

ESCUELA POLITÉCNICA NACIONAL

**FACULTAD DE INGENIERÍA QUÍMICA Y
AGROINDUSTRIA**

**ESTUDIO DE UN SISTEMA DE TRATAMIENTO PARA LOS
EFLUENTES DEL LABORATORIO DE INVESTIGACIÓN, ANÁLISIS
Y MONITOREO DE LA SECRETARÍA DE AMBIENTE DEL
DISTRITO METROPOLITANO DE QUITO**

**PROYECTO PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE INGENIERO
QUÍMICO**

**ANTONY CRISTOFER RAMOS RIVADENEIRA
(ancris.rr@hotmail.com)**

**DIRECTORA: ING. LUCÍA MARGARITA MONTENEGRO AGUAS MSc.
(lucia.montenegro@epn.edu.ec)**

Quito, mayo 2017

© Escuela Politécnica Nacional (2017)
Reservados todos los derechos de reproducción

DECLARACIÓN

Yo, Antony Cristofer Ramos Rivadeneira, declaro que el trabajo aquí descrito es de mi autoría; que no ha sido previamente presentado para ningún grado o calificación profesional; y, que he consultado las referencias bibliográficas que se incluyen en este documento.

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

Antony Cristofer Ramos Rivadeneira

CERTIFICACIÓN

Certifico que el presente trabajo fue desarrollado por Antony Cristofer Ramos Rivadeneira, bajo mi supervisión.

Ing. Lucía Montenegro MSc.
DIRECTORA DE PROYECTO

AUSPICIO

La presente investigación contó con el auspicio financiero del proyecto “Estudio de un sistema de tratamiento para los efluentes del Laboratorio de Investigación, Análisis y Monitoreo de la Secretaría de Ambiente de Distrito Metropolitano de Quito”, que se ejecuta en el Laboratorio IAM-Q de la Secretaría de Ambiente de Distrito Metropolitano de Quito.

AGRADECIMIENTOS

A Dios porque con su infinito amor me ha brindado sabiduría para darle rumbo a mi vida y fortaleza para continuar por sobre los obstáculos.

A mis padres Esthela y Miguel quienes han sido mi ejemplo de trabajo, esfuerzo, honestidad y progreso. Todo lo que soy se los debo a ustedes. Los amo, respeto y admiro.

A mis hermanos Jissel y Luis mis compañeros de vida, gracias por su apoyo incondicional, por compartir tantos momentos maravillosos de infancia y ahora sueños que sin duda los cumpliremos. Los amo.

A la Ing. Lucía Montenegro por guiarme en el desarrollo de este proyecto, gracias por su apoyo, tiempo y enseñanzas.

A la Ing. Valeria Díaz por la apertura en el Laboratorio IAM-Q de la Secretaría de Ambiente del DMQ para el desarrollo del presente proyecto. De igual manera a Favio, Karen, José Luis, Rody, Pame, Cami, Mary, Jessy, David, Ju, Don Jo, Doris, Sol y los demás compañeros pasantes y tesistas, gracias por sus consejos, apoyo y valiosa amistad.

A Leandro, Jefferson, Jessy y Astrid, más que compañeros son grandes amigos, hemos pasado por momentos de sacrificio pero todo ha valido la pena, ahora es tiempo de disfrutar de los frutos de nuestro esfuerzo.

A Cris, Dianita y Andre por acompañarme en los momentos más difíciles.

A Stalin, Copo, Christian, Pablo, Diego, David y demás amigos con quienes compartimos la camiseta en los deportes, gracias porque todo es parte de nuestra formación integral.

DEDICATORIA

A las personas quienes son la razón de mi vida, quienes siempre han estado apoyándome en los momentos más difíciles y compartiendo conmigo en los momentos más felices, por quienes he tratado de dar siempre lo mejor y para quienes serán todos mis esfuerzos.

A mis padres, mis hermanos y mi sobrinito.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

	PÁGINA
RESUMEN	xiii
INTRODUCCIÓN	xv
1. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	1
1.1. Tratamiento de efluentes mediante rizofiltración	1
1.1.1. Rizofiltración como mecanismo de fitorremediación	1
1.1.1.1. Fitorremediación	1
1.1.1.2. Mecanismos de fitorremediación	2
1.1.1.3. Rizofiltración y la rizósfera	4
1.1.2. Hidroponía	5
1.1.2.1. Nutrición de las plantas	6
1.1.2.2. Métodos de cultivo hidropónico	9
1.1.2.3. Métodos de siembra de especies vegetales en un cultivo hidropónico	12
1.1.2.4. Localización de un cultivo hidropónico	13
1.1.2.5. Control de plagas	13
1.1.3. Humedales artificiales	15
1.1.3.1. Clasificación de los humedales artificiales	17
1.1.3.2. Principio de funcionamiento de un humedal artificial	21
1.1.3.3. Componentes de un humedal artificial de flujo subsuperficial	22
1.1.3.4. Puesta en marcha de un humedal artificial	25
1.1.4. Pasto elefante (<i>Pennisetum purpureum</i>)	26
1.1.5. Lechuguines (<i>Heteranthera reniformis</i>)	28
1.2. Tratamiento de efluentes mediante ficorremediación	29
1.2.1. Tratamiento biológico	29
1.2.2. Ficorremediación	30
1.2.3. Aplicación de microalgas	32
1.2.3.1. <i>Chlorella sp.</i>	33
1.2.3.2. <i>Scenedesmus sp.</i>	35
1.2.4. Cultivo microalgal	36
2. PARTE EXPERIMENTAL	39
2.1. Determinación de rangos de confianza de parámetros trazadores a partir de la caracterización física y química de los efluentes del Laboratorio IAM-Q de la Secretaría de Ambiente del Distrito Metropolitano de Quito	40

2.1.1.	Muestreo y caracterización física y química de los efluentes del Laboratorio IAM-Q	40
2.1.2.	Construcción de cartas de control de parámetros trazadores	41
2.2.	Determinación de las mejores condiciones de operación para el sistema de pretratamiento	42
2.2.1.	Selección de la mejor combinación de coagulante y floculante	42
2.2.1.1.	Diseño experimental para el proceso de coagulación-floculación	42
2.2.1.2.	Prueba de jarras para la evaluación del proceso de coagulación y floculación	43
2.2.1.3.	Tratamiento de resultados	44
2.2.2.	Determinación del tiempo de sedimentación	45
2.3.	Evaluación de la remoción de carga contaminante mediante rizofiltración y ficorremediación	47
2.3.1.	Diseño experimental para los ensayos de tratabilidad	47
2.3.2.	Desarrollo del cultivo hidropónico con pasto elefante en sustrato inerte	47
2.3.3.	Desarrollo del cultivo hidropónico con lechuguines en agua	49
2.3.4.	Desarrollo del cultivo microalgal	50
2.3.5.	Pretratamiento de los efluentes del Laboratorio IAM-Q	51
2.3.6.	Remoción de carga contaminante mediante la aplicación del cultivo hidropónico con pasto elefante	52
2.3.7.	Remoción de carga contaminante mediante la aplicación del cultivo hidropónico con lechuguines	53
2.3.8.	Remoción de carga contaminante mediante la aplicación del cultivo microalgal	53
2.3.9.	Selección de la mejor opción para el tratamiento de los efluentes del Laboratorio IAM-Q	55
3.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	56
3.1.	Determinación de rangos de confianza de parámetros trazadores a partir de la caracterización física y química de los efluentes del Laboratorio IAM-Q de la Secretaría de Ambiente del Distrito Metropolitano de Quito	56
3.1.1.	Caracterización física y química de los efluentes del Laboratorio IAM-Q	56
3.1.2.	Construcción de cartas de control de parámetros trazadores	59
3.2.	Determinación de las mejores condiciones de operación para el sistema de pretratamiento	65
3.2.1.	Selección de la mejor combinación de coagulante y floculante	65
3.2.1.1.	Remoción de la DQO mediante el proceso de coagulación-floculación y sedimentación	67

3.2.1.2.	Remoción de color real mediante el proceso de coagulación-floculación y sedimentación	69
3.2.1.3.	Remoción de turbidez mediante el proceso de coagulación-floculación y sedimentación	71
3.2.1.4.	Selección de las mejores concentraciones de sulfato de aluminio y poliacrilamida	73
3.2.2.	Determinación del tiempo de sedimentación	75
3.3.	Evaluación de la remoción de carga contaminante mediante rizofiltración y ficorremediación	77
3.3.1.	Desarrollo del cultivo hidropónico con pasto elefante en sustrato inerte	77
3.3.2.	Desarrollo del cultivo hidropónico con lechuguines en agua	79
3.3.3.	Desarrollo del cultivo microalgal	81
3.3.4.	Pretratamiento de los efluentes del Laboratorio IAM-Q	84
3.3.5.	Remoción de la DQO en función del tiempo y método de tratamiento	86
3.3.6.	Remoción de la DBO ₅ en función del tiempo y método de tratamiento	90
3.3.7.	Remoción de tensoactivos en función del tiempo y método de tratamiento	93
3.3.8.	Remoción de fósforo total en función del tiempo y método de tratamiento	96
3.3.9.	Remoción de SST en función del tiempo y método de tratamiento	99
3.3.10.	Remoción de sulfatos en función del tiempo y método de tratamiento	103
3.3.11.	Evaluación del pH en función del tiempo y método de tratamiento	106
3.3.12.	Selección de la mejor alternativa para el tratamiento de los efluentes del Laboratorio IAM-Q	109
3.3.12.1.	Almacenamiento primario	113
3.3.12.2.	Homogenización	113
3.3.12.3.	Estabilización del pH	113
3.3.12.4.	Coagulación-floculación y sedimentación	113
3.3.12.5.	Almacenamiento secundario	114
3.3.12.6.	Estabilización del pH	114
3.3.12.7.	Rizofiltración con pasto elefante	114
3.3.12.8.	Rizofiltración con lechuguines	115
4.	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	116
4.1.	Conclusiones	116
4.2.	Recomendaciones	118
	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	119
	ANEXOS	133

ÍNDICE DE TABLAS

		PÁGINA
Tabla 1.1.	Mecanismos de fitorremediación	3
Tabla 1.2.	Clasificación de elementos químicos según el beneficio obtenido por las plantas	7
Tabla 1.3.	Clasificación y función de los nutrientes	7
Tabla 1.4.	Concentraciones de elementos de diferentes soluciones nutritivas de aplicación general	8
Tabla 1.5.	Sales para preparar la solución nutritiva	8
Tabla 1.6.	Características principales de los humedales artificiales	19
Tabla 1.7.	Comparación entre humedales artificiales de flujo subsuperficial (HFS)	20
Tabla 1.8.	Principales mecanismos de remoción en humedales artificiales	21
Tabla 1.9.	Principales características del pasto elefante	26
Tabla 1.10.	Principales características de los lechuguines	28
Tabla 1.11.	Información taxonómica de microalgas <i>Chlorella sp.</i>	34
Tabla 1.12.	Información taxonómica de microalgas <i>Scenedesmus sp.</i>	35
Tabla 2.1.	Cantidades requeridas de las soluciones madre de coagulante y floculante para alcanzar las concentraciones propuestas	44
Tabla 3.1.	Resultados de las caracterizaciones de los efluentes del Laboratorio IAM-Q	57
Tabla 3.2.	Media de las caracterizaciones comparadas con los valores norma	58
Tabla 3.3.	Media de los porcentajes de remoción de DQO, turbidez y color real obtenidos con las diferentes combinaciones de coagulante y floculante	66
Tabla 3.4.	Remoción de carga contaminante obtenida mediante el pretratamiento	85
Tabla 3.5.	Remoción de la DQO en función del tiempo y método de tratamiento	87
Tabla 3.6.	Remoción de la DBO ₅ en función del tiempo y método de tratamiento	91

Tabla 3.7.	Remoción de tensoactivos en función del tiempo y método de tratamiento	94
Tabla 3.8.	Remoción de fósforo total en función del tiempo y método de tratamiento	97
Tabla 3.9.	Remoción de sólidos suspendidos totales en función del tiempo y método de tratamiento	100
Tabla 3.10.	Remoción de sulfatos en función del tiempo y método de tratamiento	104
Tabla 3.11.	Variación del pH del efluente en función del tiempo y método de tratamiento	107
Tabla 3.12.	Porcentajes de remoción de los parámetros trazadores obtenidos con cada método después de 72 horas de tratamiento	109
Tabla AI.1.	Condiciones de muestreo, preservación y conservación de muestras tomadas para los ensayos de caracterización	134
Tabla AII.1.	Listado de métodos y equipos empleados para la ejecución de los ensayos de caracterización de los efluentes del Laboratorio IAM-Q	135
Tabla AIII.1.	Volumen de muestra requerido para el análisis de DBO ₅ y factor en función del valor de DBO ₅ teórico	137
Tabla AIV.1.	Límites máximos permisibles para descargas líquidas al alcantarillado como cuerpo receptor	147
Tabla AVII.1.	Cantidades de los reactivos utilizados para la preparación de la solución nutritiva	150
Tabla AXIII.1.	Resultados de la carga contaminante del efluente antes del pretratamiento	158
Tabla AXIII.2.	Resultados de la DQO, turbidez, color real y pH para cada combinación de coagulante y floculante	158
Tabla AXIV.1.	Valores-P obtenidos del análisis de varianza del efecto de las concentraciones de coagulante, floculante y su interacción sobre el porcentaje de remoción de DQO, color real y turbidez	159
Tabla AXV.1.	Altura de la interfase de sedimentación en función del tiempo	160
Tabla AXVI.1.	Resultados de los recuentos celulares del cultivo microalgal	162

Tabla AXVII.1.	Resultados de los análisis de los parámetros trazadores de la muestra C8 almacenada desde el 02-05-2016 hasta el 13-05-2016, en función del tiempo y método de tratamiento	163
Tabla AXVII.2.	Resultados de los análisis de los parámetros trazadores de la muestra C9 almacenada desde el 16-05-2016 hasta el 27-05-2016, en función del tiempo y método de tratamiento	164
Tabla AXVIII.1.	Valores-P obtenidos del análisis de varianza del efecto del tiempo y método de tratamiento sobre el porcentaje de remoción de carga contaminante	165

ÍNDICE DE FIGURAS

		PÁGINA
Figura 1.1.	Proceso de fitorremediación	2
Figura 1.2.	Vista microscópica de la rizósfera	4
Figura 1.3.	Cultivo hidropónico en sustrato sólido	10
Figura 1.4.	Cultivo hidropónico en agua mediante el sistema raíz flotante	11
Figura 1.5.	Cultivo hidropónico en agua mediante el sistema NFT	11
Figura 1.6.	Cultivo hidropónico en agua mediante el sistema de aeroponía	12
Figura 1.7.	Esquema de la clasificación de los humedales artificiales	18
Figura 1.8.	Humedal de flujo superficial	18
Figura 1.9.	Humedales artificiales de flujo subsuperficial: a) Horizontal y b) Vertical	20
Figura 1.10.	Principales mecanismos de remoción en los humedales artificiales	22
Figura 1.11.	Distribución de raíces y rizomas a través del sustrato sólido	23
Figura 1.12.	Pasto elefante enano (<i>Pennisetum purpureum</i>)	27
Figura 1.13.	Lechuguines (<i>Heteranthera reniformis</i>)	29
Figura 1.14.	Oxigenación fotosintética y oxidación bacteriana de la materia orgánica en el proceso de fitorremediación	33
Figura 1.15.	Observación al microscopio de microalgas <i>Chlorella sp.</i>	34
Figura 1.16.	Observación al microscopio de microalgas <i>Scenedesmus sp.</i>	35
Figura 2.1.	Secuencia de operaciones unitarias para el tratamiento de los efluentes del Laboratorio IAM-Q	39
Figura 2.2.	Método gráfico para la determinación del tiempo de sedimentación	46
Figura 3.1.	Carta de control de la demanda química de oxígeno presente en el efluente del Laboratorio IAM-Q	60
Figura 3.2.	Carta de control de la demanda bioquímica de oxígeno presente en el efluente del Laboratorio IAM-Q	60

Figura 3.3.	Carta de control de los sólidos suspendidos totales presentes en el efluente del Laboratorio IAM-Q	61
Figura 3.4.	Carta de control del potencial de hidrógeno presente en el efluente del Laboratorio IAM-Q	62
Figura 3.5.	Carta de control de tensoactivos presente en el efluente del Laboratorio IAM-Q	62
Figura 3.6.	Carta de control de fósforo total presente en el efluente del Laboratorio IAM-Q	63
Figura 3.7.	Carta de control de los sulfatos presentes en el efluente del Laboratorio IAM-Q	64
Figura 3.8.	Instalación para los ensayos de coagulación-floculación	65
Figura 3.9.	Porcentajes de remoción de la DQO en función de las concentraciones de sulfato de aluminio y poliacrilamida	67
Figura 3.10.	Gráfica de medias del efecto de la variación de la concentración de sulfato de aluminio sobre el porcentaje de remoción de la DQO	68
Figura 3.11.	Gráfica de medias del efecto de la variación de la concentración de poliacrilamida sobre el porcentaje de remoción de la DQO	68
Figura 3.12.	Porcentajes de remoción de color real en función de las concentraciones de sulfato de aluminio y poliacrilamida	69
Figura 3.13.	Gráfica de medias del efecto de la variación de la concentración de sulfato de aluminio sobre el porcentaje de remoción de color real	70
Figura 3.14.	Gráfica de medias del efecto de la variación de la concentración de poliacrilamida sobre el porcentaje de remoción de color real	71
Figura 3.15.	Porcentajes de remoción de turbidez en función de las concentraciones de sulfato de aluminio y poliacrilamida	72
Figura 3.16.	Gráfica de medias del efecto de la variación de la concentración de sulfato de aluminio sobre el porcentaje de remoción de turbidez	73
Figura 3.17.	Gráfica de medias del efecto de la variación de la concentración de poliacrilamida sobre el porcentaje de remoción de turbidez	73
Figura 3.18.	Efecto de la adición creciente de coagulante	75

Figura 3.19.	Determinación de la altura de sedimentación en función del tiempo	76
Figura 3.20.	Curva de sedimentación de la interfase	77
Figura 3.21.	Instalación del cultivo hidropónico con pasto elefante: a) Sistema de riego; b) Slineación de la manguera de riego.	78
Figura 3.22.	Cultivo hidropónico de pasto elefante después de tres meses de desarrollo	79
Figura 3.23.	Cultivos hidropónicos de lechuguines después de tres meses de desarrollo: a) En solución nutritiva y b) En agua potable	80
Figura 3.24.	Instalación para los ensayos de tratabilidad mediante el cultivo hidropónico con lechuguines: a) Bandeja de polipropileno con válvula de descarga y plancha de espuma flex; b) Raíces de lechuguines sumergidas en el efluente	81
Figura 3.25.	Observación en el microscopio del consorcio microalgal inicial, con aumento de 40x	82
Figura 3.26.	Curva de crecimiento celular del consorcio microalgal	82
Figura 3.27.	Producción de cultivos microalgales	84
Figura 3.28.	Modificación en la apariencia del efluente debido al pretratamiento	85
Figura 3.29.	Porcentajes de remoción de DQO en función del método y tiempo de tratamiento	88
Figura 3.30.	Gráfica de medias del efecto del método de tratamiento sobre el porcentaje de remoción de DQO	89
Figura 3.31.	Porcentajes de remoción de DBO ₅ en función del método y tiempo de tratamiento	92
Figura 3.32.	Gráfica de medias del efecto del método de tratamiento sobre el porcentaje de remoción de DBO ₅	92
Figura 3.33.	Porcentajes de remoción de tensoactivos en función del método y tiempo de tratamiento	95
Figura 3.34.	Gráfica de medias del efecto del método de tratamiento sobre el porcentaje de remoción de tensoactivos	96
Figura 3.35.	Porcentajes de remoción de fósforo total en función del método y tiempo de tratamiento	98

Figura 3.36.	Gráfica de medias del efecto del método de tratamiento sobre el porcentaje de remoción de fósforo total	99
Figura 3.37.	Porcentajes de remoción de sólidos suspendidos totales en función del método y tiempo de tratamiento	102
Figura 3.38.	Gráfica de medias del efecto del método de tratamiento sobre el porcentaje de remoción de sólidos suspendidos totales	102
Figura 3.39.	Porcentajes de remoción de sulfatos en función del método y tiempo de tratamiento	105
Figura 3.40.	Gráfica de medias del efecto del método de tratamiento sobre el porcentaje de remoción de sulfatos	106
Figura 3.41.	Variación del pH del efluente en función del método y tiempo de tratamiento	107
Figura 3.42.	Gráfica de medias del efecto del método de tratamiento sobre el valor de pH	108
Figura 3.43.	Diagrama de flujo del sistema de tratamiento propuesto para los efluentes del Laboratorio IAM-Q	112
Figura AI.1.	Muestreo de efluentes para ensayos de caracterización: a) Homogenización; b) Muestras con preservantes; c) Conservación en refrigeración	134
Figura AV.1.	Clasificación de grava y piedra pómez	148
Figura AVI.1.	Lavado de plantas de pasto elefante	149
Figura AVII.1.	Mezclado de reactivos para la solución nutritiva	151
Figura AVIII.1.	Preparación para la instalación del humedal artificial: a) Estructura mixta; b) Bandeja con válvulas de descarga y drenaje; c) Grava 2-4 cm; d) Grava < 2 cm; e) Piedra pómez < 2 cm; f) Distribución de pasto elefante.	152
Figura AX.1.	Instalaciones de los humedales artificiales para los cultivos hidropónicos con lechuguines: a) En solución nutritiva; b) En agua	154
Figura AXI.1.	Instalación para el desarrollo del cultivo microalgal	155
Figura AXII.1.	Recuento celular: a) Colocación de muestra microalgal en la cámara de Neubauer; b) Observación de las divisiones de la cámara de Neubauer en el microscopio; c) Convención para el recuento celular y d) Método de recuento en zig-zag	157

ÍNDICE DE ANEXOS

ANEXO I	
Especificaciones de la toma de muestras para los ensayos de caracterización	134
ANEXO II	
Listado de métodos estandarizados utilizados por el Laboratorio IAM-Q	135
ANEXO III	
Procedimientos de los métodos estándar para los ensayos de caracterización	136
ANEXO IV	
Límites máximos permisibles para descargas líquidas establecidos en la Resolución 002-SA-2014	147
ANEXO V	
Preparación del sustrato inerte para la implementación de humedales artificiales con pasto elefante	148
ANEXO VI	
Preparación de las plántulas de pasto elefante para la siembra en el humedal artificial	149
ANEXO VII	
Preparación de la solución nutritiva para la nutrición de las plantas	150
ANEXO VIII	
Instalación del humedal artificial con pasto elefante	152
ANEXO IX	
Preparación de plaguicida a base de ají	153
ANEXO X	
Instalación de humedales artificiales con lechuguines	154
ANEXO XI	
Instalación del cultivo microalgal	155
ANEXO XII	
Recuento celular con cámara de Neubauer	156
ANEXO XIII	
Remoción de carga contaminante con diferentes combinaciones de coagulante y floculante	158
ANEXO XIV	
Resultados del análisis de varianza aplicado para la determinación de la mejor combinación de coagulante y floculante	159

ANEXO XV	
Alturas de la interfase para la determinación del tiempo y superficie de sedimentación	160
ANEXO XVI	
Resultados de los recuentos celulares del cultivo microalgal	162
ANEXO XVII	
Resultados obtenidos en los ensayos de tratabilidad	163
ANEXO XVIII	
Resultados del análisis de varianza aplicado para la evaluación de la remoción de carga contaminante mediante rizofiltración y ficorremediación	165

RESUMEN

En el presente trabajo se realizó el estudio de un sistema de tratamiento para los efluentes del Laboratorio de Investigación Análisis y Monitoreo (IAM-Q) de la Secretaría de Ambiente del Distrito Metropolitano de Quito (DMQ).

Se analizaron física y químicamente las descargas líquidas del Laboratorio IAM-Q durante tres meses, para lo cual se almacenaron los efluentes en periodos de dos semanas, de esta manera se realizaron un total de seis caracterizaciones. Sobre la base de estos resultados, se determinaron como elementos trazadores a los siguientes parámetros: DQO, DBO₅, SST, fósforo total, tensoactivos, pH y sulfatos, los cuales excedieron los valores normados en los siguientes porcentajes: 408 %, 126 %, 230 %, 48 %, 235 %, 206 % y 163 %, respectivamente. Además, se construyeron cartas de control las cuales permitieron establecer rangos de confianza mediante la fijación de límites de alarma y límites de control. Así también, se determinó la representatividad de los efluentes.

Con el fin de reducir la carga contaminante previo al tratamiento mediante rizofiltración y ficorremediación, se planteó como etapa de pretratamiento un sistema de coagulación-floculación y sedimentación. Mediante ensayos de prueba de jarras realizados por duplicado, se probaron tres concentraciones de sulfato de aluminio como coagulante y tres concentraciones de poliacrilamida como floculante. Se determinó que la mejor combinación de coagulante y floculante corresponde a las concentraciones de 600,0 mg/L y 2,8 mg/L, respectivamente. Se estableció como tiempo de sedimentación 40 min. Con estas condiciones se removió en promedio el 31,7 % de DQO; 81,5 % de color real y 80,0 % de turbidez.

Se evaluaron tres métodos de tratamiento pasivo como alternativas aplicables a los efluentes del Laboratorio IAM-Q; un cultivo hidropónico con pasto elefante (*Pennisetum purpureum*) y un cultivo hidropónico con lechuguines (*Heterantera reniformis*) como técnicas de rizofiltración, así también un cultivo microalgal con el consorcio *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.* como técnica de ficorremediación. Para el desarrollo del pasto elefante se instaló un humedal artificial de flujo subsuperficial

vertical con sustrato inerte compuesto por tres capas de grava y piedra pómez; la nutrición de las plantas se realizó mediante recirculación diaria de solución nutritiva. Por su parte, las plantas de lechuguines presentaron un mejor desarrollo en un sistema de cultivo de raíz flotante al permanecer sumergidas en agua. En ambos casos, las especies vegetales se mantuvieron expuestas a las condiciones ambientales. Para el desarrollo del cultivo microalgal se instaló un sistema de aireación e iluminación constante; se estabilizó el pH del medio en un valor cercano a 9,00 y se utilizó como fertilizante una solución de Nitrofoska Foliar (3 mL/L). Los cultivos fueron desarrollados durante un periodo de tres meses.

Para la etapa de tratabilidad, se utilizaron efluentes recolectados en dos periodos diferentes de dos semanas cada uno. Se evaluaron los porcentajes de remoción obtenidos con los tres métodos propuestos, para lo cual se consideraron como variables de entrada los tres tipos de tratamiento: cultivo hidropónico con pasto elefante, cultivo hidropónico con lechuguines y cultivo microalgal con el consorcio *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*, así también el tiempo de tratamiento en tres niveles: 24, 48 y 72 horas. Los mejores resultados se obtuvieron con el cultivo hidropónico con pasto elefante después de 72 horas de tratamiento ya que de esta manera los efluentes del Laboratorio IAM-Q cumplieron con la Resolución 002-SA-2014 en los parámetros DQO, DBO₅, SST, fósforo total, tensoactivos y pH cuyos porcentajes de remoción fueron: 80,3 %; 83,6 %; 82,6 %; 81,7 % y 66,9 % respectivamente; el valor promedio de pH fue de 7,09. Además, se obtuvo una remoción de sulfatos del 25,6 %.

Con el fin de mejorar la eficiencia y garantizar la calidad del agua al final del proceso, se propuso la depuración de los efluentes del Laboratorio IAM-Q mediante un sistema de tratamiento conformado por 3 etapas: coagulación-floculación y sedimentación como pretratamiento, cultivo hidropónico con pasto elefante como tratamiento pasivo y cultivo hidropónico con lechuguines como tratamiento de pulido.

INTRODUCCIÓN

Laucerica, Gonzáles y Sánchez (2013) aseguran que a pesar de que el volumen de efluentes provenientes de laboratorios es relativamente bajo en comparación con los del sector industrial, no se debe menospreciar el problema que estos podrían causar (p. 1). Tanto la variabilidad en la composición de carga contaminante como la relativamente pequeña cantidad de efluentes provenientes de laboratorios, hacen que surja la necesidad de estudiar técnicas de tratamiento que se ajusten a dichos efluentes (Fall, Cuenca y Jiménez, 2002, p. 56). El principal inconveniente de los tratamientos convencionales es que implican altos costos en obra civil, equipamiento, operación y mantenimiento (Muñoz, 2016, p. 22). Por esta razón se plantea el estudio de la rizofiltración y la ficorremediación como alternativas de tratamiento pasivo para este tipo de efluentes, posterior a un proceso de floculación-coagulación y sedimentación como pretratamiento.

La fitorremediación aprovecha el metabolismo de especies vegetales para eliminar, retener, disminuir o neutralizar compuestos orgánicos y sustancias contaminantes (Moreno, 2007, p. 10; Carpena y Bernal, 2007, p. 1). Una de las técnicas alternativas de la fitorremediación es la rizofiltración, la cual utiliza las raíces de las plantas para la depuración de aguas contaminadas con compuestos orgánicos, fenólicos, metales pesados e incluso isótopos radioactivos, entre otros (Arias, Betancur, Gómez, Salazar y Hernández, 2010, p. 13). En los últimos años esta técnica ha despertado un gran interés ya que presenta ventajas como bajos costos de implementación, evita el uso de reactivos químicos peligrosos, resulta efectiva en pequeñas y grandes escalas de aplicación y es estéticamente agradable (Moreno, 2007, p. 10).

La ficorremediación por su parte es una biotecnología que emplea microalgas para la remoción o biotransformación de la carga contaminante presente en el agua, pues estos organismos fotosintéticos son capaces de metabolizar nitrógeno, fósforo, carbono, azufre obteniéndolos inclusive desde compuestos tóxicos y recalcitrantes, así también varios ácidos orgánicos y metales pesados (Olguín, 2003, pp. 81-82).

La Secretaría de Ambiente del Distrito Metropolitano de Quito, como entidad rectora de la gestión ambiental integral, tiene a cargo la responsabilidad de ejercer el control público a los regulados del DMQ, proceso que consiste básicamente en tomar muestras de descargas líquidas del sector industrial, analizarlas y desecharlas; esto con el fin de evaluar el cumplimiento de la normativa (Secretaría de Ambiente, 2016). Se entiende que si todas las muestras analizadas en el Laboratorio de Investigación, Análisis y Monitoreo (IAM-Q) cumplieren con los límites máximos permisibles para descargas líquidas, establecidos en la Resolución 002-SA-2014, estas podrían ser desechadas directamente al alcantarillado; sin embargo, existen muchas empresas cuyas descargas están fuera de norma (p. 24).

Los efluentes del Laboratorio IAM-Q están compuestos por la mezcla de los remanentes de muestras tomadas para control público y monitoreo de la red hídrica, así como también de los residuos de los análisis de descargas líquidas (Secretaría de Ambiente, 2016). De esta manera, la mezcla final deriva en una sustancia peligrosa para la salud y el medio ambiente (Fall et al., 2002, p. 56). Es así que surge la necesidad del estudio de un sistema de tratamiento para los efluentes del Laboratorio IAM-Q, con el fin de reducir la carga contaminante hasta valores que cumplan con la normativa y no atenten contra la estabilidad del cuerpo receptor.

1. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

1.1. TRATAMIENTO DE EFLUENTES MEDIANTE RIZOFILTRACIÓN

1.1.1. RIZOFILTRACIÓN COMO MECANISMO DE FITORREMEDIACIÓN

1.1.1.1. Fitorremediación

La fitorremediación aprovecha la acción fisiológica y bioquímica combinada de las plantas y microorganismos asociados a ellas, para degradar, absorber, retener, metabolizar, volatilizar, mineralizar o transformar contaminantes presentes en el suelo, agua, aire, residuos y sedimentos en sustancias menos tóxicas (Delgadillo, Gonzáles, Prieto, Villagomez y Acevedo, 2011, pp. 597-598; Muñoz, Nevárez, Ballinas y Peralta, 2010, p. 2). Esta técnica pasiva apareció en los años 90 con investigaciones realizadas para la remediación de ambientes contaminados con hidrocarburos (EPA, 2000). Sin embargo, en los últimos años se ha convertido en una de las alternativa biológicas que ha ganado gran interés en el campo investigativo puesto que permite remover hidrocarburos y aceites derivados del petróleo, pesticidas, solventes, metales, explosivos, lixiviados y compuestos volátiles en el aire (Cubillos, 2011, p. 11).

El proceso consiste inicialmente en la absorción del contaminante a través de las raíces de las plantas, posteriormente puede seguir tres caminos: ser incorporado directamente a la pared y membrana celular mediante difusión; ser transformado y transpirado inmediatamente; o mediante fases de conversión, conjugación y compartimentación ser metabolizado y depositado en las vacuolas o en la pared celular (Dietz y Schnoor, 2001, pp. 163-165). Estos procesos se presentan en la Figura 1.1. Los efluentes del Laboratorio IAM-Q presentan contaminantes principalmente de naturaleza orgánica, los cuales son incorporados a las plantas de manera muy eficiente mediante difusión a la pared y membrana celular (Dietz y Schnoor, 2001, p. 164).

La eficiencia en la toma del contaminante depende de la especie, la salud, la edad de las plantas, así también de las propiedades fisicoquímicas en la zona de las raíces; pudiéndose inferir dicha eficiencia mediante la transpiración de las plantas (Dietz y Schnoor, 2001, pp. 164-165).

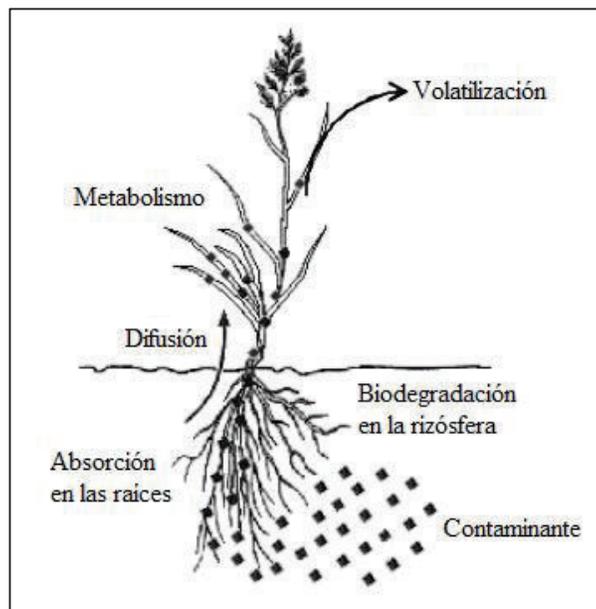


Figura 1.1. Proceso de fitorremediación
(Kamath, Rentz, Schnoor y Alvarez, 2014, p. 5)

Entre las ventajas de la fitorremediación se tiene que es una técnica sustentable de bajo costo con una alta aplicabilidad para la rehabilitación de ambientes afectados por contaminación natural y antropogénica; además se trata de una alternativa de limpieza pasiva estéticamente agradable (De la Vega, 2014, p.4). Sin embargo, esta técnica también presenta ciertas limitaciones como la profundidad de penetración de las raíces, la fitotoxicidad de áreas muy contaminadas, la biodisponibilidad de compuestos que facilitan la captación, y los tiempos del proceso pueden llegar a ser muy prolongados (López, Gallegos, Pérez y Gutiérrez, 2005, p. 93).

1.1.1.2. Mecanismos de fitorremediación

La fitorremediación puede llevarse a cabo mediante diferentes mecanismos dependiendo de las partes de la planta que participan o los microorganismos que

contribuyen en la degradación de contaminantes (Arias et al., 2010, p. 13). En la Tabla 1.1 se resumen los procesos involucrados con cada mecanismo de fitorremediación, así como los tipos de contaminantes que pueden ser tratados.

