y sodio);
- b) absorber o adsorber los constituyentes a ser determinados (por ejemplo: los hidrocarburos pueden ser absorbidos en un recipiente de polietileno; trazas de los metales pueden ser adsorbidas sobre la superficie de los recipientes de vidrio, lo cual se previene acidificando las muestras);
- c) reaccionar con ciertos constituyentes de la muestra (por ejemplo: los fluoruros reaccionan con el vidrio).

4.1.3 El uso de recipientes opacos o de vidrio ámbar puede reducir las actividades fotosensitivas considerablemente.

4.1.4 Es preferible reservar un juego de recipientes para las determinaciones especiales de forma que se reduzcan al mínimo los riesgos de contaminación cruzada.

(Continúa)

4.1.5 Las precauciones son necesarias en cualquier caso, para prevenir que los recipientes que anteriormente hayan estado en contacto con muestras de alta concentración de algún elemento, contaminen posteriormente muestras de baja concentración. Los recipientes desechables son adecuados, si son económicos para prevenir este tipo de contaminación pero no se recomiendan para determinaciones de parámetros especiales como los de pesticidas organoclorados.

4.1.6 Las muestras blanco de agua destilada deben tomarse, conservarse y analizarse como un control de la elección del recipiente y del proceso de lavado.

4.1.7 Cuando las muestras son sólidas o semisólidas, se deben usar jarras o botellas de boca ancha.

4.2 Preparación de recipientes

4.2.1 Recipientes de muestras para análisis químicos

4.2.1.1 Para el análisis de trazas de constituyentes químicos, de agua superficial o residual, es necesario lavar los recipientes nuevos con el fin de minimizar la contaminación de la muestra; el tipo de limpiador usado y el material del recipiente varían de acuerdo a los constituyentes a ser analizados.

4.2.1.2 El recipiente nuevo de vidrio, se debe lavar con agua y detergente para retirar el polvo y los residuos del material de empaque, seguido de un enjuague con agua destilada o desionizada.

4.2.1.3 Para el análisis de trazas, los recipientes se deben llenar con una solución 1 mol/l de ácido clorhídrico o de ácido nítrico y dejarlos en contacto por un día, luego enjuagar completamente con agua destilada o desionizada.

4.2.1.4 Para la determinación de fosfatos, sílice, boro y agentes surfactantes no se deben usar detergentes en la limpieza de los recipientes.

4.2.1.5 Para el análisis de trazas de materia orgánica puede ser necesario un pretratamiento especial de las botellas (ver 4.2.2).

4.2.2 Recipientes de muestras para determinación de pesticidas, herbicidas y sus residuos.

4.2.2.1 Se deben usar recipientes de vidrio (preferiblemente ámbar), debido a que los plásticos, excepto el politetrafluoroetileno (PTFE), pueden introducir interferencias que son significativas en el análisis de trazas.

4.2.2.2 Todos los recipientes, se deben lavar con agua y detergente, seguido de un enjuague con agua destilada o desionizada, secados en estufa a 105 °C por 2 h y enfriados antes de enjuagarlos con el disolvente de extracción que se usará en el análisis. Finalmente se deben secar con una corriente de aire purificado o de nitrógeno.

4.2.2.3 A los recipientes que han sido usados anteriormente, se debe realizar una extracción con acetona por 12 h seguido de un enjuague con hexano y de un secado como el descrito en el párrafo anterior.

4.2.3 Recipientes de muestras para análisis microbiológico.

4.2.3.1 Deben ser aptos para resistir la temperatura de esterilización de 175 °C durante 1 h y no deben producir o realizar cambios químicos a esta temperatura que inhiban la actividad biológica; inducir la mortalidad o incentivar el crecimiento.

4.2.3.2 Cuando se usa la esterilización a bajas temperaturas (por ejemplo: esterilización con vapor) se pueden usar recipientes de policarbonato y de polipropileno resistente al calor. Las tapas y otros sistemas de cierre deben ser resistentes a la misma temperatura de esterilización.

(Continúa)

4.2.3.3 Los recipientes deben estar libres de ácidos, álcalis y compuestos tóxicos. Los recipientes de vidrio se deben lavar con agua y detergente seguido de un enjuague con agua destilada; luego deben ser enjuagados con ácido nítrico (HNO_3) 10% (v/v), seguido de un enjuague con agua destilada para remover cualquier residuo de metales pesados o de cromatos.

4.2.3.4 Si las muestras contienen cloro, se debe adicionar tiosulfato de sodio ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$) antes de la esterilización de los recipientes (ver tabla 3). Con esto se elimina la inactivación de las bacterias debida al cloro.

4.3 Llenado del recipiente

4.3.1 En muestras que se van a utilizar para la determinación de parámetros físicos y químicos, llenar los frascos completamente y taparlos de tal forma que no exista aire sobre la muestra. Esto limita la interacción de la fase gaseosa y la agitación durante el transporte (así se evita la modificación del contenido de dióxido de carbono y la variación en el valor del pH, los bicarbonatos no se conviertan a la forma de carbonatos precipitables; el hierro tiende a oxidarse menos, limitando las variaciones de color, etc.).

4.3.2 En las muestras que se van a utilizar en el análisis microbiológico, los recipientes, no deben llenarse completamente de modo que se deje un espacio de aire después de colocar la tapa. Esto permitirá mezclar la muestra antes del análisis y evitar una contaminación accidental.

4.3.3 Los recipientes cuyas muestras se van a congelar como método de conservación, no se deben llenar completamente (ver 4.4).

4.4 Refrigeración y congelación de las muestras

4.4.1 Las muestras se deben guardar a temperaturas más bajas que la temperatura a la cual se recolectó. Los recipientes se deben llenar casi pero no completamente.

4.4.2 La refrigeración o congelación de las muestras es efectiva si se la realiza inmediatamente luego de la recolección de la muestra. Se debe usar, cajas térmicas o refrigeradores de campo desde el lugar del muestreo.

4.4.3 El simple enfriamiento (en baño de hielo o en refrigerador a temperaturas entre 2°C y 5°C) y el almacenamiento en un lugar oscuro, en muchos casos, es suficiente para conservar la muestra durante su traslado al laboratorio y por un corto período de tiempo antes del análisis. El enfriamiento no se debe considerar como un método de almacenamiento para largo tiempo, especialmente en el caso de las aguas residuales domésticas y de las aguas residuales industriales (ver tabla 1).

4.4.4 El congelamiento (-20°C) permite un incremento en el período de almacenamiento, sin embargo, es necesario un control del proceso de congelación y descongelación a fin de retornar a la muestra a su estado de equilibrio inicial luego del descongelamiento. En este caso, se recomienda el uso de recipientes de plástico (cloruro de polivinilo). Los recipientes de vidrio no son adecuados para el congelamiento. *Las muestras para análisis microbiológico no se deben congelar.*

4.5 Filtración y centrifugación de muestras

4.5.1 La materia en suspensión, los sedimentos, las algas y otros microorganismos deben ser removidos en el momento de tomar la muestra o inmediatamente después por filtración a través de papel filtro, membrana filtrante o por centrifugación. La filtración no es aplicable si el filtro es capaz de retener unos o más de los componentes a ser analizados. También es necesario que el filtro no sea causa de contaminación y que sea cuidadosamente lavado antes del uso, pero de manera compatible con el método final de análisis.

(Continúa)

4.5.2 El análisis puede involucrar la separación de las formas solubles o insolubles por filtración (por ejemplo: de un metal).

4.5.3 Las membranas se deben usar con cuidado ya que varios metales pesados y materia orgánica pueden ser adsorbidos en la superficie de la membrana, y los compuestos solubles de la membrana pueden ser extraídos por la muestra.

4.6 Adición de preservantes

4.6.1 Ciertos constituyentes físicos o químicos se estabilizan por la adición de compuestos químicos, directamente a la muestra luego de recolectada, o adicionando al recipiente cuando aún está vacío. Los compuestos químicos así como sus concentraciones son muy variados. Los compuestos químicos de más uso son:

- a) ácidos,
- b) soluciones básicas,
- c) biácidos y
- d) reactivos especiales, necesarios para la conservación específica de ciertos elementos (por ejemplo: para la determinación de oxígeno, cianuros totales y sulfitos se requiere de la fijación para los mismos en la muestra inmediatamente en el sitio de la recolección, ver tabla 1).

4.6.1.1 Precaución - Se debe evitar el uso de cloruro de mercurio (II) (HgCl_2) y de acetato-fenil mercurio (II) ($\text{CH}_3\text{CO}_2\text{HgC}_6\text{H}_5$).

4.6.2 Se debe recordar que ciertos preservantes (por ejemplo: los ácidos, el cloroformo) se deben usar con precaución, por el peligro que involucra su manejo. Los operadores deben ser advertidos de esos peligros y de las formas de protección.

4.6.3 Los preservantes usados no deben interferir en la determinación; en casos de duda se aconseja realizar una prueba para comprobar su compatibilidad. Cualquier dilución de la muestra por la adición de preservantes se debe tomar en cuenta durante el análisis y el cálculo de resultados.

4.6.4 Es preferible realizar la adición de preservantes usando soluciones concentradas de tal forma que sean necesarios volúmenes pequeños; esto permite que la dilución de las muestras por estas adiciones no sean tomadas en cuenta en la mayoría de los casos.

4.6.5 La adición de estos agentes, puede modificar también la naturaleza física o química de los elementos, por lo tanto es importante que esas modificaciones no sean incompatibles con los objetivos de la determinación, (por ejemplo: la acidificación puede solubilizar a los compuestos coloidales o a los sólidos, por esto, se debe usar con cuidado si la finalidad de las mediciones es la determinación de los elementos disueltos. Si el objeto del análisis es la determinación de la toxicidad para los animales acuáticos, se debe evitar la solubilización de ciertos elementos, particularmente de metales pesados que son tóxicos en su forma iónica. Las muestras deben ser analizadas lo más pronto posible).

4.6.6 Realizar un ensayo del blanco, cuando se determinan trazas de elementos, para evaluar la posible introducción de estos elementos en la adición de los preservantes; (por ejemplo: los ácidos pueden introducir cantidades significativas de mercurio, arsénico y plomo). En este caso se deben usar los mismos preservantes empleados en la muestra para preparar el ensayo del blanco.

4.7 Identificación de las muestras

4.7.1 Los recipientes que contienen las muestras deben estar marcados de una manera clara y permanente, que en el laboratorio permita la identificación sin error.

(Continúa)

4.7.2 Anotar, en el momento del muestreo todos los detalles que ayuden a una correcta interpretación de los resultados (fecha y hora del muestreo, nombre de la persona que muestreó, naturaleza y cantidad de los preservantes adicionados, tipo de análisis a realizarse, etc.).

4.7.3 Las muestras especiales con material anómalo, deben ser marcadas claramente y acompañadas de la descripción de la anomalía observada. Las muestras que contienen material peligroso o potencialmente peligroso, por ejemplo ácidos, deben identificarse claramente como tales.

4.8 Transporte de las muestras

4.8.1 Los recipientes que contienen las muestras deben ser protegidos y sellados de manera que no se deterioren o se pierda cualquier parte de ellos durante el transporte.