Tabla 1.1. Mecanismos de fitorremediación

Mecanismo	Proceso	Contaminante
Fitodegradación	Las plantas acuáticas y terrestres captan, almacenan y degradan compuestos orgánicos para dar subproductos menos tóxicos o no tóxicos	Aguas residuales agropecuarias, municiones (TNT, DNT, RDX, nitrobenzeno, nitrotolueno), atrazina, solventes clorados, DDT, pesticidas fosfatados, fenoles, nitrilos, entre otros.
Fitovolatilización	Las plantas captan y modifican los contaminantes o compuestos orgánicos y los liberan a la atmósfera con la transpiración.	Aguas residuales agropecuarias, aguas con mercurio, selenio y solventes clorados (tetraclorometano y triclorometano).
Fitoestimulación	Se usan los exudados radiculares para promover el desarrollo de microorganismos degradativos (bacterias y hongos).	Hidrocarburos derivados del petróleo y poliaromáticos, benceno, tolueno, atrazina, aguas residuales agropecuarias.
Fitoestabilización	Las plantas tolerantes se usan para reducir su movilidad y evitar el pasaje a capas subterráneas o al aire	Lagunas de deshecho de yacimientos mineros, aguas residuales. Compuestos fenólicos y compuestos clorados.
Fitoextracción	Las plantas se usan para concentrar los contaminantes en las partes cosechables (principalmente la parte aérea).	Diversas aguas contaminadas con cadmio, cobalto, cromo, níquel, mercurio, plomo, selenio y zinc.
Rizofiltración	Las raíces de las plantas se usan para absorber, precipitar y concentrar los contaminantes a partir de efluentes líquidos contaminados y degradar compuestos orgánicos.	Aguas contaminadas con cadmio, cobalto, cromo, níquel, mercurio, plomo, selenio, zinc, isótopos radioactivos y compuestos fenólicos.

1.1.1.3. Rizofiltración y la rizósfera

La rizofiltración elimina contaminantes del medio hídrico a través de las raíces, las cuales, una vez saturadas, son cosechadas para su gestión final (Delgadillo et al., 2011, p. 601). Se utilizan plantas crecidas en cultivos hidropónicos cuyas raíces tengan una alta tasa de crecimiento de manera que proporcionen una gran área superficial que permita absorber, concentrar y precipitar los contaminantes (López et al., 2005, p. 93).

En la rizofiltración se aprovecha no solo la capacidad de las plantas, sino también el efecto de los microorganismos asociados a las raíces en la rizósfera, es decir, la zona extendida de 1 a 3 mm alrededor de las raíces, tal como se puede observar en la Figura 1.2 (Muñoz et al., 2010, p. 2). Según Karthikeyan y Kulakow (2003) en este espacio existe una gran actividad microbiana debido a la diversidad de moléculas que existen en los exudados liberados por las raíces de las plantas hacia la rizósfera; pudiéndose encontrar aproximadamente 10^8 bacterias, 10^6 actinomicetos y 10^5 hongos en un gramo de suelo rizosférico (p. 55).

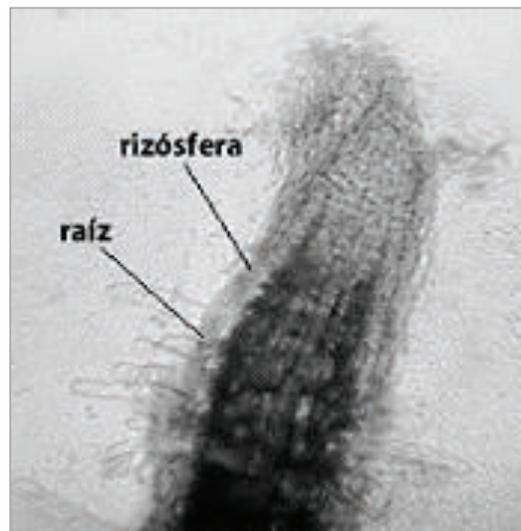


Figura 1.2. Vista microscópica de la rizósfera
(Muñoz et al., 2010, p. 2)

La interacción planta-microorganismos en la región de la rizósfera da lugar a un sistema simbiótico con procesos químicos, físicos y biológicos complejos; a más de

los exudados, las raíces también liberan oxígeno facilitando las condiciones de óxido-reducción apropiadas para la proliferación y sobrevivencia de los microorganismos (Muñoz et al., 2010, p. 3). Entre las interacciones positivas están:

- Mejora en la fijación de nitrógeno
- Aumento de la tolerancia al estrés biótico y abiótico
- Aportan ventajas directas e indirectas a las rizobacterias, las cuales a su vez promueven el crecimiento de las plantas
- Algunas bacterias pueden producir antibióticos actuando como controles de patógenos o degradando los compuestos producidos por microorganismos o plantas en los suelos con efectos alelopáticos o autotóxicos

1.1.2. HIDROPONÍA

Hidroponía proviene de los vocablos griegos *hydro* y *ponos* cuyos significados son agua y trabajo, respectivamente. Se trata de una técnica de producción agrícola en la que el suelo no participa en la alimentación de la planta, sino que los nutrientes llegan a través del agua (Gilsanz, 2007, p. 9; Guzmán, 2004, p. 3). Esta técnica de producción intensiva de plantas se caracteriza porque suministra el agua de manera controlada y proporciona adecuadamente los elementos nutritivos dosificando las concentraciones (Espinoza, P. y Espinoza, L., 2009, p. 2).

Para muchos la hidroponía empezó con los jardines colgantes de la antigua Babilonia, sin embargo, sus inicios aparecen en China India y Egipto. En 1 600 y 1 699 Helmont y Woodwars respectivamente, demostraron la manera en que las plantas obtienen sus alimentos y en 1 860 los alemanes Sachs y Knop utilizaron por primera vez el proceso de “*nutriculture*”, el cual consistía en el crecimiento de plantas mediante soluciones nutritivas (HIDROENVIROMENT, 2016, p. 2). El término hidroponía aparece con los estudios realizados con fines comerciales entre 1 929 y 1 930 por el Dr. William Gerike, quien es considerado como el padre esta técnica moderna de cultivo (Guzmán, 2004, p. 3). La hidroponía tuvo gran aceptación en la segunda guerra mundial y desde 1 992 la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO), está promoviendo

esta técnica para la producción vegetal ya que reduce las limitaciones en el crecimiento que se tienen al cultivar en tierra (Izquierdo, 2003, p. 4).

Entre las ventajas de la hidroponía se pueden mencionar (Espinoza, P. y Espinoza, L., 2009, p. 2):

- Mayor eficiencia en la utilización de los fertilizantes y el agua
- Permite dosificar las concentraciones de los nutrientes
- Bajos costos de inversión
- Alta producción por unidad de superficie
- Alta densidad de plantas
- Requerimiento de pequeñas superficies
- No hay competencia por nutrientes
- Problemas mínimos de maleza

1.1.2.1. Nutrición de las plantas

La técnica de cultivo sin suelo ha ganado gran acogida en la producción agrícola, principalmente en el campo de las hortalizas. Para el desarrollo óptimo de los cultivos, este sistema requiere de un abastecimiento continuo de nutrientes los cuales se suministran mediante soluciones nutritivas con una periodicidad de riego determinada por factores como la acumulación de follaje en la planta, la capacidad de retención del sustrato y las condiciones ambientales (Favela, Preciado y Benavides, 2006, pp. 7-8).

Para cultivos con recirculación de la solución nutritiva, es recomendable renovar la solución semanalmente ya que disminuye la concentración de los nutrientes por el consumo de las plantas, además se acumulan compuestos orgánicos liberados por las plantas pudiendo originar la presencia de patógenos. En cultivos sin sustrato se puede utilizar la solución nutritiva en concentraciones del 50 al 100 % y se debe tener en cuenta la presencia de oxígeno disuelto, razón por la cual se prefieren los cultivos en sustrato (Favela et al., 2006, p. 8).

Dependiendo del beneficio obtenido por las especies vegetales desde los diferentes elementos, éstos pueden ser clasificados según se señala en la Tabla 1.2.

Tabla 1.2. Clasificación de elementos químicos según el beneficio obtenido por las plantas

Clasificación	Beneficio
Elementos indispensables	De importancia vital para la nutrición de la planta y que reúnen los criterios de esencialidad.
Elementos útiles	De forma directa o indirecta benefician la nutrición de las plantas, sin ser indispensables en la nutrición mineral
Elementos prescindibles	Son absorbidos por la planta, pero que no realizan funciones fisiológicamente específicas, o de beneficio directo o indirecto en el crecimiento de las plantas.

(Favela et al., 2006, p. 12)

Según la cantidad de nutrientes requerida por la planta, éstos se clasifican en macronutrientes y micronutrientes, cuyas funciones se resumen en la Tabla 1.3.

Tabla 1.3. Clasificación y función de los nutrientes

Tipo	Nutriente	Función
Macronutriente	Nitrógeno	Necesario para la formación de aminoácidos, coenzimas y clorofila.
	Fósforo	Suministra energía (ATP), ayuda en la producción de flores y frutos, así también en el crecimiento de las raíces.
	Potasio	Necesario para la síntesis de proteínas, fabricación de azúcar y almidón.
Micronutrientes	Boro	Interviene en la formación de la pared celular, en conjunto con el calcio.
	Calcio	Requerido para la formación de la pared celular.
	Cobre	Necesario para la activación enzimática, la fotosíntesis y la respiración.
	Hierro	Necesario para la formación de clorofila, la respiración y fabricación de azúcares que proveen energía para el crecimiento.
	Manganeso	Requerido para la producción de clorofila y enzimas.
	Molibdeno	Interviene en el metabolismo y fijación del nitrógeno.
	Azufre	Actúa como fungicida natural, interviene en la síntesis de proteínas y absorción de agua.
Zinc	Necesario para la formación de proteínas, la respiración y el metabolismo del nitrógeno.	

(Kelth, 2000, p. 11)

Se utilizan soluciones nutritivas comerciales de aplicación general, como se presentan en la Tabla 1.4, la cuales se van modificando en función de la práctica y la experiencia (Gilsanz, 2007, p. 12). Los componentes de estas soluciones se obtienen desde sales con alta solubilidad, tal como se presenta en la Tabla 1.5.

Tabla 1.4. Concentraciones de elementos de diferentes soluciones nutritivas de aplicación general

Elemento	Steiner	Cooper	Larsen	Jensen	FAO	Hewlt	H. y Aron
Concentración en ppm							
N	167	200-236	172	106	150-225	168	210
P	31	60	41	62	30-45	41	31
K	277	300	300	156	300-500	156	234
Mg	49	50	48	48	40-50	36	34
Ca	183	170-185	180	93	150-300	160	160
S	---	68	158	64	---	48	64
Fe	2-4	12	3,0	3,8	---	2,8	2,5
Mn	0,62	2,0	1,3	0,81	0,05-1	0,54	0,5
B	0,44	0,3	1	0,46	0-0,4	0,54	0,5
Cu	0,02	0,1	0,3	0,05	0,1	0,064	0,02
Zn	0,11	0,1	0,3	0,09	0,1	0,065	0,05
Mo	---	0,2	0,07	0,03	0,05	0,04	0,01

(Gilsanz, 2007, p. 13)

Tabla 1.5. Sales para preparar la solución nutritiva

Nombre	Fórmula	Solubilidad (g/L)
Nitrato de Calcio	$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$	1 200
Nitrato de Potasio	KNO_3	130
Nitrato de Magnesio	$\text{Mg}(\text{NO}_3)_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$	279
Fosfato monopotásico	KH_2PO_4	230
Sulfato de Magnesio	$\text{MgSO}_4 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$	710
Sulfato de Potasio	K_2SO_4	111
Sulfato de Manganeso	MnSO_4	980
Ácido Bórico	H_3BO_3	60
Sulfato de Cobre	$\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$	310
Sulfato de Zinc	$\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	960
Molibdato de Amonio	$(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	430

(Gilsanz, 2007, p. 13)

Para el riego de la solución nutritiva se pueden utilizar los siguientes sistemas (Espinoza, P. y Espinoza, L., 2009, p. 4):

- Inundación: Generalmente utilizado para cultivos en arena. Consiste en verter la solución directamente en la superficie del sustrato y esperar que drene libremente
- Subirrigación: Para cultivos a pequeña escala. Se aplica la solución por la parte inferior del sustrato
- Aspersión: Principalmente para cultivos ornamentales. Se aplica por la parte superior del cultivo mediante atomizadores
- Capilaridad: Para instalaciones con arena y grava. El agua asciende por capilaridad desde una fuente a través de un medio poroso y llega a las raíces mediante una tela mercerizada
- Goteo: En este caso se conduce la solución a través de tuberías y se riega de manera dosificada, suministrando así la cantidad requerida por unidad de tiempo y superficie

La cantidad de solución nutritiva que debe añadirse al cultivo, depende de la capacidad de retención del sustrato, de la edad de la planta y de las condiciones climáticas. De esta manera, si el sustrato tiene buena capacidad de retención, las plantas están pequeñas y en climas frescos o fríos, se aplica el menor volumen de solución nutritiva; mientras que el mayor volumen se utiliza cuando el sustrato tiene baja capacidad de retención, las plantas ya están desarrolladas y en climas cálidos y ventosos (Marulanda e Izquierdo, 2003, p. 88).

1.1.2.2. Métodos de cultivo hidropónico

En los cultivos hidropónicos no se requiere del suelo para el desarrollo de las plantas, sino que se las cultiva mediante dos métodos que se han ido perfeccionando en esta técnica; el primero es el cultivo hidropónico en sustrato sólido, éste es el más común; mientras que el segundo método es el cultivo hidropónico en agua (Gómez, 2012, p. 19).

En los cultivos hidropónicos en sustrato sólido, el soporte de las raíces es proporcionado por un medio sólido humedecido por la solución nutritiva de manera que permita el crecimiento y desarrollo de las plantas, como se puede observar en la Figura 1.3 (Bosques, 2010, p. 60). Entre las funciones del sustrato están: servir de anclaje para las raíces, protegerlas de la luz solar, suministrar el oxígeno requerido para el desarrollo de las plantas y retener cierta cantidad de solución nutritiva (Guzmán, 2004, p. 5).

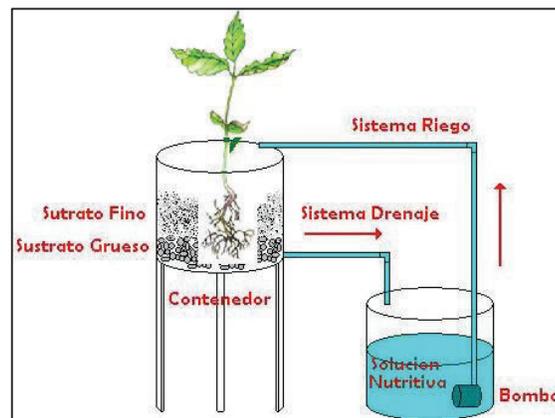


Figura 1.3. Cultivo hidropónico en sustrato sólido
(Bosques, 2010, p. 60)

En los cultivos hidropónicos en agua no se requiere de ningún tipo de material sólido para el anclaje de las raíces, sino que se mantienen en contacto con la solución nutritiva, ya sea sumergidas por completo y con adición de aire para oxigenarlas (verdaderos sistemas en agua), o que la solución esté fluyendo continuamente a través de las raíces (Alpizar, 2004, p. 33). A su vez, los cultivos hidropónicos en agua se pueden aplicar a través de los siguientes sistemas (CIHNM, 2010; Guzmán, 2004, p. 9; Izquierdo, 2003, pp. 4-5):

- **Raíz flotante:** Se considera como el sistema que representa la verdadera hidroponía. Las raíces están sumergidas por completo y de forma directa en la solución nutritiva. Las plantas se colocan sobre láminas de estereofón perforadas y se dejan flotar sobre la solución, como se puede observar en la Figura 1.4. Se debe agitar periódicamente la solución para oxigenar y redistribuir los nutrientes. La producción de las plantas en este sistema se realiza en tres fases: primero en almácigo, luego se lleva a cabo un primer trasplante y después un trasplante definitivo.

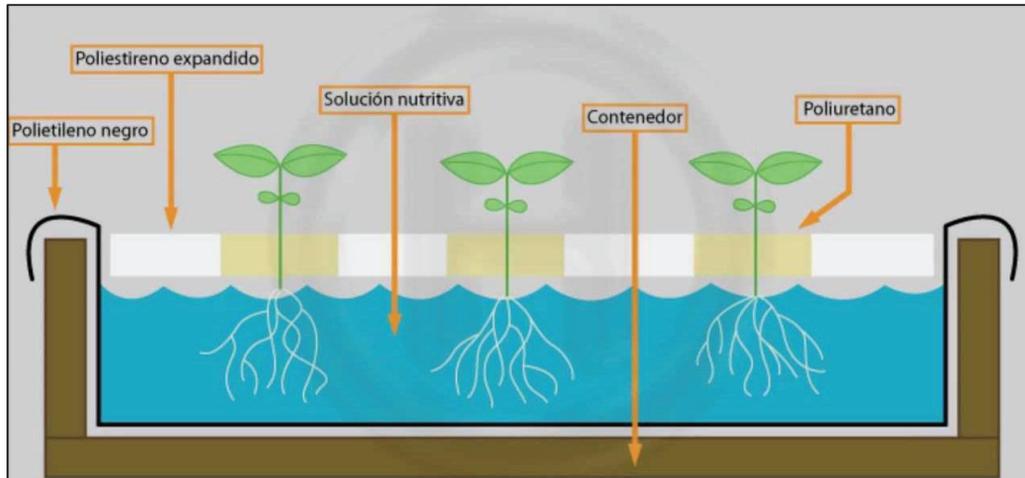


Figura 1.4. Cultivo hidropónico en agua mediante el sistema raíz flotante
(Guzmán, 2004, p. 9)

- Sistema NFT (*Nutrient Film Technique*): Es una técnica costosa, la cual consiste en hacer fluir una capa fina de solución nutritiva a través de conductos, generalmente tubos, en los cuales se encuentran insertadas las raíces de las plantas, mojándolas con cierta frecuencia, tal como se puede observar en la Figura 1.5. De esta manera se consigue una oxigenación fácil de las raíces y el aporte requerido de nutrientes para el desarrollo de las plantas. Los conductos deben estar bien sellados para evitar pérdidas de solución, además deben ser opacos para proteger a las raíces de la luz solar. La producción de las plantas también se realiza mediante las tres fases: almácigo, primer trasplante y trasplante definitivo.

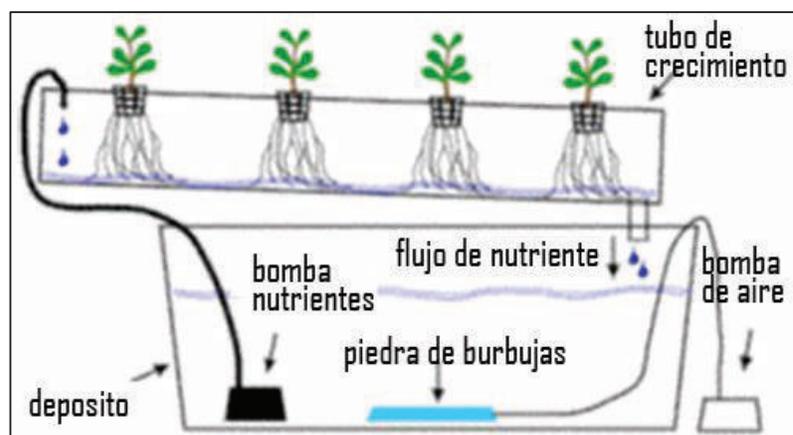


Figura 1.5. Cultivo hidropónico en agua mediante el sistema NFT
(Izquierdo, 2003, p. 4)

- **Aeroponía:** Es la técnica más moderna, consiste en suministrar la solución nutritiva a las plantas mediante un atomizador con una frecuencia que garantiza la hidratación de las raíces, es decir, dependiendo de las condiciones climáticas. En esta técnica las raíces cuentan con mayor oxigenación que en los sistemas de raíz flotante y NFT. En la Figura 1.6 se presenta un esquema correspondiente al sistema de aeroponía.

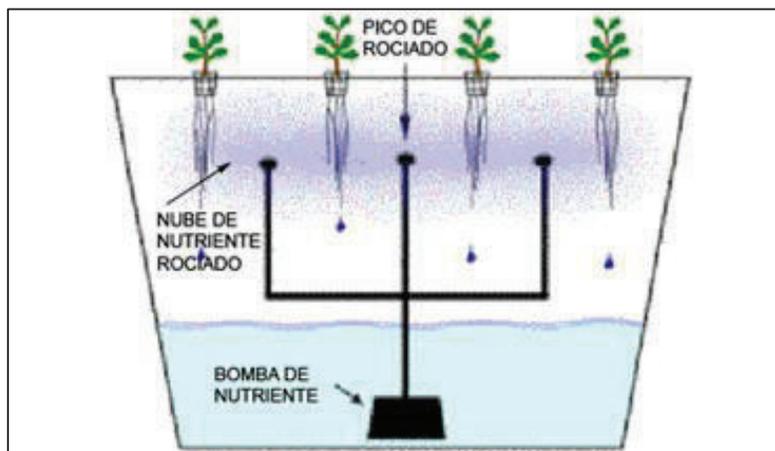


Figura 1.6. Cultivo hidropónico en agua mediante el sistema de aeroponía
(Izquierdo, 2003, p. 5)

1.1.2.3. Métodos de siembra de especies vegetales en un cultivo hidropónico

Para la siembra se pueden utilizar dos métodos (Castañeda, 2001, p. 18; Espinoza, P. y Espinoza, L., 2009, pp. 10-11):

- **Siembra directa:** Se siembran directamente en el medio de cultivo a una profundidad de 3 veces su tamaño. Este método se aplica para semillas que no tienen problemas de germinación debido a su tamaño, por ejemplo el zapallo. Se depositan de 2 a 3 semillas, posteriormente se realiza un aclareo de las plántulas después de un riego; de esta manera se da lugar a plantas que desde el principio crecen fuertes.
- **Siembra en almácigos para trasplante:** Este método se utiliza para semillas de difícil germinación debido al pequeño tamaño, como la col. Inicialmente se siembra en almácigos con lo cual se proporciona un medio favorable para

la germinación de la semilla. Una vez desarrolladas las plántulas se las trasplanta al cultivo. Las plantas se desarrollan rápida y vigorosamente.

1.1.2.4. Localización de un cultivo hidropónico

Uno de los aspectos principales que se debe tomar en cuenta para el desarrollo de un cultivo hidropónico es la localización. Con el fin de obtener mayor eficiencia y mejores resultados en el producto final, se deben considerar los siguientes aspectos (Marulanda e Izquierdo, 2003, pp. 16-17):

- Debe ubicarse el cultivo en un lugar donde reciba seis horas de luz solar como mínimo. Se debe evitar espacios sombreados por árboles o construcciones.
- Es recomendable ubicar el cultivo a la intemperie, pero en sectores lluviosos se debe instalar un techo transparente que permita el paso de la luz solar.
- Para evitar esfuerzos por transporte para el riego, es importante ubicar el cultivo cerca de una fuente de agua.
- En caso de que las plantas a desarrollarse no sean de la zona, es necesario instalar un invernadero que proporcione las condiciones adecuadas para su desarrollo.
- El espacio disponible no limita el desarrollo de cultivos hidropónicos. Es posible adaptar estructuras con varios niveles para los cultivos.
- Para evitar daños causados por agentes externos, se recomienda que el cultivo esté protegido o cercado.

1.1.2.5. Control de plagas

El desarrollo de las plantas puede ser afectado por la presencia de agentes perturbadores conocidos como plagas, las cuales se aprovechan de las buenas condiciones del cultivo, afectando la cantidad y calidad del producto (Marulanda e Izquierdo, 2003, p. 95).

La aparición de plagas y enfermedades en los cultivos es algo normal; sin embargo existen técnicas tradicionales para el control de patógenos, la mayoría consta de agentes químicos que pueden resultar tóxicos no solo para las plagas, sino también para otros animales e incluso para los humanos; pero también se puede recurrir a sustancias orgánicas que actúan como repelentes biológicos de plagas y no afectan al medio ambiente ni a los consumidores; entre éstos se pueden citar los extractos o sumas de ajo, ají, eucalipto, ortiga, ruda, orégano, paico, entre otros (Guzmán, 2004, p. 19).

Las plagas que se presentan con más frecuencia son (Guzmán, 2004, pp. 19-20; Izquierdo, 2003, pp. 39-40):

- Gusanos: Nacen de las mariposas 4 ó 5 días después de que hayan puesto los huevos por detrás de las hojas. Estos se alimentan del borde de las hojas y también cavando galerías. Se ocultan formando túneles en las hojas.
- Pulgones: Son pequeños mosquitos generalmente verdes o negros, los cuales se alimentan de la savia de las plantas y hacen que las hojas se amarillen, enrosquen y se sequen. Secretan sustancias que atraen a las hormigas.
- Babosas: Características de épocas lluviosas, salen durante la noche y se ocultan durante el día. Pueden causar daños severos al follaje puesto que se alimentan de las hojas de la planta.
- Chinitas: Ayudan a controlar de forma natural la plaga de los pulgones ya que se alimentan de ellos.
- Insectos benéficos: Estos insectos no causan daños a las plantas, por el contrario se alimentan de huevos, gusanos pequeños e incluso de plagas adultas, entre ellos están las avispas, chinitas y matapijos.
- Arañas y ácaros: Difíciles de encontrar a simple vista por su tamaño pequeño, comúnmente aparecen en épocas secas. Pueden ocasionar decoloración, deshidratación y malformación en las hojas ya que extraen la savia de las plantas introduciendo el estilete en las células superficiales.
- Chinchas: Son de varias especies, se alimentan de la savia de las plantas. Pueden causar desde el retardo en el crecimiento hasta descomposición local producida por una saliva tóxica que inyectan en las hojas.

Para ejercer un control de las plagas se recomienda tomar en cuenta las siguientes acciones (Castañeda, 2001, pp. 32-35):

- Revisar diariamente entre las hojas de las plantas en busca de plagas y en caso de encontrarlas será necesario eliminarlas o removerlas por completo del cultivo.
- Colocar tiras de papel amarillo untadas con aceite. El color amarillo atrae a los insectos voladores y el aceite hace que se queden pegados en la tiras de papel.
- Para contrarrestar la presencia de babosas se pueden utilizar sacos impregnados con cerveza o levadura, los cuales deben ser colocados en lugares húmedos. Las babosas se dirigen a los sacos de esta manera se las puede eliminar con sal concentrada o en dilución.
- Para atacar a los insectos que se esconden entre las hojas se puede rociar lavasa de jabón mediante un atomizador. El jabón afecta al exoesqueleto de los insectos y obstruye su respiración.

1.1.3. HUMEDALES ARTIFICIALES

Los humedales artificiales son sistemas inventados por el hombre con el fin de proveer de una alternativa para el tratamiento de efluentes tanto de origen urbano como de origen industrial, homologando las funciones de los humedales naturales (zonas de terreno en las que el suelo se encuentra inundado y alberga vegetación hidrófila) tales como la generación de hábitats, la captación y el reciclaje de nutrientes, el control y amortiguación de inundaciones, entre otras (Vidal, Jarpa, Plaza, Belmonte y Mariangle, 2014, p. 38).

La utilización de los humedales artificiales empezó hace más de 50 años con las investigaciones realizadas por la Doctora Seidel del Instituto Max-Planck de Alemania, quién concluyó que gran cantidad de sustancias orgánicas e inorgánicas presentes en aguas contaminadas, podían ser reducidas al pasar por plantaciones de enea común (*Schoenoplectus lacustris*), además de que desaparecían bacterias como Salmonella, Coliformes y Enterococos; también observó que hidrocarburos y

metales pesados eran eliminados (Reija, 2013, p.2). Entre los años 70 y 80 los humedales artificiales era utilizados principalmente para la depuración de aguas residuales, pero a partir de los 90 empezaron a tener una exitosa aplicación en el tratamiento de efluentes industriales (Reija, 2013, p.3).

En los últimos años los humedales artificiales han evolucionado como una técnica fiable en el tratamiento aplicado a todo tipo de aguas residuales agrícolas, industriales, lixiviados y aguas de escorrentías pluviales (Vymazal, 2010, p. 542).

El potencial de los humedales para el tratamiento de aguas residuales y efluentes industriales, se debe principalmente a (García y Corzo, 2015, p. 2):

- La descontaminación del agua se consigue mediante interacciones entre el agua residual o efluente, la vegetación, los microorganismos y el sustrato sólido
- Fijan los contaminantes en la superficie del sustrato
- Transforman los elementos por la acción biológica de los microorganismos
- Alcanzan niveles de tratamiento consistentes con un bajo consumo de energía y con pocos requerimientos de mantenimiento

Los humedales artificiales son utilizados como tratamientos pasivos no convencionales para aguas residuales o efluentes industriales, es decir, como tratamientos secundarios o terciarios a continuación de un tratamiento primario que generalmente consiste en un procesos de sedimentación convencional o una laguna anaerobia (Peña, Van y Madera, 2003, p. 28).

Entre los principales mecanismos de remoción que se presentan en los humedales artificiales se puede mencionar: la filtración, sedimentación, adsorción e incorporación de los contaminantes en las plantas, los cuales se llevan a cabo mediante funciones relacionadas entre las plantas, el sustrato y los microorganismos (Stottmeister et al., 2003, p.100).

La vegetación en los humedales permite la formación de películas bacterianas, favorece la filtración y la adsorción de los componentes de las aguas residuales,

facilita la transferencia de oxígeno y regula el crecimiento de algas ya que limita la incidencia de la luz solar (Lara y Vera, 2005, p. 48).

Faulwetter et al. (2009) aseguran que la actividad bacteriana es el principal sistema de remoción de contaminantes por lo que los microorganismos en la rizósfera son la base de este método (p. 990).

Por su parte, según Romero, Colín, Sánchez y Ortiz (2009), el sustrato sirve de soporte para las macrófitas y los microorganismos, además de retener sólidos suspendidos (p. 159). La granulometría de las diferentes capas del sustrato determinan las características hidráulicas así como el tiempo de residencia, el cual define el lapso de contacto entre los contaminantes, las macrófitas y los microorganismos (Rodríguez y Durán, 2006, p. 26).

En comparación con los métodos convencionales, los humedales artificiales presentan ventajas principalmente en lo que se refiere a los costos, ya que requieren de inversiones relativamente bajas para su construcción, operación y mantenimiento (Vidal et al., 2014, p. 38).

1.1.3.1. Clasificación de los humedales artificiales

Las macrófitas (formas macroscópicas de vegetación acuática) que se utilizan en los humedales artificiales pueden ser: enraizadas si se fijan al sustrato o flotantes libres; las primeras a su vez pueden ser clasificadas de acuerdo a su forma de vida en: emergentes, sumergidas y de hojas flotantes. Además de acuerdo a la circulación del agua se pueden tener humedales de flujo superficial y humedales de flujo subsuperficial, estos últimos por su parte pueden ser horizontales o verticales, tal como se presenta en la Figura 1.7 (Delgadillo, Camacho, Pérez y Andrade, 2010, p. 9).

Los humedales de flujo superficial pueden ser considerados como modificaciones del lagunaje natural, en los cuales el agua circula a través de las hojas y tallos de las plantas, expuesta a la atmósfera y a una profundidad de 0,3 a 0,4 metros, como

se puede observar en la Figura 1.8 (García y Corzo, 2015, p.3). Son capaces de albergar gran variedad de peces, anfibios, aves, entre otros, por lo que son recomendables para sitios turísticos, así como para estudios de las complejas interacciones biológicas que tienen lugar en este tipo de humedales (Delgadillo et al., 2010, p. 9).

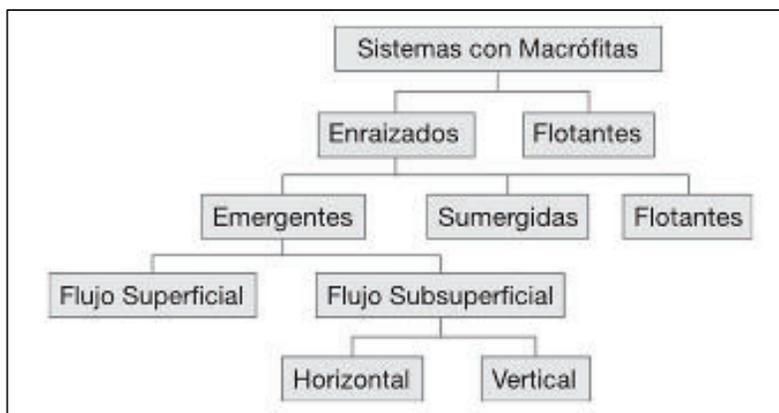


Figura 1.7. Esquema de la clasificación de los humedales artificiales (Delgadillo et al., 2010, p. 9)

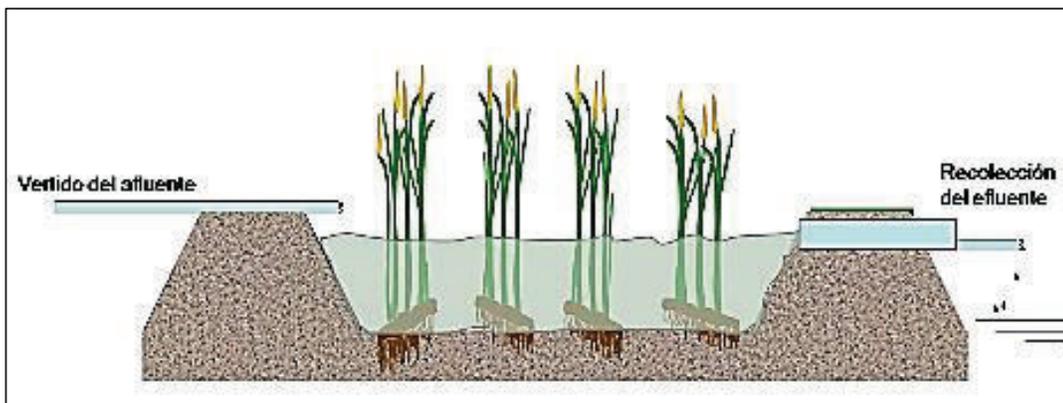


Figura 1.8. Humedal de flujo superficial (Lara, 2002, p. 4)

Por su parte, en los humedales de flujo subsuperficial el agua se pone en contacto con las raíces y rizomas de la planta al circular a través de un medio granular con una profundidad entre 0,3 y 0,9 metros (García y Corzo, 2015, p. 3). Estos humedales funcionan con vegetación emergente con un soporte de grava o rocas, el cual brinda una mejor circulación del agua contaminada favoreciendo los mecanismos de degradación puesto que durante su paso a través del medio poroso

va teniendo contacto con zonas aerobias, anaerobias y anóxicas. Además, este sistema evita la presencia de plagas, olores y en climas fríos brinda protección térmica (Mena, 2013, p. 6). En comparación con sistemas convencionales, son muy eficientes en lo que respecta a costos, consumo energético y mantenimiento (Luna y Ramírez, 2004, p. 32).

En la Tabla 1.6 se realiza una comparación en lo que respecta a diseño, ventajas y desventajas entre los humedales de flujo superficial y los humedales de flujo subsuperficial.

Tabla 1.6. Características principales de los humedales artificiales

Tipo	Ventajas	Desventajas	Diseño típico
Humedal de flujo superficial	Bajo costo	Requerimiento de espacios amplios de terreno, pocas herramientas para el control de plagas	Utiliza el suelo para la plantación en sistemas abiertos y poco profundos
Humedal de flujo subsuperficial	Menor potencial de congelamiento, menor exposición al medio ambiente, permite un mayor control de plagas	Mayores costos de construcción y operación	Utiliza arena gruesa o gravilla como sustrato para la plantación con mayor profundidad

(Vidal et al., 2014, p.40)

Los humedales de flujo subsuperficial a su vez se clasifican dependiendo del sentido de circulación del agua en (García y Corzo, 2015, pp. 5-9):

- Humedales de flujo subsuperficial horizontal: En este sistema el agua fluye horizontalmente a través del medio granular, las raíces de las plantas y los rizomas a profundidades entre 0,3 y 0,9 metros, como se puede observar en la Figura 1.9 a). Funcionan continuamente inundados y con cargas de alrededor de 6 g DBO/m²día.
- Humedales de flujo subsuperficial vertical: En estos humedales el agua circula verticalmente como se puede apreciar en la Figura 1.9 b), pero en este caso el medio granular no está permanente inundado sino que el paso del agua se da con determinada frecuencia. La profundidad generalmente está entre 0,5 y 0,8 metros y opera con cargas de alrededor de 20 g DBO/m²día.