4.8.2 El empaque debe proteger los recipientes de la posible contaminación externa y de la rotura, especialmente de la cercana al cuello y no deben ser causa de contaminación.

4.8.3 Durante la transportación, las muestras deben guardarse en ambiente fresco y protegidas de la luz; de ser posible cada muestra debe colocarse en un recipiente individual impermeable.

4.8.4 Si el tiempo de viaje excede al tiempo máximo de preservación recomendado antes del análisis, estas muestras deben reportar el tiempo transcurrido entre el muestreo y el análisis; y su resultado analítico debe ser interpretado por un especialista.

4.9 Recepción de las muestras en el laboratorio

4.9.1 Al arribo al laboratorio, las muestras deben, si su análisis no es posible inmediatamente, ser conservadas bajo condiciones que eviten cualquier contaminación externa y que prevengan cambios en su contenido.

4.9.2 Es recomendable para este propósito el uso de refrigeradoras o de lugares fríos y oscuros.

4.9.3 En todos los casos y especialmente cuando se requiera establecer la cadena de custodia es necesario verificar el número recibido, contra el registro del número de recipientes enviados por cada muestra.

(Continúa)

TABLA 1 - Técnicas generales para la conservación de muestras - análisis físico-químico.

Parámetros	Tipo de recipiente P = plástico V = vidrio VB = vidrio borosilicatado	Técnicas de Conservación	Lugar del Análisis	Tiempo máximo de conservación recomendado antes del análisis. (Si no se especifica el período, es que no es importante. "1 mes" indica que se conserva sin dificultad)	Recomendaciones	Método de Ensayo NTE INEN
Acidez y alcalinidad	P o V	Refrigerar entre 2°C y 5°C	Laboratorio	24 h	De preferencia analizar en el punto de muestreo (especialmente para muestras con altos contenidos de gases disueltos)	
Aluminio disuelto ¹⁾	P	Filtración en el lugar del muestreo y acidificación del filtrado a pH < 2	Laboratorio	1 mes	El aluminio disuelto ¹⁾ y el adherido a la materia en suspensión se pueden determinar en la misma muestra.	
total		Acidificación a pH < 2	Laboratorio	1 mes		
Amonio, libre e ionizado	P o V	Acidificar a pH < 2 con H ₂ SO ₄ , refrigerar entre 2°C y 5°C	Laboratorio	24 h		
		Refrigerar entre 2°C y 5°C	Laboratorio	6 h		
AOX Haluros orgánicos absorbibles	V	Acidificar a pH < 2 con ácido nítrico, refrigerar entre 2°C y 5°C, guardar en la obscuridad	Laboratorio	3 días	Analizar tan pronto sea posible. Referir a Normas Internacionales para detalles relevantes para tipos especiales de agua.	
Arsénico	P o V	Acidificar a pH < 2	Laboratorio	1 mes	El HCl se emplea, si el método de análisis es de la técnica de hidruro.	980
Bario	P o VB		Ver	Aluminio	No usar H ₂ SO ₄	
DBO (demanda bioquímica de oxígeno)	P o V (es preferible vidrio para concentraciones bajas de DBO)	Refrigerar entre 2°C y 5°C, guardar en la obscuridad	Laboratorio	24 h		
Boro y boratos	P		Laboratorio	1 mes		
Bromuros y sus compuesto	P o V	Refrigerar entre 2°C y 5°C	Laboratorio	24 h	Las muestras se deben proteger de la luz directa del sol	
Cadmio	P o VB		Ver	Aluminio		982
Calcio	P o V	--	Laboratorio	24 h	Hasta 48 h es posible, pero extremando las precauciones para muestras con una conductividad mayor a 70 mS/m.	1107
		Acidificar a pH < 2	Laboratorio	1 mes	La acidificación (no con H ₂ SO ₄), permite la determinación en la misma muestra de calcio y de otros metales.	
Dióxido de carbono	P o V	--	En el sitio	--		

1) Disuelto: implican a los que pasan a través de un filtro de 0,45 µm de diámetro de poro.

(Continúa)

(Continuación tabla 1)

Carbono orgánico	V	Acidificar a pH < 2 con H ₂ SO ₄ , refrigerar a 2°C y 5°C, guardar en la oscuridad	Laboratorio	1 semana	La técnica de conservación depende del método de análisis usado. El análisis se debe realizar lo más pronto posible.	
	P	Congelar a -20°C	Laboratorio	1 mes	El congelamiento a -20°C se usa en ciertos casos.	
Cloruros	P o V	--	Laboratorio	1 mes		976
Cloro residual	P o V	--	En el sitio	--	Transportar en oscuridad. Realizar el análisis lo antes posible.	977
Clorofila	P o V	Refrigerar a 4°C	Laboratorio	24 h	Transportar en oscuridad.	
		Luego de filtrar refrigerar el residuo.	Laboratorio	1 mes		
Cromo (VI)	P o VB	Refrigerar entre 2°C y 5°C	Laboratorio	24 h		983
Cromo total	P o VB	Ver Aluminio				
Cobalto	P o VB	Ver Aluminio				
DQO (demanda química de oxígeno)	P o V (preferible vidrio para contenidos bajos de DQO)	Acidificar a pH < 2 con H ₂ SO ₄ , refrigerar entre 2°C y 5°C, guardar en la oscuridad.	Laboratorio	5 días		
	P	Congelar a -20 °C	Laboratorio	1 mes		
Color	P o V	--	En el sitio	--		970
		Refrigerar entre 2°C y 5°C y guardar en la oscuridad	Laboratorio	24 h		
Conductividad	P o V	Refrigerar entre 2°C y 5°C	Laboratorio	24 h	El análisis de preferencia realizarlo en el sitio	
Cobre	P o VB	Ver Aluminio				984
Cianuro, liberado fácilmente	P	la técnica de conservación de	de	conservación de	depende del método de análisis usado	
Cianuro total	P	la técnica de conservación de	de	conservación de	depende del método de análisis usado	
Detergentes		Ver Surfactantes				
Residuo seco		Ver Residuo Total				972
Fuoruros	P pero no PTFE	--	Laboratorio	1 mes		985
Grasas, aceites, hidrocarburos	Vidrio lavado con el solvente usado en la extracción.	Cuando sea posible extraer en el sitio y refrigerar entre 2°C y 5°C	Laboratorio	24 h	Se recomienda adicionar el agente de extracción inmediatamente luego de recoger la muestra; o realizar la extracción en el sitio (seguir las regulaciones locales sobre seguridad).	
Metales pesados (excepto mercurio)	P o VB	Ver Aluminio				
Hidrazina	V	Acidificar con HCl (100 cm ³ por litro de muestra) y guardar en oscuridad.	Laboratorio	24 h		
Hidrocarburos		Ver Grasas				
Hidrogen-carbonatos		Ver Alcalinidad				

(Continúa)

(Continuación tabla 1)

Ioduros	Vidrio	Refrigerar entre 2°C y 5°C	Laboratorio	24 h	Las muestras se deben proteger de la luz directa del sol	
		Alcalinizar a pH 11	Laboratorio	1 mes		
Hierro (II)	P o VB	Acidificar a pH < 2 con HCl, y eliminar el oxígeno atmosférico	En el sitio o en el laboratorio	24 h		
Hierro total	P o VB		Ver	Aluminio		979
Nitrógeno Kjeldahl	P o VB	Acidificar a pH < 2 con H ₂ SO ₄ , refrigerar entre 2 °C y 5°C y guardar en la oscuridad	Laboratorio	24 h	No acidificar si el nitrógeno libre va a ser determinado en la misma muestra.	1 204
Plomo	P o VB		Ver	Aluminio	No usar H ₂ SO ₄	1 102
Litio	P	--	Laboratorio	1 mes		
		Acidificar a pH < 2	Laboratorio	1 mes	La acidificación permite la determinación del litio en la misma muestra como la de otros metales	
Magnesio	P o VB		Ver	Calcio		1 103
Manganeso	P o VB		Ver	Aluminio		1 104
Mercurio Total	VB	Acidificar a pH < 2 con HNO ₃ y adición de K ₂ Cr ₂ O ₇ [0,05 % (m/m) de concentración final]	Laboratorio	1 mes	Poner especial cuidado para asegurar que los recipientes porta muestra estén libres de contaminación.	
Níquel	P o VB		Ver	Aluminio		
Nitrato	P o V	Acidificar a pH < 2 o refrigerar entre 2°C y 5°C	Laboratorio	24 h		975 995
		En el lugar filtrar en membrana filtrante de poro 0,45 µm y refrigerar entre 2°C y 5°C	Laboratorio	48 h	Para aguas de pozo o superficiales	
Nitrito	P o V	Refrigerar entre 2°C y 5°C	Laboratorio	24 h		
Olor	V	Refrigerar entre 2°C y 5°C	Laboratorio (para el análisis cuantitativo)	6 h	El análisis se debe realizar en el lugar lo más pronto posible (análisis cualitativo)	
Cloruro orgánico			Ver	AOX Orgánicos absorbibles)		
Ortofosfatos total	P o V	Refrigerar entre 2°C y 5°C	Laboratorio	24 h	El análisis debe realizarse lo más pronto posible.	
Ortofosfatos disueltos	P o V	Filtrar la muestra en el lugar al momento del muestreo. Refrigerar entre 2°C y 5°C	Laboratorio	24 h	El análisis debe realizarse lo más pronto posible.	
Oxígeno	P o V	--	En el sitio	--		1 106
	V	Fijar el oxígeno en el sitio y guardar en la oscuridad	Laboratorio	4 días a lo mucho	Fijar el oxígeno de acuerdo con el método de análisis usado	
Ozono	--	--	En el sitio	--		

(Continúa)

(Continuación tabla 1)