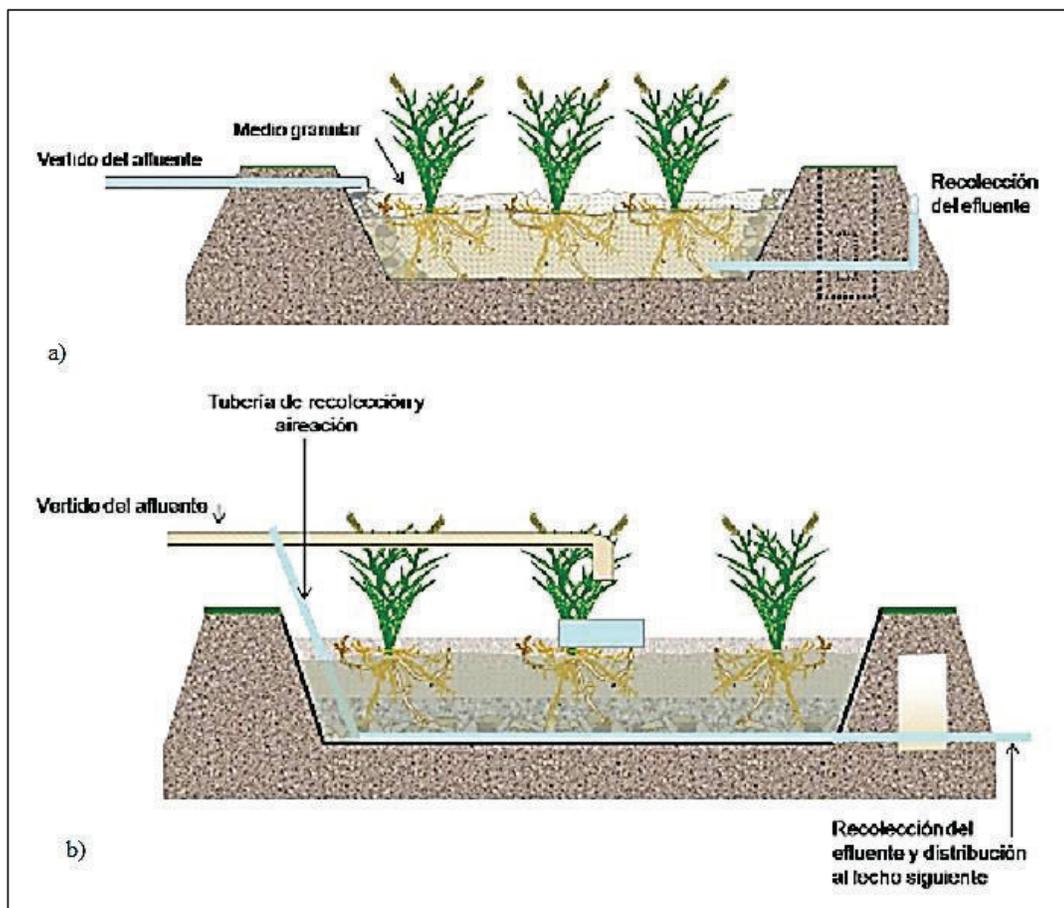


Figura 1.9. Humedales artificiales de flujo subsuperficial: a) Horizontal y b) Vertical (Lara, 2002, p. 4)

Los humedales de flujo subsuperficial vertical presentan una mayor capacidad de tratamiento que los horizontales, aunque pueden ser más susceptibles a la saturación (García y Corzo, 2015, p. 8). En la Tabla 1.7 se resumen las características principales de los humedales artificiales de flujo subsuperficial.

Tabla 1.7. Comparación entre humedales artificiales de flujo subsuperficial (HFS)

Parámetro	HFS Horizontal	HFS Vertical
Funcionamiento	Continuo	Discontinuo
Estado de oxidación	Más reducido	Más oxidado
Requerimiento de espacio	Más superficie	Menos superficie
Carga superficial	4-6 gDBO ₅ /m ² d	20-40 gDBO ₅ /m ² d
Nitrificación	Complicada	Se consigue
Operación	Sencilla	Más compleja

(Delgadillo et al., 2010, p. 20)

1.1.3.2. Principio de funcionamiento de un humedal artificial

La remoción de contaminantes en los humedales artificiales se da a través de los siguientes procesos (Frers, 2008, p. 304):

- Procesos físicos: Proporcionan una alta eficiencia física especialmente en la remoción de material particulado.
- Procesos químicos: Posibilitan la retención de contaminantes a corto plazo o la inmovilización a largo plazo mediante la absorción.
- Procesos biológicos: Permiten la degradación de los contaminantes por acción de los microorganismos en la rizósfera o pueden ser captados por las plantas como formas de nutrientes esenciales.

Los mecanismos de remoción más importantes se resumen en la Tabla 1.8.

Tabla 1.8. Principales mecanismos de remoción en humedales artificiales

Parámetro	Mecanismos de remoción en humedales de flujo superficial	Mecanismos de remoción en humedales de flujo subsuperficial
Materia orgánica	Conversión biológica de la DBO soluble por acción de las bacterias aerobias, facultativas y anaerobias presentes en la superficie de la planta y entre los detritos. La DBO particulada es eliminada por filtración, adsorción y sedimentación	Conversión biológica por acción de las bacterias facultativas y anaerobias presentes en la superficie de la planta y entre los detritos del relleno sólido del humedal.
Nitrógeno	Nitrificación/desnitrificación, asimilación por las plantas y volatilización	Nitrificación/desnitrificación, asimilación por las plantas y volatilización
Fósforo	Sedimentación y asimilación por las plantas y microorganismos	Filtración, sedimentación, adsorción y asimilación por las plantas y microorganismos
Materia en suspensión	Filtración y sedimentación	Filtración y sedimentación
Metales pesados	Sedimentación y absorción por las plantas y superficie de detritos	Sedimentación y absorción por las raíces de las plantas y superficie de detritos
Patógenos	Radiación UV, sedimentación, secreción de antibióticos desde las raíces de las plantas	Sedimentación, secreción de antibióticos desde las raíces de las plantas
Trazas de contaminantes orgánicos	Absorción, volatilización y biodegradación	Absorción y biodegradación

(Arias y Brix, 2003, p. 21)

Los mecanismos de remoción más importantes que se llevan a cabo en los humedales artificiales se representan en la Figura 1.10.

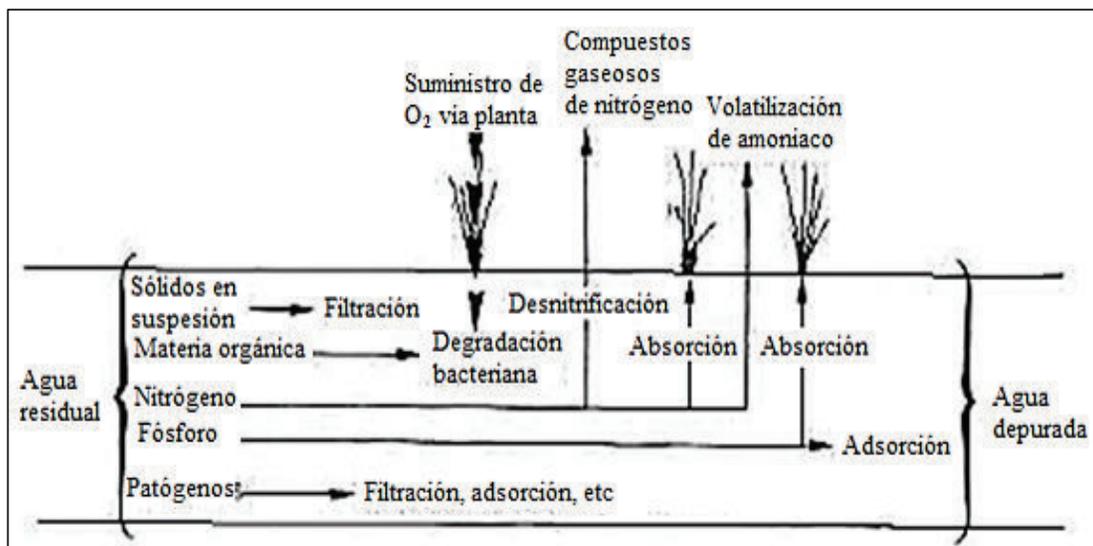


Figura 1.10. Principales mecanismos de remoción en los humedales artificiales (Lara, 2002, p. 32)

1.1.3.3. Componentes de un humedal artificial de flujo subsuperficial

Los componentes de un humedal artificial de flujo subsuperficial son el relleno sólido, las plantas emergentes y el agua; mientras que las comunidades de microorganismos aparecen durante su uso (Mena, 2013, p. 8). A continuación se detallan sus características:

- **Relleno sólido:** El sustrato puede estar compuesto por arena, roca, grava, sedimentos y restos de vegetación de manera que proporcione una permeabilidad suficiente para el flujo de agua. Algunas sustancias contaminantes son extraídas directamente en el relleno sólido a través de interacciones físicas y químicas, pero también interviene de forma indirecta en la eliminación de otros contaminantes puestos que funciona como soporte de las plantas y de las colonias de microorganismos, es decir de las biopelículas responsables de la actividad biodegradadora (Delgadillo et al., 2010, p. 12).

El flujo hidráulico a través del relleno sólido se ve afectado por el tamaño del medio granular y en consecuencia determina también el caudal del agua a tratar. A mayor tamaño del medio granular, mayor conductividad hidráulica, disminuye la probabilidad de obturación de los poros e inundaciones sobre el nivel subsuperficial; pero menor es la capacidad de adsorción, filtración y la cantidad de biopelícula capaz de albergar, y viceversa (Arias, 2004, p 13).

La importancia del relleno sólido radica en que actúa como barrera primaria de tamizado, sirve de soporte para las plantas, permite el crecimiento y desarrollo de la masa microbiana en su superficie, brinda las condiciones necesarias para la adsorción e intercambio iónico entre el agua residual y los minerales del lecho, facilita la precipitación química de contaminantes disueltos y permite la acumulación de materia orgánica vegetal la cual es una fuente de carbono que suministra la energía para importantes reacciones biológicas que se dan en el humedal (Mena, 2013, p. 8).

- Plantas emergentes: La intervención de la vegetación en el proceso de remoción de carga contaminante tiene lugar principalmente en las raíces y rizomas, las cuales se encuentran distribuidas a través del sustrato sólido tal como se presenta en la Figura 1.11.

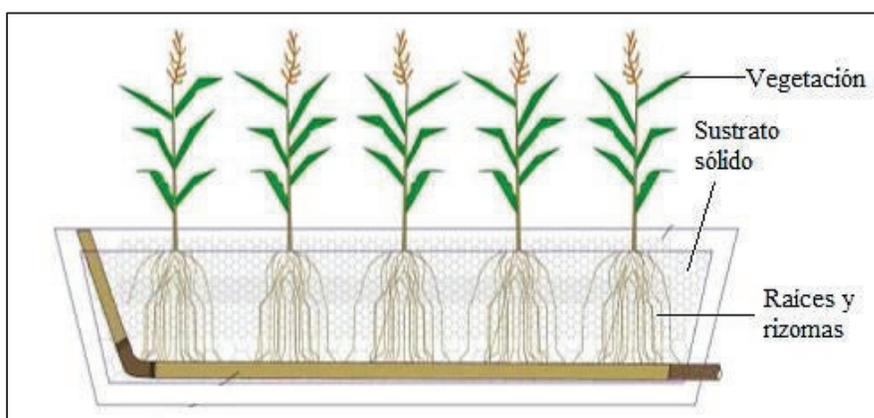


Figura 1.11. Distribución de raíces y rizomas a través del sustrato sólido (Mena, 2013, p. 8)

Las plantas son capaces de transformar el carbono inorgánico en carbono orgánico aprovechando la energía solar puesto que son organismos foto

autótrofos. Además, transfieren el oxígeno desde la intemperie hasta las raíces y sus alrededores creando zonas aerobias que los microorganismos utilizan para dar lugar a reacciones de degradación de materia orgánica y nitrificación (Arias, 2004, pp. 13-14).

Las plantas emergentes intervienen en el tratamiento de aguas contaminadas de la siguiente manera: transportan gases como dióxido de carbono y metano desde el interior del humedal hacia la intemperie y llevan el oxígeno hacia las raíces y sus alrededores; contribuyen en la estabilización del flujo de agua distribuyéndola en todo el humedal y ralentizando el paso, de manera que se aumenta el tiempo de contacto del agua contaminada con la vegetación y se favorece la sedimentación de sólidos suspendidos; incorporan en su estructura carbono, nutrientes y elementos traza; estabilizan la temperatura en el relleno sólido; brindan estabilidad al sustrato; las raíces permiten la fijación de microorganismos en su superficie albergando mayor cantidad de biopelícula y cuando las plantas mueren, se deterioran y sirven como fuente de carbono y energía para los procesos biológicos (Mena, 2013, pp. 9-10).

- Agua: Constituye la fase móvil del humedal ya que transporta los contaminantes y es el medio de la mayoría de reacciones de depuración. La funcionalidad del humedal así como su mantenimiento estructural son fuertemente dependientes de las condiciones hidrológicas ya que afectan a factores como la disponibilidad de nutrientes (Mena, 2013, p. 8).

El agua a tratar puede provenir de actividades domésticas, industriales o comunitarias con contenidos de carga contaminante principalmente de: sólidos suspendidos, materia orgánica biodegradable como carbohidratos, grasa y proteínas, materia orgánica refractaria (resistente a los métodos convencionales de tratamiento) como detergentes, pesticidas agrícolas y fenoles, microorganismos patógenos, nutrientes, metales pesados que pueden ser bioacumulativos y tóxicos, sólidos inorgánicos disueltos como sodio, calcio y sulfatos (Delgadillo et al., 2010, p. 11).

- **Microorganismos:** Se trata de bacterias, hongos, levaduras y protozoarios responsables del tratamiento biológico mediante procesos de degradación de la materia orgánica, desinfección y eliminación de nutrientes y elementos traza. En las zonas superiores del humedal se desarrollan colonias de microorganismos aerobios debido a la predominancia del oxígeno proveniente de la atmósfera y de las raíces de las plantas; mientras que en las zonas inferiores existen microorganismos anaerobios. La función de la biopelícula consiste en transformar sustancias orgánicas e inorgánicas en sustancias inocuas e insolubles, y gases que son liberados a la atmósfera (Delgadillo et al., 2010, p. 14).

La biomasa microbiana utiliza los nutrientes y el carbono como fuente de energía mediante la oxidación en la cadena respiratoria. Estos microorganismos se ajustan a los cambios en el agua y de acuerdo a la disponibilidad de energía, estos se pueden extender rápidamente; sin embargo, ante condiciones medioambientales no convenientes se inactivan y pueden ser afectados por sustancias tóxicas como metales pesados y pesticidas por lo que debe evitarse que estas sustancias ingresen a la cadena trófica en concentraciones perjudiciales (Mena, 2013, p. 11).

1.1.3.4. Puesta en marcha de un humedal artificial

Un humedal artificial está listo para el tratamiento de aguas contaminadas cuando la vegetación está bien consolidada, lo cual depende del ciclo biológico de las plantas seleccionadas. Por su parte, las comunidades bacterianas pueden desarrollarse en periodos de 3 a 6 meses (García y Corzo, 2015, p. 95).

Se debe tener cuidado con la presencia de maleza ya que puede afectar al desarrollo de las plantas de interés y causar pérdida de armonía visual. Es importante revisar los procesos de pretratamiento y el flujo de agua a través del medio granular con el fin de evitar la colmatación en los humedales, por ende la obturación del medio granular antes de lo previsto, disminuyendo notablemente la eficiencia del sistema;

en este caso es recomendable reemplazar el sustrato (García y Corzo, 2015, pp. 96-97).

1.1.4. PASTO ELEFANTE (*Pennisetum purpureum*)

Las plantas de pasto elefante, cuyo nombre científico es *Pennisetum purpureum*, originarias de África tropical y húmeda han sido naturalizadas en América tropical y subtropical (Bemhaja, 2000, p. 1). Este tipo de plantas se adaptan bien hasta los 2 000 msnm en condiciones de temperatura entre 18 a 30 °C y humedad relativa entre el 60 a 80% (Rodríguez, 2012, p. 2).

Existen especies de más de 3 metros de altura aunque también se han desarrollado variaciones enanas; las plantas erectas presentan tallos gruesos de 3 cm de diámetro; las hojas alcanzan longitudes entre 30 a 120 cm y 1 a 3 cm de ancho con pequeñas vellosidades, generalmente de color verde con ligeras tonalidades de amarillo; las raíces son gruesas y rizomatosas con profundidades de hasta 4,5 m; la inflorescencia se manifiesta como una falsa espiga de 10 a 30 cm de largo con alrededor de 3 millones de semilla por kilogramo (Martínez, 2013, p. 11). En la Tabla 1.9 se resumen las principales características del pasto elefante:

Tabla 1.9. Principales características del pasto elefante

Característica	Descripción
Nombre científico	<i>Pennisetum purpureum</i>
Nombres comunes	Pasto elefante, merkerón, zacate gigante
División	Spermatophyta
Clase	Liliopsida
Orden:	Poales
Familia	Poaceae
Ciclo vegetativo	Hierva perenne
Madurez sexual	Más de 3 años
Reproducción	Sexual (semillas) y asexual (esquejes)
Origen	África tropical
Distribución	Regiones tropicales y subtropicales

(Catálogo Español de Especies Exóticas Invasoras, 2013, pp. 1-2; Reyes y Santos, 2008)

Este tipo de plantas presentan altas tasas fotosintéticas y por ende una alta producción de materia seca; debe propagarse vegetativamente utilizando para la plantación cortes del tallo o en su totalidad. Su desarrollo se ve limitado por las bajas temperaturas, por condiciones de sequías prolongadas pero más aún por inundaciones extendidas (Bemhaja, 2000, p. 1).

Su importancia agronómica se debe principalmente al gran potencial forrajero tanto en cantidad como en calidad que puede ser utilizado para el pastoreo directo de vacunos de carne y leche o como reserva; además permite un uso racional del suelo evitando la degradación y erosión debido a que se trata de plantas perennes que se adaptan a ecosistemas limitantes (Bemhaja, 2000, p. 1).

La especie pasto elefante enano presenta la misma cantidad de hojas que las especies altas, la diferencia está en la distancia entre los entrenudos del tallo, en las primeras hay una distancia de 3 cm, mientras que en las otras de 20 a 25 cm. Las especies enanas alcanzan alturas de 1,6 metros comparados con las otras que llegan hasta 4 metros (Sitio Argentino de Producción Animal, 2004, p. 1). En la Figura 1.12 se puede observar plantas desarrolladas de pasto elefante.



Figura 1.12. Pasto elefante enano (*Pennisetum purpureum*)
(Aproscello, 2015)

1.1.5. LECHUGUINES (*Heteranthera reniformis*)

Los lechuguines también conocidos como cucharilla, lirio o patillo, cuyo nombre científico es *Heteranthera reniformis*, son plantas nativas de humedales de agua dulce poco profundos de América del Norte, América Central y América del Sur. Son especies perennes, sumergidas o flotantes que crecen rápidamente formando densas alfombras cuando la competencia por el espacio disponible es baja o nula en los humedales abiertos (Csurhes, 2016, p. 4).

Estas plantas acuáticas enraizadas de 20 a 50 cm, presentan tallos florales, cilíndricos, delgados y delicados de 1 a 9 cm de largo, ramificados con entrenudos enraizados distantes entre sí de 0,5 a 4,0 cm, las hojas de color verde oscuro se encuentran dispuestas de forma alternativa a lo largo del tallo con peciolo de 3 a 15 cm y ápice obtuso; las raíces son fasciculadas dando lugar a un estolón o tallo modificado en cada entrenudo (Novelo y Ramos, 2010, p. 14). En la Tabla 1.10 se presentan las principales características de los lechuguines.

Tabla 1.10. Principales características de los lechuguines

Característica	Descripción
Nombre científico	<i>Heteranthera reniformis</i>
Nombres comunes	Cucharilla, patillo, lochita, lechuguines
División	Magnoliophyta
Clase	Liliopsida
Orden	Liliales
Familia	Pontederiaceae
Ciclo vegetativo	Hierva perenne
Reproducción	Sexual (semillas) y asexual (estolones)
Origen	América tropical y subtropical
Distribución	África tropical

(Aproscello, 2015; Biodiversidad Agroambiental en Aragón, 2010)

Este tipo de plantas son capaces de convertirse en plagas abundantes, molestas y perturbadoras principalmente en humedales abiertos en los cuales el agua tiene profundidades de aproximadamente 15 cm (Csurhes, 2016, p. 4). La zona arrocera

es una de las más afectadas por estas malas hierbas ya que se expanden rápidamente por los cultivos impidiendo el desarrollo normal de las plantas de arroz (Sanz, 2009, p. 450). En la Figura 1.13 se puede observar plantas desarrolladas de lechuguines.



Figura 1.13. Lechuguines (*Heteranthera reniformis*)
(Aproscello, 2015)

1.2. TRATAMIENTO DE EFLUENTES MEDIANTE FICORREMEDIACIÓN

1.2.1. TRATAMIENTO BIOLÓGICO

El tratamiento biológico es un proceso complejo ampliamente aplicado en el tratamiento de aguas contaminadas para la descomposición de residuos orgánicos a través de procesos celulares normales. Es muy utilizado ya que presenta ventajas principalmente en lo referente a costos tanto de implementación como de operación, en comparación con otros métodos mecánicos y químicos (Mittal, 2011, p. 32).

El tratamiento biológico permite reducir la materia orgánica, los nutrientes como el fósforo y el nitrógeno, así también patógenos y parásitos, todo esto mediante procesos aeróbicos y anaeróbicos con diferentes cepas de microorganismos (Marsilli, 2005).

La población de microorganismos que actúan en el tratamiento biológico es muy diversificada ya que depende de muchas condiciones externas; generalmente se encuentran grupos de bacterias, algas, hongos, protozoos y metazoos en fangos activos o filtros bacterianos, puesto que constituyen los métodos de tratamiento biológico más usuales (Villaseñor, 2001, p. 23).

La materia fácilmente biodegradable como el etanol, metanol, ácido acético, glucosa, amonio, entre otros, es aprovechada por los microorganismos para el crecimiento biológico; mientras que la materia lentamente biodegradable, es decir, moléculas de gran tamaño, es hidrolizada mediante enzimas extracelulares para ser transformada en materia fácilmente biodegradable (Osorio, Torres y Sánchez, 2010, p. 15).

Los microorganismos utilizados en los tratamientos biológicos pueden ser afectados al ser expuestos a cargas contaminantes muy elevadas, razón por la cual estos procesos son aplicados generalmente como tratamientos secundarios (Dailey, 2015, p. 1).

1.2.2. FICORREMEDIACIÓN

La ficorremediación puede ser definida como el uso de macroalgas y microalgas para la remoción de contaminantes, incluidos nutrientes y xenobióticos presentes en el agua (Olguín, 2003, pp. 81-82). Esta biotecnología aprovecha la capacidad de las microalgas para metabolizar, biotransformar y bioacumular el nitrógeno, fósforo, metales pesados, varios ácidos y contaminantes en general que permiten su utilización por parte de estos microorganismos fotosintéticos gracias a su adaptabilidad a condiciones extremas así como a su alta tasa de crecimiento (Mercado, 2016, p. 2).

La ficorremediación se muestra como una alternativa potencial para el tratamiento de aguas principalmente debido a los bajos costos en comparación con métodos convencionales. (Veedu et al., 2015, p. 4).

El uso de las microalgas para la biorremediación de aguas contaminadas se presenta como una alternativa atractiva debido a que a más de ser económica, es un proceso eco-amigable sin generación de contaminación secundaria ya que la biomasa producida puede ser reusada permitiendo de esta manera un eficiente reciclaje de nutrientes. La ventaja está en que mientras el agua contaminada es tratada, simultáneamente existe una acumulación de biomasa la cual puede ser utilizada para la producción de biodiesel junto con el secuestro de dióxido de carbono (Rawat, Ranjith, Mutanda y Bux, 2011, p. 3 411; Veedu, Selvaraju, Unnikannan y Sruthi, 2015, p. 3).

Una de las mayores afectaciones causadas por la descarga de aguas contaminadas con alta carga orgánica y sustancias inorgánicas como nitratos y fosfatos, es la eutrofización en los cuerpos receptores; sin embargo, este problema puede ser solucionado con el uso de microalgas ya que estos microorganismos utilizan dichos contaminantes para su crecimiento (Rawat et al., 2011, p. 3 411).

Se ha reportado el uso de un amplio rango de microalgas para el tratamiento de aguas contaminadas, entre las más importantes: *Chlorella*, *Scenedesmus*, *Phormidium*, *Botryococcus* y *Chlamydomonas* con resultados prometedores en cuanto a la remoción de nutrientes y metales permitiendo cumplir estrictos requerimientos de acuerdo a estándares internacionales (Rawat et al., 2011, p. 3 411).

Las ventajas del uso de microalgas en el proceso de ficorremediación son (Gani et al., 2015, pp. 4-5; López, 2014, p. 11):

- Remoción de nutrientes de efluentes ricos en materia orgánica y de aguas residuales: Estos microorganismos son capaces de asimilar cantidades significativas de fósforo y nitrógeno para sintetizar ácidos nucleicos, proteínas y fosfolípidos.

- Reducción de la demanda bioquímica de oxígeno (DBO₅): Durante el crecimiento foto autotrófico pueden liberar entre 1,5 a 1,9 kilogramos de oxígeno por cada kilogramo de biomasa producida.
- Degradación de compuestos orgánicos: Algunas microalgas tienen la capacidad de utilizar fósforo, nitrógeno, carbono y azufre desde compuestos tóxicos y recalcitrantes.
- Remoción de metales pesados: Las microalgas son capaces de acumular metales pesados mediante intercambio iónico, absorción física o inmovilización en la superficie celular, con el fin de evitar el envenenamiento.
- Control de patógenos: Debido a la actividad metabólica de las microalgas, las condiciones del medio pueden alterarse como el pH y el oxígeno disuelto, lo que a su vez podría resultar adverso para los patógenos presentes en el agua contaminada.

1.2.3. APLICACIÓN DE MICROALGAS

Las microalgas son microorganismos fotoautótrofos ya que utilizan la luz como su principal fuente de energía y el CO₂ como fuente de carbono. Estos microorganismos fotosintéticos presentan un rápido crecimiento celular y una alta tasa de producción de biomasa debido a la simplicidad de su estructura (Benavente, Montañez, Aguilar, Méndez y Valdivia, 2012, p. 1).

Las microalgas pueden ser utilizadas eficientemente para la remoción de cantidades significativas de nutrientes ya que requieren de grandes cantidades de nitrógeno y fósforo para la síntesis de proteínas, ácidos nucleicos y fosfolípidos (Rawat et al., 2011, p. 3 416).

La utilización de microalgas para el tratamiento de aguas residuales tiene su origen con los estudios realizados por Caldwell en 1 940 sobre la posibilidad de aplicar cultivos masivos de microalgas para el tratamiento de efluentes industriales. La aplicación de esta biotecnología se fundamenta en la transformación de nutrientes en biomasa y como consecuencia la remoción de nitritos, nitratos, amonio y

fosfatos, aumentando el pH y facilitando de esta manera la precipitación de ortofosfatos; además permite la oxigenación del agua favoreciendo la oxidación de la materia orgánica, tal como se puede observar en la Figura 1.14; por su parte la acción bacteriana reduce la sobrevivencia de patógenos (Pizarro, 2012, p. 5).

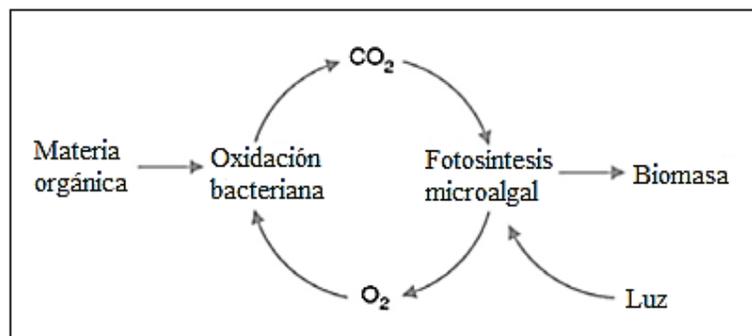


Figura 1.14. Oxigenación fotosintética y oxidación bacteriana de la materia orgánica en el proceso de ficorremediación
(Rawat et al., 2011, p. 3 415)

Estos microorganismos juegan un papel importante en el tratamiento de aguas residuales ya que requieren de poco espacio y cortos periodos de tiempo (menores a 1 hora) para la remoción de fósforo y nitrógeno; además, la producción de microalgas se puede dar incluso en periodos con condiciones ambientales extremas (Rawat et al., 2011, p. 3 416).

Entre las microalgas con capacidades potenciales para la biorremediación destacan las especies *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.* alcanzando un 95 % de eficiencia en la remoción en compuestos de amoníaco y fósforo, con un aumento de temperatura y pH durante el proceso (Mercado, 2016, p. 2).

1.2.3.1. *Chlorella sp.*

Chlorella sp. es una especie microalgal que se presentan en forma de células simples elipsoidales de color verde, con una pared celular delgada y cloroplastos con forma de copas, como se puede apreciar en la Figura 1.15; cuya reproducción se da mediante la formación de autoesporas idénticas a la célula madre y que pueden crecer en condiciones autotróficas, heterotróficas o mixotróficas (Angulo,

Castellar, Morales y Barrios, 2012, p. 54; Infante, Angulo, Zárate, Florez, Barrios y Zapata, 2012, p. 160). En la Tabla 1.11 se presenta la información taxonómica de esta especie.

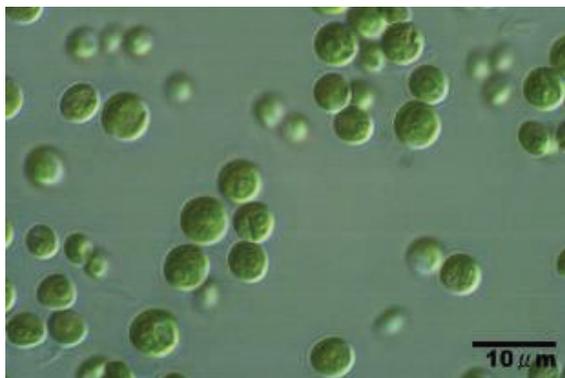


Figura 1.15. Observación al microscopio de microalgas *Chlorella sp.*
(Dos Santos, Martins, Coimbra, Gates y Corredo, 2013, p. 1 068)

Tabla 1.11. Información taxonómica de microalgas *Chlorella sp.*

Característica	Descripción
Nombre científico	<i>Chlorella sp.</i>
Nombres comunes	Clorela
División	Chlorophyta
Clase	Trebouxiophyceae
Orden	Chlorellales
Familia	Chlorellaceae
Origen	Austria

(Sistema de Información de Biodiversidad, 2016)

Se trata de un género microalgal con gran importancia comercial, el cual ha sido ampliamente utilizado en procesos de biorremediación aprovechando su potencial biosorbente puesto que los componentes de su pared celular permiten la retención de varios contaminantes presentes en el agua (Infante et al., 2012, p. 160). Su aplicación con fines remediadores es muy amplio ya sea en forma suspendida, inmovilizada, como cepa pura o en combinación con otros microorganismos, pues presenta ventajas como la facilidad de su cultivo, reproducción abundante, existencia de sitios ligantes para iones metálicos, entre otras (Infante et al., 2012, p. 160).

1.2.3.2. *Scenedesmus sp.*

Scenedesmus sp. es un género de alga verde que se presenta en forma de células planas a manera de huso elipsoidal que se organizan individualmente o en grupos generalmente con número de células múltiplos de dos y que se orientan paralelamente entre sí, tal como se puede observar en la Figura 1.16; la pared celular puede ser lisa, corrugada, granulada o espigada y los cloroplastos pueden presentarse llenando parcial o completamente la cavidad de la célula (Lee Kong Chian Natural History Museum, 2016, p. 1). En la Tabla 1.12 se presenta la información taxonómica de esta especie microalgal.

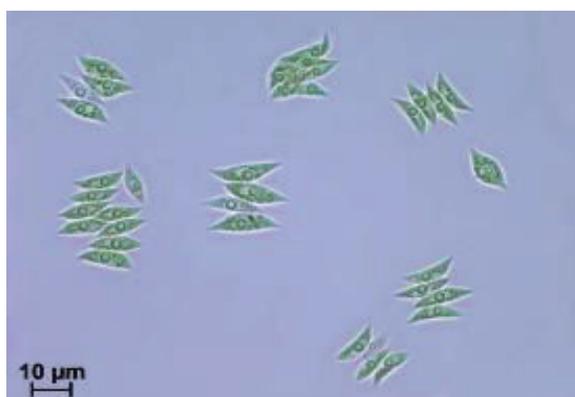


Figura 1.16. Observación al microscopio de microalgas *Scenedesmus sp.*
(Dos Santos et al., 2013, p. 1068)

Tabla 1.12. Información taxonómica de microalgas *Scenedesmus sp.*.

Característica	Descripción
Nombre científico	<i>Scenedesmus sp.</i>
Nombres comunes	No aplica
División	Chlorophyta
Clase	Chlorophyceae
Orden:	Sphaeropleales
Familia	Scenedesmaceae
Origen	Suiza

(Sistema de Información de Biodiversidad, 2016)

Al igual que *Chlorella*, el género *Scenedesmus* también presenta potencial para la biorremediación pues posee una actividad metabólica elevada, es capaz de

soportar altas concentraciones de nutrientes en aguas residuales y puede sobrevivir en condiciones ambientales extremas (Andrade, Vera, Cárdenas y Morales, 2009, p. 127).

1.2.4. CULTIVO MICROALGAL

Un cultivo microalgal presenta varios beneficios en aplicaciones como la producción de suplementos alimenticios, la obtención de pigmentos, la producción de fertilizantes y ciertos químicos, la producción de biodiesel y el tratamiento de aguas contaminadas (Forero, 2014, p. 6).

Los cultivos microalgales son considerados como tecnologías de mediana complejidad para el tratamiento de aguas residuales ya que se fundamentan en el uso de microorganismos vivos y por lo tanto involucran una serie de parámetros que deben ser considerados, evaluados, determinados y medidos con el fin de desarrollar un cultivo con éxito; en este sentido se puede mencionar la biología de las especies, los requerimientos nutricionales, lumínicos y resistencia al estrés, la relación entre la superficie iluminada y el volumen, el sistema de mezcla y dispersión de gases, el sistema de limpieza, la transparencia y durabilidad del biorreactor, entre otros (Hernández y Labbé, 2014, pp. 158, 160).

Existen dos sistemas de cultivos para estos microorganismos foto autótrofos (Benavente et al., 2012, pp. 1-2; Hernández y Labbé, 2014, pp. 160, 162):

- Sistemas abiertos en los cuales la biomasa está expuesta a la atmósfera y por ende a las condiciones medioambientales, lo que origina ciertos inconvenientes como la baja exposición de las células a la luz, la evaporación y la posibilidad de contaminación.
- Sistemas cerrados los cuales han sido desarrollados con el fin de cubrir las dificultades presentes en los sistemas abiertos. También conocidos como fotobiorreactores (FBR) con contacto limitado o nulo con el medio externo. Permiten desarrollar cultivos hiperconcentrados pudiendo ser monoalgales o mixtos.