Índice de permanganato	V	Acidificar a pH 2 con H ₂ SO ₄ , refrigerar entre 2°C y 5°C guardar en obscuridad	Laboratorio	2 días	Analizar tan pronto sea posible; acidificar de acuerdo con el fundamento del método puede ser una técnica de preservación ventajosa.	
	P	Congelar a -20°C	Laboratorio	1 mes		
Pesticidas órganoclorados	V (lavado con solvente)	Refrigerar entre 2°C y 5°C, guardar en obscuridad	Laboratorio	24 h	Se recomienda, inmediatamente luego de muestrear, adicionar el solvente a usarse en el método de análisis o realizar la extracción en el sitio.	
Pesticidas órganofosforados	V (lavado con solvente)	Refrigerar entre 2°C y 5°C, guardar en obscuridad	Laboratorio	24 h	La extracción se realiza tan pronto sea posible luego del muestreo, preferiblemente antes de las 24 h.	
Petróleo y sus derivados	Ver grasa aceites e hidrocarburos					
pH	P o V	--	En el sitio		El análisis se debe realizar tan pronto sea posible y de preferencia inmediatamente en el sitio del muestreo.	973
		Transportar a temperatura más baja que la inicial	Laboratorio	6 h		
Índice de Fenol	VB	Inhibir la oxidación bioquímica con CuSO ₄ y acidificar con H ₃ PO ₄ a pH < 2	Laboratorio	24 h	La técnica de preservación dependerá del método de análisis a usarse.	
Fenoles	VB	Refrigerar entre 2°C y 5°C guardar en la obscuridad	Laboratorio	24 h	La extracción se debe realizar lo antes posible.	
Fósforo disuelto	VB o V	Refrigerar entre 2°C y 5°C. Filtrar inmediatamente en el sitio, de ser necesario	Laboratorio	24 h	Se recomienda el uso de recipientes de vidrio iodizado, cuando las concentraciones son bajas; (una botella puede ser iodizada colocando unos pocos cristales de yoduro dentro del recipiente, sellar y calentar a 60 °C por 8h). Se debe anotar que el yoduro puede lixiviar dentro de la muestra por lo tanto interferir con el análisis. Se recomienda consultar con el analista para utilizar la mejor técnica de conservación.	
Fósforo Total	VB o V	Refrigerar entre 2°C y 5°C	Laboratorio	24 h	Ver arriba	
		Acidificar a pH < 2 con H ₂ SO ₄	Laboratorio	1 mes	Ver arriba	
Potasio	Ver Litio					
Selenio	V o VB	Acidificar a pH < 1, excepción si están presentes selenuros; si estos están presentes alcalinizar a pH > 11 con NaOH	Laboratorio	1 mes		
Silicatos disueltos	P	Filtración, en el sitio del muestreo acidificar a pH < 2 con H ₂ SO ₄ y refrigerar entre 2°C y 5°C	Laboratorio	24 h		
Silicatos totales	P	Ver arriba	Laboratorio	24 h		

(Continúa)

(Continuación tabla 1)

Plata	P o VB	Ver	Aluminio	No usar HCl, algunas formas de la plata necesitan la adición de cianuro para estabilizar.		
Sodio		Ver	Litio			
Sulfatos	P o V	Refrigerar entre 2°C y 5°C	Laboratorio	1 semana	En muestras de deshecho, considerar que se pueden formar sulfuros; por lo tanto adicionar peróxido de hidrógeno. Para muestras con un alto DBO (> 200 mg/l), considerando el peligro de eliminación del sulfuro, se debe adicionar ácido clorhídrico en lugar de peróxido de hidrógeno.	978
Sulfuros (fácilmente liberados)	P o V	Fijar las muestras inmediatamente por alcalinización con carbonato de sodio seguido de la adición de 4 gotas de acetato de zinc 2N por cada 100 cm ³ de muestra.	Laboratorio	24 h	Estabilizar de acuerdo a los procedimientos de las Normas Internacionales.	
Sulfuros	P o V	Igual que para sulfuros fácilmente liberados, llenar completamente el recipiente. Cuando se determine sulfuros totales alcalinizar la muestra con hidróxido de sodio a pH > 9	Laboratorio	--	Analizar tan pronto sea posible. Estabilizar de acuerdo a los procedimientos de las Normas Internacionales.	
Sulfitos	P o V	Fijar en el sitio con adición de 1 cm ³ de EDTA 2.5% (m/m) por 100 cm ³ de muestra	Laboratorio	48 h		
Surfactantes cationicos	V	Refrigerar entre 2°C y 5°C	Laboratorio	48 h	Lave el recipiente de vidrio como se describe en ISO 7875-1 y 7875-2. Analizar las muestras tan pronto sea posible. Para prevenir la adsorción en las paredes del recipiente, adicionar en el sitio del muestreo 5 mg/l de un surfactante lineal alquiletoxilato no iónico.	
Surfactantes aniónicos	V	Acidificar a pH < 2 con H ₂ SO ₄ y refrigerar entre 2°C y 5°C	Laboratorio	48 h	Lavar los recipientes de vidrio como se describe en ISO 7875-1 y analizar lo más pronto posible.	
Surfactantes no iónicos	V	Adicionar formaldehído al 40% (v/v), hasta tener una solución al 1% (V/V); refrigerar entre 2°C y 5°C, asegurarse que el recipiente está completamente lleno	Laboratorio	1 mes	Lavar los recipientes de vidrio como se describe en ISO 7875-2 y analizar lo más pronto posible.	
Sólidos en suspensión y sedimentables	P o V	--	Laboratorio	24 h	El análisis se debe realizar lo más pronto posible y de preferencia en el sitio.	

(Continúa)

(Continuación tabla 1)

Estaño	P o VB	Ver Aluminio			No usar HNO ₃ . Si están presentes compuestos órgano estañosos usar ácido acético para la preservación del estaño total, si se especifica congelar y analizar lo más pronto posible	
Dureza total	P o VB	ver calcio				974
Sólidos totales (extracto seco)	P o V	Refrigerar entre 2°C y 5°C	Laboratorio	24 h		
Turbidez	P o V	--	Laboratorio	24 h	El análisis realizar de preferencia en el sitio del muestreo	971
Uranio	P o VB	Ver Aluminio				
Zinc	P o VB	Ver Aluminio				981

TABLA 2 - Distribución de los parámetros de análisis según el tipo de preservación y conservación usado (anexo a la tabla 1)

Preservación por	Recomendado para	No recomendado para
Alcalinización a pH > 11	Ioduros	La mayoría de los compuestos orgánicos, metales pesados en estados de oxidación menor. Algunos metales que forman aniones solubles a estados de oxidación altos (dependiendo del anión presente consultar las tablas de solubilidad) Amoníaco/amonio Aminas y amidas Fósforo total Hidrazina Hidroxilamina
Acidificación a pH < 2	Metales alcalinos Aluminio Amonio (pero no si se requiere por separado el amonio libre y el total) Arsénico Metales alcalinotérreos Nitrito Dureza total Fósforo total Metales pesados	Cianuros Sulfuros Carbonatos, bicarbonatos, dióxido de carbono Sulfitos, dióxido de azufre Tiosulfatos Nitritos Fosfonatos (si la técnica indica) Surfactantes y ésteres Hexametilentetramina No usar ácido sulfúrico para Calcio, Estroncio, Bario, Radio y Plomo No usar ácido clorhídrico para Plata, Talio, Plomo, Bismuto, Mercurio(II) y Antimonio No usar ácido nítrico para estaño

(Continúa)

(Continuación tabla 2)

Conservación por	Recomendado para	No recomendado para
Refrigeración de 2°C a 5°C	Acidez, alcalinidad Amonio Bromo y sus compuestos Clorofila Ioduros Nitrógeno (kjeldahl) Conductividad Nitrato Nitrito Olor Ortofosfatos Fósforo Sulfatos Surfactantes catiónicos Residuo seco Sólidos totales Bioensayos	
Congelamiento a -20°C	Clorofila DQO Bioensayos análisis de toxicidad Carbón orgánico Índice de permanganato	No recomendable para biota si se hace una distinción entre la biota del líquido y las células contenidas en la biota. Gases disueltos. Para identificación de microorganismos. Pueden ocurrir cambios en varios solutos, lo que requiere de homogenización luego del descongelamiento. Puede ocurrir precipitación (y polimerización) dificultando el análisis. Recíprocamente algunos poliácidos depolimerizan. Las recomendaciones se deben evaluar antes del uso rutinario.

TABLA 3 - Técnicas generales recomendadas para la conservación de muestras para el análisis Microbiológico

Parámetro a ser analizado	Tipo de recipiente	Técnica de preservación	Lugar del análisis	Tiempo máximo de conservación recomendado antes del análisis	Observaciones	Método de ensayo NTE INEN
Recuento de aeróbios mesófilos Coliformes totales Coliformes termotolerantes Estreptococo fecal Salmonella Shigela etc.	Recipiente estéril	Refrigerar entre 2°C y 5°C	Laboratorio	8 h (agua potable, agua superficial, de pozo y lodos)	Para aguas clorinadas o bromatadas la muestra se debe recoger en un frasco que contenga (antes de esterilizar) tiosulfato de sodio [0,1 cm ³ de una solución al 10% de Na ₂ S ₂ O ₄ por cada 125 cm ³ de muestra]. Para aguas que contengan concentraciones de metales pesados superiores a 0,01 mg/l, adicionar al recipiente (antes de esterilizar) 0,3 cm ³ de EDTA al 15 % por cada 500 cm ³ de muestra (ver 4.6)	1 205

(Continúa)

TABLA 4 - Técnicas generales recomendadas para la preservación de muestras para análisis Biológico

Parámetro a ser analizado	Tipo de recipiente P= plástico V= vidrio VB= vidrio Borosilicatado	Técnica de preservación	Lugar del análisis	Tiempo máximo de conservación antes del análisis	Comentarios	Método de ensayo NTE INEN
Cantidad e identificación						
Sedimento béntico, macro invertebrado	P o V	Adicionar etanol al 70 % (v/v)	Laboratorio	1 año	El agua de las muestras se debe decantar para aumentar la concentración del preservante	
- sedimento abundante		Adicionar 40 cm ³ de formaldehído al 40 % (v/v) neutralizado con borato de sodio.	Laboratorio	1 año		
- sedimento escaso	V	Transferir a una solución preservante de etanol al 70 %, formaldehído al 40% y glicerol (en proporciones 100+2+1 respectivamente)	Laboratorio	Indefinidamente	Se requieren de métodos especiales para los grupos de invertebrados que se deforman por el tratamiento normal de preservación (p.e. platelmintos) Precaución: cuidarse de los vapores de formaldehído. No almacenar muchas muestras en el área de trabajo)	
Perifiton	V	Adicionar una parte por volumen de Lugol para 100 partes de volumen de muestra.	Laboratorio	1 año	Guardar las muestras en la obscuridad	
Fitoplancton	V	Ver perifiton	Laboratorio	1 año	Guardar las muestras en la obscuridad	
Zooplancton	V	Adicionar formaldehído al 40 % para tener formalina al 4% o adicionar solución de Lugol como para el Perifiton	Laboratorio	1 año	La adición de una mayor cantidad de Lugol puede ser necesaria si ocurre decoloración	

(Continúa)

(Continuación Tabla 4)

Sedimento húmedo y sedimento seco	P o V	Refrigerar entre 2°C y 5°C	En el sitio o en el laboratorio	24 h	No congelar a -20°C Realizar el análisis antes de las 24 h	
Sedimento Béntico o macro invertebrados						
Macrofitos						
Perifiton						
Fitoplancton						
Zooplancton						
Peces	--	En el sitio				
Cenizas del sedimento	P o V	Filtrar y refrigerar entre 2 °C y 5°C	Laboratorio	2 semanas		
Sedimento béntico ó macro invertebrados						
Macrofitos						
Perifiton						
Fitoplancton						
Análisis de toxicidad	P o V	Refrigerar entre 2°C y 5°C	Laboratorio	24 h	El período de conservación varía de acuerdo al método de análisis usado.	
		Congelar a -20°C	Laboratorio	2 semanas		

(Continúa)

TABLA 5 . Técnicas generales recomendadas para la preservación de muestras para el análisis de parámetros Radio-químicos

Parámetro a ser analizado	Tipo de recipiente	Técnica de preservación	Lugar del análisis	Tiempo máximo de preservación antes del análisis	Recomendaciones	Método de ensayo NTE INEN
Actividad Alfa Actividad Beta (excepto radio-iodo)	P	1. Si se va a determinar la actividad en la materia soluble y en suspensión separadamente, filtrar de inmediato 2. Adicionar 20 cm ³ de ácido nítrico al 50% por cada litro de muestra. El valor del pH debe ser menor que 1 3. Guardar en lugar obscuro a una temperatura entre 2°C y 5°C.	Laboratorio	Lo más pronto posible	Las precauciones de seguridad dependen de la actividad de la muestra Precaución. El polvo radiactivo no debe caer en la piel o en la ropa o ser inhalado.	
Actividad Gamma (para isótopos de radón y de yodo radiactivo ver las recomendaciones separadamente)	P	1. Si esta presente materia en suspensión y se necesita las mediciones de la actividad por separado, o los sólidos no están totalmente disueltos, filtrar la muestra y tratar como dos muestras separadas. 2. Adicionar cuantitativamente a la muestra una cantidad conocida de una solución que contenga el isótopo no radiactivo de interés. Para muestras que contengan metales, la solución se acidifica a pH < 2; el ácido que se emplee no debe precipitar o volatilizar los elementos. Se necesita especial cuidado para los isótopos del radón. 3. Guardar en botellas herméticas y en la oscuridad entre 2°C y 5°C.	Laboratorio	Depende de la vida media de los elementos radiactivos de interés. Determinar la vida media tan pronto la muestra necesite ser analizada	Las precauciones de seguridad y defensa dependen de la actividad de la muestra. Precaución- El polvo radiactivo no debe caer en la piel o en la ropa o ser inhalado.	

[
]

(Continúa)

(Continuación tabla 5)

Radio-iodo	P Pretratar cada botella con yodo no radiactivo mínimo a 60°C cubriendo completamente, enjuagar con etanol seguido de un lavado con agua hasta que todo el yodo desaparezca, o adicionar yoduro de sodio como agente liberador.	1. Ajustar el valor de pH a $8,0 \pm 0,1$ con la solución de hi-dróxido de so-dio. 2. Adicionar 0,1 g \pm 0,01 g de yoduro de sodio no radiactivo por litro de muestra. 3. Adicionar de 2 a 4 cm ³ de hi-poclorito de so-dio [10%(m/m)] por litro de muestra, ase-gurando un ex-ceso de cloro libre.	Labora-torio	Lo más pron-to posible	Las muestras no deben ser ácidas cuando se adiciona el iodo; (es importante si en la misma muestra se determina actividad alfa y beta). No se debe usar amonio para alcalinizar la muestra.	
Radio por otros métodos (ver también actividad alfa y beta)	P	1. Como para la actividad alfa y beta. 2. Acidificar a valores de pH menores que 1 con ácido nítrico y anotar el volumen del ácido adicionado.	Labora-torio	Antes de 2 meses.	Las precauciones y cuidados dependen de la actividad de la muestra. Precaución- El polvo radiactivo no debe caer en la piel o en la ropa o ser inhalado.	
Isótopos de Radón Radio por incremento interno de radón.	VB Ajustar con un tapón que no que-de muy por encima del nivel del líquido.	1. Llenar las botellas sin bur-bujas y sin espuma, tapparlas sin que el tapón tope la superficie del líquido. 2. Si no hay materia sólida, acidificar con áci-do nítrico hasta un valor de pH menor a 2. 3. Transportar y guardar a tem-peratura ligera-mente inferior que la temperatura a la que fueron to-madas las mues-tras. No con-gelar.	Labora-torio o en el sitio	Tan pronto sea posible, y dentro de las 48 h tomando en cuenta la vida media.	Los recipientes plás-ticos pueden ser poro-sos al radón. Si el radón es gaseoso puede formar aero-soles de polonio, etc. El manejo cuidadoso es esencial.	
Radio estroncio	P	Como para acti-vidad alfa y beta, pero adicionar una pequeña can-tidad de solución no radiactiva de nitrato de estron-cio, como acarreador.	Labora-torio	Lo más pron-to posible, pe-ro antes de 2 semanas.		
Tritio gaseoso o agua tritiada	VB	Se debe evitar el intercambio at-mosférico y la inactivación del agua.	Labora-torio	Tan pronto sea posible, pero antes de 1 mes.		
Radio cesio	P	Ver radio estroncio (usar nitrato de cesio como acarreador)	Labora-torio	Antes de 2 semanas.		

(Continúa)

(Continuación tabla 5)

Uranio	P	Volumen de muestra entre 1 y 5 litros. Acidificar con ácido nítrico a pH < 1	Laboratorio	Antes de 2 semanas		
Plutonio	VB	Volumen de muestra entre 5 y 50 litros. Acidificar con ácido nítrico a pH < 1	Laboratorio	Antes de 2 semanas		

NOTAS

1. Se debe evitar la contaminación de la muestra, especialmente si la actividad de la muestra es baja. Algunas muestras presentan lecturas de actividad si permanecen en el sol o el aire. Los laboratorios ordinarios y los radio-químicos, así como algunos artefactos domésticos, pueden contener material radiactivo.
2. Algunas botellas de plástico concentran las muestras paulatinamente debido a que se vuelven permeables al agua. Ver las recomendaciones para radón.
3. Cuando se muestrea agua lluvia, (ver ISO 5667-8). Como la recolección de una cantidad suficiente de muestra requiere un período de varios días, anotar la fecha de inicio y finalización de la recolección. Se puede adicionar un acarreador o estabilizador para determinadas mediciones.
4. La anotación de la fecha y la hora de muestreo es importante cuando se requiera hacer correcciones por deterioro.

(Continúa)

APÉNDICE Z

Z.1 DOCUMENTOS NORMATIVOS A CONSULTAR

Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 970:1984	<i>Agua potable. Determinación del color</i>
Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 971:1984	<i>Agua potable. Determinación de la turbiedad método nefelométrico</i>
Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 972:1984	<i>Agua potable. Determinación del residuo seco total</i>
Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 973:1984	<i>Agua potable. Determinación del pH</i>
Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 974:1984	<i>Agua potable. Determinación de la dureza total por titulación con EDTA</i>
Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 975:1984	<i>Agua potable. Determinación de nitrógeno de nitratos. Método de la brucina.</i>
Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 976:1984	<i>Agua potable. Determinación de cloruros</i>
Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 978:1984	<i>Agua potable. Determinación de sulfatos</i>
Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 979:1984	<i>Agua potable. Determinación del hierro</i>
Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 980:1984	<i>Agua potable. Determinación del arsénico método del dietilditiocarbamato de plata</i>
Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 981:1984	<i>Agua potable. Determinación del zinc</i>
Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 982:1984	<i>Agua potable. Determinación de cadmio método de la ditizona</i>
Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 983:1984	<i>Agua potable. Determinación del cromo hexavalente</i>
Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 984:1984	<i>Agua potable. Determinación del cobre.</i>
Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 985:1984	<i>Agua potable. Determinación del fluoruro. Método de Spadns</i>
Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 1102:1984	<i>Agua potable. Determinación del plomo. Método de la ditizona</i>
Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 1103:1984	<i>Agua potable. Determinación del magnesio por cálculo</i>
Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 1104:1984	<i>Agua potable. Determinación del manganeso total</i>
Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 1105:1984	<i>Aguas. Muestreo para examen microbiológico</i>
Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 1106:1984	<i>Aguas. Determinación del oxígeno disuelto</i>
Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 1107:1984	<i>Aguas. Determinación del calcio. Método EDTA</i>
ISO 5667-8	<i>Water quality - Sampling - Part 8 Guidance on the sampling of wet depositian.</i>
ISO 7875-1	<i>Water quality - Determination of surfactants. Part 1: Determination of anionic surfactants by the methylene blue spectrometric method.</i>
ISO 7875-2	<i>Water quality - Determination of surfactants - Part 2: Determination of non-ionic surfactants using Dragendorfft reagent.</i>

Z.2 BASES DE ESTUDIO

ISO 5667-3 *Water quality - Sampling - Part 3 Guidance on the preservation and handling of samples. Second edition.* International Organization for Standardization. Geneve, 1994.

INFORMACIÓN COMPLEMENTARIA

Documento: NTE INEN 2 169	TÍTULO: AGUA. CALIDAD DEL AGUA. MUESTREO. MANEJO Y CONSERVACIÓN DE MUESTRAS.	Código: AL 01.06-202
ORIGINAL: Fecha de iniciación del estudio: 1997-06-09	REVISIÓN: Fecha de aprobación anterior por Consejo Directivo Oficialización por Acuerdo No. de publicado en el Registro Oficial No. de Fecha de iniciación del estudio:	

Fechas de consulta pública: de _____ a _____

Subcomité Técnico: AGUAS
Fecha de iniciación: 1997-06-09
Integrantes del Subcomité Técnico:

Fecha de aprobación: 1997-07-24

NOMBRES:

INSTITUCIÓN REPRESENTADA:

Sr. Hassan Becdach (Presidente)
Dra. María Augusta Sánchez
Dr. Vicente Parreño
Dra. Alexandra Levoyer
Dra. Magda Salto
Dr. Hernán Riofrío
Dra. Piedad Enríquez
Dr. Gonzalo Acosta
Ing. Oswaldo Romero
Ing. Julio Espinosa

Ing. Mario Oñate
Ing. Marcelo Soria
Dra. Paulina Reyes
Dr. Angel Buenaño
Dra. Blanca Viera
Tlga. María Dávalos (Secretaria Técnica)

FRUIT - IMPERIAL
FRUIT - IMPERIAL
E.M.A.AP -Q
INDEGA
MINISTERIO DE SALUD
DIRECCIÓN DE HIGIENE MUNICIPAL
INSTITUTO NACIONAL DE HIGIENE
TESALIA
COLEGIO DE INGENIEROS DE ALIMENTOS
MINISTERIO DE COMERCIO EXTERIOR
INDUSTRIALIZACIÓN Y PESCA
POLITÉCNICA DEL CHIMBORAZO
UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO
COLEGIO DE BIOQUÍMICOS
FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS U.C.
INEN
INEN

Otros trámites:

CARÁCTER: Se recomienda su aprobación como: VOLUNTARIA

Aprobación por Consejo Directivo en sesión de
1998-10-08 como: Voluntaria

Oficializada como: VOLUNTARIA
Por Acuerdo Ministerial No. 980137 de 1998-11-11
Registro Oficial No. 70 de 1998-11-19

Instituto Ecuatoriano de Normalización, INEN - Baquerizo Moreno E8-29 y Av. 6 de Diciembre
Casilla 17-01-3999 - Telfs: (593 2)2 501885 al 2 501891 - Fax: (593 2) 2 567815
Dirección General: [E-Mail:furresta@inen.gov.ec](mailto:furresta@inen.gov.ec)
Área Técnica de Normalización: [E-Mail:normalizacion@inen.gov.ec](mailto:normalizacion@inen.gov.ec)
Área Técnica de Certificación: [E-Mail:certificacion@inen.gov.ec](mailto:certificacion@inen.gov.ec)
Área Técnica de Verificación: [E-Mail:verificacion@inen.gov.ec](mailto:verificacion@inen.gov.ec)
Área Técnica de Servicios Tecnológicos: [E-Mail:inencati@inen.gov.ec](mailto:inencati@inen.gov.ec)
Regional Guayas: [E-Mail:inenguayas@inen.gov.ec](mailto:inenguayas@inen.gov.ec)
Regional Azuay: [E-Mail:inencuenca@inen.gov.ec](mailto:inencuenca@inen.gov.ec)
Regional Chimborazo: [E-Mail:inenriobamba@inen.gov.ec](mailto:inenriobamba@inen.gov.ec)
URL:www.inen.gov.ec

Republic of Ecuador

👉 EDICT OF GOVERNMENT 👈

In order to promote public education and public safety, equal justice for all, a better informed citizenry, the rule of law, world trade and world peace, this legal document is hereby made available on a noncommercial basis, as it is the right of all humans to know and speak the laws that govern them.