El crecimiento y acumulación de metabolitos en las microalgas se ven afectados por varios parámetros, entre los más importantes se pueden mencionar (Benavente et al., 2012, p. 3):

- Especie microalgal: Las especies microalgales a ser utilizadas en fitorremediación deben presentar una elevada tasa de crecimiento, alta resistencia a variaciones estacionales y buena capacidad para formar agregados que faciliten su cosecha por gravedad (Hernández y Labbé, 2014, p. 158).
- Nutrientes: El nitrógeno es el principal regulador del crecimiento y del contenido de lípidos en las microalgas, pudiendo ser incorporado como nitrato (NO_3^-) o como amonio (NH_4^+); mientras que el fósforo interviene en procesos celulares como la formación de ácidos nucleicos y transferencia de energía por lo que su deficiencia puede limitar el crecimiento, puede ser incorporado como fosfatos (HPO_4^{2-} y H_2PO_4^-) (Benavente et al., 2012, p. 4; Hernández y Labbé, 2014, p. 160).
- Iluminación: Juega un papel muy importante en el crecimiento fotosintético de las microalgas. Los cultivos pueden ser iluminados artificialmente o por luz solar, a nivel de laboratorio los biorreactores pueden ser iluminados con lámparas fluorescentes o diodos emisores de luz (LED). La tasa de crecimiento microalgal aumenta con la intensidad de luz, sin embargo una vez alcanzado el punto máximo se presenta una fotoinhibición (Benavente et al., 2012, pp. 3-4; Forero, 2014, p. 7).
- pH: En un cultivo microalgal factores como la productividad, la respiración, la alcalinidad y la composición iónica afectan el pH del medio (Hernández y Labbé, 2014, p. 159). Un pH ácido puede resultar letal para las microalgas, mientras que un pH muy alcalino puede limitar la disponibilidad de CO_2 afectando la fotosíntesis y el crecimiento de estos microorganismos; razón por la cual el rango de pH para el crecimiento de la mayoría de cultivos microalgales está entre 7,00 a 9,00 (Forero, 2014, p. 7).
- Turbulencia y mezclado: Se requiere de un mezclado eficiente con el fin de generar una distribución uniforme de microalgas, nutrientes, luz y

temperatura. Un exceso de agitación puede afectar el crecimiento y la producción de metabolitos, mientras que una deficiencia en la agitación puede provocar sedimentación y por ende muerte celular (Benavente et al., 2012, p. 6; Forero, 2014, p. 7).

- Temperatura: El proceso de transformación de energía luminosa en energía química en los sistemas fotosintéticos es ineficiente, cerca del 69 % de energía se desprende como calor elevando la temperatura del medio de cultivo (Benavente et al., 2012, p. 5). Generalmente, el rango de temperatura que soportan los cultivos microalgales está entre 16 a 27 °C, bajo este rango se limita el crecimiento celular y sobre él se origina la muerte celular (Forero, 2014, p. 7).

2. PARTE EXPERIMENTAL

En el presente proyecto se estudió un sistema de tratamiento para los efluentes del laboratorio IAM-Q de la Secretaría de Ambiente del Distrito Metropolitano de Quito, para esto se evaluaron técnicas de rizofiltración y ficorremediación como alternativas de tratamiento pasivo, posteriores a un proceso de floculación-coagulación y sedimentación como tratamiento primario.

Para determinar la composición química de los efluentes, estos fueron almacenados en periodos de dos semanas y posteriormente analizados física y químicamente. A partir de los resultados de las caracterizaciones, se establecieron secuencias de operaciones unitarias, las cuales se presentan en la Figura 2.1, con la finalidad de reducir el contenido de carga contaminante hasta valores normados.

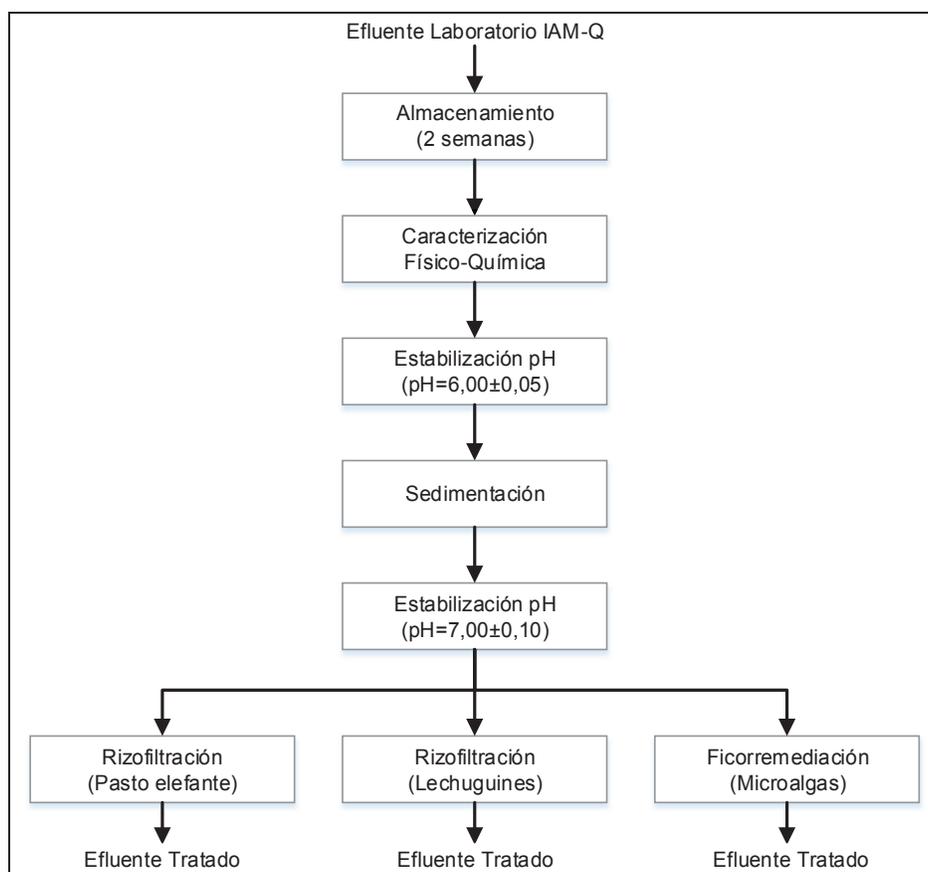


Figura 2.1. Secuencia de operaciones unitarias para el tratamiento de los efluentes del Laboratorio IAM-Q

En cuanto a la técnica de rizofiltración, se desarrollaron cultivos hidropónicos con dos especies vegetales: pasto elefante (*Pennisetum purpureum*) y lechuguines (*Heteranthera reniformis*), mediante la instalación de humedales artificiales. Por su parte, como técnica de ficorremediación se desarrolló un cultivo microalgal a partir de un consorcio con las especies *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*

Las técnicas de tratamiento tanto de rizofiltración como de ficorremediación fueron evaluadas sobre la base de los porcentajes de remoción de carga contaminante, determinados mediante los análisis físicos y químicos de los efluentes antes y después de cada tratamiento. Todos los ensayos de caracterización se realizaron en el Laboratorio IAM-Q de la Secretaría de Ambiente del D.M.Q.

2.1. DETERMINACIÓN DE RANGOS DE CONFIANZA DE PARÁMETROS TRAZADORES A PARTIR DE LA CARACTERIZACIÓN FÍSICA Y QUÍMICA DE LOS EFLUENTES DEL LABORATORIO IAM-Q DE LA SECRETARÍA DE AMBIENTE DEL DISTRITO METROPOLITANO DE QUITO

2.1.1. MUESTREO Y CARACTERIZACIÓN FÍSICA Y QUÍMICA DE LOS EFLUENTES DEL LABORATORIO IAM-Q

Con el fin de obtener resultados representativos en cuanto a la composición de carga contaminante, se caracterizaron seis muestras de efluentes del Laboratorio IAM-Q (C1, C2, C3, C4, C5 y C6) durante un periodo de 3 meses. Para esto, se almacenaron en periodos de 2 semanas aproximadamente 30 L de efluentes compuestos por los remanentes de las muestras tomadas para control público y monitoreo de la red hídrica, así también los residuos de los análisis físicos y químicos de descargas líquidas excepto aquellos que son enviados a un gestor autorizado, como los residuos de solventes orgánicos.

Para la ejecución de los ensayos de caracterización, se homogenizó la mezcla de efluentes almacenados, se midieron los valores de pH, temperatura, conductividad

eléctrica y se tomó una muestra compuesta de acuerdo al procedimiento utilizado por el Laboratorio IAM-Q con base en la norma NTE INEN 2169: 2013: *Agua. Calidad del agua. Muestreo. Manejo y conservación de muestras*; cuyas especificaciones se presentan en el Anexo I (INEN, 2013, pp. 8-16).

En el Anexo II se presentan los parámetros que fueron analizados junto con los métodos estandarizados utilizados por el Laboratorio IAM-Q. Los procedimientos de los métodos de caracterización se encuentran detallados en el Anexo III. Estos parámetros están establecidos en la Resolución No. 002-SA-2014, Capítulo III de las Normas Técnicas de Calidad Ambiental; Emisiones, Descargas y Vertidos en el DMQ, Art. 6, cuyos límites máximos permisibles para descargas líquidas al alcantarillado se muestran en el Anexo IV (Resolución No. 002, 2014, pp. 24-25).

Cabe recalcar que el Laboratorio IAM-Q cuenta con el certificado de acreditación a la norma de calidad ISO/IEC 17025, herramienta técnica y de gestión, otorgado por el Servicio de Acreditación Ecuatoriano en los parámetros DQO, SST, pH, temperatura, aceites y grasas, tensoactivos, sulfatos y los metales pesados cadmio, cobre, cromo, cinc, manganeso y arsénico (Secretaría de Ambiente, 2016).

2.1.2. CONSTRUCCIÓN DE CARTAS DE CONTROL DE PARÁMETROS TRAZADORES

Debido a que los efluentes del Laboratorio IAM-Q están compuestos en parte por los remanentes de muestras de descargas líquidas provenientes de los regulados del DMQ, es decir de empresas de diferentes sectores industriales, resultaba evidente una variabilidad en el contenido de carga contaminante, razón por la cual para poder establecer intervalos de confianza, se construyeron cartas de control de parámetros seleccionados como elementos trazadores del presente estudio.

Para determinar los elementos trazadores a utilizarse, se identificaron los parámetros que estaban fuera de norma mediante la comparación de los resultados obtenidos en los ensayos de caracterización con los límites máximos permisibles para descargas líquidas al alcantarillado, establecidos en la Resolución No. 002-SA (2014) del DMQ, los cuales se presentan en el Anexo IV (pp. 24 - 25).

Se construyeron las cartas de control a partir de la media y la desviación estándar. Los límites de alarma (LA) y los límites de control (LC) se determinaron mediante las Ecuaciones 2.1 y 2.2, respectivamente (APHA, AWWA Y WEF, 2012, pp. 1-11).

$$LA = \bar{x} \pm 2\sigma \quad [2.1]$$

Donde:

\bar{x} : Media del conjunto de mediciones de cada parámetro (6 mediciones)

σ : Desviación estándar del conjunto de mediciones de cada parámetro

$$LC = \bar{x} \pm 3\sigma \quad [2.2]$$

2.2. DETERMINACIÓN DE LAS MEJORES CONDICIONES DE OPERACIÓN PARA EL SISTEMA DE PRETRATAMIENTO

Con el fin de disminuir la carga contaminante en los efluentes, previo al tratamiento mediante rizofiltración y ficorremediación, se recurrió a un proceso de coagulación-floculación y sedimentación como sistema de pretratamiento.

2.2.1. SELECCIÓN DE LA MEJOR COMBINACIÓN DE COAGULANTE Y FLOCULANTE

Con la finalidad de facilitar la desestabilización y aglomeración de partículas coloidales, se utilizaron dos agentes químicos ayudantes de sedimentación: sulfato de aluminio RIEDEL grado ACS de pureza como coagulante y poliacrilamida catiónica SUPERFLOC® C-492 como floculante. Los ensayos se realizaron sobre una muestra de efluente recolectado en un periodo de dos semanas (C7).

2.2.1.1. Diseño experimental para el proceso de coagulación-floculación

Se aplicó un diseño experimental factorial 3^2 con las condiciones propuestas por Morales (2015), es decir, se consideraron como variables de entrada las concentraciones de coagulante en tres niveles (a) y floculante en tres niveles (b),

sulfato de aluminio: 500,0; 600,0 y 700,0 mg/L y poliacrilamida: 1,4; 2,8 y 4,2 mg/L. Se probaron las nueve posibles combinaciones de coagulante y floculante y se evaluaron como variables de respuesta los porcentajes de remoción de DQO, turbidez y color real (pp. 43-44). Se realizaron 2 repeticiones (r) para cada ensayo puesto que de esta manera se tuvieron 9 grados de libertad del error aleatorio (GL) los cuales permitieron establecer validez estadística en el diseño. Los grados de libertad fueron calculados mediante la Ecuación 2.3 (Valenzuela, 2010, p. 170).

$$GL = ab(r - 1) = 3 * 3(2 - 1) = 9 \quad [2.3]$$

2.2.1.2. Prueba de jarras para la evaluación del proceso de coagulación y floculación

Para la ejecución de los ensayos de coagulación y floculación se adaptó un sistema para pruebas de jarras según lo establecido en la norma ASTM-D 2035: *Standard Practice for Coagulation-Flocculation Jar Test of Water* (2013), (pp. 1-4). El procedimiento se detalla a continuación:

- Se homogenizó la mezcla de efluentes almacenados (muestra C7) utilizando un mezclador de alta resistencia STIR-PAK®. Se tomó una muestra de 100 mL en un matraz erlenmeyer y 5 mL en un tubo de ensayo, esta última se preservó con ácido sulfúrico hasta un pH<2, con la cual se analizó la DQO; mientras que con la primera se analizaron los parámetros turbidez y color real. Los procedimientos para estos análisis se presentan en el Anexo III.
- Con el fin de tener una mejor distribución de coagulante y floculante en el efluente, se prepararon soluciones madre de sulfato de aluminio y poliacrilamida con concentraciones de 10,0 g/L y 0,5 g/L, respectivamente.
- Se colocaron 500 mL de la mezcla de efluentes en 18 vasos de precipitación y se estabilizó el pH en $6,00 \pm 0,05$ según lo recomendado por Morales (2015), para lo cual se utilizaron soluciones de hidróxido de sodio 5,00 N y ácido sulfúrico 5,25 N (p. 44).
- En las pruebas de jarras fueron utilizadas tres planchas de calentamiento y agitación magnética. En cada una se colocó un vaso de precipitación y se añadieron las cantidades requeridas de las soluciones madre tanto de

coagulante como de floculante hasta llegar a las concentraciones propuestas, tal como se presenta en la Tabla 2.1. El sulfato de aluminio fue añadido al inicio de la prueba de jarras e inmediatamente se agitó a 120 rpm durante 1 min, luego se disminuyó la agitación a 30 rpm y se esperó 15 min; durante los primeros 5 min se fue añadiendo la poliacrilamida. Con el fin de que los flóculos sedimenten, se dejó en reposo por 20 min.

Tabla 2.1. Cantidades requeridas de las soluciones madre de coagulante y floculante para alcanzar las concentraciones propuestas

Sustancia	Concentración propuestas (mg/L)	Volumen de solución madre requerido (mL)
Sulfato de aluminio	500,0	25,0
	600,0	30,0
	700,0	35,0
Poliacrilamida	1,4	1,4
	2,8	2,8
	4,2	4,2

- Una vez sedimentados los flóculos formados, se midió el pH y se tomaron muestras del sobrenadante de cada vaso: 100 mL en un matraz erlenmeyer y 5 mL en un tubo de ensayo preservado con ácido sulfúrico. Se analizaron los parámetros DQO, turbidez y color real.

2.2.1.3. Tratamiento de resultados

Los resultados obtenidos permitieron calcular los porcentajes de remoción de DQO, turbidez y color real de las dos repeticiones, así como la media aritmética simple (media) para cada una de las combinaciones de coagulante (sulfato de aluminio) y floculante (poliacrilamida). Para esto, se aplicaron las Ecuaciones 2.4 y 2.5.

$$\%R = \frac{X_1 - X_2}{X_1} * 100 \quad [2.4]$$

$$\overline{\%R} = \frac{\%R_1 + \%R_2}{2} \quad [2.5]$$

Donde:

%R: Porcentaje de remoción del parámetro X

X1: Valor del parámetro X antes del proceso de coagulación-floculación y sedimentación

X2: Valor del parámetro X después del proceso de coagulación-floculación y sedimentación

$\overline{\%R}$: Media aritmética simple del porcentaje de remoción del parámetro X

Con la media aritmética simple de los porcentajes de remoción de DQO, turbidez y color real para cada combinación de coagulante y floculante, se realizó un análisis de varianza mediante el programa STATGRAPHICS Centurion XVI.I. Estos resultados permitieron seleccionar la mejor combinación de coagulante y floculante para el pretratamiento de los efluentes del Laboratorio IAM-Q.

2.2.2. DETERMINACIÓN DEL TIEMPO DE SEDIMENTACIÓN

El tiempo de residencia para la etapa de sedimentación se determinó gráficamente según lo recomendado por Metcalf y Eddy (2003) (pp. 380-382). El procedimiento se realizó utilizando muestras de efluentes recolectados en tres periodos diferentes (C7, C8 y C9), tal como se describe a continuación:

- Se homogenizaron las muestras de efluentes y se colocaron 500 mL de cada una en vasos de precipitación.
- Se siguió el procedimiento descrito para prueba de jarras el cual se encuentra detallado en la sección 2.2.1.2, pero en este caso se utilizó la mejor combinación de coagulante y floculante.
- Una vez transcurrido el tiempo de agitación a 120 rpm (1 min) y agitación a 30 rpm (15 min), inmediatamente se trasvasó el contenido de cada vaso de precipitación a tres probetas de 500 mL.
- Se registró la altura de la interfase en función del tiempo cada 0,5 min durante los primeros 10 min; cada 1 min durante los siguientes 5 min y desde el minuto 20 hasta el minuto 60 se registró cada 10 min.
- Se determinaron los valores promedio de los datos obtenidos y se construyó la curva de sedimentación. En el eje de las ordenadas se ubicaron las

alturas promedio de la interfase y en el eje de las abscisas se ubicó el tiempo.

Para la determinación del tiempo de residencia se trabajó sobre la curva de sedimentación tal como se describe a continuación:

- Se trazó una tangente a la curva definida en el rango de tiempo inicial (TgA), tal como se presenta en la Figura 2.2 a).
- Se trazó una tangente a la curva definida en el rango de tiempo final (TgB), tal como se presenta en la Figura 2.2 b).
- Se trazó la bisectriz al ángulo formado por la intersección de las dos tangentes (pA) y se prolongó hasta dar lugar a un punto de corte con la curva de sedimentación (pB), tal como se presenta en la Figura 2.2 c)
- En el punto pB se trazó nuevamente una tangente (TgC) la cual fue prolongada hasta intersecar con la tangente correspondiente al rango de tiempo final (pC). , tal como se presenta en la Figura 2.2 d)
- En el punto pC se trazó una línea vertical hasta cortar con el eje de las abscisas cuyo valor correspondería al tiempo de sedimentación (t_s).

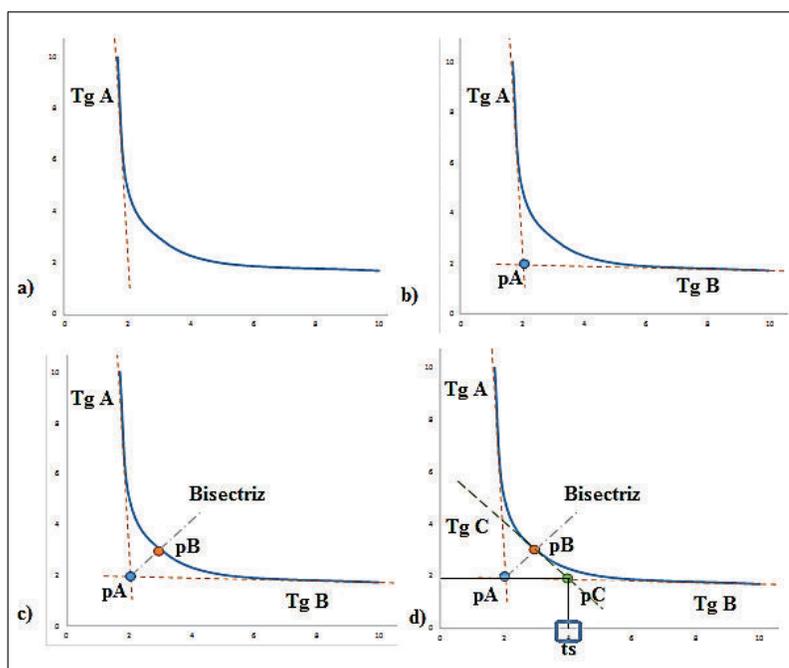


Figura 2.2. Método gráfico para la determinación del tiempo de sedimentación

2.3. EVALUACIÓN DE LA REMOCIÓN DE CARGA CONTAMINANTE MEDIANTE RIZOFILTRACIÓN Y FICORREMEDIACIÓN

Para la evaluación de la remoción de carga contaminante mediante rizofiltración se desarrollaron cultivos hidropónicos con dos especies vegetales: pasto elefante (*Pennisetum purpureum*) y lechuguines (*Heteranthera reniformis*). Mientras que para la evaluación de la remoción de carga contaminante mediante ficorremediación se desarrolló un cultivo microalgal a partir de un consorcio con las especies *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.* Para los ensayos de tratabilidad se utilizaron muestras de efluentes recolectadas en dos periodos diferentes (C8 y C9).

2.3.1. DISEÑO EXPERIMENTAL PARA LOS ENSAYOS DE TRATABILIDAD

Para los ensayos de tratabilidad se aplicó un diseño experimental de bloques completamente al azar (DBCA completo). Se consideraron como variables de entrada los tres tipos de tratamiento: cultivo hidropónico con pasto elefante, cultivo hidropónico con lechuguines y cultivo microalgal con las especies *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.* Además, el tiempo de tratamiento en tres niveles: 24, 48 y 72 h. Debido a que las unidades experimentales (muestras C8 y C9) no son homogéneas, se consideraron como factores de bloqueo a los dos periodos de almacenamiento de las muestras, restringiendo de esta manera la variabilidad entre ellas. Al igual que en los ensayos de coagulación y floculación, en este caso también se tuvieron 9 grados de libertad los cuales permitieron estimar el error aleatorio y establecer validez estadística en el diseño. Se evaluaron los porcentajes de remoción de los parámetros trazadores como variables de respuesta.

2.3.2. DESARROLLO DEL CULTIVO HIDROPÓNICO CON PASTO ELEFANTE EN SUSTRATO INERTE

Para el desarrollo del cultivo hidropónico con pasto elefante, se instaló un humedal artificial con flujo subsuperficial vertical, para lo cual se siguió el procedimiento que se detalla a continuación (Culqui, 2015, p. 58; Guanoluisa, 2012, p. 67):

- En las afueras del Laboratorio IAM-Q, se adaptó una estructura mixta entre metal y madera, con una ligera inclinación de siete grados en la parte superior, esto con la finalidad de favorecer el flujo del agua a través del humedal artificial.
- Se instalaron válvulas de descarga y drenaje en una cubeta de polipropileno de 39,0 cm × 61,0 cm × 41,5 cm (ancho, largo, alto). Posteriormente, se la ubicó sobre la estructura mixta
- Se colocó el sustrato inerte en la cubeta, cuyo proceso de preparación se encuentra descrito en el Anexo V. Con la finalidad de proporcionar un adecuado grado de porosidad al sustrato sólido, éste se distribuyó en tres capas de la siguiente manera: los primeros 8 cm con grava de diámetro entre 2 y 4 cm, los siguientes 10 cm con grava de diámetro menor a 2 cm y los siguientes 16 cm con piedra pómez de diámetro menor a 2 cm.
- Se sembraron 24 plantas de pasto elefante, previamente lavadas tal como se detalla en el Anexo VI, distribuidas uniformemente en 3 filas de 8 plantas cada una de manera que la piedra pómez cubrió la totalidad de las raíces
- Para el sistema de riego se colocó un bidón de polietileno de alta densidad de 25 L de capacidad a 1 m sobre el humedal, esto con el fin de aprovechar el efecto de la gravedad para la descarga de la solución nutritiva.
- En la válvula del bidón se conectó una manguera de caucho flexible de ¼ de pulgada, la misma que se alineó con las tres filas de plantas de pasto elefante. Para lograr un riego uniforme en todo el humedal, se realizaron orificios en la manguera a la altura de cada planta.
- Se llenó el bidón con solución nutritiva, cuya preparación se detalla en el Anexo VII, y se abrió la válvula de descarga hasta permitir un caudal de 2,5 L/h. Se dejó en contacto con las plantas durante 4 h luego de lo cual se abrió la válvula de descarga del humedal y se recolectó la solución nutritiva en baldes de polipropileno para regresarla al bidón de almacenamiento.
- Se recirculó diariamente la solución nutritiva y se la renovó semanalmente para reponer el consumo de nutrientes. Se mantuvo en desarrollo el cultivo de pasto elefante durante un periodo de tres meses permitiendo de esta

manera que las plantas se consoliden para posteriormente iniciar con los ensayos de tratabilidad.

Con el fin de proporcionar un medio adecuado para el desarrollo del pasto elefante, se cubrieron las paredes laterales del humedal con plástico negro, a manera de invernadero; en la parte superior se colocó plástico transparente para evitar inundaciones del humedal por efecto de las lluvias y permitir el paso de la radiación solar. El tanque de solución nutritiva también fue cubierto con plástico negro con el fin de evitar la degradación de los componentes por efecto del sol. En el Anexo VIII se presentan imágenes sobre la instalación del humedal artificial.

Además, para ejercer un control de plagas se roció periódicamente un plaguicida a base de ají cuya preparación se presenta en el Anexo IX (Richford, 2016, p. 2).

2.3.3. DESARROLLO DEL CULTIVO HIDROPÓNICO CON LECHUGUINES EN AGUA

Para el desarrollo del cultivo hidropónico con lechuguines se tomó como base los procedimientos propuestos por Guevara et al. (2009) y Villegas (2007), tal como se detalla a continuación (p. 872) (p. 55):

- Se recolectaron alrededor de 70 plantas de lechuguines de las lagunas del parque Las Cuadras, al sur de Quito y se trasladaron al Laboratorio IAM-Q.
- Se lavaron las plantas con agua potable y agua tipo 1, con lo cual se eliminó todo tipo de basura y residuos de algas.
- Se dispuso de 24 vasos plásticos desechables de 1 L, en los cuales se colocaron plantas individuales de lechuguines sobre un soporte de espuma flex de forma circular y con diámetro igual al de la boca del vaso, de manera que sólo la raíz de la planta quede por debajo de la espuma.
- Se prepararon 20 L de solución nutritiva, para lo cual se siguió el procedimiento descrito en el Anexo VII. En cada vaso se colocaron 750 mL de solución nutritiva de esta manera las raíces de las plantas quedaron sumergidas en su totalidad, tal como se puede observar en el Anexo X. La solución nutritiva fue renovada semanalmente.

- El resto de plantas fueron colocadas en una bandeja plástica grande con agua potable, tal como se presenta en el Anexo X.
- Todas las plantas fueron ubicadas en las afueras del Laboratorio IAM-Q bajo un techo de plástico, con el fin de evitar inundaciones por lluvia.
- Con el fin de desarrollar raíces resistentes en las plantas de lechuguines, se mantuvieron los cultivos hidropónicos durante tres meses para posteriormente empezar con los ensayos de tratabilidad.

2.3.4. DESARROLLO DEL CULTIVO MICROALGAL

La biomasa se produjo a partir de un consorcio microalgal con las especies: *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.* procedente del Laboratorio de Ciencias de la Vida de la Escuela Politécnica Salesiana, a las condiciones sugeridas por Molina (2016): temperatura ambiente, aireación constante, iluminación con intensidad de 8 000 lux y pH 9,00 en el medio (p. 27). El procedimiento se describe a continuación:

- Se identificó la presencia de las especies *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.* en el consorcio microalgal mediante observación en el microscopio óptico LABOMED modelo LX400 a 40x.
- El cultivo se realizó por duplicado, para lo cual se colocó 1 L de agua tipo 1 en dos envases PET transparentes de 6 L de capacidad y se añadieron 10 mL del consorcio microalgal en cada uno.
- Se instaló un sistema de aireación, para lo cual se conectaron cuatro mangueras de caucho de $\frac{1}{4}$ de pulgada a dos bombas de aireación para peceras RESUN modelo AC-1500 y se sumergieron en el cultivo microalgal.
- Se instaló un sistema de iluminación utilizando dos lámparas fluorescentes OSRAM de 20 W, las cuales se ubicaron a una distancia tal que proporcione al cultivo una intensidad de 8 000 lux.
- Para evitar la contaminación del medio, se taparon los recipientes con rollos de algodón y gasa. En el Anexo XI se presentan la instalación del cultivo.
- Se estabilizó el pH del cultivo en 9 unidades, para esto se utilizó carbonato ácido de sodio FISHER y ácido fosfórico PANREAC, los dos de grado ACS.

- La nutrición de las microalgas se realizó cada cinco días, agregando 1 L de solución de fertilizante comercial Nitrofoska® Foliar 10-4-7-0,2 MgO, con una concentración de 3 mL/L (Molina, 2016, p.27).
- Una vez alcanzado el volumen total de los envases con los cultivos, se realizó un escalamiento, esto consistió en trasvasar 5 L de cultivo de cada envase a un nuevo envase de 20 L de capacidad en el cual también se adaptó el sistema de aireación e iluminación.
- Para llevar un control sobre el crecimiento de las microalgas, se realizaron recuentos celulares en períodos de 3 y 4 días mediante el uso de una cámara de Neubauer MARIENFELD GERMANY, para lo cual se siguió el procedimiento descrito en el Anexo XII.
- Con los datos de los recuentos se construyó la curva de crecimiento celular en función del tiempo, la misma que permitió determinar el tiempo en el cual el cultivo alcanzó una concentración de microalgas suficiente para la etapa de tratabilidad.

2.3.5. PRETRATAMIENTO DE LOS EFLUENTES DEL LABORATORIO IAM-Q

Para la evaluación de la remoción de carga contaminante por los métodos propuestos, se utilizaron muestras de efluentes recolectadas en dos periodos de almacenamiento (C8 y C9). Se analizaron los parámetros trazadores y se verificó que los resultados estuvieran dentro de los límites establecidos en las cartas de control. El pretratamiento consistió en un proceso de coagulación-floculación y sedimentación, cuyo procedimiento se describe a continuación:

- Se almacenaron 30 L de efluentes durante un periodo de dos semanas, se homogenizaron y se tomaron muestras, las cuales se preservaron y conservaron según se detalla en el Anexo I. Se analizaron los parámetros trazadores previamente determinados.
- El pH de los efluentes fue estabilizado en $6,00 \pm 0,05$ mediante el uso de hidróxido de sodio y ácido clorhídrico, ambos de la casa comercial FISHER con grado ACS de pureza.

- El proceso de coagulación-floculación y sedimentación se realizó con las condiciones previamente determinadas, es decir, se añadió solución madre de coagulante hasta llegar a la mejor concentración y se agitó a 120 rpm durante 1 min; luego se adicionó solución madre de floculante hasta llegar a la mejor concentración y se agitó a 30 rpm durante 15 min. Posteriormente, se dejó en reposo durante el tiempo de sedimentación establecido.
- Una vez separadas las fases, se drenó el sobrenadante mientras que los lodos de sedimentación fueron almacenados.
- Finalmente, se analizaron los parámetros trazadores en muestras de sobrenadante lo cual permitió determinar los porcentajes de remoción.

2.3.6. REMOCIÓN DE CARGA CONTAMINANTE MEDIANTE LA APLICACIÓN DEL CULTIVO HIDROPÓNICO CON PASTO ELEFANTE

Los ensayos de tratabilidad para la determinación de la remoción de carga contaminante mediante el cultivo hidropónico con pasto elefante, se realizaron por duplicado utilizando las muestras C8 y C9. Se siguió el procedimiento descrito a continuación:

- Se tomó una muestra de 9 L del efluente pretratado y se estabilizó el pH en un valor de $7,00 \pm 0,10$ mediante la adición de hidróxido de sodio y ácido clorhídrico ambos de la casa comercial FISHER con grado ACS de pureza (Culqui, 2015, p. 59).
- Para la etapa de tratabilidad, se reemplazó la solución nutritiva contenida en el bidón de almacenamiento del humedal artificial, por el efluente pretratado.
- Con la finalidad de que el efluente fluya lentamente a través de las raíces se ajustó un caudal de descarga de 2,25 L/h (Culqui, 2015, p. 59).
- Se dejó en contacto con las plantas durante 4 h, luego de lo cual se recirculó.
- Se tomaron muestras después de 24, 48 y 72 horas de tratamiento y se analizaron los parámetros trazadores. Estos resultados permitieron determinar los porcentajes de remoción de carga contaminante.

2.3.7. REMOCIÓN DE CARGA CONTAMINANTE MEDIANTE LA APLICACIÓN DEL CULTIVO HIDROPÓNICO CON LECHUGUINES

Los ensayos de tratabilidad para la determinación de la remoción de carga contaminante mediante el cultivo hidropónico con lechuguines, se realizaron por duplicado utilizando las muestras C8 y C9. Se siguió el procedimiento descrito a continuación:

- Se instaló una válvula de descarga en una cubeta de polipropileno transparente de 39,0 cm × 61,0 cm × 41,5 cm (ancho, largo, alto), en el interior de la misma se adaptó una plancha de espuma flex con 24 orificios distribuidos uniformemente en tres filas (Villegas, 2007, p. 61).
- Se tomó una muestra de 8 L del efluente pretratado y se estabilizó el pH en un valor de $7,00 \pm 0,10$ mediante la adición de hidróxido de sodio y ácido clorhídrico, ambos de la casa comercial FISHER con grado ACS de pureza (Culqui, 2015, p. 59).
- El efluente fue depositado en la cubeta de polipropileno.
- Para determinar el efecto del medio utilizado en el desarrollo de los lechuguines, se utilizaron 12 plantas cultivadas en solución nutritiva y 12 cultivadas en agua. Se colocaron las 24 plantas en los orificios de la plancha de espuma flex de manera que sólo las raíces queden en la parte inferior (Villegas, 2007, p. 61).
- Se tomaron muestras después de 24, 48 y 72 horas de tratamiento y se analizaron los parámetros trazadores. Estos resultados permitieron determinar los porcentajes de remoción de carga contaminante.

2.3.8. REMOCIÓN DE CARGA CONTAMINANTE MEDIANTE LA APLICACIÓN DEL CULTIVO MICROALGAL

Los ensayos de tratabilidad para la determinación de la remoción de carga contaminante mediante la aplicación del cultivo microalgal, se realizaron por

duplicado utilizando las muestras C8 y C9. Para esto, se realizaron cultivos utilizando como medio el efluente pretratado. A continuación se detalla el procedimiento (Molina, 2016, p. 27):

- Se tomó una muestra de 5 L del efluente pretratado y se estabilizó el pH en $9,00 \pm 0,10$ mediante la adición de hidróxido de sodio y ácido clorhídrico con grado ACS de pureza.
- Con base en los recuentos celulares se determinó la concentración de microalgas en el cultivo (C1); con este dato se calculó el volumen (V1) requerido para tener una concentración de $2,5 \times 10^6$ células/mL (C2) en 5 L de efluente (V2). Para esto se aplicó la Ecuación 2.5.

$$C1 \times V1 = C2 \times V2 \quad [2.6]$$

- Se tomó el volumen de cultivo microalgal calculado y se trasladó a la Planta Piloto del Departamento de Ciencias de Alimentos y Biotecnología (DECAB) de la Facultad de Ingeniería Química y Agroindustria de la Escuela Politécnica Nacional. Se centrifugó a 3 000 rpm durante 10 min. Se obtuvo un concentrado de microalgas, el cual fue trasladado al Laboratorio IAM-Q.
- El efluente pretratado fue depositado en un envase PET transparente de 6 L y se añadieron 25 mL de solución de fertilizante Nitrofoska Foliar (3 mL/L). Se adicionó el concentrado de microalgas y se adecuó el medio con las mismas condiciones de los cultivos de producción de biomasa: temperatura ambiente de la ciudad de Quito, aireación constante, iluminación con intensidad de 8 000 lux y pH 9,00.
- Se tomaron muestras después de 24, 48 y 72 horas de tratamiento. Se centrifugaron en la Planta Piloto del DECAB-EPN utilizando la centrífuga INTERNATIONAL EQUIPMENT CO modelo K. Con los sobrenadantes se analizaron los parámetros trazadores cuyos resultados permitieron determinar los porcentajes de remoción de carga contaminante.