NTE INEN 2176 (1998) (Spanish): Agua.
Calidad del agua. Muestreo. Técnicas de
muestreo

BLANK PAGE





INSTITUTO ECUATORIANO DE NORMALIZACIÓN

Quito - Ecuador

NORMA TÉCNICA ECUATORIANA

NTE INEN 2 176:1998

AGUA. CALIDAD DEL AGUA. MUESTREO. TÉCNICAS DE MUESTREO.

Primera Edición

WATER QUALITY. SAMPLING. GUIDANCE ON SAMPLING TECHNIQUES.

First Edition

DESCRIPTORES: Agua, calidad, muestreo, equipo de muestreo, condiciones generales.
AL 01.06-203
CDU: 614.777:620.113
CIU: 42.420.4200
ICS: 13.060.01

Norma Técnica Ecuatoriana Opcional	AGUA. CALIDAD DEL AGUA. MUESTREO. TÉCNICAS DE MUESTREO.	NTE INEN 2 176:1998 1998-08
---	--	--

1. OBJETO

1.1 Esta norma establece guías sobre las técnicas de muestreo usadas para obtener los datos necesarios en los análisis de control de calidad, de las aguas naturales, poluidas y aguas residuales para su caracterización.

2. ALCANCE

2.1 Esta norma se aplica a las técnicas de muestreo generales.

2.2 No se aplica a los procedimientos para situaciones especiales de muestreo.

3. DEFINICIONES

3.1 Para el propósito de esta norma, se aplican las siguientes definiciones:

3.1.1 *Muestra compuesta.* Es la formada por dos o más muestras o submuestras, mezcladas en proporciones conocidas, de la cual se puede obtener un resultado promedio de una característica determinada. Las proporciones para la mezcla se basan en las mediciones del tiempo y el flujo.

3.1.2 *Muestra instantánea, puntual, individual.* Es la muestra tomada al azar (con relación al tiempo y/o lugar de un volumen de agua).

3.1.3 *Muestreador:* Es el equipo usado para obtener una muestra de agua, para el análisis de varias características predefinidas.

3.1.4 *Muestreo.* Es el proceso de tomar una porción, lo más representativa, de un volumen de agua para el análisis de varias características definidas.

4. TIPOS DE MUESTRA

4.1 Los datos analíticos obtenidos mediante la determinación de parámetros como: las concentraciones de material inorgánico, minerales o químicos disueltos, gases disueltos, materia orgánica disuelta y materia en suspensión en el agua o en el sedimento en un tiempo y lugar específicos o a intervalos de tiempo y en un lugar en particular son necesarios para indicar la calidad del agua.

4.1.1 Ciertos parámetros, como las concentraciones de gases disueltos deben medirse "in situ", para obtener resultados exactos. Se debe tener en cuenta que los procesos para conservar la muestra se realizará en los casos específicos (ver NTE INEN 2 169).

4.1.2 Se recomienda separar las muestras que van a ser usadas en los análisis químicos, microbiológicos y biológicos, debido a que el proceso y el equipo para la recolección y manejo de las muestras es diferente.

4.1.3 Las técnicas de muestreo varían de acuerdo a situaciones específicas. Los diferentes tipos de muestreo son descritos en el capítulo 5.

(Continúa)

DESCRIPTORES: Agua, calidad, muestreo, equipo de muestreo, condiciones generales

4.1.4 Es necesario diferenciar el muestreo para agua estancada y el muestreo para agua corriente.

4.1.5 El muestreo puntual (4.2) y el muestreo compuesto (4.6) se aplican a aguas estancadas y corrientes, mientras que el muestreo en serie (4.5) es más adecuado para aguas estancadas.

4.2 Muestras puntuales

4.2.1 Las muestras puntuales son muestras individuales, recogidas de forma manual o automática, para aguas en la superficie, a una profundidad específica y en el fondo.

4.2.2 Cada muestra, normalmente, representará la calidad del agua solamente en el tiempo y en el lugar en que fue tomada. El muestreo automático equivale a una serie de muestras tomadas en un tiempo preestablecido o en base a los intervalos de flujo.

4.2.3 Se recomienda tomar muestras puntuales si: el flujo del agua a muestrear no es uniforme, si los valores de los parámetros de interés no son constantes o si el uso de la muestra compuesta presenta diferencias con la muestra individual debido a la reacción entre las muestras.

4.2.4 La muestra puntual es adecuada para la investigación de una posible polución y en estudios para determinar su extensión o en el caso de recolección automática de muestra individual para determinar el momento del día cuando los polulantes están presentes. También se puede tomar muestras puntuales para establecer un programa de muestreo más extensivo. Las muestras puntuales son esenciales cuando el objetivo del programa de muestreo es estimar si la calidad del agua cumple con los límites o se aparta del promedio de calidad.

4.2.5 La toma de muestras puntuales se recomienda para la determinación de parámetros inestables como: la concentración de gases disueltos, cloro residual y sulfitos solubles.

4.3 Muestras periódicas.

4.3.1 Muestras periódicas tomadas a intervalos de tiempo fijos (dependientes del tiempo), estas muestras se toman usando un mecanismo cronometrado para iniciar y finalizar la recolección del agua durante un intervalo de tiempo específico. Un procedimiento común es bombear la muestra dentro de uno o más recipientes durante un período fijo, el volumen está determinado para cada recipiente (Ver nota 1).

4.3.2 Muestras periódicas tomadas a intervalos fijos de flujo (dependientes del volumen), estas muestras son tomadas cuando el criterio de la calidad del agua y el volumen del efluente no están relacionados. Para cada unidad de volumen de flujo, se toma una muestra controlada independientemente del tiempo.

4.3.3 Muestras periódicas tomadas a intervalos fijos de flujo (dependientes del flujo), estas muestras se toman cuando las variaciones en el criterio de calidad del agua y la variación del flujo del efluente no están relacionados. Se toman volúmenes diferentes de muestra a intervalos constantes de tiempo. El volumen depende del flujo.

4.4 Muestras continuas

4.4.1 Muestras continuas tomadas a flujos fijos, las muestras tomadas por esta técnica contienen todos los constituyentes presentes durante un período de muestreo, pero en muchos casos no proporciona información de la variación de la concentración de parámetros específicos durante el período de muestreo.

NOTA 1 - El parámetro de estudio puede verse afectado durante el intervalo de tiempo.

(Continúa)

4.4.2 Muestras continuas tomadas a flujos variables, las muestras de flujo proporcional son representativas de la calidad del cuerpo de agua. Si el flujo y la composición varían, las muestras de flujo proporcional pueden variar, las muestras de flujo proporcional pueden revelar variaciones las cuales no pueden ser observadas con el uso de muestras puntuales, siempre que las muestras se mantengan individuales y que el número de muestras sea suficiente para diferenciar los cambios de composición. Por lo tanto, este es el método más preciso para el muestreo de agua corriente, aún cuando el rango de flujo y la concentración de poluentes varíen significativamente.

4.5 Muestras en serie

4.5.1 Muestras para establecer perfiles en profundidad, es una serie de muestras de agua tomadas a varias profundidades en el cuerpo de agua y en un punto específico.

4.5.2 Muestras para establecer perfiles de áreas, es una serie de muestras de agua tomadas a una profundidad específica del cuerpo de agua en varios puntos.

4.6 Muestras compuestas

4.6.1 Las muestras compuestas se pueden obtener de forma manual o automática, sin importar el tipo de muestreo. (Dependiente del flujo, tiempo, volumen o localización). Se toman continuamente muestras que se reúnen para obtener muestras compuestas.

4.6.2 Las muestras compuestas suministran el dato de composición promedio. Por lo tanto, antes de mezclar las muestras se debe verificar que ese es el dato requerido o que los parámetros de interés no varían significativamente durante el período de muestreo.

4.6.3 Las muestras compuestas son recomendables cuando la conformidad con un límite está basado en la calidad promedio del agua.

4.7 Muestras de grandes volúmenes

4.7.1 Algunos métodos de análisis para ciertas determinaciones requieren del muestreo de grandes volúmenes, desde 50 litros a varios metros cúbicos. Estas muestras son necesarias cuando se analizan pesticidas o microorganismos que no pueden ser cultivados. La muestra se recolecta de la manera convencional, tomando precauciones para asegurar la limpieza total del recipiente o del contenedor de la muestra, o pasando un volumen medido a través de un cartucho absorbente o filtro dependiendo de la determinación. Un cartucho intercambiador de iones o de carbón activado se usa en muestras que se someten al análisis de pesticidas; mientras que un filtro con cartucho de polipropileno de 1 µm de diámetro de poro se recomienda cuando se analiza criptosporidium.

5. TIPOS DE MUESTREO

5.1 Hay varias situaciones de muestreo, algunas de las cuales pueden ser satisfechas tomando una simple muestra puntual, en cambio otras pueden requerir de un equipo de muestreo sofisticado.

(Continúa)

6. EQUIPO DE MUESTREO

6.1 Características del muestreador y del equipo de muestreo.

6.1.1 Se debe consultar la NTE INEN 2 169 Calidad del Agua. Muestreo. Manejo y conservación de muestras para el muestreo en situaciones específicas; los lineamientos dados aquí ayudan en la selección de materiales de aplicación general. Los constituyentes químicos (determinantes) en el agua, que son analizados para evaluar la calidad del agua, en un rango de concentración desde nanogramos o trazas hasta grandes cantidades. Los problemas que con mayor frecuencia se presentan son la adsorción en las paredes del muestreador o en los recipientes, la contaminación anterior al muestreo causada por un inadecuado lavado del muestreador o de los recipientes y la contaminación de la muestra por el material del que está hecho el muestreador o el recipiente.

6.1.1.1 El recipiente tiene que proteger la composición de la muestra de pérdidas debidas a adsorción y volatilización, o de la contaminación por sustancias extrañas. El recipiente usado para recoger y guardar la muestra se debe elegir luego de considerar, por ejemplo: su resistencia a temperaturas extremas, resistencia a la rotura, facilidad para cerrar y reabrir, tamaño, forma, peso, disponibilidad, costo, facilidad para el lavado y la reutilización.