Los ensayos de tratabilidad mediante cultivos hidropónicos con pasto elefante, cultivos hidropónicos con lechuguines y cultivos microalgales, se realizaron en paralelo; es decir se iniciaron, se muestrearon y se analizaron al mismo tiempo.

2.3.9. SELECCIÓN DE LA MEJOR OPCIÓN PARA EL TRATAMIENTO DE LOS EFLUENTES DEL LABORATORIO IAM-Q

Con los porcentajes de remoción de los parámetros trazadores obtenidos a 24, 48 y 72 horas de tratamiento a través del cultivo hidropónico con pasto elefante, cultivo hidropónico con lechuguines y cultivo microalgal, se realizaron análisis de varianza mediante el programa STATGRAPHICS Centurion XVI.I. Estos resultados a más de la verificación del cumplimiento de la normativa, permitieron seleccionar la mejor opción para el tratamiento de los efluentes del Laboratorio IAM-Q.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. DETERMINACIÓN DE RANGOS DE CONFIANZA DE PARÁMETROS TRAZADORES A PARTIR DE LA CARACTERIZACIÓN FÍSICA Y QUÍMICA DE LOS EFLUENTES DEL LABORATORIO IAM-Q DE LA SECRETARÍA DE AMBIENTE DEL DISTRITO METROPOLITANO DE QUITO

3.1.1. CARACTERIZACIÓN FÍSICA Y QUÍMICA DE LOS EFLUENTES DEL LABORATORIO IAM-Q

En el Anexo C de la Resolución 002-SA-2014 existe una guía sobre los parámetros mínimos a analizar dependiendo del sector productivo, sin embargo los efluentes del Laboratorio IAM-Q no encajan en ninguna de dichas clasificaciones debido a que están compuestos tanto de los residuos de los análisis de descargas líquidas como de los remanentes de muestras tomadas para el control público a los regulados del Distrito Metropolitano de Quito y monitoreo de la red hídrica; es decir, contiene muestras de efluentes provenientes de empresas de diferentes sectores industriales así también de ríos y quebradas que reciben las aguas servidas generadas en el DMQ.

Por lo expuesto, se analizaron la mayoría de los parámetros establecidos en la Resolución No. 002-SA-2014, Capítulo III de las Normas Técnicas de Calidad Ambiental; Emisiones, Descargas y Vertidos para el DMQ, Art. 6 Norma Técnica, los cuales se presentan en el Anexo IV.

Los análisis de descargas líquidas se realizaron durante 3 meses con muestras de efluentes del Laboratorio IAM-Q almacenados en periodos de 2 semanas, de esta manera se obtuvieron un total de 6 caracterizaciones (C1, C2, C3, C4, C5 y C6) cuyos resultados se presentan en la Tabla 3.1.

Tabla 3.1. Resultados de las caracterizaciones de los efluentes del Laboratorio IAM-Q

Parámetro	Identificación	Unidad	Muestra C1	Muestra C2	Muestra C3	Muestra C4	Muestra C5	Muestra C6
Demanda Química de Oxígeno	DQO	mg/L	843	1 177	2 115	1 993	2 215	2 330
Demanda Bioquímica de Oxígeno	DBO ₅	mg/L	118	398	548	398	448	398
Sólidos Suspendidos Totales	SST	mg/L	122	300	457	298	412	388
Sólidos Sedimentables	SS	mL/L	3,0	1,0	8,0	3,0	0,1	0,3
Sólidos Disueltos	SD	mg/L	936	2 772	3 475	3 444	3 974	3 644
Conductividad Eléctrica	CE	uS/cm	3 572	3 615	5 810	8 296	14 100	14 470
Fósforo Total	P	mg/L	7,8	27,0	32,0	26,0	30,5	10,0
Potencial de Hidrógeno	pH	Unidades de pH	2,05	2,19	2,18	1,50	2,10	1,74
Color	C	Unidades Pt-Co	46	700	400	320	560	540
Temperatura	T	°C	25,2	21,2	21,4	16,1	17,5	16,4
Tensoactivos	MBAS	mg/L	5,00	8,88	2,50	1,95	0,74	1,06
Sulfatos	SO ₄ ²⁻	mg/L	83	770	920	1 420	1 560	1 560
Cianuro	CN ⁻	mg/L	0,06	0,02	0,26	0,28	0,00	0,01
Cobre	Cu	mg/L	0,01	0,03	0,07	0,07	0,04	0,06
Sulfuro	S ⁻	mg/L	0,42	0,02	0,59	0,40	0,66	0,59
Cromo	Cr	mg/L	---	0,15	0,18	0,18	0,06	0,09
Cinc	Zn	mg/L	0,11	0,79	0,33	0,22	0,20	0,19
Hierro	Fe	mg/L	5,24	4,71	15,31	15,20	12,28	---
Manganeso	Mn	mg/L	0,00	0,28	0,49	0,00	0,10	---
Níquel	Ni	mg/L	0,00	0,00	0,02	0,00	0,01	0,06
Turbidez	---	NTU	83,73	193,00	155,00	107,00	159,00	134,00

En la Tabla 3.2 se presentan los valores de la media aritmética simple de las caracterizaciones comparados con los límites máximos permisibles para descargas líquidas al alcantarillado como cuerpo receptor.

Tabla 3.2. Media de las caracterizaciones comparadas con los valores norma

Parámetro	Identificación	Unidad	Media	*Valor norma (Alcantarillado)
Demanda Química de Oxígeno	DQO	mg/L	1 779	350
Demanda Bioquímica de Oxígeno	DBO ₅	mg/L	385	170
Sólidos Suspendidos Totales	SST	mg/L	320	100
Sólidos Sedimentables	SS	mL/L	2,6	---
Sólidos Disueltos	SD	mg/L	3 041	---
Conductividad Eléctrica	CE	uS/cm	8 311	---
Fósforo Total	P	mg/L	22,2	15
Potencial de Hidrógeno	pH	Unidades pH	1,96	6 – 9
Color	C	Unidades Pt-Co	428	---
Temperatura	T	°C	19,6	< 40
Tensoactivos	MBAS	mg/L	3,35	1
Sulfatos	SO ₄ ²⁻	mg/L	1 052	400
Cianuro	CN ⁻	mg/L	0,11	1,0
Cobre	Cu	mg/L	0,05	2,0
Sulfuro	S ⁻	mg/L	0,45	1,0
Cromo	Cr	mg/L	0,13	0,5
Cinc	Zn	mg/L	0,31	2,0
Hierro	Fe	mg/L	10,55	25
Manganeso	Mn	mg/L	0,17	10,0
Níquel	Ni	mg/L	0,02	2,0
Turbidez	---	NTU	138,62	---

(Resolución No. 002-SA., 2014, pp. 24-25)

Se puede observar que los parámetros que están fuera de los límites máximos permisibles para descargas líquidas al alcantarillado son: DQO, DBO₅, SST, pH, fósforo total, tensoactivos y sulfatos; razón por la cual fueron seleccionados como parámetros trazadores del presente estudio.

Los parámetros sólidos sedimentables, sólidos disueltos, conductividad eléctrica, color real, y turbidez, a pesar de que presentan valores significativos, están

estrechamente relacionados con los parámetros seleccionados como trazadores, además no presentan límites máximos permisibles para descargas al alcantarillado; mientras que temperatura, cianuros, sulfuros y los metales pesados: cobre, cromo, zinc, manganeso, hierro y níquel cumplieron con los valores normados en todas las caracterizaciones, por lo que ninguno de ellos fue considerado como elemento trazador.

3.1.2. CONSTRUCCIÓN DE CARTAS DE CONTROL DE PARÁMETROS TRAZADORES

Para determinar la representatividad de las muestras tomadas para el desarrollo del presente estudio, se construyeron cartas de control de los parámetros trazadores. Se establecieron intervalos de confianza mediante los límites de alarma superior (LAS) e inferior (LAI) y límites de control superior (LCS) e inferior (LCI); estos últimos, a su vez, fueron determinados en función del promedio y la desviación estándar. En el caso de algunos parámetros, los LAI y LCI resultaron menores a cero por lo que no fue necesario presentarlos en las cartas de control.

La materia orgánica constituye uno de los componentes típicos de los efluentes de industrias manufactureras (Servicio Agrícola y Ganadero de Chile, 2005, p. 4). Según el Instituto Nacional de Estadísticas y Censos (INEC) (2014) existen 17 113 empresas manufactureras registradas en el Distrito Metropolitano de Quito, los efluentes de la mayoría de estas empresas forman parte de los efluentes del laboratorio IAM-Q, esto justifica el alto contenido de carga orgánica, lo cual se evidencia en los valores fuera de norma de DQO y DBO₅, con valores que van de 842 mg/L a 2 330 mg/L y de 111 mg/L a 548 mg/L, respectivamente. Las cartas de control de estos parámetros se muestran en las Figuras 3.1 y 3.2.

El índice de biodegradabilidad se determina del cociente entre DBO₅/DQO y permite evaluar la pertinencia de un tratamiento biológico mediante fangos activos. En este caso, al relacionar los promedios de estos parámetros se obtuvo un índice de 0,22 lo que indica que se trata de un efluente poco biodegradable (Martínez, 2016, p. 21). En este sentido, se podía prever la posibilidad de tener inconvenientes

utilizando el tratamiento con microalgas, lo cual motivó al estudio de técnicas de rizofiltración y ficorremediación como alternativas aplicables al efluente.

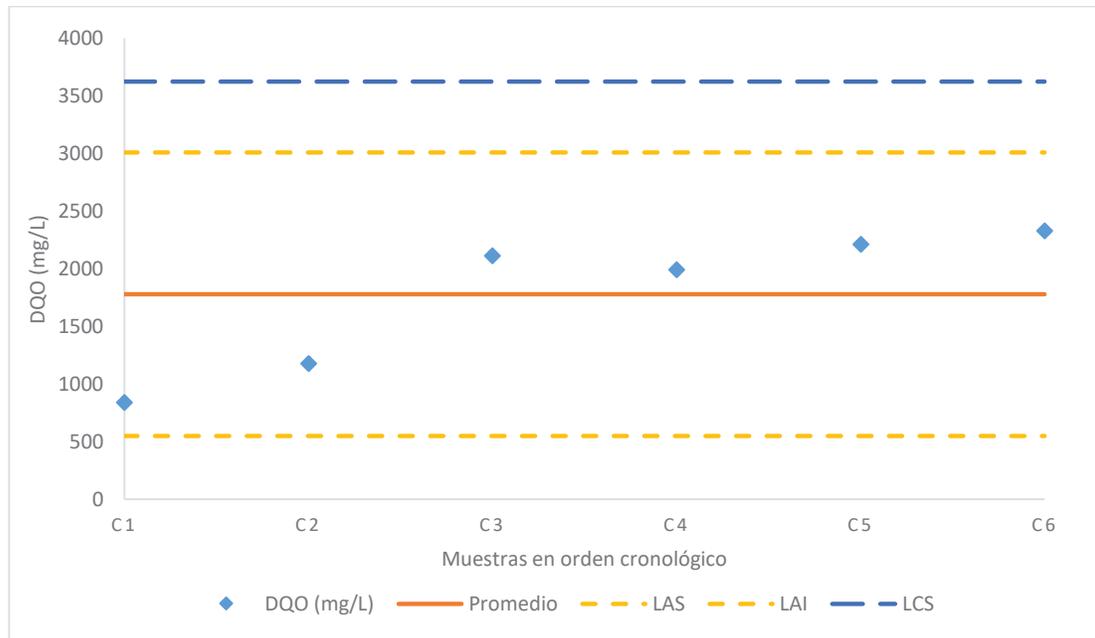


Figura 3.1. Carta de control de la demanda química de oxígeno presente en el efluente del Laboratorio IAM-Q

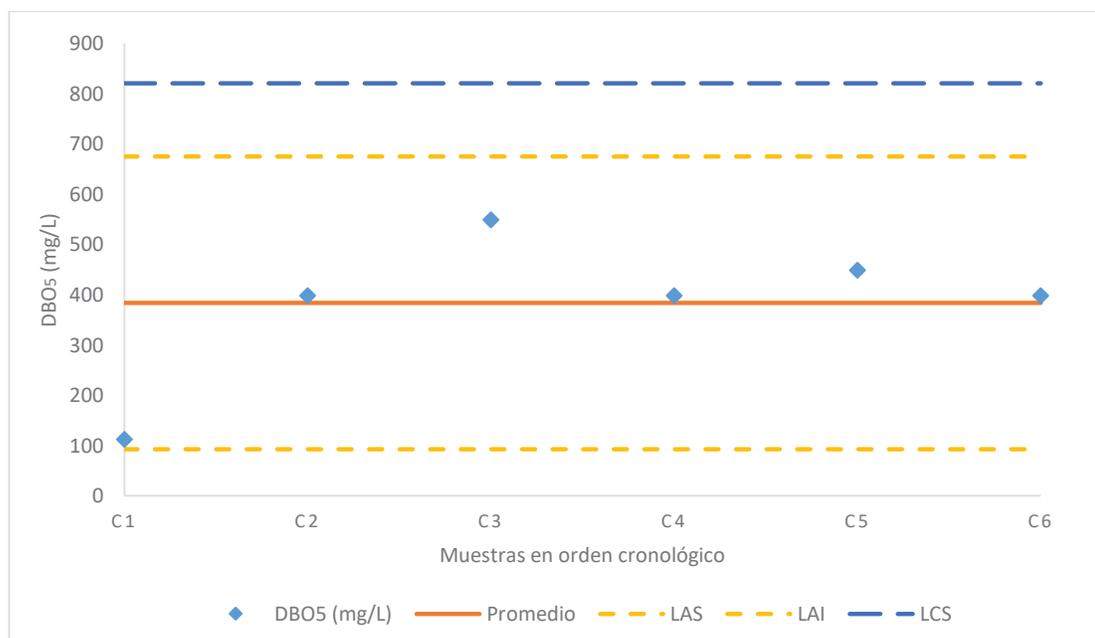


Figura 3.2. Carta de control de la demanda bioquímica de oxígeno presente en el efluente del Laboratorio IAM-Q

El alto contenido de materia orgánica presente en los efluentes del Laboratorio IAM-Q hace que resulte razonable que el contenido de sólidos suspendidos totales también haya sido alto e incumpla la normativa con valores entre 122 mg/L y 457 mg/L, tal como se puede apreciar en la carta de control correspondiente a este parámetro, expuesta en la Figura 3.3. Esto debido a que los sólidos suspendidos totales están relacionados directamente con la materia orgánica por lo que también constituyen uno de los componentes característicos de los efluentes industriales (Norma Mexicana NMX-AA-034-SCFI, 2001; Servicio Agrícola y Ganadero de Chile, 2005, p. 4).

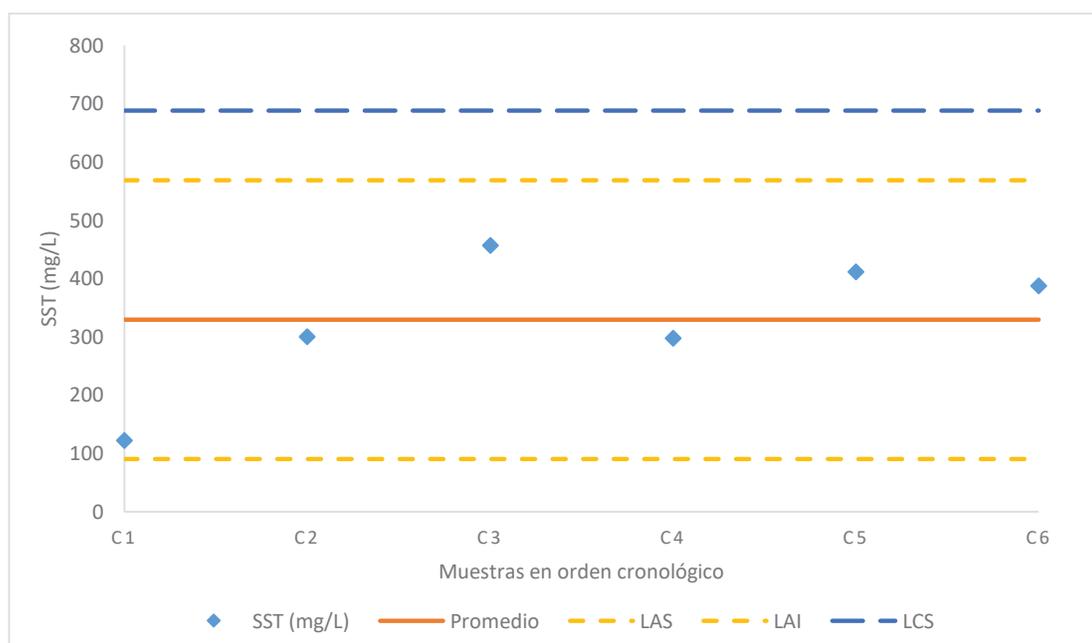


Figura 3.3. Carta de control de los sólidos suspendidos totales presentes en el efluente del Laboratorio IAM-Q

Como se detalla en el Anexo I, para la preservación de las muestras líquidas tomadas tanto para control público como para el monitoreo de la red hídrica, se utilizó H_2SO_4 (ácido sulfúrico) y HNO_3 (ácido nítrico) de tal manera que uno de cada cinco litros de muestra fue acidificado hasta un valor de pH menor a 2,00 unidades, es decir el 20 % de los efluentes del Laboratorio IAM-Q contenían un alto grado de acidez. Por esta razón, al mezclar los efluentes acidificados con las muestras sin preservante y con los residuos de los análisis físicos y químicos, el pH fue

ligeramente modificado hasta valores entre 1,50 y 2,19; tal como se puede observar en la carta de control de la Figura 3.4.

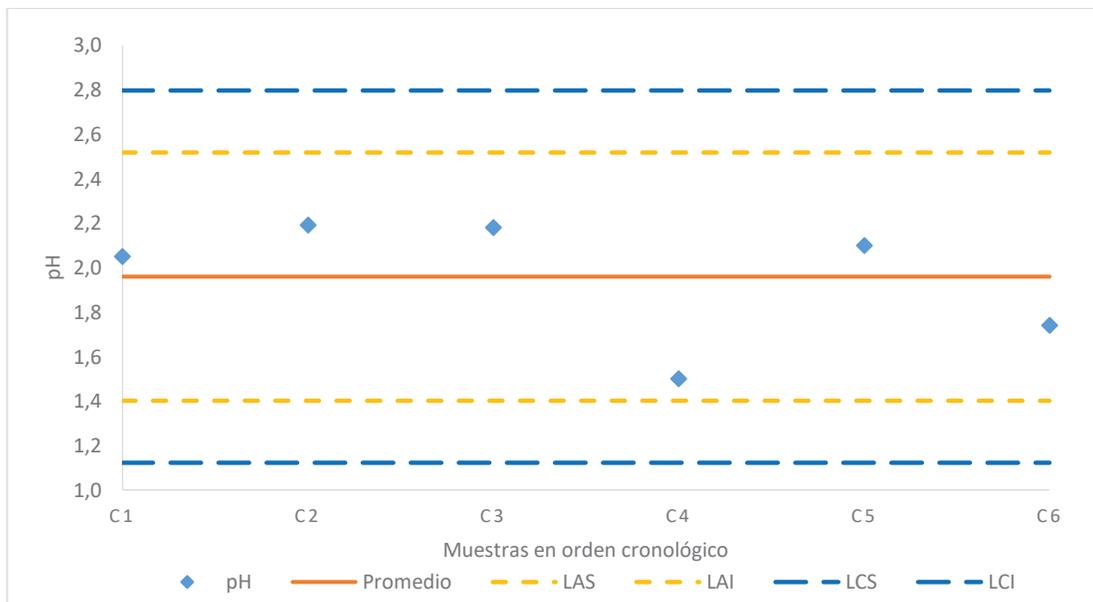


Figura 3.4. Carta de control del potencial de hidrógeno presente en el efluente del Laboratorio IAM-Q

En la Figura 3.5 se presenta la carta de control correspondiente al contenido de tensoactivos en los efluentes del Laboratorio IAM-Q.

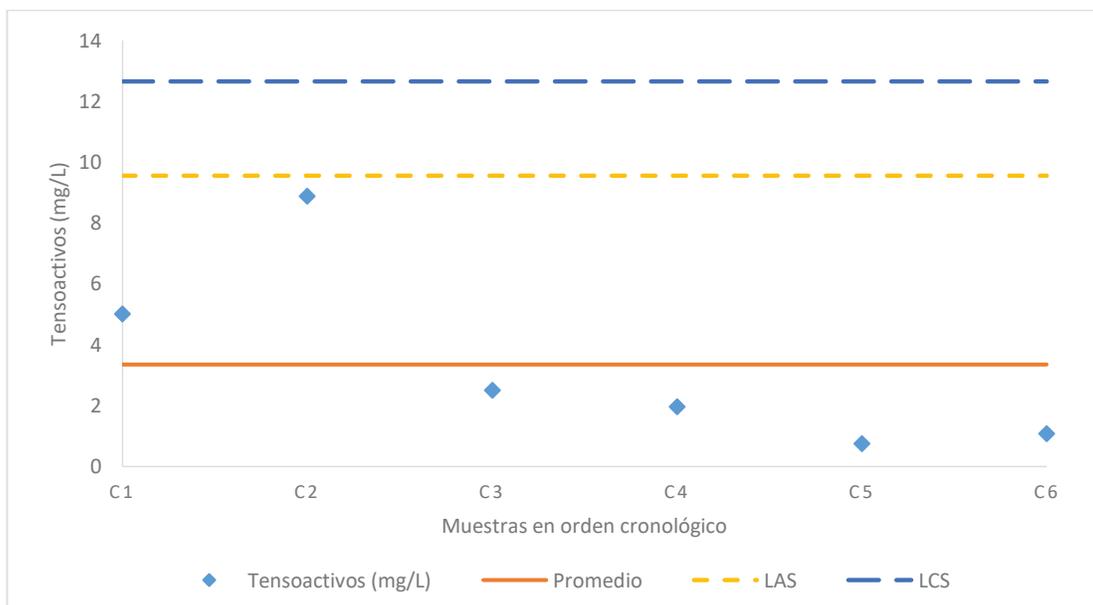


Figura 3.5. Carta de control de tensoactivos presente en el efluente del Laboratorio IAM-Q

Las altas concentraciones de tensoactivos en los efluentes del Laboratorio IAM-Q, entre 0,74 mg/L y 8,88 mg/L se debe a que la mayoría de empresas reguladas en el DMQ, presentan estas sustancias en sus descargas líquidas, puesto que los detergentes son productos de uso común en todos los sectores industriales principalmente debido a la necesidad de condiciones de asepsia.

Según Ronzano y Dapena (2013) se pueden relacionar las concentraciones de fósforo y DBO_5 ; siendo el rango típico entre 3,2 % a 6,6 % para aguas residuales urbanas (p. 2). En este caso, al dividir el promedio de fósforo total para el promedio de DBO_5 se obtiene un valor de 5,8 %, por lo que los efluentes del Laboratorio IAM-Q cumplen esta relación. También se menciona que por lo menos el 85 % del fósforo vertido al ambiente proviene de los desechos humanos y de los detergentes; en este caso los altos contenidos de tensoactivos justifican el incumplimiento de la norma en fósforo total con valores entre 8 mg/L y 32 mg/L, tal como se puede observar en la Figura 3.6. Además, el fósforo constituye un nutriente esencial para la vida biológica, por lo que es ampliamente utilizado para la alimentación de microorganismos usados en tratamientos de efluentes industriales; de esta manera las muestras de los regulados del DMQ que realicen tratamientos biológicos pueden contener remanentes de fósforo.

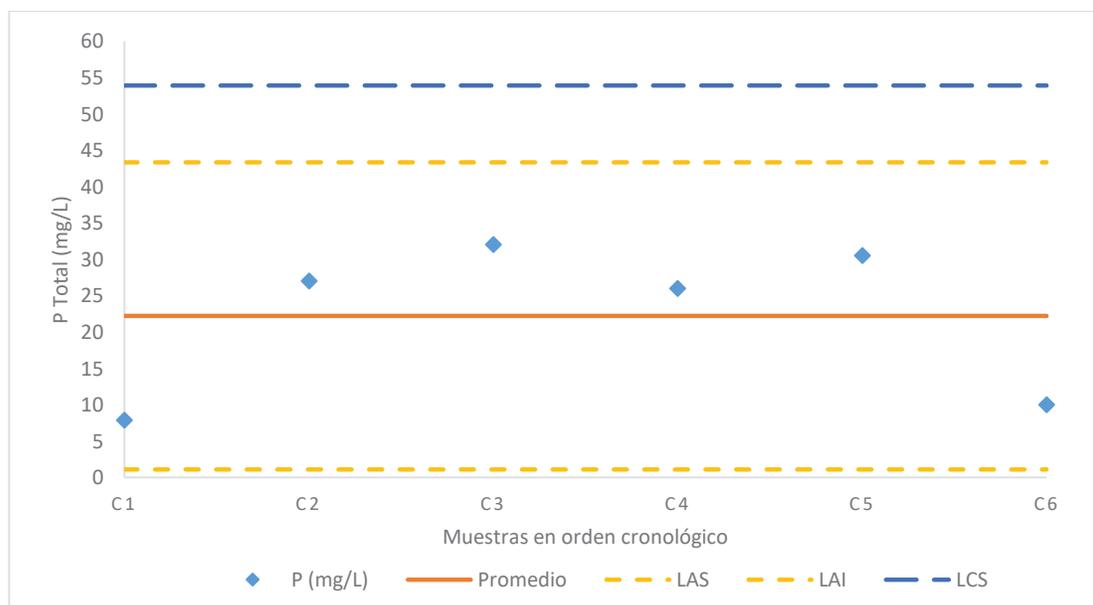


Figura 3.6. Carta de control de fósforo total presente en el efluente del Laboratorio IAM-Q

Los efluentes del Laboratorio IAM-Q presentaron altas concentraciones de sulfatos, entre 86 mg/L a 1 560 mg/L, como se puede apreciar en la carta de control que se expone en la Figura 3.7. Esto se debe a que los sulfatos provienen de diferentes sectores industriales siendo las principales fuentes: la minería, colorantes, fertilizantes, pesticidas, textiles, curtiembre, papel y fármacos (Servicio de Salud Ambiental, 2016, p. 23). Los últimos seis sectores industriales mencionados están presentes en el Distrito Metropolitano de Quito, de manera que sus descargas líquidas aportan significativamente a la concentración de sulfatos en los efluentes del Laboratorio IAM-Q. Sin embargo, la principal fuente de este parámetro es el ácido sulfúrico concentrado utilizado en la preservación de muestras tomadas para control público.

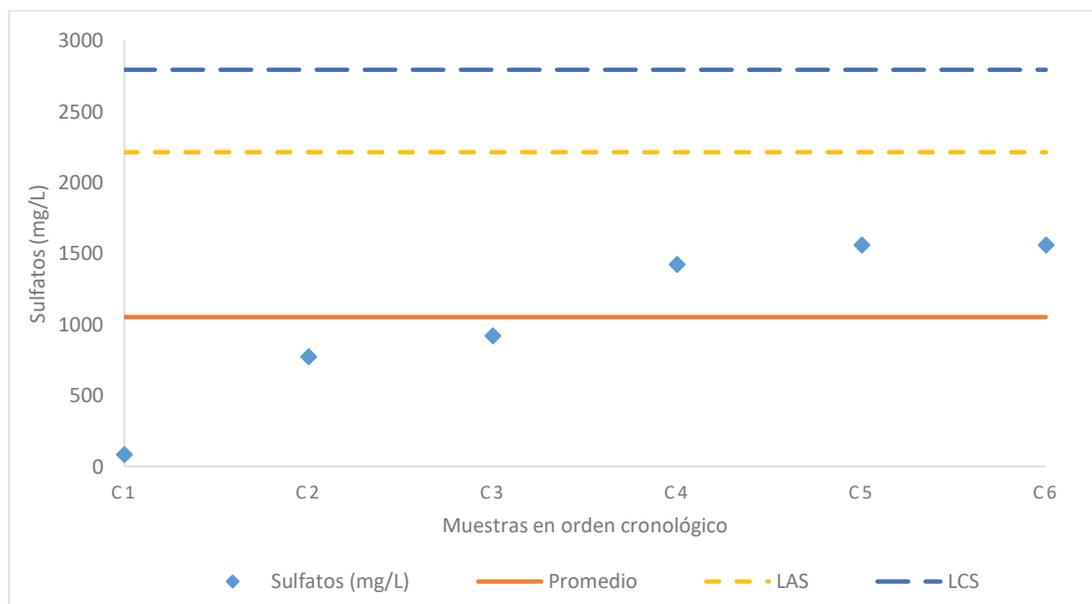


Figura 3.7. Carta de control de los sulfatos presentes en el efluente del Laboratorio IAM-Q

En las cartas de control mostradas en las Figuras 3.1, 3.2, 3.3, 3.4, 3.5, 3.6 y 3.7, se puede observar que los resultados de los análisis de los parámetros trazadores de seis muestras de efluentes recolectados durante tres meses de operación normal del Laboratorio IAM-Q, caen dentro de los límites de alarma y por ende dentro de los límites de control, de esta manera se determinó la existencia de representatividad en las muestras de efluentes tomadas en distintos períodos de almacenamiento (APHA, AWWA y WEF, 2012, pp. 1-11). Esto se debe a que para

el control público y monitoreo de la red hídrica se sigue un cronograma tal que permite que en un periodo de dos semanas se muestree al menos una empresa de cada sector industrial, razón por la cual los efluentes del Laboratorio IAM-Q almacenados durante este tiempo presentan cierta regularidad en cuanto al contenido de carga contaminante. Además, se establecieron rangos de confianza para cada parámetro trazador definidos por los límites de control puesto que en ningún caso los resultados de las caracterizaciones estuvieron fuera de dichos límites.

3.2. DETERMINACIÓN DE LAS MEJORES CONDICIONES DE OPERACIÓN PARA EL SISTEMA DE PRETRATAMIENTO

3.2.1. SELECCIÓN DE LA MEJOR COMBINACIÓN DE COAGULANTE Y FLOCULANTE

Como pretratamiento de los efluentes del Laboratorio IAM-Q se optó por un proceso de coagulación-floculación y sedimentación, con la finalidad de reducir la carga contaminante previo al tratamiento mediante rizofiltración y ficorremediación. Para esto, se simularon ensayos de prueba de jarras, cuya instalación se presenta en la Figura 3.8.



Figura 3.8. Instalación para los ensayos de coagulación-floculación

Para la desestabilización de la materia coloidal y la formación de flocúlos en los efluentes del Laboratorio IAM-Q, se utilizó sulfato de aluminio como coagulante debido a la alta relación carga/masa del catión Al^{3+} , junto con poliacrilamida catiónica puesto que se trata de un polielectrolito orgánico que favorece la floculación.

Según lo recomendado por Morales (2015), la determinación de la mejor combinación de coagulante y floculante, se realizó con base en los porcentajes de remoción de DQO, turbidez y color real ya que estos parámetros permiten evaluar la remoción de carga contaminante de manera ágil y eficaz, además están relacionados estrechamente con los parámetros trazadores (pp. 43-44). En la Tabla 3.3 se presentan los valores de la media aritmética simple de los porcentajes de remoción obtenidos con las diferentes combinaciones de coagulante y floculante. Los resultados de las mediciones se detallan en el Anexo XIII.

Tabla 3.3. Media de los porcentajes de remoción de DQO, turbidez y color real obtenidos con las diferentes combinaciones de coagulante y floculante

Combinación coagulante-floculante		Media de los porcentajes de remoción de carga contaminante (%)		
$Al_2(SO_4)_3$ (mg/L)	Poliacrilamida (mg/L)	DQO	Turbidez	Color real
500	1,4	31,68	80,95	61,11
500	2,8	30,29	83,42	57,41
500	4,2	30,38	81,13	55,56
600	1,4	30,96	86,30	51,85
600	2,8	31,68	79,96	81,48
600	4,2	31,51	73,27	68,52
700	1,4	31,22	84,86	75,92
700	2,8	31,28	70,11	85,18
700	4,2	31,97	68,91	62,96

Se obtuvieron porcentajes de remoción de carga contaminante significativos mediante las diferentes combinaciones de coagulante y floculante, con valores entre 30,29 % a 31, 97 % en DQO; 68,91 % a 86,30 % en turbidez y 51,85 % a 85,19 % en color real, esto se debe a que según Segura y Varó (2009) el proceso de coagulación-floculación permite la remoción principalmente de turbiedad

orgánica e inorgánica, color, ciertos organismos patógenos y sustancias generadoras de sabor y olor (p. 144).

3.2.1.1. Remoción de la DQO mediante el proceso de coagulación-floculación y sedimentación

Con el proceso de coagulación-floculación se favorece la sedimentación de los sólidos suspendidos los cuales, según Gómez (2005), son aproximadamente en un 75 % de naturaleza orgánica (pp. 18, 21). De esta manera resulta razonable que en el proceso de coagulación-floculación y sedimentación exista remoción de materia orgánica, en este caso representada por la DQO.

En la Figura 3.9 se puede observar el efecto de las distintas concentraciones de coagulante y floculante sobre el porcentaje de remoción de la DQO.

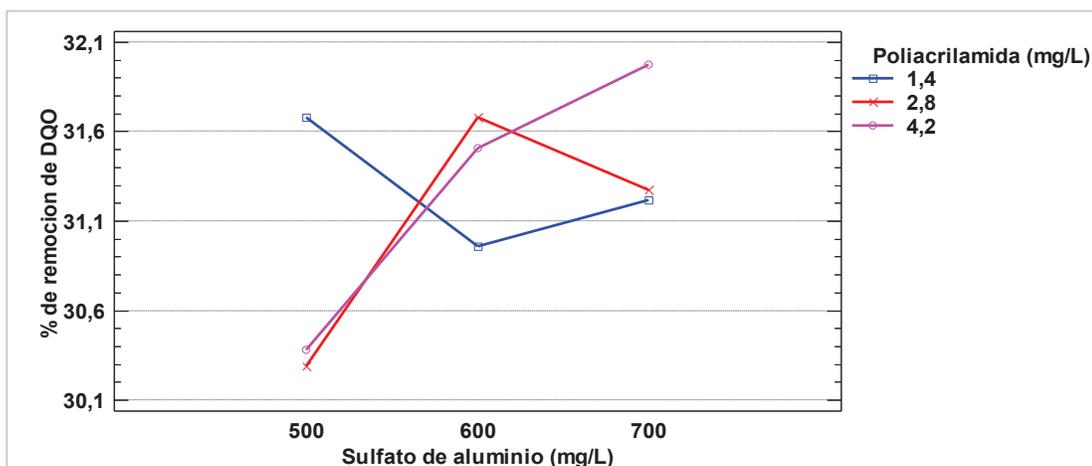


Figura 3.9. Porcentajes de remoción de la DQO en función de las concentraciones de sulfato de aluminio y poliacrilamida

Los mejores resultados se obtuvieron con 700,0 mg/L de sulfato de aluminio y 4,2 mg/L de poliacrilamida, seguido de la combinación con 600,0 mg/L y 2,8 mg/L de coagulante y floculante, respectivamente. El menor porcentaje de remoción de DQO correspondió a la combinación de 500,0 mg/L de sulfato de aluminio y 2,8 mg/L de poliacrilamida, esto se debió probablemente a que al utilizar la menor concentración de coagulante se formaron microfloculos cuya velocidad de sedimentación fue muy lenta (Andía, 2010, p. 17).

Para identificar la existencia de diferencias significativas en cuanto al uso de las distintas concentraciones de coagulante y floculante sobre la remoción de carga contaminante, se realizó un análisis de varianza multifactorial a partir del cual se construyeron gráficas de medias. Si los intervalos de incertidumbre no se traslapan entre sí, existe una diferencia estadísticamente significativa entre sus medias.

En las Figuras 3.10 y 3.11 se exponen las gráficas de medias del efecto de la concentración de coagulante y floculante sobre el porcentaje de remoción de la DQO. En ningún caso existe diferencia significativa entre los diferentes niveles de cada variable puesto que los intervalos se traslapan entre sí.

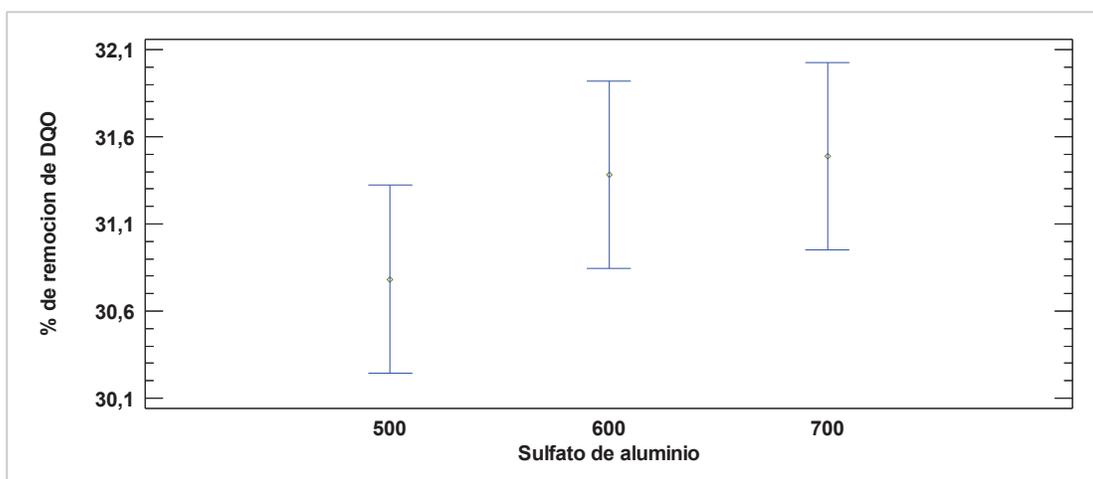


Figura 3.10. Gráfica de medias del efecto de la variación de la concentración de sulfato de aluminio sobre el porcentaje de remoción de la DQO

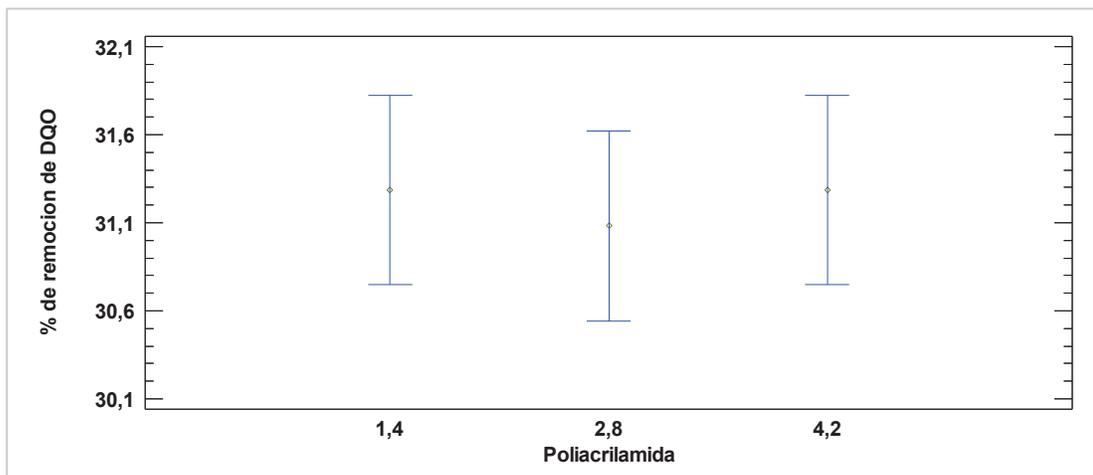


Figura 3.11. Gráfica de medias del efecto de la variación de la concentración de poliacrilamida sobre el porcentaje de remoción de la DQO

La inexistencia de diferencia significativa entre las concentraciones de coagulante y floculante se pueden corroborar con los resultados obtenidos de los valores-P, los cuales se encuentran tabulados en el Anexo XIV. En éste, se puede observar que tanto para las concentraciones de sulfato de aluminio y poliacrilamida como para su interacción dichos valores son mayores a 0,05. Esto se debe a que los porcentajes de remoción de DQO conseguidos con las distintas combinaciones de coagulante y floculante fueron muy parecidos entre sí, tal como se puede apreciar en la Tabla 3.3, con valores entre 30,29 % a 31,97 %.

3.2.1.2. Remoción de color real mediante el proceso de coagulación-floculación y sedimentación

Según Andía (2010), el color proviene principalmente de partículas de materia orgánica; sin embargo, otra fuente importante del color que presentan los efluentes del Laboratorio IAM-Q son los reactivos HACH utilizados en los análisis colorimétricos de descargas líquidas (p. 6). En este sentido, al existir remoción de materia orgánica es razonable que también haya remoción de color.

En la Figura 3.12 se presenta el efecto de las distintas concentraciones de coagulante y floculante sobre el porcentaje de remoción de color real.

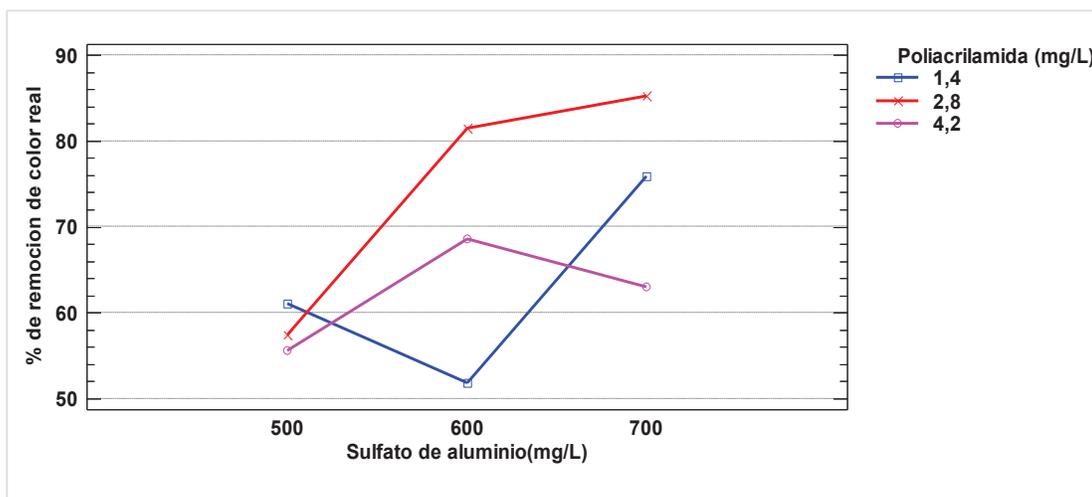


Figura 3.12. Porcentajes de remoción de color real en función de las concentraciones de sulfato de aluminio y poliacrilamida

Se puede observar que los mejores resultados se obtuvieron al combinar 600,0 y 700,0 mg/L de sulfato de aluminio con 2,8 mg/L de poliacrilamida; mientras que el menor porcentaje de remoción de color real se obtuvo con 600,0 mg/L de sulfato de aluminio y 1,4 mg/L de poliacrilamida.

En el Anexo XIV se puede observar que los valores-P correspondientes al efecto de las concentraciones de sulfato de aluminio y poliacrilamida así como su interacción sobre los porcentajes de remoción de color real son menores a 0,05, por lo tanto se puede afirmar con el 95 % de confianza la existencia de diferencia significativa. Esto se debe a la variabilidad de los porcentajes de remoción expuestos en la Tabla 3.3 que van desde el 51,85 % hasta el 85,18 %.

La gráfica de medias correspondiente al efecto de la variación de la concentración de sulfato de aluminio sobre el porcentaje de remoción de color real se presenta en la Figura 3.13, en la cual se puede apreciar una relación directa entre el porcentaje de remoción y la concentración de coagulante. Además se puede evidenciar que la diferencia significativa se establece entre el menor nivel de la variable (500,0 mg/L) y los demás niveles (600,0 y 700,0 mg/L).

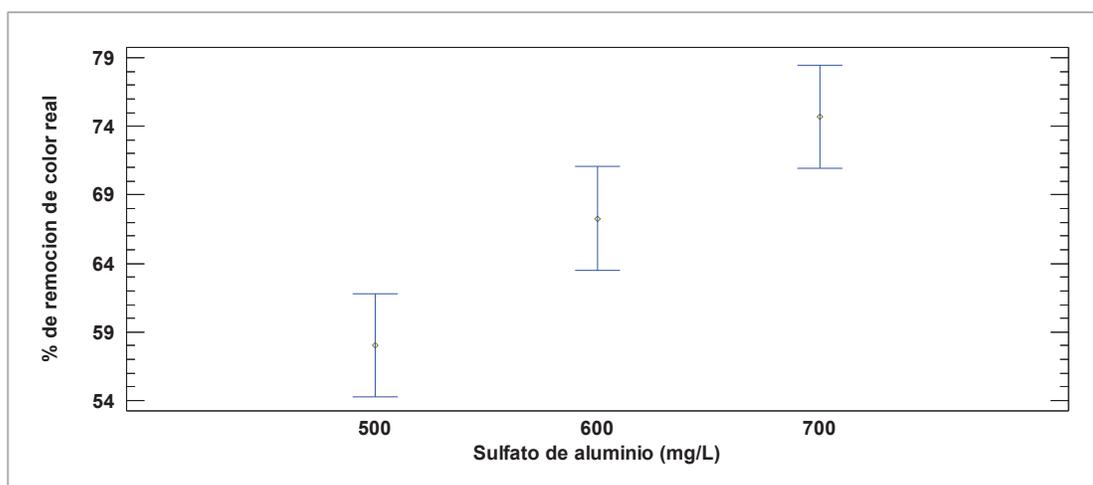


Figura 3.13. Gráfica de medias del efecto de la variación de la concentración de sulfato de aluminio sobre el porcentaje de remoción de color real

En la Figura 3.14 se presenta la gráfica de medias correspondiente al efecto de la variación de la concentración de poliacrilamida sobre el porcentaje de remoción de

color real. Se puede distinguir claramente que la diferencia significativa está establecida entre el nivel medio de la variable en cuestión (2,8 mg/L) y los demás niveles (1,4 y 4,2 mg/L).

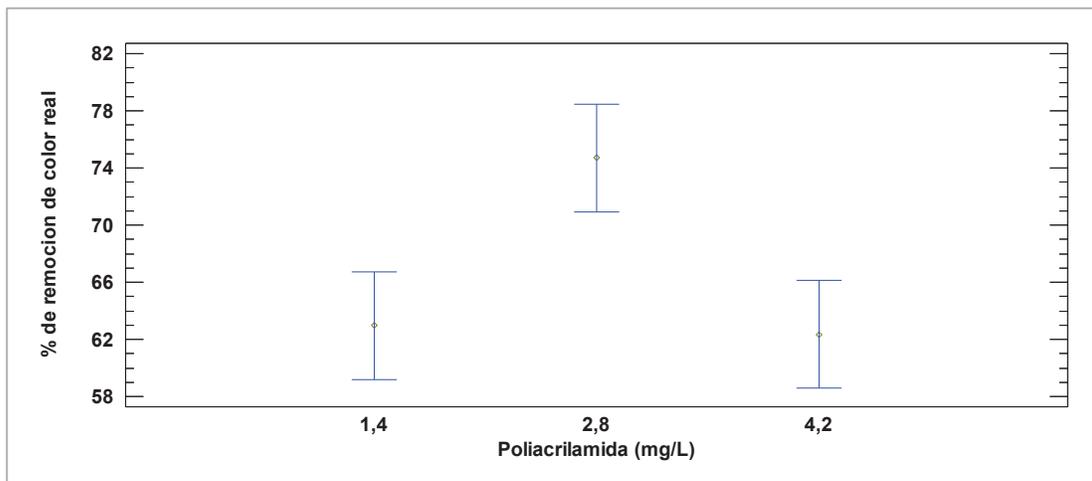


Figura 3.14. Gráfica de medias del efecto de la variación de la concentración de poliacrilamida sobre el porcentaje de remoción de color real

3.2.1.3. Remoción de turbidez mediante el proceso de coagulación-floculación y sedimentación

Andía (2010) atribuye la turbiedad del agua a la materia en suspensión constituida por arcilla, sedimentos, ciertos microorganismos y materia orgánica e inorgánica finamente dividida, la cual se presenta como partículas coloidales (p. 6). La remoción de turbidez se debe a que en este proceso se favorece la sedimentación de este tipo de partículas.

La Figura 3.15 muestra el efecto de las distintas concentraciones de coagulante y floculante sobre el porcentaje de remoción de turbidez. Se puede apreciar que los mejores resultados se obtuvieron al combinar 600,0 y 700,0 mg/L de sulfato de aluminio con 1,4 mg/L de poliacrilamida; mientras que el menor porcentaje de remoción se obtuvo al trabajar con las mayores concentraciones de coagulante y floculante, es decir 700,0 mg/L y 4,2 mg/L respectivamente.

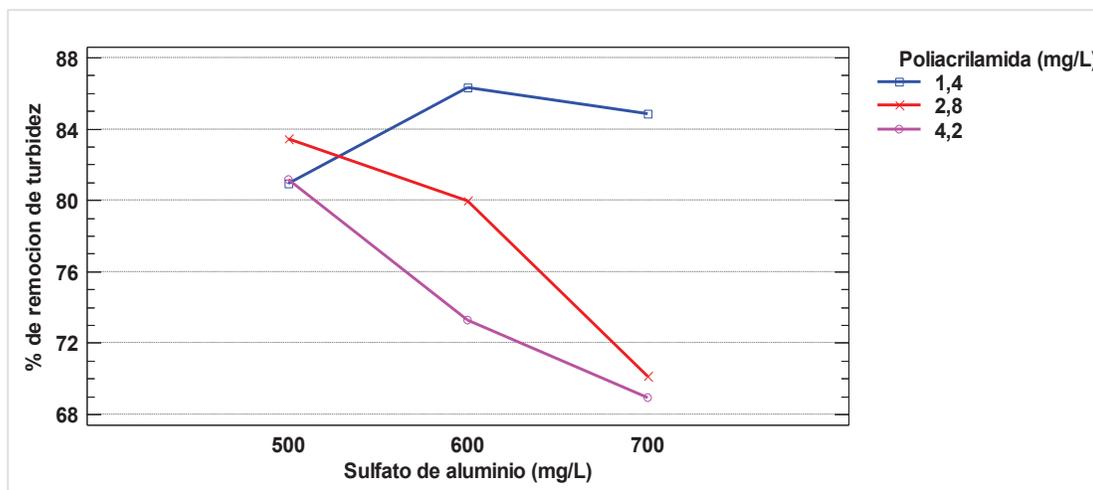


Figura 3.15. Porcentajes de remoción de turbidez en función de las concentraciones de sulfato de aluminio y poliacrilamida

Según los valores P presentados en el Anexo XIV se puede afirmar la existencia de diferencia significativa en cuanto al uso de las distintas concentraciones de sulfato de aluminio y poliacrilamida, lo que se evidencia con la variabilidad de los porcentajes de remoción de turbidez mostrados en la Tabla 3.3, con valores entre 68,91 % a 86,30 %. Por el contrario, la interacción entre coagulante y floculante resultó no influir significativamente sobre la remoción de este parámetro puesto que el valor-P es mayor a 0,05.

En la Figura 3.16 se presenta la gráfica de medias correspondiente al efecto de la variación de la concentración de sulfato de aluminio sobre el porcentaje de remoción de turbidez. Se puede notar una relación inversa entre la cantidad de coagulante y la remoción de dicho parámetro, además se puede observar que no hubo diferencia significativa al trabajar con 500,0 ó 600,0 mg/L de sulfato de aluminio puesto que ambas concentraciones permitieron obtener los mejores resultados. Se establece una diferencia significativa al utilizar 700,0 mg/L.

De la misma manera, se puede apreciar una relación inversa entre la concentración de poliacrilamida y el porcentaje de remoción de este parámetro, tal como se presenta en la gráfica de medias de la Figura 3.17. Se puede observar que la diferencia significativa está establecida entre el nivel bajo (1,4 mg/L) y los demás (2,8 y 4,2 mg/L), siendo mejor la primera concentración.

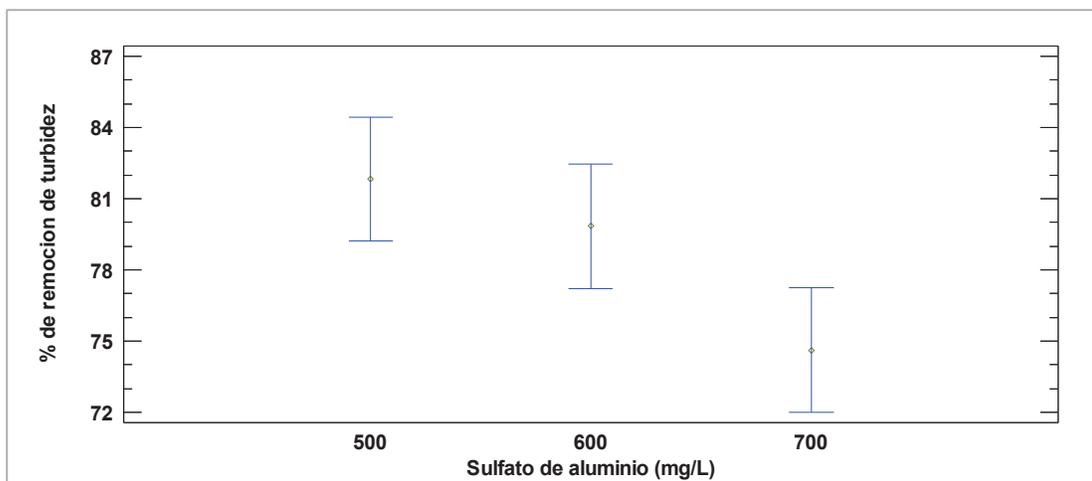


Figura 3.16. Gráfica de medias del efecto de la variación de la concentración de sulfato de aluminio sobre el porcentaje de remoción de turbidez

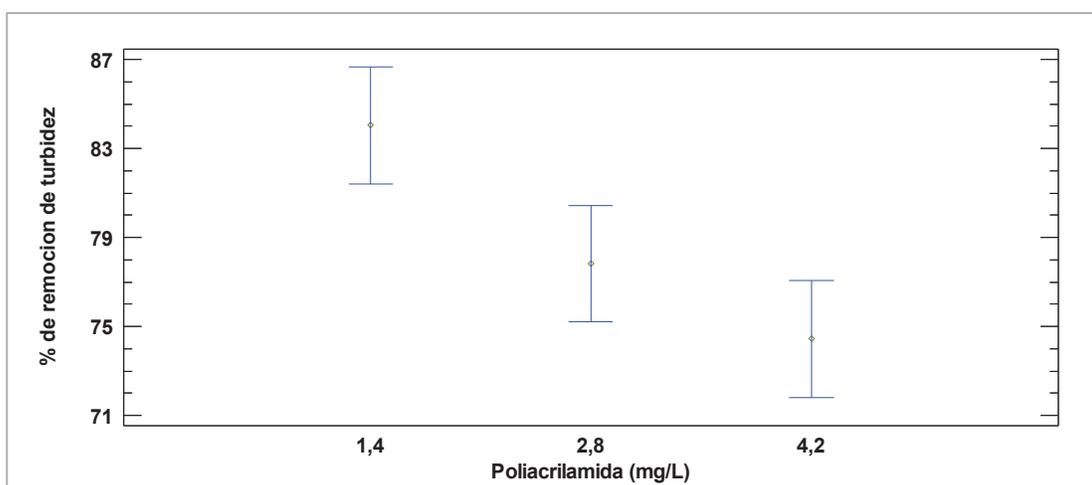


Figura 3.17. Gráfica de medias del efecto de la variación de la concentración de poliacrilamida sobre el porcentaje de remoción de turbidez

3.2.1.4. Selección de las mejores concentraciones de sulfato de aluminio y poliacrilamida

En lo que respecta a la DQO, se determinó que no existe diferencia significativa en los porcentajes de remoción conseguidos al utilizar las distintas concentraciones de sulfato de aluminio y poliacrilamida, por lo que resulta indiferente trabajar con cualquiera de las nueve combinaciones de coagulante y floculante probadas,

aunque lo más conveniente sería seleccionar las concentraciones más bajas, 500,0 mg/L de sulfato de aluminio y 1,4 mg/L de poliacrilamida, con el fin de minimizar el consumo de estos agentes químicos.

Sin embargo, estas últimas concentraciones no resultan muy aconsejables al analizar los resultados obtenidos en la remoción de color real puesto que con dicha combinación se consiguió uno de los porcentajes más bajos respecto a este parámetro. Cabe recalcar que en este caso sí se encontró diferencia significativa en los porcentajes de remoción, siendo la mejor combinación la de 700,0 mg/L de sulfato de aluminio y 2,8 mg/L de poliacrilamida.

No obstante, los porcentajes de remoción de turbidez conseguidos con las últimas concentraciones propuestas fueron bajos por lo que tampoco son aplicables pues en este caso existe diferencia significativa. La mayor remoción de turbidez se obtuvo al combinar 600,0 mg/L de sulfato de aluminio y 1,4 mg/L de poliacrilamida.

En las Figuras 3.9, 3.12 y 3.15 se puede observar la presencia de puntos de inflexión al combinar 600,0 mg/L de sulfato de aluminio con las tres concentraciones de poliacrilamida. En estos puntos hay un cambio en la tendencia de los porcentajes de remoción tanto de DQO, color real y turbidez, esto se debe a que bajas cantidades de coagulante, en este caso 500,0 mg/L, dan lugar a una formación escasa de microflóculos pues no se logra neutralizar por completo la carga de las partículas coloidales y por ende no existe una buena desestabilización de las mismas, lo cual corresponde a la zona I de la Figura 3.18.

En la zona II existe coagulación ya que al aumentar la dosis de coagulante, se neutralizan las cargas de los coloides y las fuerzas de atracción de Van der Waals hacen que se aglutinen rápidamente. Al observar las Figuras 3.9, 3.12 y 3.15 se puede decir que la concentración de sulfato de aluminio de 600,0 mg/L corresponde a la zona II de la Figura 3.18, puesto que para dicha concentración de coagulante en combinación con 2,8 mg/L de poliacrilamida, se obtuvieron los mayores porcentajes de remoción de DQO, color real y un resultado aceptable en la remoción de turbidez.

Al continuar aumentando la dosis de coagulante en este caso hasta 700,0 mg/L de sulfato de aluminio, se puede llegar a la zona III en donde la coagulación es deficiente debido a que se invierte la carga de las partículas coloidales y se reestabilizan, es decir, se producen microfloculos de tamaños muy pequeños con velocidades de sedimentación muy bajas. Cabe recalcar que al adicionar una cantidad aún mayor de coagulante se podría llegar a la zona IV en la que se tiene nuevamente una buena coagulación ya que se produce una supersaturación y se presenta un efecto de barrido el cual arrastra las partículas coloidales en su descenso, sin embargo esto significaría un gasto innecesario de coagulante (Andía, 2010, pp. 17, 30).

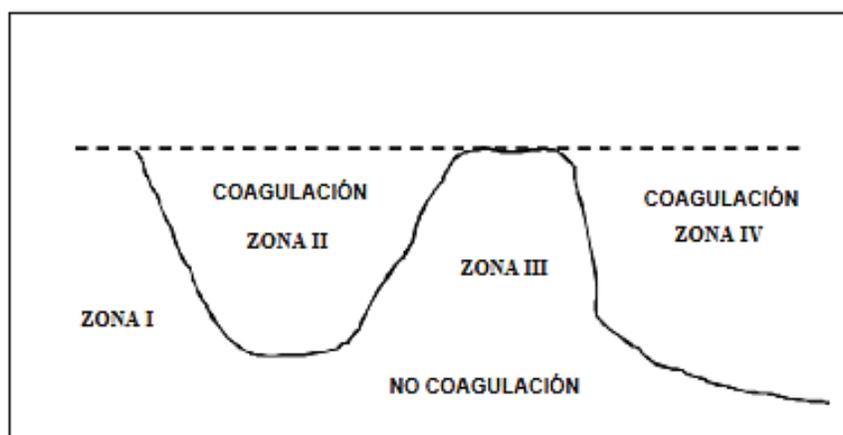


Figura 3.18. Efecto de la adición creciente de coagulante
(Andía, 2010, p. 30)

Una vez realizadas las consideraciones mencionadas, se seleccionó como la mejor combinación de coagulante y floculante a las concentraciones de 600,0 mg/L de sulfato de aluminio y 2,8 mg/L de poliacrilamida, pues permiten remover porcentajes importantes de carga contaminante representada por los tres parámetros seleccionados como indicadores, así 31,68 % de DQO, 81,48 % de color real y 79,96% de turbidez.

3.2.2. DETERMINACIÓN DEL TIEMPO DE SEDIMENTACIÓN

Con el fin de obtener valores representativos y determinar la tendencia del comportamiento de los efluentes del Laboratorio IAM-Q en el proceso de

coagulación-floculación y sedimentación, se realizó el ensayo por triplicado utilizando muestras recolectadas en tres periodos diferentes de dos semanas cada uno (C7, C8 y C9), como se muestra en la Figura 3.19.

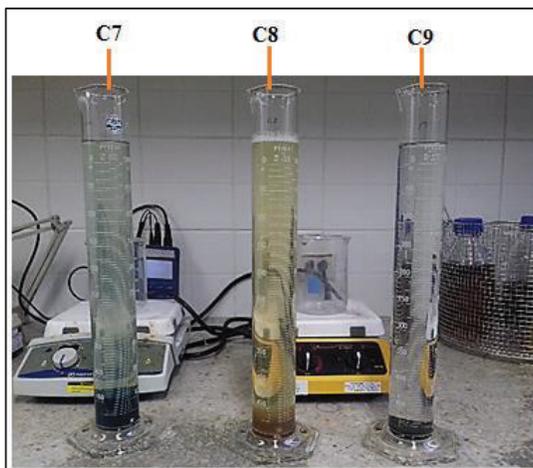


Figura 3.19. Determinación de la altura de sedimentación en función del tiempo

En el Anexo XV se presentan los registros de las alturas de la interfase de sedimentación en función del tiempo.

La determinación del tiempo de sedimentación se realizó mediante el método propuesto por Metcalf y Eddy (2003), para lo cual se graficaron los valores promedio de la altura de la interfase de sedimentación versus el tiempo, tal como se presenta en la Figura 3.20 (pp. 380-382).

Mediante el análisis gráfico de la curva de sedimentación de la interfase, se determinó que el tiempo necesario para alcanzar la concentración deseada de los lodos en el fondo del tanque (t_u), fue de 15 minutos. Sin embargo, en el Anexo XV se pudo observar que la máxima compresión de los lodos se consigue después de 40 minutos ya que a partir de este tiempo la altura de la interfase se estabilizó en los tres ensayos. Quince minutos serían suficientes para una adecuada sedimentación, no obstante para garantizar una mejor compactación de los sólidos se estableció 40 minutos como tiempo de sedimentación. Además, mediante cálculo se determinó que en la implementación se requerirá de una superficie de $0,12 \text{ m}^2$ para el espesado de lodos, tal como se presenta en el Anexo XV

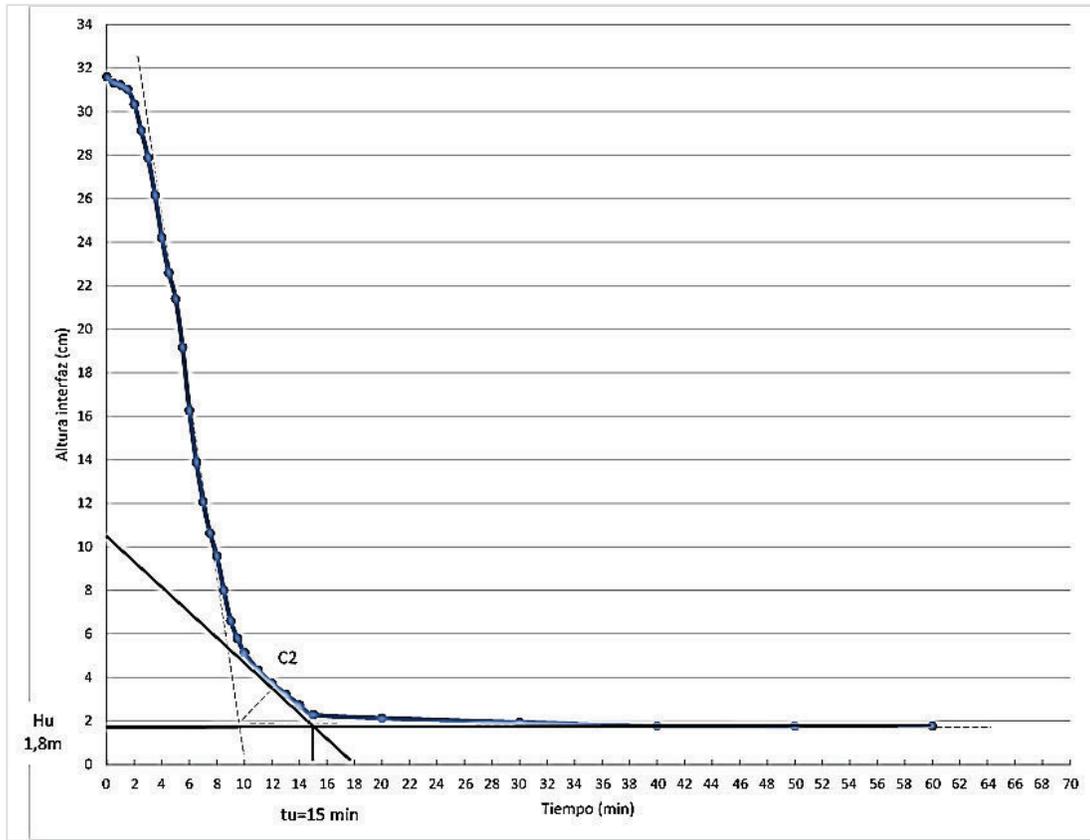


Figura 3.20. Curva de sedimentación de la interfase

3.3. EVALUACIÓN DE LA REMOCIÓN DE CARGA CONTAMINANTE MEDIANTE RIZOFILTRACIÓN Y FICORREMEDIACIÓN

3.3.1. DESARROLLO DEL CULTIVO HIDROPÓNICO CON PASTO ELEFANTE EN SUSTRATO INERTE

A pesar de que las plantas de pasto elefante se distribuyen ampliamente en regiones tropicales y subtropicales, la especie pasto elefante enano se ha adaptado sin mayor problema a las condiciones ambientales de Quito, así lo demuestran estudios realizados por Guanoluisa (2012) y Culqui (2015) quienes desarrollaron cultivos de esta especie vegetal en las instalaciones del Departamento de Metalurgia Extractiva de la Escuela Politécnica Nacional; de igual manera en las

instalaciones de la Facultad de Ciencias Agrícolas de la Universidad Central del Ecuador existen parcelas de pasto elefante enano. Además, dichos estudios han demostrado que esta especie vegetal presenta gran capacidad de remoción de carga contaminante al ser utilizada en técnicas de fitorremediación (p. 159) (p. 142).

Por estas razones, se optó por un cultivo hidropónico con pasto elefante enano como alternativa aplicable al tratamiento de los efluentes del Laboratorio IAM-Q. Cabe recalcar que la instalación del humedal artificial, la cual se presenta en la Figura 3.21, es suficiente para el tratamiento de la totalidad de los efluentes generados en el Laboratorio IAM-Q.

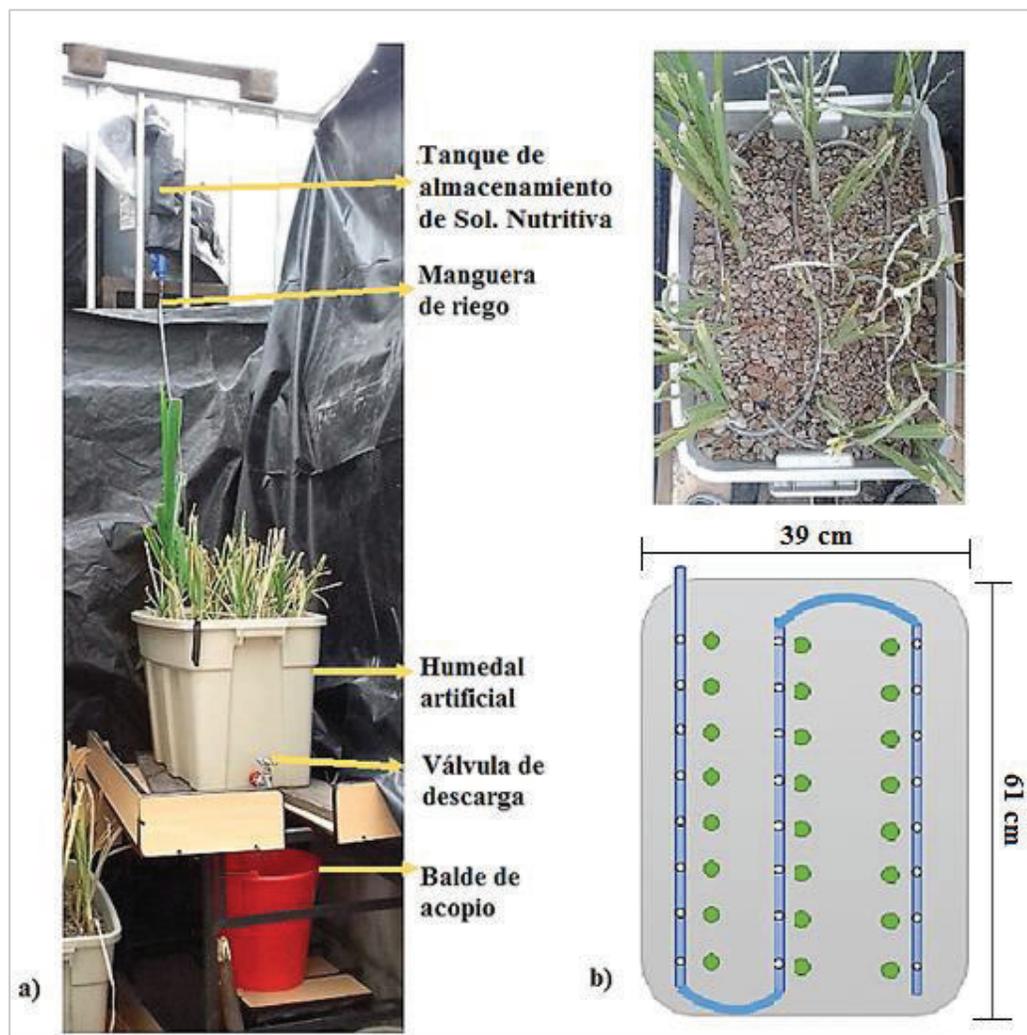


Figura 3.21. Instalación del cultivo hidropónico con pasto elefante: a) Sistema de riego; b) Alineación de la manguera de riego

Inicialmente, las plantas tendieron a marchitarse, sin embargo la recirculación diaria de solución nutritiva a través del humedal artificial de pasto elefante junto con la exposición a la luz solar durante un periodo de tres meses, permitieron la consolidación de las plantas en el cultivo. Esto se evidenció principalmente por el grosor de los tallos de aproximadamente 3 cm de diámetro, el tamaño de las hojas entre 30 y 120 cm y su color verde intenso con ligeras tonalidades de amarillo, tal como se puede observar en la Figura 3.22.