6.1.1.2 Se deben tomar precauciones cuando las muestras se conservan por congelación, especialmente si se usan recipientes de vidrio. Se recomienda el uso de recipientes de polietileno de alta densidad para la determinación en el agua de: silicio, sodio, alcalinidad total, cloruro, conductancia específica, pH y dureza. Para los elementos sensibles a la luz, se debe usar vidrio absorbente de luz. El acero inoxidable se debe usar para muestras con temperaturas y/o presión altas, o cuando se muestree para concentraciones de trazas de material orgánico.

6.1.2.3 Los recipientes de vidrio son recomendados para la determinación de compuestos químicos orgánicos y de especies biológicas, y los recipientes plásticos para la determinación de radionucléidos. Es importante anotar que el equipo de muestreo disponible tiene muchas veces relleno de neopreno y válvulas lubricadas con aceite. Este material no es adecuado para recolectar muestras que sean usadas para el análisis orgánico y microbiológico.

6.1.2.4 Aparte de estas características físicas deseables, descritas anteriormente, los recipientes usados para recolectar y guardar las muestras, se deben seleccionar tomando en cuenta los siguientes criterios predominantes (especialmente cuando los constituyentes a ser analizados están presentes como trazas):

- a) Reducir la contaminación en la muestra de agua causada por el material del que está hecho el recipiente y la tapa, por ejemplo: la migración de los constituyentes inorgánicos del vidrio (especialmente del vidrio suave), de los compuestos orgánicos de los materiales plásticos y de los elastómeros (de las tapas de vinilo plastilizado, y de las envolturas de neopreno).
- b) Facilidad para limpiar y tratar las paredes de los recipientes, a fin de reducir la superficie de contaminación por trazas de metales pesados o radionucléidos.
- c) El material del cual están hechos los recipientes debe ser inerte química y biológicamente, para prevenir o reducir la reacción entre los constituyentes de la muestra y el recipiente.
- d) Los recipientes pueden ser causa de errores debido a la adsorción de los constituyentes. Las trazas de metales son particularmente propensas a este efecto; pero otros constituyentes (detergentes, pesticidas, fosfatos) también pueden estar sujetos a error (Ver nota 2).

NOTA 2 Se recomienda que las sugerencias sobre el material de los recipientes sean conocidas por el analista antes de seleccionar los recipientes y el equipo de muestreo.

(Continúa)

6.1.2 *Líneas de muestreo*

6.1.2.1 Las líneas de muestreo son generalmente usadas en muestreos automáticos para proporcionar muestras a los analizadores continuos o monitores. Durante el tiempo de permanencia, la muestra puede considerarse como almacenada en un recipiente acoplado a la línea de muestreo. Por eso, las guías para la selección del material de los recipientes se aplican también a las líneas de muestreo.

6.2 **Tipos de recipiente para muestras**

6.2.1 *Recipientes normales*

6.2.1.1 Son adecuadas las botellas de polietileno y las de vidrio borosilicatado para la toma de muestras en las que se realizará el análisis de los parámetros físicos y químicos de las aguas naturales. Otros materiales químicamente más inertes, por ejemplo: politetrafluoroetileno (PTFE), son preferidos pero su uso no está muy extendido en los análisis de rutina. La tapa de tornillo, en las botellas de boca angosta y ancha se debe acoplar con tapas y tapones de plástico inerte o tapones de vidrio esmerilado (propenso a trabarse con las soluciones alcalinas). Si las muestras son transportadas en caja al laboratorio para los análisis, la tapa de la caja debe ser construida para prevenir el aflojamiento de los tapones, lo que puede producir derramamientos y/o contaminación de la muestra.

6.2.2 *Recipientes especiales*

6.2.2.1 A las consideraciones ya mencionadas se suma el almacenamiento de muestras que contienen materiales foto sensitivos, incluidas las algas, que requieren ser protegidas de la exposición a la luz. En estos casos, se recomiendan los recipientes de materiales opacos o de vidrio no actínico, y deben ser colocados en cajas a prueba de luz durante el almacenamiento por largos períodos. La recolección y el análisis de las muestras que contengan gases disueltos o constituyentes que puedan alterarse por aireación plantea un problema específico. Las botellas de boca angosta para análisis de la demanda bioquímica de oxígeno (DBO) deben tener tapones de vidrio esmerilado para minimizar la inclusión de aire, y se requiere de un sellante especial durante el transporte.

6.2.3 *Recipientes para el análisis de contaminantes orgánicos, en trazas*

6.2.3.1 Las botellas para muestras en las que se analizarán contaminantes orgánicos en trazas, deben ser de vidrio, debido a que los recipientes plásticos interfieren con la alta sensibilidad del análisis. La tapa debe ser de vidrio o de politetrafluoroetileno (PTFE).

6.2.4 *Recipientes para el análisis microbiológico*

6.2.4.1 Los recipientes para las muestras en las que se realizará el análisis microbiológico deben resistir las altas temperaturas de esterilización. Durante la esterilización o en el almacenamiento de muestras los materiales no deben producir o liberar químicos que puedan inhibir la viabilidad microbiológica, liberar químicos tóxicos o químicos que aceleren el crecimiento. Las muestras deben permanecer selladas hasta que sean abiertas en el laboratorio y deben estar tapadas para prevenir la contaminación.

6.2.4.2 Los recipientes deben ser de vidrio o de plástico de la mejor calidad y estar libres de sustancias tóxicas. Para análisis de rutina es suficiente que tengan una capacidad de 300 cm³. Los recipientes se deben tapar con tapas de vidrio esmerilado o tapas de tornillo, y si es necesario con bandas elásticas de silicona, que resistan esterilizaciones repetidas a 160°C.

(Continúa)

6.3 Equipo de muestreo para el análisis de características físicas o químicas

6.3.1 El volumen de muestra recogida debe ser suficiente para los análisis requeridos, y para cualquier repetición del análisis. El uso de volúmenes muy pequeños de muestra puede ser causa de que no sean representativos, y del incremento de los problemas de adsorción debido a la relación de volúmenes relativamente pequeños al área. El muestreo para la determinación de gases disueltos, se debe realizar según 6.7.

6.3.1.1 Los muestreadores deben:

- a) reducir el tiempo de contacto entre la muestra y el muestreador;
- b) usar materiales que no permitan la contaminación en la muestra;
- c) ser de diseño simple para facilitar la limpieza, ser de superficies lisas y que eviten la modificación del flujo como los recodos y con tan pocas tapas y válvulas como sea posible (todos los muestreadores deben ser chequeados para asegurar que no introduzcan errores);
- d) ser diseñados luego de considerar que el sistema es apropiado con relación al análisis de la muestra de agua (por ejemplo: físico, químico, biológico o microbiológico).

6.3.2 Equipo para el muestreo puntual, las muestras puntuales son usualmente tomadas manualmente de acuerdo a las condiciones descritas en 4.2.

6.3.2.1 *Equipo para el muestreo puntual en superficie*, el equipo elemental para tomar muestras en superficie es una cubeta o botella de boca ancha que se sumerge dentro del cuerpo de agua y se retira luego de haberse llenado.

6.3.2.2 *Equipo para muestreo puntual a profundidad escogida*, en la práctica se usa una botella con lastre tapada que se sumerge dentro del cuerpo de agua. A una profundidad preestablecida la tapa se retira, la botella se llena y se recupera. Los efectos que el aire u otros gases pudieran tener, deben considerarse ya que estos pueden cambiar el parámetro a ser analizado (por ejemplo: oxígeno disuelto). Se recomienda botellas especiales para evitar este problema (por ejemplo: botellas a las que se les ha evacuado el aire). Para cuerpos de agua estratificados, se sumerge una probeta graduada de vidrio, plástico o acero inoxidable, abierta en ambos extremos, para obtener un perfil vertical del cuerpo de agua. En el punto de muestreo, la probeta se cierra por ambos extremos mediante un mecanismo antes de sacarla a la superficie (botella operada por mensajero).

6.3.2.3 *Tenazas o dragas para muestrear sedimentos*, los sedimentos se muestrean por medio de tenazas o dragas diseñadas para penetrar el substrato como resultado de su propio peso o por la acción de palancas. Hay varios diseños que incluyen: un resorte activado, un peso, o una cerradura en forma de mordaza. También varían en la forma de atrapar el substrato, en la exactitud del ángulo, en el área y en el tamaño de la muestra tomada. Para seleccionar la draga es necesario considerar: la región, el movimiento del agua, el área de muestreo, y el equipamiento del bote. Por lo tanto, la muestra obtenida es afectada por factores como:

- a) la profundidad de penetración en el substrato;
- b) el ángulo de la mordaza de la cerradura;
- c) la eficiencia de la cerradura (posibilidad de evitar la obstrucción por objetos);
- d) la creación de una onda de "choque" y la pérdida resultante o el lavado de los constituyentes u organismos de la interfase agua-lodo;
- e) la estabilidad de las muestras en corrientes de movimiento rápido.

(Continúa)

6.3.2.4 Cucharones de mordazas (excavadoras), los cucharones de mordaza (excavadoras) se asemejan al equipo usado en excavaciones de tierra. Usualmente se operan desde una grúa, y se introducen en el lugar de muestreo elegido para obtener una muestra de componentes sólidos. La muestra resultante está definida con más precisión respecto al lugar de muestreo que cuando se ha utilizado la draga.

6.3.2.5 Muestreador del núcleo, los muestreadores del núcleo son usados cuando la información proveniente del perfil vertical de un sedimento es de interés. A menos que la muestra obtenida tenga fuerza mecánica, proceder cuidadosamente en la remoción del mecanismo saca núcleos para conservar su integridad longitudinal.

6.3.3 Equipo de muestreo automático

6.3.3.1 Los criterios para la selección del equipo adecuado están indicados en el Anexo A. El equipo necesario es para proteger, llenar, calentar, enfriar, etc.

6.3.3.2 Dos tipos de muestreador automático están disponibles: tiempo dependientes y volumen dependientes; los muestreadores tiempo dependientes recolectan muestras individuales, compuestas o continuas pero ignoran las variaciones del flujo; en cambio los muestreadores volumen dependientes también recogen ese tipo de muestra pero tomando en cuenta las variaciones del flujo. La selección del tipo de muestreador depende del propósito del estudio.

6.3.3.3 Los instrumentos usados para investigación, por ejemplo, para monitorear o controlar flujos de ríos, pueden usarse para guiar el muestreo automático.

6.3.3.4 Bajo ciertas circunstancias, particularmente cuando la sustancia está presente en trazas en la muestra, se puede necesitar una muestra de grandes volúmenes de agua. En este caso es más conveniente usar, en el sitio de muestreo, un sistema que concentre a los constituyentes. Sistemas con esa autonomía tienen ciertos tipos de centrifugas que permiten una recolección continua de micro-organismos en resinas macro-reticulares, y aparatos con espacio libre para la recolección de organismos micropolulantes.

6.3.3.5 En condiciones de congelamiento, es importante asegurar la eficiencia del trabajo del mecanismo muestreador y del equipo asociado.