Figura 3.22. Cultivo hidropónico de pasto elefante después de tres meses de desarrollo

Una vez constatada la maduración y estabilidad de las plantas con base en la bitácora de desarrollo y mediante apreciación visual, se las declaró aptas para los ensayos de tratabilidad de los efluentes del Laboratorio IAM-Q.

3.3.2. DESARROLLO DEL CULTIVO HIDROPÓNICO CON LECHUGUINES EN AGUA

La aplicación de un cultivo hidropónico con lechuguines como alternativa para el tratamiento de los efluentes del Laboratorio IAM-Q se debió a que se trata de

plantas acuáticas que no requieren de condiciones especiales para su crecimiento y se adaptan sin ningún problema a las condiciones ambientales de Quito pues se encuentran flotando en aguas estancadas de lagunas o ríos. Además, Arias et al. (2010) estudiaron la aplicación de esta especie vegetal en el tratamiento de aguas residuales porcinas, sin embargo no se obtuvo una buena adaptabilidad de las plantas a dicho efluente (p. 19). Por esta razón, se probaron dos medios para su desarrollo: en solución nutritiva procurando desarrollar raíces más resistentes y en agua potable para simular sus condiciones naturales.

En la Figura 3.23 se muestra el aspecto de las plantas después de tres meses de desarrollo, se puede apreciar que los lechuguines que se mantuvieron en solución nutritiva se fueron marchitando a medida que transcurría el tiempo debido a que los componentes de la solución hicieron que las plantas se saturaran, desfavoreciendo su crecimiento. Por otra parte, las plantas que se mantuvieron en agua potable presentaron un mejor aspecto pues como se mencionó, éste es su medio natural.



Figura 3.23. Cultivos hidropónicos de lechuguines después de tres meses de desarrollo:
a) En solución nutritiva y b) En agua potable

Después de tres meses, se evidenció con base en la bitácora de desarrollo y mediante apreciación visual que las raíces estaban desarrolladas completamente pues alcanzaron longitudes mayores a 20 cm.

Con el fin de determinar el efecto del medio de desarrollo de los lechuguines sobre la remoción de carga contaminante de los efluentes del Laboratorio IAM-Q, se seleccionaron las 12 plantas con mejor aspecto de cada medio de cultivo, las cuales se colocaron en la instalación para los ensayos de tratabilidad, tal como se presenta en la Figura 3.24.

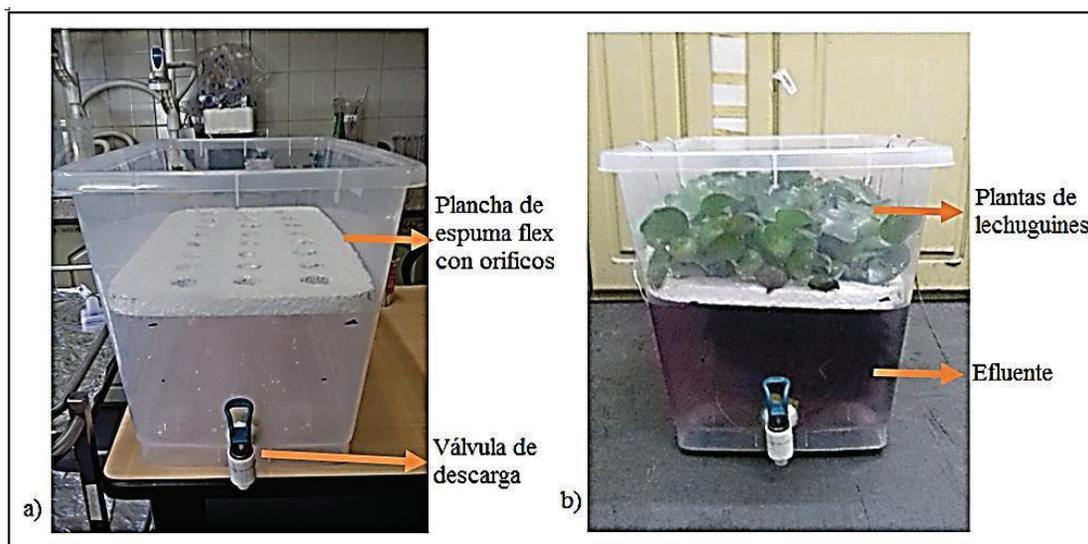


Figura 3.24. Instalación para los ensayos de tratabilidad mediante el cultivo hidropónico con lechuguines: a) Bandeja de polipropileno con válvula de descarga y plancha de espuma flex; b) Raíces de lechuguines sumergidas en el efluente

3.3.3. DESARROLLO DEL CULTIVO MICROALGAL

Molina (2016) demostró que el consorcio microalgal con las especies *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.* permiten obtener altos porcentajes de remoción de carga contaminante (p. 51). Con la finalidad de comparar la eficiencia en el tratamiento de los efluentes del Laboratorio IAM-Q mediante la aplicación de los cultivos hidropónicos y del consorcio, se desarrolló un cultivo microalgal con dichas especies.

Se verificó la presencia de las especies *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.* en el consorcio microalgal inicial mediante observación en el microscopio óptico, tal como se presenta en la Figura 3.25.

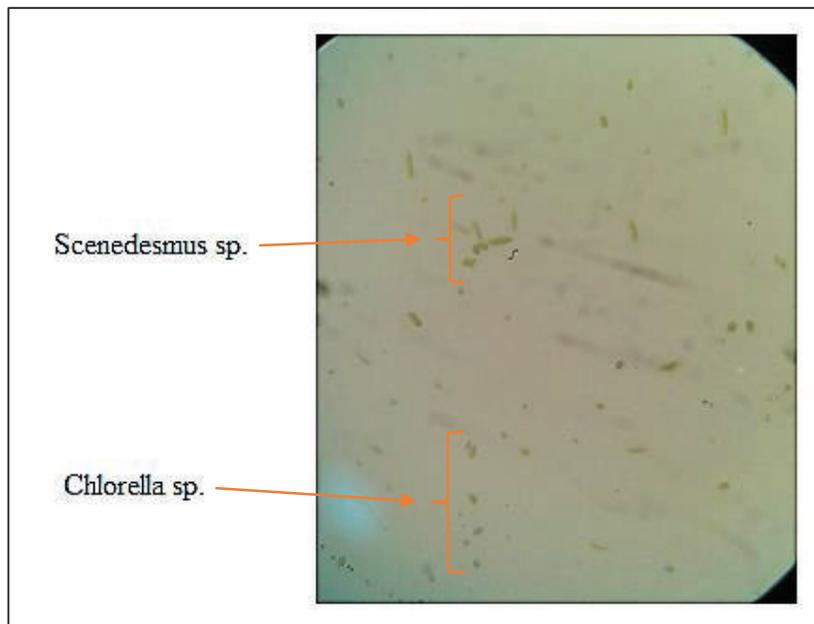


Figura 3.25. Observación en el microscopio del consorcio microalgal inicial, con aumento de 40x

Una vez iniciado el cultivo microalgal, se realizaron recuentos celulares en periodos de 3 y 4 días, cuyos resultados se encuentran tabulados en el Anexo XVI. A partir de estos datos se construyó la curva de crecimiento celular, la misma que se presenta en la Figura 3.26.

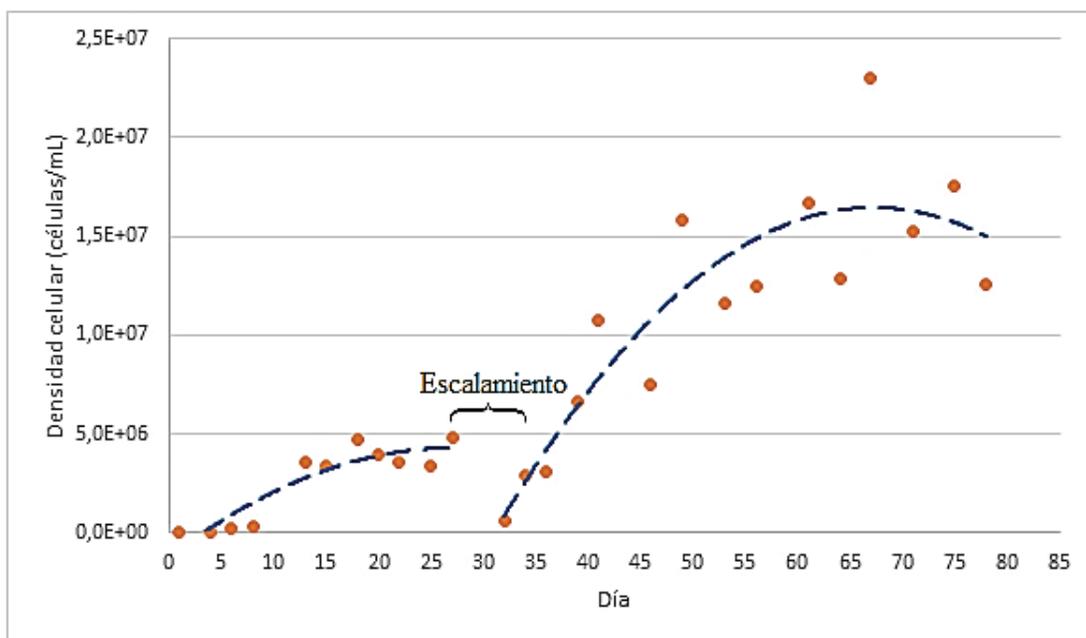


Figura 3.26. Curva de crecimiento celular del consorcio microalgal

El cultivo se inició con una densidad celular de 55 000 células/mL en 1 L de solución fertilizante. Se puede observar que en los primeros 5 días la concentración de microalgas prácticamente se mantuvo constante, lo que es normal pues según Cao y Orrú (2014) al empezar un cultivo el inóculo debe adaptarse a cambios tales como la concentración de nutrientes, intensidad de luz, entre otras condiciones; esto provoca un retardo en el crecimiento (p. 78).

Desde el sexto día en adelante se puede notar un incremento significativo en el crecimiento celular, esto se debe a que las condiciones del cultivo han sido optimizadas, así como los nutrientes, disponibilidad de luz, aireación y pH (Cao y Orrú, 2014, p. 80).

El corte en la curva de crecimiento se debe a que en el día 29 después de iniciado el cultivo, se realizó el escalamiento y adición de la solución de fertilizante razón por la cual disminuyó la densidad celular desde $4,8E+6$ hasta $0,6E+6$.

Se puede apreciar que después del escalamiento, la densidad celular aumentó con una pendiente más pronunciada en la tendencia, en comparación a lo ocurrido antes de este paso. Sin embargo, desde el día 49, se puede observar que la densidad celular se mantuvo constante; esto se debe a que la elevada concentración de microalgas en el medio de cultivo dificulta la distribución de nutrientes y bloquea el paso de la luz hacia zonas centrales en las cuales empieza a presentarse una tasa de mortalidad que compensa el crecimiento (Cao y Orrú, 2014, p. 80).

Además, en el recuento realizado en el día 67 se identificó la presencia de un valor atípico en la curva de crecimiento, lo cual se atribuye a un muestreo incorrecto originado por una homogenización inadecuada del cultivo. Excluyendo este dato, se obtuvo una concentración máxima de $17,6E+6$ células/mL en el día 75. Además, para el día 80 se habían producido aproximadamente 25 L de cultivo microalgal, como se puede apreciar en la Figura 3.27, por lo que se decidió proceder con los ensayos de tratabilidad, evitando de esta manera la etapa de mortalidad celular, pues Cao y Orrú (2014) aseguran que posterior a la fase de crecimiento

estacionario, la tasa de muerte celular supera a la de crecimiento debido a la acumulación de productos de desecho que son tóxicos para las microalgas (p. 80).



Figura 3.27. Producción de cultivos microalgales

3.3.4. PRETRATAMIENTO DE LOS EFLUENTES DEL LABORATORIO IAM-Q

Para la evaluación de la remoción de carga contaminante mediante rizofiltración y ficorremediación se realizaron ensayos de tratabilidad con muestras de efluentes recolectadas en dos periodos diferentes de almacenamiento (C8 y C9).

Se determinaron los porcentajes de remoción a partir de los resultados obtenidos en los análisis de cada uno de los parámetros trazadores, en función del tiempo y método de tratamiento. Estos valores se encuentran detallados en el Anexo XVII.

Para el pretratamiento de los efluentes del Laboratorio IAM-Q se utilizaron las condiciones previamente determinadas, es decir: 600,0 mg/L de sulfato de aluminio como coagulante; 2,8 mg/L de poliacrilamida como floculante y tiempo de sedimentación de 40 minutos.

Se analizaron los parámetros trazadores en los efluentes pretratados, cuyos resultados se presentan en la Tabla 3.4. A pesar de tratarse de la etapa de

pretratamiento, se puede observar que se obtuvieron altos porcentajes de remoción, puesto que la media está sobre el 30 % en la mayoría de los parámetros analizados. Esto fue evidente incluso antes de realizar los análisis de caracterización, pues la apariencia de las muestras se modificó notablemente después del pretratamiento, tal como se puede apreciar en la Figura 3.28.

Tabla 3.4. Remoción de carga contaminante obtenida mediante el pretratamiento

Parámetro	Unidad	Muestra C8	Muestra C9	Media de los porcentajes de remoción de carga contaminante (%)
pH	---	4,14	4,08	---
DQO	mg/L	683	1 051	33,97
DBO ₅	mg/L	198	138	36,93
MBAS	mg/L	3,15	0,27	34,68
SST	mg/L	26	36	82,36
P total	mg/L	39,5	18,5	54,06
SO ₄ ²⁻	mg/L	1 850	1 950	-2,70



Figura 3.28. Modificación en la apariencia del efluente debido al pretratamiento

En lo que respecta al pH, hay una disminución de 6 a 4 aproximadamente; esto se debe a que en el proceso de coagulación se presenta el fenómeno de desestabilización mediante una serie de reacciones complejas, algunas se efectúan con diversas formas de alcalinidad disminuyendo así su contenido; además la acidez se incrementa debido a la producción de CO₂, consecuentemente el pH disminuye (Restrepo, 2009, p. 8).

La coagulación-floculación permite la desestabilización y aglomeración de partículas coloidales, las cuales son muy comunes en efluentes industriales. Estas partículas forman flóculos con densidad mayor a la del agua y precipitan (Segura y Varó, 2009, p. 144). Los efluentes del Laboratorio IAM-Q presentan un alto contenido de este tipo de partículas, lo cual se evidencia en el color opaco de las muestras, tal como se puede apreciar en la Figura 3.28; sin embargo después del pretratamiento el efluente se clarificó considerablemente, de ahí el elevado porcentaje de remoción de sólidos suspendidos totales.

Según Gómez (2005) aproximadamente el 75 % de los sólidos suspendidos son de naturaleza orgánica (p. 18). En este sentido, al haber una gran remoción de SST es razonable que también exista remoción de materia orgánica, en este caso representada por la DQO, DBO₅, fósforo y tensoactivos.

Los sulfatos por su parte no son removidos en el pretratamiento, más por el contrario en la Tabla 3.4 se puede observar un incremento de este parámetro en la muestra C9 dando lugar a un porcentaje de remoción negativo. Estas sustancias se presentan como impurezas inorgánicas disueltas puesto que son bastante solubles en el agua, razón por la cual poco o nada sedimenta luego del proceso de floculación-coagulación (Gómez, 2005, pp. 22, 23). El incremento puede deberse al uso de sulfato de aluminio como coagulante, ya que en esta etapa interesa que el Al³⁺ neutralice las cargas coloidales para desestabilizarlas, mientras que el SO₄²⁻ puede aportar a la carga contaminante de este parámetro (Restrepo, 2009, p. 8).

3.3.5. REMOCIÓN DE LA DQO EN FUNCIÓN DEL TIEMPO Y MÉTODO DE TRATAMIENTO

Los sobrenadantes obtenidos en el proceso de coagulación-floculación y sedimentación fueron tratados mediante el cultivo hidropónico con pasto elefante, cultivo hidropónico con lechuguines y cultivo microalgal. Posteriormente fueron muestreados y analizados después de 24, 48 y 72 horas de tratamiento.

La DQO permite tener una aproximación importante sobre el grado de contaminación presente en el agua, ya que se trata de una medida del contenido

de materia orgánica biodegradable y no biodegradable (Romero et al., 2009, p. 161). En este caso, las medidas iniciales de DQO de las muestras C8 y C9 fueron de 1 178 mg/L y 1 419 mg/L, valores que están sobre el límite máximo permisible para descargas líquidas al alcantarillado (350 mg/L). Esto resulta razonable al considerar que se trata de mezclas de efluentes industriales.

Los métodos propuestos arrojaron resultados positivos en el tratamiento de los efluentes en estudio lo cual se puede evidenciar en los elevados porcentajes de remoción obtenidos respecto a la DQO. En la Tabla 3.5 se presentan los resultados de los análisis junto con las medias de los porcentajes de remoción de este parámetro conseguidos con los diferentes métodos y tiempos de tratamiento.

Tabla 3.5. Remoción de la DQO en función del tiempo y método de tratamiento

Tiempo de tratamiento (h)	Método de tratamiento	DQO (mg/L)		Media de los porcentajes de remoción de DQO (%)
		Muestra C8	Muestra C9	
24	PE	383	415	69,12
	LG	495	668	55,45
	MA	286	712	62,77
48	PE	347	379	71,92
	LG	514	621	56,30
	MA	288	546	68,53
72	PE	187	335	80,26
	LG	516	584	57,52
	MA	258	581	68,57

Métodos de tratamiento: Cultivo hidropónico con pasto elefante (**PE**), cultivo hidropónico con lechuguines (**LG**) y cultivo microalgal con el consorcio *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.* (**MA**).

Se puede observar que las medias de los porcentajes de remoción de la DQO fueron mayores al 50 % respecto al valor inicial, desde las primeras 24 horas de tratamiento. La disminución en la DQO se debe principalmente a la actividad biológica tanto en el humedal artificial del cultivo hidropónico como en el cultivo microalgal (Faulwetter et al., 2009. p. 990; López, 2014, p. 11).

Uno de los componentes de los humedales artificiales es la población microbiana, la cual está ubicada en la zona de la rizósfera y es la responsable de los procesos

de degradación, mientras que el cultivo microalgal constituye un método netamente biológico. En estos casos, los microorganismos metabolizan la materia orgánica presente en el efluente para producir biomasa (Romero et al., 2009, p. 162).

Por otra parte, el cultivo hidropónico con lechuguines consiste en un sistema de raíz flotante, es decir, no contiene sustrato inerte, razón por la cual los mecanismos de remoción se ven limitados frente al cultivo hidropónico con pasto elefante.

En la Figura 3.29 se presentan los porcentajes de remoción de DQO conseguidos con cada método y tiempo de tratamiento. Se puede observar que para los tres métodos, los porcentajes de remoción siguen una tendencia creciente en función del tiempo, lo cual resulta lógico ya que en todos los casos los mecanismos de remoción estuvieron actuando continuamente.

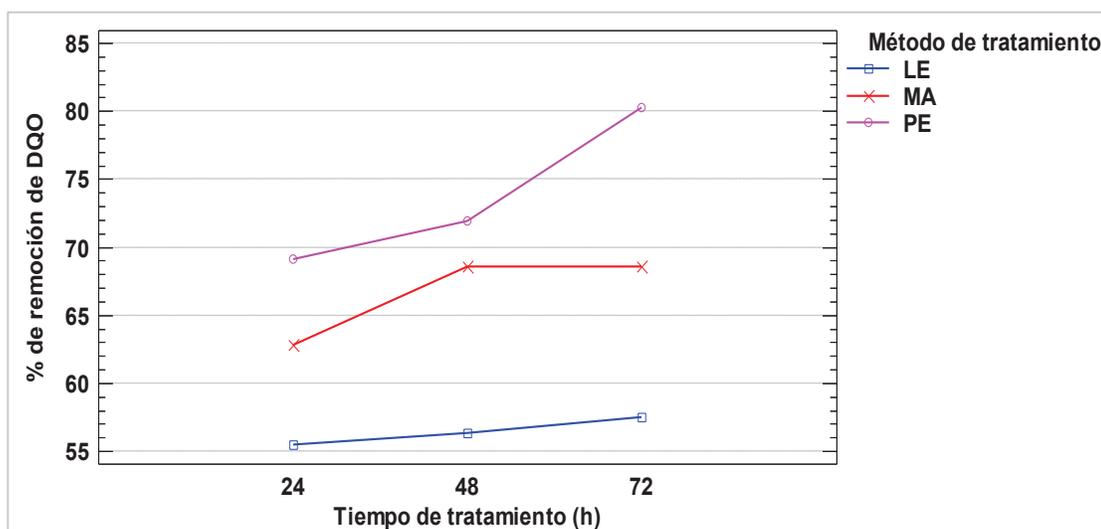


Figura 3.29. Porcentajes de remoción de DQO en función del método y tiempo de tratamiento

Se puede apreciar que con la aplicación del cultivo hidropónico con pasto elefante se obtuvieron los mayores porcentajes de remoción, además en la Tabla 3.5 se puede observar que únicamente después de 72 horas de tratamiento mediante este método se consigue reducir la concentración de la DQO en las dos muestras en cuestión hasta valores por debajo de lo estipulado en la normativa (< 350 mg/L). Esto se debe a que si bien el principal mecanismo de remoción de la DQO es la

actividad biológica, en este método de tratamiento existen otros factores que contribuyen en la remoción de dicho parámetro, tales como la absorción de materia orgánica por parte de las plantas, el efecto filtrante del sustrato, el aporte de oxígeno a la rizósfera desde las raíces, el diseño del humedal y el tipo de sustrato pues afectan a la difusión del oxígeno, y el tiempo de retención hidráulica (Romero et al., 2009, p. 162; Stottmeister et al., 2003, p.100).

Se realizó un análisis de varianza multifactorial, el cual permitió construir la gráfica de medias del efecto del método de tratamiento sobre el porcentaje de remoción de DQO, la cual se expone en la Figura 3.30. En ella se puede apreciar la existencia de diferencia significativa entre los tres métodos de tratamiento ya que ninguno de los intervalos se traslapan, siendo la mejor opción para la remoción de este parámetro el cultivo hidropónico con pasto elefante.

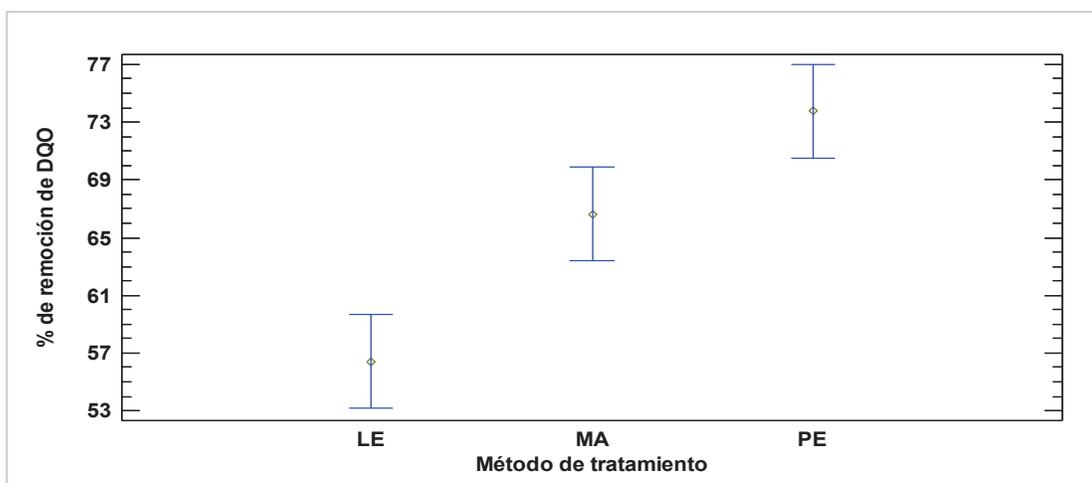


Figura 3.30. Gráfica de medias del efecto del método de tratamiento sobre el porcentaje de remoción de DQO

En el Anexo XVIII se presentan los valores-P obtenidos del análisis de varianza. Se puede corroborar la existencia de diferencia significativa entre los métodos de tratamiento propuestos y entre los bloques (periodos de almacenamiento), puesto que los valores-P son menor a 0,05. La diferencia entre los métodos de tratamiento se debe a que los mecanismos de remoción que actúan en cada uno de ellos también difieren; mientras que la diferencia entre los bloques se debe a que en cada periodo de almacenamiento se mezclan muestras de efluentes provenientes de

distintas fuentes. En lo que respecta al tiempo de tratamiento y a la interacción entre este último y los métodos de tratamiento no existe diferencia significativa, ya que los valores-P en estos casos son mayores a 0,05.

Los porcentajes de remoción de DQO obtenidos con el cultivo hidropónico con pasto elefante son similares a los reportados por Culqui (2015), Guanoluisa (2012) y Romero et al. (2009), quienes también utilizaron humedales artificiales de flujo subsuperficial vertical con la misma especie vegetal en los dos primeros casos; mientras que en el tercer caso se trabajó con flujo horizontal y especies vegetales de carrizo y tule. De igual manera, el porcentaje de remoción de DQO obtenido con el cultivo microalgal en el tercer día de tratamiento, es bastante parecido al reportado por Molina (2016) en el quinto día de tratamiento, utilizando el mismo consorcio de microalgas.

3.3.6. REMOCIÓN DE LA DBO₅ EN FUNCIÓN DEL TIEMPO Y MÉTODO DE TRATAMIENTO

Los altos valores iniciales de la DQO hacen que resulte razonable la presencia de DBO₅ con cifras que incumplen el límite establecido en la normativa (170 mg/L). Los resultados de las mediciones iniciales de este parámetro en las muestras C8 y C9 fueron de 248 mg/L y 298 mg/L, respectivamente.

En la Tabla 3.6 se detallan los resultados y los porcentajes de remoción obtenidos con los diferentes tiempos y métodos de tratamiento. Al igual que en el caso de la DQO, se obtuvieron porcentajes de remoción de DBO₅ mayores al 50 % respecto a los valores iniciales, desde las primeras 24 horas de tratamiento con cada uno de los métodos propuestos.

La disminución en los valores de la DBO₅ se debe principalmente a la degradación biológica efectuada por los microorganismos presentes en cada uno de los métodos de tratamiento, puesto que utilizan la materia biodegradable como fuente de energía transformando el carbono en dióxido de carbono (microorganismos aerobios) y en metano (microorganismos anaerobios) (Mena, 2013, p. 11).

Tabla 3.6. Remoción de la DBO₅ en función del tiempo y método de tratamiento

Tiempo de tratamiento (h)	Método de tratamiento	DBO ₅ (mg/L)		Media de los porcentajes de remoción de DBO ₅ (%)
		Muestra C8	Muestra C9	
24	PE	148	68	58,75
	LG	138	58	62,45
	MA	48	58	80,59
48	PE	98	38	73,87
	LG	118	58	66,48
	MA	38	38	85,96
72	PE	58	28	83,61
	LG	118	38	69,83
	MA	8	28	93,69

En lo que respecta al cultivo hidropónico con pasto elefante, los microorganismos están presentes tanto en las raíces como en el sustrato inerte dando lugar a procesos de degradación aerobia en la zona de la rizósfera y anaerobia en el resto del humedal (Delgadillo et al., 2010, p. 12).

Mediante el cultivo hidropónico con lechuguines se obtuvieron los menores porcentajes de remoción de DBO₅, lo cual se justifica por la ausencia de un sustrato inerte que sirva como soporte para el desarrollo de una biopelícula que aporte a los procesos de degradación, como sucede en el cultivo hidropónico con pasto elefante. En este caso, la degradación de la materia orgánica se lleva a cabo únicamente por los microorganismos ubicados en la zona de la rizósfera y por la capacidad de captación de las plantas (Cubillos, 2011, p. 20).

En el cultivo microalgal, la reducción de la DBO₅ no sólo se debe a la asimilación de nutrientes para la síntesis de ácidos nucleicos, proteínas y fosfolípidos, sino que durante el crecimiento foto autotrófico se liberan cantidades significativas de oxígeno (López, 2014, p. 11). Además, se debe considerar que en este método se trabajó con mayor concentración de microorganismos que en los cultivos hidropónicos, puesto que el tratamiento se inició con $2,5 \times 10^6$ células/mL, valor que fue incrementando con la producción de biomasa a través del tiempo.

Por tal razón, los efluentes que presentaron mayores porcentajes de remoción de DBO_5 corresponden a aquellos que fueron tratados mediante el cultivo microalgal, tal como se puede apreciar en la Figura 3.31.

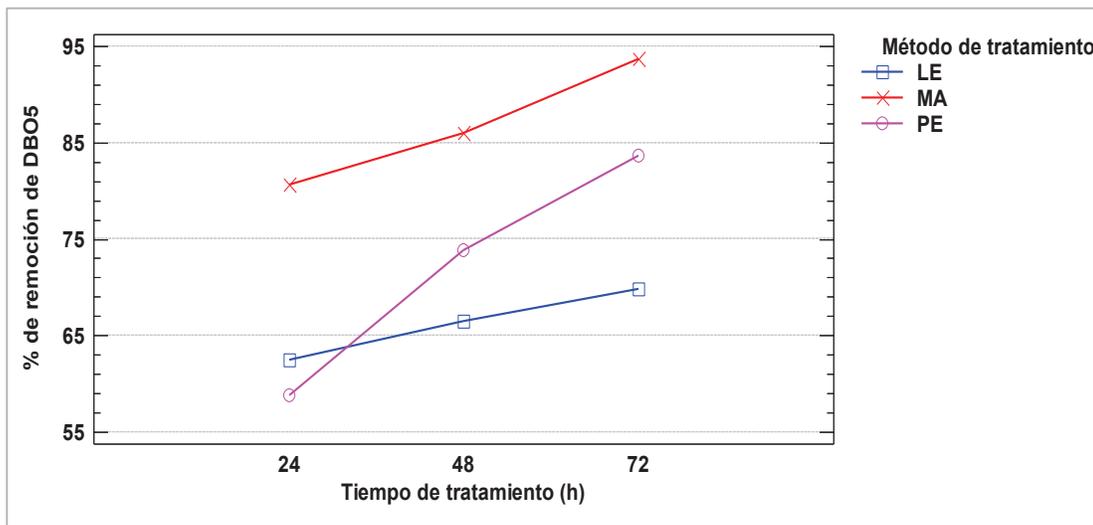


Figura 3.31. Porcentajes de remoción de DBO_5 en función del método y tiempo de tratamiento

Se realizó un análisis de varianza multifactorial a partir del cual se construyó la gráfica de medias del efecto del método de tratamiento sobre el porcentaje de remoción de DBO_5 la misma que se presenta en la Figura 3.32.

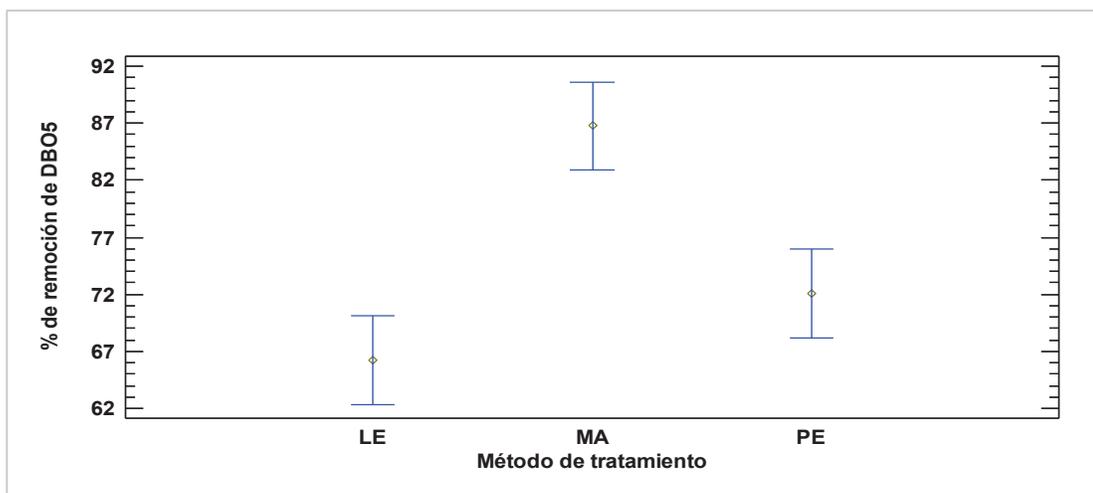


Figura 3.32. Gráfica de medias del efecto del método de tratamiento sobre el porcentaje de remoción de DBO_5

Se puede corroborar que el mejor método de tratamiento para la remoción de DBO₅ resultó ser el cultivo microalgal pues presenta una diferencia estadísticamente significativa en comparación con los resultados obtenidos por los otros métodos. No obstante, en la Tabla 3.6 se puede observar que desde las primeras 24 horas de tratamiento, las concentraciones de DBO₅ obtenidas por cada método cumplen con el límite estipulado en la normativa (170 mg/L).

En el Anexo XVIII se presentan los resultados obtenidos del análisis de varianza. Se puede observar que los valores-P para el tiempo y método de tratamiento así como para el factor de bloqueo son menores a 0,05, lo cual significa que existe diferencia significativa entre los niveles de dichas variables, mientras que la interacción entre método y tiempo de tratamiento no presenta diferencia significativa.

Los porcentajes de remoción de DBO₅ obtenidos después de 72 horas de tratamiento concuerdan con los reportados por Guanoluisa (2012) y Molina (2016), quienes aplicaron los mismos métodos del presente estudio, es decir cultivo hidropónico con pasto elefante y cultivo microalgal, respectivamente.

3.3.7. REMOCIÓN DE TENSOACTIVOS EN FUNCIÓN DEL TIEMPO Y MÉTODO DE TRATAMIENTO

Los tensoactivos provienen de los detergentes utilizados principalmente en procesos de limpieza y lavado, cuya periodicidad depende de la programación de cada empresa, de ahí la variabilidad que presenta este parámetro en los efluentes del Laboratorio IAM-Q. Las concentraciones iniciales de tensoactivos en las muestras C8 y C9 fueron de 7,75 mg/L y 0,30 mg/L respectivamente.

En el caso de la muestra C8 se puede inferir que el valor de tensoactivos es casi ocho veces mayor al límite establecido en la norma (1 mg/L), lo cual se pudo evidenciar por la facilidad para la formación de espuma; mientras que la concentración presente en la muestra C9 corresponde a un tercio de este límite, por lo tanto cumple con la normativa sin necesidad de tratamiento.

Luego del tratamiento de la muestra C8 mediante el cultivo hidropónico con pasto elefante y el cultivo microalgal, se obtuvieron porcentajes de remoción que permitieron cumplir con la normativa desde las primeras 48 horas de tratamiento. En el caso del cultivo hidropónico con lechuguines, a pesar de haberse conseguido porcentajes de remoción importantes, no se llegó al valor normado. Estos resultados se detallan en la Tabla 3.7.