6.4 Equipo de muestreo para análisis biológico, como en el caso del muestreo para los análisis físicos y químicos, algunas determinaciones deben ser ejecutadas "in situ", sin embargo, la mayoría de muestras son trasladadas al laboratorio para su análisis. Varios instrumentos han sido desarrollados para permitir la recolección y observación manual (por medio de un sumergidor) o automática y la observación a distancia, de ciertas especies biológicas o grupos de organismos. Para muestras destinadas al análisis biológico, es indispensable utilizar una botella de boca ancha, el diámetro ideal de la boca debe ser similar al del recipiente mismo. Este recipiente puede ser de plástico o de vidrio.

6.4.1 Plancton

6.4.1.1 Fitoplancton, las técnicas y los equipos usados son similares a los descritos para tomar muestras puntuales para el análisis de sustancias químicas en el agua. Para la mayoría de las investigaciones limnológicas, se recomienda una botella de 0,5 litros a 2 litros de capacidad, sin embargo, se deben considerar los requerimientos analíticos (ver 6.1). Se requiere de un mecanismo para abrir la botella a la profundidad de muestreo deseada y para poder cerrarla inmediatamente (ver 6.3.2.2). No se recomienda, para los análisis cuantitativos, recolectar la muestra usando redes.

6.4.1.2 Zooplancton, para este grupo de análisis se recomiendan muestras grandes, de hasta 10 litros. Para la botella operada con mensajero (ver 6.3.2.1) se recomienda una red de nylon medidora de plancton. Se usan diferentes tamaños de redes dependiendo de las especies a ser estudiadas.

(Continúa)

6.4.2 Fauna y flora de profundidad

6.4.2.1 Perifiton, en el muestreo para el análisis cuantitativo, se recomienda, una lámina de vidrio para microscopio (porta objetos de: 25 mm x 75 mm). Las láminas deben permanecer expuestas en el agua mínimo dos semanas. Si se requiere resultados inmediatos (por ejemplo del hábitat natural) se debe recoger el perifiton del fondo. Se requiere de dos tipos de soporte de láminas para dos situaciones acuáticas diferentes:

- a) en ríos pequeños y poco profundos o en áreas del borde de los lagos, donde la turbiedad no es problema, la lámina debe estar adherida a un rastrillo anclado al fondo.
- b) en ríos largos o lagos, donde la turbiedad es un problema, las láminas deben estar suspendidas de un rastrillo de plástico transparente flotante sobre la superficie.

6.4.2.2 Macrofitos

- a) en el muestreo para el análisis cualitativo, el equipo de muestreo varía de acuerdo a la situación específica, dependiendo de la profundidad del agua. En aguas poco profundas, un rastrillo de jardín será suficiente. Para aguas profundas se puede emplear una draga; se debe considerar el buceo de exploración, usando un equipo completo para respirar bajo el agua siempre que se cumpla las regulaciones de seguridad.
- b) en el muestreo para el análisis cuantitativo, se puede aplicar técnicas similares, para determinar el crecimiento o masa por unidad de área; excepto cuando las áreas a ser muestreadas estén delimitadas y los macrofitos estén medidos o asignados de otro modo.

6.4.2.3 Macro invertebrados, en el estudio de la forma comparativa de los macrobentos, se debe anotar el efecto de las diferencias en el hábitat físico entre las varias estaciones de muestreo seleccionadas. Sin embargo, por la gran variedad de técnicas de muestreo y de equipo disponible, el tipo de hábitat a estudiarse es relativamente ilimitado. El tipo específico de muestreador a usarse dependerá de muchos parámetros: profundidad del agua, velocidad de la corriente, propiedades físicas y químicas del sustrato, etc.

6.4.3 Peces

6.4.3.1 Los peces se puede recoger de forma activa o pasiva, dependiendo del hábitat y del propósito del muestreo. En arroyos y ríos de hasta 2 m de profundidad, la pesca eléctrica usando corriente d.c.; pulsadores d.c. o a.c. son generalmente las técnicas activas más usadas. Algunos ríos extensos se pueden muestrear usando juegos de aperos múltiples. En los grandes ríos de movimiento suave y en aguas quietas, se usan de preferencia las técnicas de pesca con red. La pesca activa se recomienda cuando el agua está libre de obstrucciones. La pesca pasiva (agallas y redes para obstaculizar o redes de pescador y otras trampas) se recomienda cuando hay maleza u obstrucción. Las trampas especiales construidas dentro de una represa se usan particularmente para peces migratorios.

6.4.3.2 Las técnicas de muestreo para peces están limitadas por la selectividad del mecanismo (tamaño de la malla, características del campo eléctrico), por el comportamiento de los peces y si el pez se requiere vivo o muerto. Tales factores deben, por lo tanto, tomarse en cuenta antes de decidir sobre las técnicas de muestreo.

6.5 Equipo de muestreo para análisis microbiológico

6.5.1 Para la mayoría de muestras, son adecuadas las botellas de vidrio o de plástico esterilizado (ver 6.2.4). Para recoger muestras bajo la superficie del agua, como en lagos y reservorios, están disponibles varios mecanismos para muestreo de profundidad y son convenientes los muestreadores descritos en 6.3.2.2.

(Continúa)

6.5.2 Todos los equipos que se usen, incluida la bomba y el equipo de bombeo, deben estar libres de contaminación y no deben introducir nuevos microorganismos.

6.6 Equipo y técnicas de muestreo para análisis de radioactividad

6.6.1 Dependiendo del objetivo y de las regulaciones legales nacionales, la mayoría de las técnicas de muestreo y el equipo disponible para el muestreo de aguas y aguas residuales para análisis químico se aplican generalmente para la medición de radioactividad.

6.6.2 Las muestras se deben recoger en botellas plásticas, previamente lavadas con detergente y enjuagadas con agua destilada y ácido nítrico diluido (1 + 1).

6.7 Equipo de muestreo para gases disueltos (y material volátil)

6.7.1 Las muestras adecuadas para la determinación exacta de gases disueltos, se deben obtener solamente con un equipo que recoja la muestra por desplazamiento de agua, antes que de aire, desde el muestreador.

6.7.2 Si se usan sistemas de bombeo para la recolección de muestras de gases disueltos, es indispensable que el agua sea bombeada en la misma dirección que la presión aplicada, para que no haya una caída significativa más abajo de la presión atmosférica. La muestra debe ser bombeada directamente dentro de la botella de almacenamiento o análisis, dejándola sifonar con una cantidad igual de por lo menos tres veces su volumen antes de tapar la botella o de iniciar el análisis.

6.7.3 Si se aceptan resultados aproximados, las muestras para la determinación de oxígeno disuelto se pueden recoger usando una botella o una cubeta. El error introducido a estas determinaciones debido al contacto entre la muestra y el aire varía con el grado de saturación del gas en el agua.

6.7.4 Cuando las muestras son recogidas en una botella desde un grifo o a la salida de la bomba, se recomienda el uso de un tubo flexible e inerte, el cual introduzca directamente el líquido al fondo de la botella, para asegurar que el líquido sea desplazado desde el fondo y que ocurra una mínima aireación.

7. IDENTIFICACIÓN Y REGISTROS

7.1 El origen de las muestras, las condiciones bajo las cuales han sido recogidas deben ser anotadas y esta información ser adherida a la botella inmediatamente luego de ser llenada. Un análisis de agua es de valor limitado si no está acompañado por la identificación detallada de la muestra.

7.2 Los resultados de cualquier análisis realizado en el sitio, también se deben incluir en un informe anexo a la muestra. Las etiquetas y los formatos deben llenarse al momento de la recolección de la muestra.

7.3 Debe incluirse al menos los siguientes datos en el informe de muestreo:

- a) localización (y nombre) del sitio del muestreo, con coordenadas (lagos y ríos) y cualquier información relevante de la localización;
- b) detalles del punto de muestreo;
- c) fecha de la recolección;
- d) método de recolección;

(Continúa)

- e) hora de la recolección;
- f) nombre del recolector;
- g) condiciones atmosféricas;
- h) naturaleza del pretratamiento;
- i) preservante o estabilizador adicionado;
- j) datos recogidos en el campo.

(Continúa)

ANEXO A
(Normativo)

Características de un equipo de muestreo automático

A.1 Los siguientes datos son una guía para el diseño o selección del equipo de muestreo automático o para los componentes del sistema de muestreo. El usuario debe determinar la importancia relativa de cada característica estableciendo las necesidades para su aplicación en un muestreo específico.

- a) Construcción rígida y con los componentes funcionales necesarios para realizar el muestreo.
- b) Mínimo número de partes expuestas o sumergidas en el agua.
- c) Resistencia al agua y a la corrosión.
- d) Relativamente de diseño simple y de fácil mantenimiento y operación.
- e) Fácil de purgar los recipientes de muestra y las líneas de abastecimiento para recibir agua fresca.
- f) Libre de atascamiento por sólidos.
- g) Precisión en el volumen suministrado.
- h) Proveer de una buena correlación de los datos analíticos con los de las muestras recogidas manualmente.
- i) Recipientes para muestras fáciles de destapar, limpiar y volver a tapar.
- j) Cuando se recogen separadamente muestras representativas individuales, el volumen debe ser de 0,5 litros. Todas las muestras deben almacenarse en la oscuridad, las muestras sensibles al tiempo/temperatura deben almacenarse a 4°C por un período no menor a 24 h.
- k) En el caso de muestreadores portátiles estos deben ser: herméticos, ligeros, fáciles de ser asegurados, resistentes a las inclemencias del ambiente y estar en condiciones de operar bajo un amplio rango de condiciones ambientales.
- l) Capaz de proveer muestras compuestas o integradas.
- m) Velocidad de entrada del líquido ajustable para prevenir la separación de fases, cuando sea necesario.
- n) Una entrada base con un diámetro interno mínimo de 12 mm y un tabique aerodinámico para prevenir atascamientos y acumulación de sólidos.
- o) Capacidad de dispensar repetidamente alícuotas dentro de las botellas.
- p) Para el muestreo en el campo debe ser capaz de: operar en corriente ac/dc, tener una fuente de energía para proveer de al menos una hora de trabajo de muestreo. Tener garantía en caso de explosión, descarga neumática y de los elementos de control que tienen que ser utilizados.

(Continúa)

APÉNDICE Z

Z.1 DOCUMENTOS NORMATIVOS A CONSULTAR

Norma Técnica Ecuatoriana NTE NTE INEN 2 169:1998	<i>Agua. Calidad del agua. Muestreo. Manejo y conservación de muestras para análisis.</i>
ISO 5667-4:1980,	<i>Water quality - Sampling - y partes siguientes.</i>
ISO 6107-2:1989,	<i>Water quality - Vocabulary - Part 2.</i>
ISO 7828:1985,	<i>Water quality - Methods of biological sampling - Guidance on handnet sampling of aquatic benthic macroinvertebrates.</i>
ISO 8265:1988,	<i>Water quality - Desing and use of quantitative samplers for benthic macroinvertebrates on stony substrata in shaflow freshwaters.</i>

Z.2 BASES DE ESTUDIO

ISO 5667-2 *Water Quality - Sampling - Part 2: Guidance on sampling techniques.* Second Edition 1991-07-15.

INFORMACIÓN COMPLEMENTARIA

Documento: NTE INEN 2 176 **TÍTULO:** AGUA. CALIDAD DEL AGUA. MUESTREO TÉCNICAS DE MUESTREO **Código:** AL 01.06-203

ORIGINAL:

Fecha de iniciación del estudio:

REVISIÓN:

Fecha de aprobación anterior por Consejo Directivo
Oficialización con el Carácter de
por Acuerdo No. de
publicado en el Registro Oficial No. de

Fecha de iniciación del estudio:

Fechas de consulta pública: de

a

Subcomité Técnico: AGUAS

Fecha de iniciación: 1997-10-07

Fecha de aprobación: 1997-11-13

Integrantes del Subcomité Técnico:

NOMBRES:

INSTITUCIÓN REPRESENTADA:

Dra. Magda Saltos (Presidenta)
Dra. Rocío Cobos
Dra. Piedad Enríquez
Dr. Ángel Buenazo
Dra. Alexandra Levoyer
Dra. Mirely Segovia
Dr. Hernán Riofrío
Ing. Marcelo Soria
Dra. Blanca Viera
Tlga. María Dávalos (Secretaria Técnica)

MINISTERIO DE SALUD
REFRESHMENT PRODUCT SERVICES E.
INSTITUTO NACIONAL DE HIGIENE
FACULTAD DE CIENCIAS QUIMICAS U.C.
INDEGA
E-M-AAP-Q
DIRECCIÓN DE HIGIENE MUNICIPAL
UNIVERSIDAD TECNICA DE AMBATO
INEN CATI
INEN REGIONAL CHIMBORAZO

Otros trámites:

El Consejo Directivo del INEN aprobó este proyecto de norma en sesión de 1998-06-18

Oficializada como: OPCLIONAL
Registro Oficial No. 376 de 1998-08-05

Por Acuerdo Ministerial No. 323 de 1998-07-23

Instituto Ecuatoriano de Normalización, INEN - Baquerizo Moreno E8-29 y Av. 6 de Diciembre
Casilla 17-01-3999 - Telfs: (593 2)2 501885 al 2 501891 - Fax: (593 2) 2 567815
Dirección General: [E-Mail:furresta@inen.gov.ec](mailto:furresta@inen.gov.ec)
Área Técnica de Normalización: [E-Mail:normalizacion@inen.gov.ec](mailto:normalizacion@inen.gov.ec)
Área Técnica de Certificación: [E-Mail:certificacion@inen.gov.ec](mailto:certificacion@inen.gov.ec)
Área Técnica de Verificación: [E-Mail:verificacion@inen.gov.ec](mailto:verificacion@inen.gov.ec)
Área Técnica de Servicios Tecnológicos: [E-Mail:inencati@inen.gov.ec](mailto:inencati@inen.gov.ec)
Regional Guayas: [E-Mail:inenguayas@inen.gov.ec](mailto:inenguayas@inen.gov.ec)
Regional Azuay: [E-Mail:inencuenca@inen.gov.ec](mailto:inencuenca@inen.gov.ec)
Regional Chimborazo: [E-Mail:inenriobamba@inen.gov.ec](mailto:inenriobamba@inen.gov.ec)
URL:www.inen.gov.ec

BIBLIOGRAFÍA

1. Attilio Toscano, Alessia Marzo, Mirco Milani, Giuseppe L. Cirelli, Salvatore Barbagallo. (1 de Diciembre de 2014). Comparison of removal efficiencies in Mediterranean pilot constructed wetlands vegetated with different plant species. (H. D. Department of Agri-food and Environmental Systems Management, Ed.) *Ecological Engineering*. Recuperado el 24 de Febrero de 2015
2. B.Y. Zhang, J.S. Zheng, and R.G. Sharp. (2010). Phytoremediation in Engineered Wetlands: Mechanisms and Applications. *International Society for Environmental Information Sciences 2010 Annual Conference (ISEIS)*. Elsevier. Recuperado el 25 de Febrero de 2015

3. Claudio Leto, Teresa Tuttolomondo, Salvatore La Bella, Raffaele Leone, Mario Licata. (27 de Octubre de 2013). Effects of plant species in a horizontal subsurface flow constructed wetland – phytoremediation of treated urban wastewater with *Cyperus alternifolius* L. and *Typha latifolia* L. in the West of Sicily (Italy). (D. o. Sciences, Ed.) *Ecological Engineering*.
4. Delgadillo, O., Camacho, A., Pérez, L. F., & Andrade, M. (2010). *Depuración de aguas residuales por medio de humedales artificiales*. (N. A. Durán, Ed.) Cochabamba, Bolivia.
5. EPA, U. S. (1988). *Constructed Wetlands and Aquatic Plant Systems for Municipal Wastewater Treatment*. Manual de Diseño, Center for Environmental Research Information, Office of Research and Development, Cincinnati.
6. EPA, U. S. (07 de 1993). *United States Environmental Protection Agency*. Recuperado el 24 de 10 de 2014, de Office Of Water: <http://water.epa.gov/type/wetlands/restore/upload/sub.pdf>
7. EPA, U. S. (2000). *Folleto informativo de tecnología de aguas residuales. Humedales de flujo subsuperficial*. Folleto informativo, Office of Water, Washington, D.C.

8. Escobar, J. (2002). *La contaminación de los ríos y sus efectos en las áreas costeras y el mar*. (N. U. ECLAC, Ed.) Santiago, Chile.
9. García, S. J., & Corzo, H. A. (2008). *Depuración con humedales construidos - Guía práctica de diseño y explotación de sistemas de humedales de flujo subsuperficial*. Catalunya, España.
10. Gargi Sharma, Priya and Urmila Brighu. (2014). Performance Analysis of Vertical Up-flow Constructed Wetlands for Secondary Treated Effluent. *Elsevier-Asia-Pacific Chemical, Biological & Environmental Engineering Society*, 110-114.
11. Harry Gutiérrez Mosquera, Miguel Ricardo Peña Varón, Alexander Aponte Reyes. (20 de Mayo de 2010). Estimación del balance de Nitrógeno en un humedal construido subsuperficial plantado con *Heliconia psittacorum* para el tratamiento de aguas residuales domésticas. Recuperado el 10 de Febrero de 2015
12. Jorge Ignacio Montoya, Leonardo Ceballos, Juan Carlos Casas, Jordi Morató. (2010). ESTUDIO COMPARATIVO DE LA REMOCIÓN DE MATERIA ORGÁNICA EN HUMEDALES CONSTRUIDOS DE FLUJO HORIZONTAL SUBSUPERFICIAL USANDO TRES ESPECIES DE MACRÓFITAS. *Revista EIA*. doi:1794-1237

13. Jun Wang, Xiaoyan Liu, Xinying Zhang, Xia Liang, Weijie Zhang. (2011). Growth response and phytoremediation ability of Reed for diesel contaminant. *ICESB 2011: 25-26 November 2011, Maldives*. Shanghai. doi:10.1016/j.proenv.2011.10.013
14. Li Minghui, Zhang Wen, XIA Yu, Gao Yongsheng. (2011). Study on Removal Efficiencies of pollutant from Constructed Wetland in Aquiculture Waste Water around Poyang Lake. *2011 3rd International Conference on Environmental Science and Information Application Technology (ESIAT 2011)*. doi:10.1016/j.proenv.2011.09.380
15. Llagas, C. W., & Guadalupe, G. E. (2006). Diseño de humedales artificiales para el tratamiento de aguas residuales en la UNMSM. *Revista del Instituto de Investigaciones FIGMMG, vol. 15(17)*.
16. María Dolores Curt Fernández de la Mora, Jesús Fernández González, Eduardo de Miguel Beascochea, José de Miguel Muñoz. (s.f.). *Manual de fitodepuración. Filtros de macrofitas en flotación. Proyecto LIFE*. (EDITAN, Ed.) Madrid. Obtenido de http://www.ciencias-marinas.uvigo.es/bibliografia_ambiental/outros/Manual%20de%20fitodepuracion/Capitulos%205.pdf
17. Mireya del Pilar Arcos Pulido, Sara Lilia Ávila de Navia, Sandra Mónica Estupiñán Torres, Aura Cristina Gómez Prieto. (Diciembre de 2005).

Indicadores microbiológicos de contaminación de las fuentes de agua.
NOVA - PUBLICACIÓN CIENTÍFICA, 3. doi:1794-2470

18. Oscar Delgadillo, Alan Camacho, Luis F. Pérez, Mauricio Andrade. (2010). *Depuración de aguas residuales por medio de humedales artificiales*. (N. A. Durán, Ed.) Cochabamba, Bolivia. doi:978-99954-766-2-5
19. Ramalho, R. S. (2003). *Tratamiento de aguas residuales*. Sevilla: Reverté, S.A. doi:84-291-7975-5
20. Secretaría de la Convención de Ramsar. (2010). Manuales Ramsar. *Manejo de cuencas hidrográficas: Integración de la conservación y del uso racional de los humedales en el manejo de las cuencas hidrográficas*, 9, 4ta. Gland, Suiza.
21. Secretaría de la Convención de Ramsar. (28 de Enero de 2013). *Ramsar*. Obtenido de <http://www.ramsar.org/news/four-new-ramsar-sites-in-ecuador>
22. Vymazal, J. (2008). Constructed Wetlands for Wastewater Treatment: A Review. En M. a. Sengupta (Ed.), *The 12th World Lake Conference: 965-980*, (págs. 965-967). Trebon. Recuperado el 22 de Diciembre de 2014

23. Vymazal, J., & Kröpfelová, L. (2008). *Wastewater Treatment in Constructed Wetlands with Horizontal Sub-Surface Flow* (Vol. Environmental pollution). Czech Republic: Dordrecht : Springer, ©2008.
24. Wang Xiaoa, Han Bao-ping, Shi Ying-zheng, Pang Zong-qiang. (2009). Advanced wastewater treatment by integrated vertical flow constructed wetland with vetiveria zizanioides in north China. En P. E. Science (Ed.), *The 6th International Conference on Mining Science & Technology*, (págs. 1258-1260). Xuzhou. doi:10.1016/j.proeps.2009.09.194
25. Wetlands International. (2003). *The use of constructed wetlands for wastewater treatment*. Wetlands International.
26. Xiaowei Li, Xiubo Yu, Luguang Jiang, Wenye Li, Yu Liu, Xiyong Hou. (2014). How important are the wetlands in the middle-lower Yangtze River region: An ecosystem service valuation approach. *Ecosystem Services-Elsevier*, 54-57.
27. Xu-Ligang, You-Hailin, Li-Jianmin, Qi Zhang, Jiang-Jiahu, Lv Weiming, Sun-Zhandong. (2011). Analysis on Affected Factors of Treatment Efficiency of Rural Sewage Removal with Constructed Wetland. *2011 3rd International Conference on Environmental Science and*

Information Application Technology (ESIAT 2011). Nanjing: Elsevier.

doi:10.1016/j.proenv.2011.09.361