Tabla 3.7. Remoción de tensoactivos en función del tiempo y método de tratamiento

Tiempo de tratamiento (h)	Método de tratamiento	Tensoactivos (mg/L)		Media de los porcentajes de remoción de tensoactivos (%)
		Muestra C8	Muestra C9	
24	PE	2,16	0,29	37,76
	LG	1,70	0,15	64,40
	MA	1,45	0,11	72,68
48	PE	0,92	0,12	74,10
	LG	1,22	0,11	74,16
	MA	0,87	0,13	73,42
72	PE	0,69	0,17	66,91
	LG	1,67	0,13	68,26
	MA	0,89	0,10	77,26

Un factor importante para el proceso de biodegradación es la concentración de microorganismos puesto que de esto depende la velocidad de eliminación de tensoactivos. Por esta razón, los mayores porcentajes de remoción de este parámetro se obtuvieron con el cultivo microalgal, tal como se puede observar en la Figura 3.33, pues en este caso el cultivo se inició con una concentración de $2,5 \times 10^6$ células/mL.

Altas concentraciones de tensoactivos pueden perturbar el proceso de biodegradación ya que dificultan el paso de oxígeno desde el aire hacia el medio, comprometiendo el desarrollo de microorganismos aerobios; además, los tensoactivos pueden ser adsorbidos en las membranas celulares y afectar su permeabilidad al oxígeno, esto no sería un problema en el caso del cultivo microalgal, puesto que los microorganismos son fotosintéticos, es decir únicamente requieren de la luz solar para su desarrollo (Lechuga, 2015, pp. 67-68).

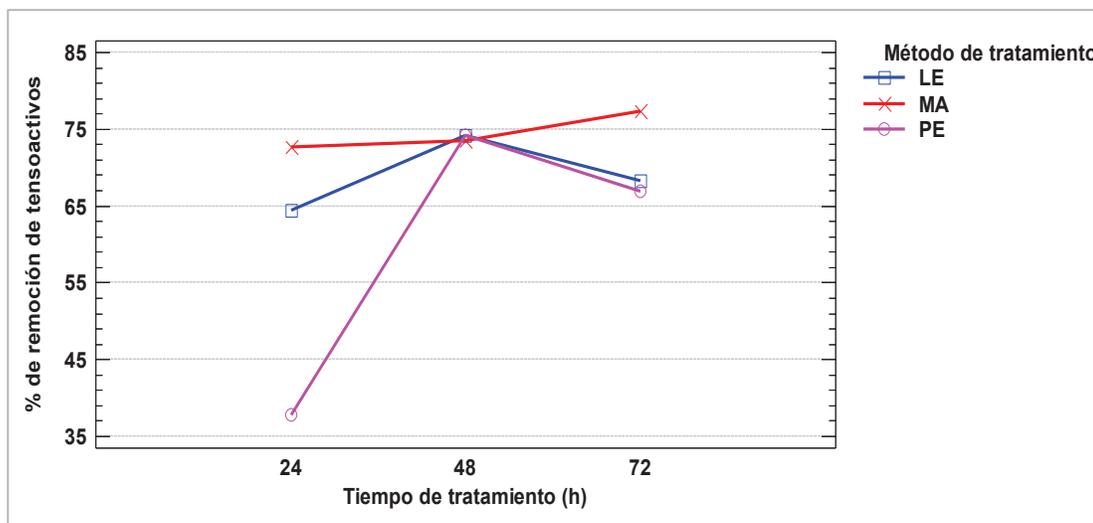


Figura 3.33. Porcentajes de remoción de tensoactivos en función del método y tiempo de tratamiento

Por otro lado, en el caso de los cultivos hidropónicos con pasto elefante y lechuguines existen microorganismos aerobios, anaerobios y facultativos; el desarrollo de los primeros se pudo ver afectado por la alta concentración de tensoactivos (Delgadillo et al., 2010, p. 14).

Tanto la concentración de microorganismos como la afectación al paso de oxígeno debido a las altas concentraciones de tensoactivos, pudieron haber sido la razón para que se hayan obtenido menores porcentajes de remoción con los cultivos hidropónicos en comparación con el cultivo microalgal. Sin embargo, después de realizar el análisis de varianza se determinó que no existe diferencia significativa entre los métodos ni tiempos de tratamiento, de igual manera en su interacción, puesto que los valores-P resultaron mayores a 0,05. Únicamente el factor de bloqueo presentó diferencia significativa, lo cual era de esperarse ya que las concentraciones de tensoactivos de las dos muestras almacenadas en diferentes periodos, resultaron muy distantes entre sí. Los resultados de los valores-P para cada variable se encuentran detallados en el Anexo XVIII.

La inexistencia de diferencia significativa en los porcentajes de remoción de tensoactivos obtenidos con los diferentes métodos de tratamiento, se puede corroborar con la gráfica de medias expuesta en Figura 3.34.

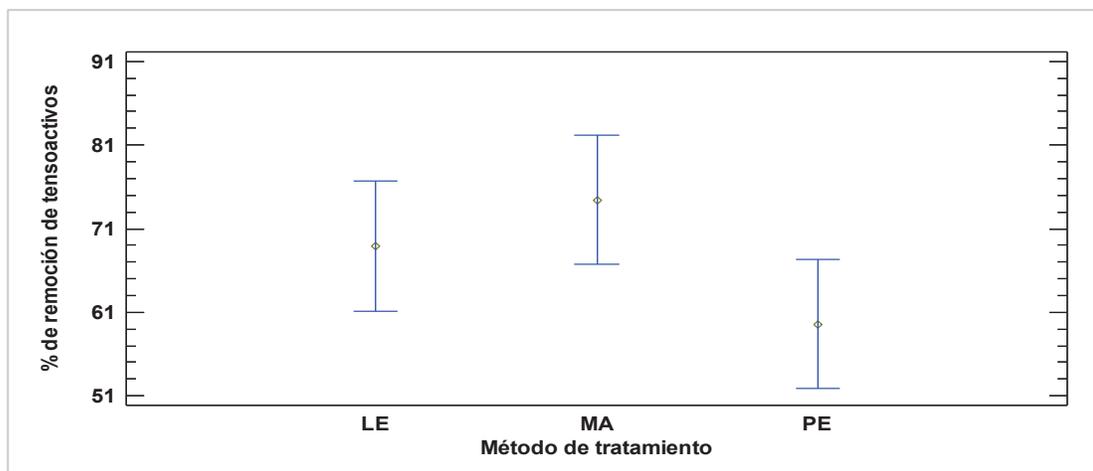


Figura 3.34. Gráfica de medias del efecto del método de tratamiento sobre el porcentaje de remoción de tensoactivos

El porcentaje de remoción obtenido con el cultivo microalgal después de 72 horas de tratamiento concuerda con los resultados conseguido por Molina (2016).

Cabe recalcar que la biodegradación microbiana es el mecanismo más importante en la eliminación de tensoactivos. En el caso del lineal alquil benceno sulfonato (LAS), el cual constituye el tensoactivo más abundante y consumido en el mundo, la biodegradación comienza con la oxidación del carbono terminal del extremo hidrofóbico de la molécula a alcohol, aldehído y finalmente a ácido; posteriormente la cadena se acorta en moléculas con dos carbonos, perdiéndose de esta manera el carácter tensoactivo. En la segunda fase de degradación se tienen como productos finales CO_2 , H_2O y SO_4^{2-} (Lechuga, 2015, pp. 51-53). En este sentido, se puede notar que la biodegradación de los tensoactivos puede aportar a la concentración de sulfatos, los cuales también son considerados como un parámetro trazador del presente estudio.

3.3.8. REMOCIÓN DE FÓSFORO TOTAL EN FUNCIÓN DEL TIEMPO Y MÉTODO DE TRATAMIENTO

Los polifosfatos son los principales coadyuvantes utilizados en detergentes ya que facilitan la acción de los tensoactivos; además, el fósforo constituye uno de los

nutrientes esenciales para el metabolismo y producción de biomasa, razón por la cual es ampliamente utilizado en tratamientos biológicos, pudiendo presentarse remanentes de este nutriente en los efluentes tratados (Hernández y Labbé, 2014, p. 160). Tomando en cuenta dichas consideraciones, resulta razonable que las muestras C8 y C9 hayan presentado concentraciones iniciales mayores al límite establecido en la normativa (15 mg/L), con valores de 153,0 mg/L y 28,0 mg/L respectivamente.

En la Tabla 3.8 se presentan los resultados de los análisis de fósforo total junto con las medias de los porcentajes de remoción conseguidos con los diferentes métodos y tiempos de tratamiento.

Tabla 3.8. Remoción de fósforo total en función del tiempo y método de tratamiento

Tiempo de tratamiento (h)	Método de tratamiento	Fósforo total (mg/L)		Media de los porcentajes de remoción de fósforo total (%)
		Muestra C8	Muestra C9	
24	PE	31,5	16,3	60,60
	LG	17,0	10,6	75,52
	MA	148,0	74,5	-81,40
48	PE	22,0	14,5	66,92
	LG	16,5	9,5	77,64
	MA	69,5	58,0	-26,28
72	PE	14,0	7,7	81,67
	LG	15,5	8,6	79,58
	MA	74,0	67,0	-43,83

Los porcentajes de remoción de fósforo total obtenidos mediante el tratamiento con el cultivo hidropónico con pasto elefante y con el cultivo hidropónico con lechuguines, fueron mayores al 60,00 % después de 24 horas de tratamiento, mientras que después de 72 horas, estos porcentajes alcanzaron valores del 81,67 % y 79,68 % respectivamente.

La eficiencia en la remoción de este parámetro se debe principalmente a la actividad biológica de los microorganismos ya que son capaces de transformar compuestos de fósforo en sustancias más simples (Romero, et al., p. 159).

En el cultivo microalgal, se puede observar que a pesar de las altas concentraciones de microorganismos, los porcentajes de remoción de fósforo total conseguidos con este método presentaron valores negativos, es decir la concentración de dicho parámetro aumentó. Esto se debe a que el pH del medio se vio modificado por efecto de la actividad metabólica de las microalgas, razón por la cual fue necesario ajustarlo hasta 9,00 puesto que según Molina (2016) se tiene un mayor crecimiento celular al trabajar con dicho valor (p. 35). Con este fin, se añadió ácido fosfórico el cual aportó significativamente a la concentración del parámetro en cuestión.

En la Figura 3.35 se presentan los porcentajes de remoción obtenidos con los diferentes métodos y tiempos de tratamiento propuestos. Se puede observar que la remoción de fósforo mediante los cultivos hidropónicos con pasto elefante y con lechuguines sigue una tendencia creciente, lo cual resulta lógico puesto que los mecanismos de depuración actuaron de forma continua. Por otra parte, la remoción de fósforo mediante el cultivo microalgal no presenta una tendencia definida, esto se debe a que la adición de ácido fosfórico se realizó a 24 y 72 horas de tratamiento, contrarrestando la remoción conseguida a 48 horas.

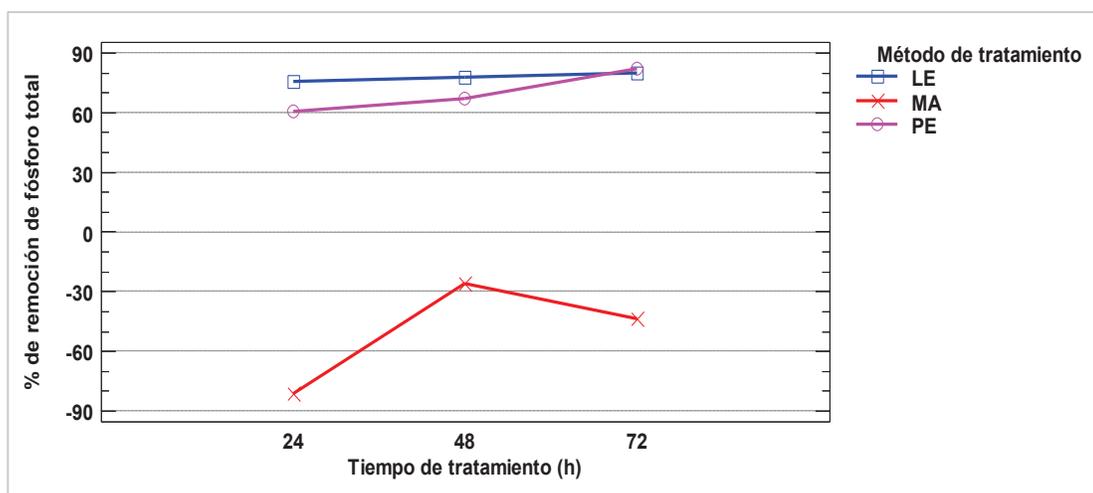


Figura 3.35. Porcentajes de remoción de fósforo total en función del método y tiempo de tratamiento

A través del análisis de varianza se determinó la existencia de diferencia significativa entre los diferentes métodos de tratamiento, entre los distintos niveles

del tiempo de tratamiento y en el factor de bloqueo ya que se obtuvieron valores-P menores a 0,05, no así con la interacción entre los dos primeros. Estos resultados se detallan en el Anexo XVIII.

En la gráfica de medias correspondiente a este parámetro, la cual se expone en la Figura 3.36, se puede evidenciar la existencia de diferencia significativa la cual se establece entre el cultivo microalgal y los cultivos hidropónicos tanto con pasto elefante como con lechuguines; siendo estos últimos las mejores opciones para la remoción de fósforo puesto que únicamente mediante dichos métodos se obtuvieron concentraciones del parámetro en cuestión que permitieron cumplir con la normativa (15 mg/L).

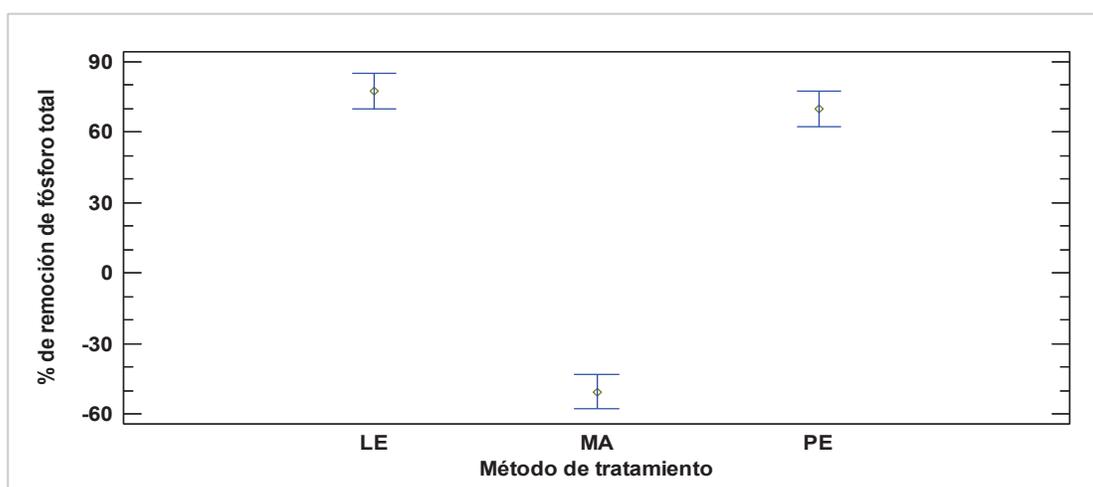


Figura 3.36. Gráfica de medias del efecto del método de tratamiento sobre el porcentaje de remoción de fósforo total

3.3.9. REMOCIÓN DE SST EN FUNCIÓN DEL TIEMPO Y MÉTODO DE TRATAMIENTO

El incumplimiento del límite establecido en la normativa (100 mg/L) respecto a la concentración inicial de sólidos suspendidos totales en las muestras C8 y C9 con valores de 116 mg/L y 280 mg/L respectivamente, se debe a que los efluentes del Laboratorio IAM-Q están compuestos por muestras de descargas industriales y muestras de ríos tomadas para el monitoreo de la red hídrica en el D.M.Q.

Como es normal, en los ríos no existen sistemas de tratamiento a más de los mecanismos naturales de depuración; además el cauce hace que la mayor cantidad de sólidos se mantenga en suspensión; de ahí el gran aporte de carga contaminante de las muestras provenientes de ríos, respecto al parámetro en cuestión.

Desde el pretratamiento de los efluentes se obtuvieron altos porcentajes de remoción de este parámetro, esto se debe a que los sólidos suspendidos totales están formados tanto por los sólidos suspendidos como por los sólidos sedimentables. El uso de coagulante y floculante como ayudantes de sedimentación permitió obtener una remoción de sólidos suspendidos totales del 82,36 %, tal como se presenta en la Tabla 3.4. De esta manera, las concentraciones de dicho parámetro en las muestras C8 y C9, alcanzaron valores menores al límite máximo permisible para descargas líquidas al alcantarillado establecido en la normativa (100 mg/L), desde la etapa de pretratamiento.

Sin embargo, el contenido de sólidos suspendidos totales aumentó con la aplicación de los diferentes métodos y tiempos de tratamiento, tal como se presenta en la Tabla 3.9.

Tabla 3.9. Remoción de sólidos suspendidos totales en función del tiempo y método de tratamiento

Tiempo de tratamiento (h)	Método de tratamiento	SST (mg/L)		Media de los porcentajes de remoción de SST (%)
		Muestra C8	Muestra C9	
24	PE	80	48	56,95
	LG	38	130	60,41
	MA	26	50	79,86
48	PE	40	40	75,62
	LG	14	140	68,97
	MA	84	32	58,08
72	PE	28	30	82,57
	LG	42	152	54,75
	MA	54	40	69,58

En lo que respecta al cultivo microalgal, la concentración de sólidos suspendidos totales en el efluente tratado tuvo una gran dependencia tanto del proceso de centrifugación como de la separación del sobrenadante y del concentrado de microalgas. En ciertos casos, la presencia de biomasa aportó al contenido del parámetro en cuestión, sin embargo las muestras de efluente tratadas por este método cumplieron con el valor establecido en la normativa, desde las primeras 24 horas de tratamiento.

Por su parte, en las muestras de efluente tratadas mediante el cultivo hidropónico con lechuguines se puede notar que la concentración de sólidos suspendidos totales aumenta con el tiempo; además, los resultados obtenidos en la muestra C9 no permiten cumplir con la normativa. Esto se debió principalmente al desprendimiento de fragmentos de raíces y a la presencia de partículas de tierra remanentes del lavado de las plantas.

Uno de los componentes del humedal artificial construido para el tratamiento mediante el cultivo hidropónico con pasto elefante es el sustrato inerte el cual a más de servir como soporte de las plantas y de los microorganismos, este cumple una función muy importante como medio filtrante reteniendo los sólidos suspendidos que se depositan en su superficie para posteriormente ser degradados por la biopelícula (Romero, et al., 2009, p. 165). En la Tabla 3.9 se puede observar que la concentración de sólidos suspendidos totales aumenta respecto al resultado obtenido en el pretratamiento; esto pudo deberse a la existencia de material granular producto de la fricción entre el sustrato, el cual pudo ser arrastrado por el efluente durante su paso a través del humedal, así también ciertas partículas de material sedimentable provenientes de la intemperie pudieron aportar a la concentración de sólidos suspendidos totales.

En la Figura 3.37 se presentan los porcentajes de remoción de sólidos suspendidos totales en función del método y tiempo de tratamiento. Se puede observar que no existe una tendencia definida en la remoción de este parámetro mediante los tratamientos con el cultivo microalgal y con el cultivo hidropónico con lechuguines; mientras que en el caso del tratamiento mediante el cultivo

hidropónico con pasto elefante, la remoción presenta una tendencia creciente, esto se debe a que las partículas ajenas al efluente fueron drenadas en función del tiempo de tratamiento.

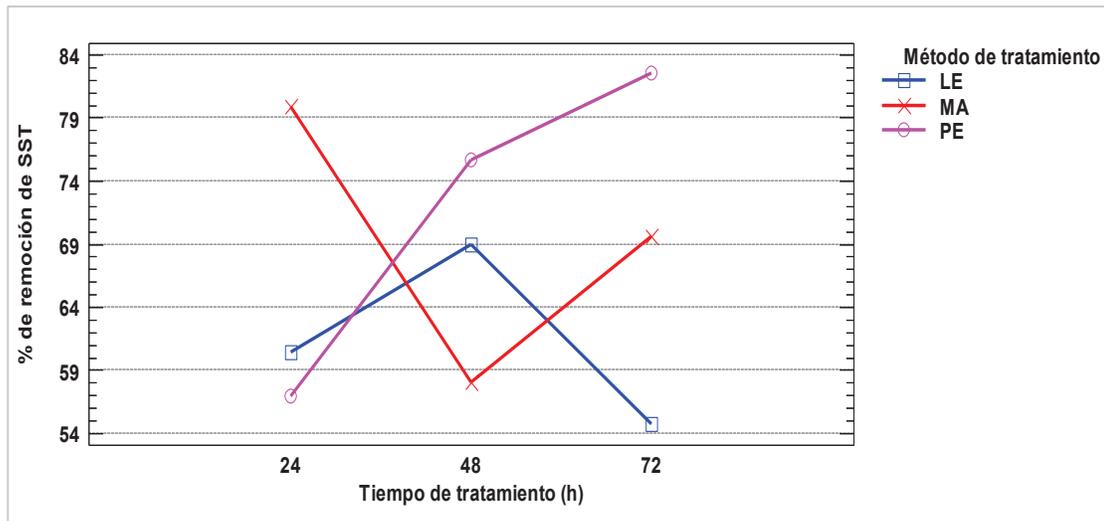


Figura 3.37. Porcentajes de remoción de sólidos suspendidos totales en función del método y tiempo de tratamiento

En la Figura 3.38 se presenta la gráfica de medias correspondiente al análisis de los porcentajes de remoción de sólidos suspendidos totales en función del método de tratamiento.

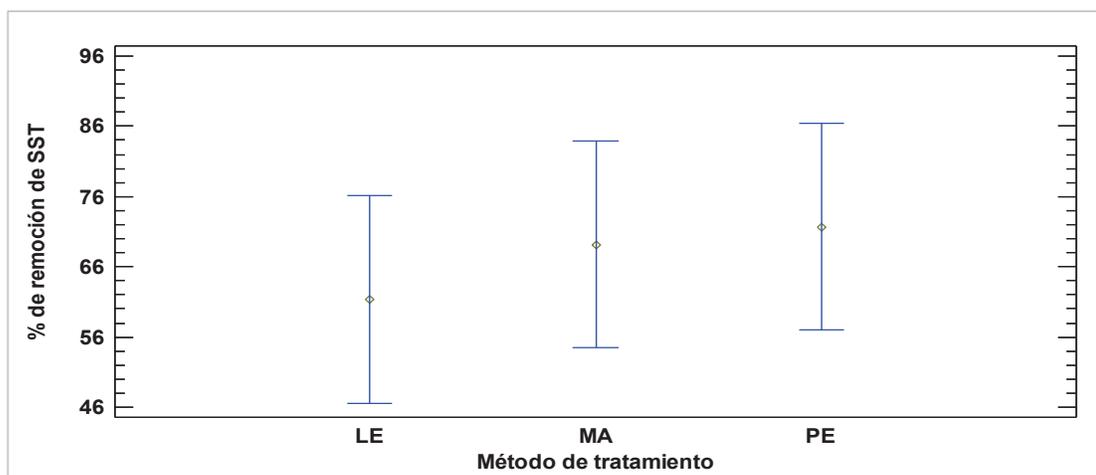


Figura 3.38. Gráfica de medias del efecto del método de tratamiento sobre el porcentaje de remoción de sólidos suspendidos totales

Se puede apreciar que no existe diferencia significativa entre los métodos de tratamiento ya que los intervalos de incertidumbre se traslapan; sin embargo, se puede observar que se obtiene ligeramente mejores resultados al utilizar el cultivo hidropónico con pasto elefante.

El análisis de varianza permitió determinar que no existe diferencia significativa en ninguna de las variables, puesto que en todos los casos los valores-P resultaron mayores a 0,05 tal como se detalla en el Anexo XVIII.

El porcentaje de remoción de sólidos suspendidos totales conseguidos con el cultivo hidropónico con pasto elefante, es similar al reportado por Culqui (2015), quien utilizó el mismo sistema de humedal artificial y la misma especie vegetal.

3.3.10. REMOCIÓN DE SULFATOS EN FUNCIÓN DEL TIEMPO Y MÉTODO DE TRATAMIENTO

Los sulfatos se presentan en forma natural en las aguas superficiales como sales inorgánicas disueltas provenientes tanto de la deposición atmosférica como del lavado de minerales azufrados (Gómez, 2005, p. 23). Además, este es un parámetro muy común en efluentes de sectores industriales como la minería, fertilizantes, pesticidas, textiles, curtiembre, papel, colorantes, fármacos, entre otros (Servicio de Salud Ambiental, 2016).

A las fuentes naturales e industriales de los sulfatos presentes en los efluentes del Laboratorio IAM-Q hay que se debe agregar los sulfatos añadidos en la preservación de las muestras líquidas tomadas para control público y monitoreo de la red hídrica. Posiblemente esta última fuente aporte de manera más significativa a la concentración del parámetro en cuestión, puesto que como parte del procedimiento para la preservación de las muestras, se añade ácido sulfúrico concentrado hasta alcanzar un valor de pH menor a 2,00.

En este sentido, resulta razonable que las concentraciones iniciales de sulfatos en las muestras C8 y C9 hayan presentado valores (1 850 mg/L) 4,6 veces mayores

al límite establecido en la normativa (400 mg/L), tal como se puede apreciar en el Anexo XVII.

A pesar de los importantes porcentajes de remoción de carga contaminante conseguidos con el pretratamiento de los efluentes, en la Tabla 3.4 se puede observar que el proceso de coagulación-floculación y sedimentación no tuvo efecto en la remoción de sulfatos, esto debido a que dichas sustancias se presentan como impurezas solubles en el agua y por ende no sedimentan, además en la mencionada tabla se puede apreciar un incremento en la concentración de sulfatos después del pretratamiento, lo cual puede ser atribuido al uso de sulfato de aluminio como coagulante, puesto que el ión de interés para el proceso es el Al^{3+} mientras que el SO_4^{2-} pudo haber aportado al contenido del parámetro en cuestión.

En la Tabla 3.10 se presentan los resultados y los porcentajes de remoción de sulfatos conseguidos con los diferentes tiempos y métodos de tratamiento.

Tabla 3.10. Remoción de sulfatos en función del tiempo y método de tratamiento

Tiempo de tratamiento (h)	Método de tratamiento	SO ₄ ²⁻ (mg/L)		Media de los porcentajes de remoción de SO ₄ ²⁻ (%)
		Muestra C8	Muestra C9	
24	PE	1 700	1 350	17,57
	LG	1 750	1 800	4,05
	MA	2 000	2 200	-13,51
48	PE	1 700	1 300	18,92
	LG	1 750	1 850	2,70
	MA	1 900	2 050	-6,76
72	PE	1 450	1 300	25,68
	LG	1 650	1 900	4,05
	MA	1 900	2 150	-9,46

Se puede observar que los porcentajes de remoción obtenidos en todos los casos son bajos de manera que no se llegó al valor normado. Inclusive, en los tratamientos con el cultivo microalgal los porcentajes de remoción fueron negativos; es decir, en lugar de reducir la concentración de sulfatos, esta aumentó. Esto pudo deberse a

que en la segunda etapa de la biodegradación de tensoactivos se producen iones SO_4^{2-} , aportando de esta manera a la concentración de sulfatos en el efluente (Lechuga, 2015, pp. 51-53).

A pesar de los bajos porcentajes de remoción, los mejores resultados en los tres tiempos de tratamiento se obtuvieron al utilizar el cultivo hidropónico con pasto elefante por lo que este método sería la mejor opción para la depuración del parámetro en cuestión, tal como se puede apreciar en la Figura 3.39.

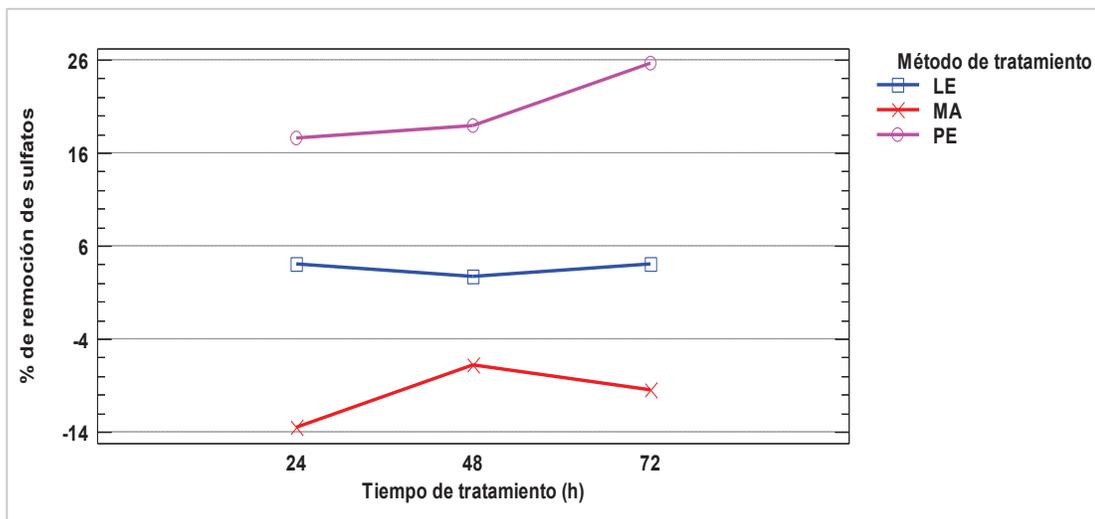


Figura 3.39. Porcentajes de remoción de sulfatos en función del método y tiempo de tratamiento

En la gráfica de medias correspondiente al efecto del método de tratamiento sobre el porcentaje de remoción de sulfatos, la cual se presenta en la Figura 3.40, se puede evidenciar la existencia de diferencia significativa entre los tres métodos propuestos ya que ningún intervalo se traslapa con los demás; siendo la mejor alternativa el cultivo hidropónico con pasto elefante, seguido por el cultivo hidropónico con lechuguines y como última opción se tiene el cultivo microalgal.

Además, el análisis de varianza permitió determinar que no existe diferencia significativa en los porcentajes de remoción de sulfatos si se considera como fuente de variabilidad el tiempo de tratamiento, puesto que los valores-P resultaron mayores a 0,05; lo mismo sucedió con el bloque y la interacción, tal como se detalla en el Anexo XVIII.

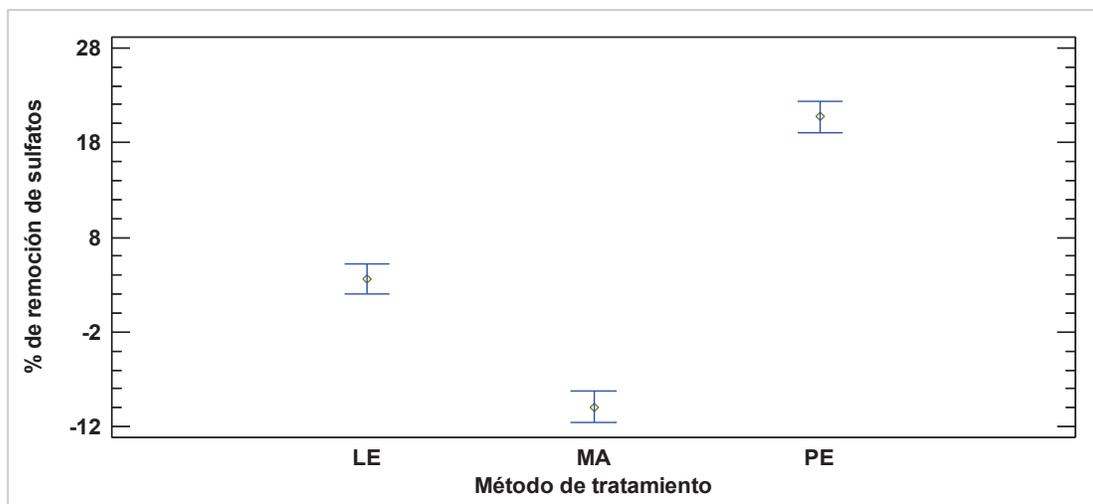


Figura 3.40. Gráfica de medias del efecto del método de tratamiento sobre el porcentaje de remoción de sulfatos

Similares porcentajes de remoción de sulfatos son reportados por Arias et al. (2010), quienes trabajaron con humedales artificiales de flujo subsuperficial vertical y diferentes especies vegetales. De igual manera, Molina (2016) obtuvo un resultado equivalente al utilizar un cultivo microalgal con las mismas especies e iguales condiciones que en el presente estudio.

3.3.11. EVALUACIÓN DEL pH EN FUNCIÓN DEL TIEMPO Y MÉTODO DE TRATAMIENTO

El pH del efluente pretratado fue estabilizado previo a los ensayos de tratabilidad. En las muestras a ser utilizadas en los cultivos hidropónicos tanto con pasto elefante como con lechuguines se ajustó el pH en $7,00 \pm 0,10$; mientras que en las muestras a tratarse mediante el cultivo microalgal el pH se estabilizó en un valor de $9,00 \pm 0,10$.

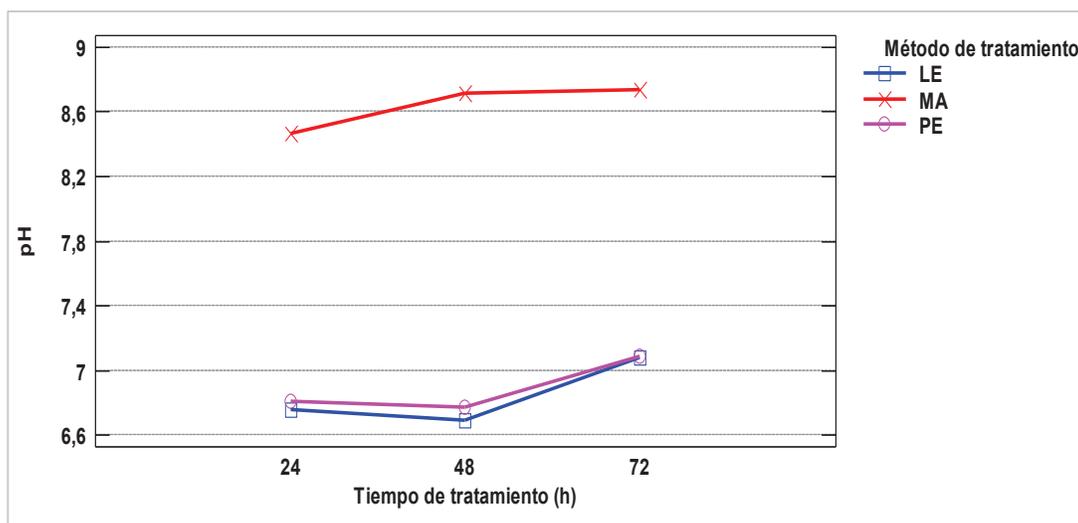
En la etapa de tratabilidad, se midió el pH de las muestras a 24, 48 y 72 horas de tratamiento mediante los cultivos hidropónicos y el cultivo microalgal. Estos resultados se presentan en la Tabla 3.11.

Tabla 3.11. Variación del pH del efluente en función del tiempo y método de tratamiento

Tiempo de tratamiento (h)	Método de tratamiento	pH (Unidades de pH)		Media (Unidades de pH)
		Muestra C8	Muestra C9	
24	PE	6,91	6,70	6,81
	LG	6,94	6,57	6,76
	MA	8,63	8,30	8,47
48	PE	7,00	6,54	6,77
	LG	6,92	6,46	6,69
	MA	9,16	8,27	8,72
72	PE	7,24	6,93	7,09
	LG	7,44	6,71	7,08
	MA	9,11	8,36	8,74

Se puede observar que para cada método de tratamiento, la variación de pH en función del tiempo es intrascendente, menor a 0,05 unidades en todos los casos. Estas pequeñas variaciones pueden deberse a la actividad metabólica de los microorganismos (Gani et al., 2015, p. 5).

En la Figura 3.41 se grafican las medias de los resultados de pH en función del método y tiempo de tratamiento.

**Figura 3.41.** Variación del pH del efluente en función del método y tiempo de tratamiento

Se puede apreciar que todos valores de las medias de pH se encuentran dentro del rango establecido en la normativa (6,00 a 9,00 unidades de pH). Sin embargo, en el caso del cultivo microalgal dichas medidas son muy cercanas al límite superior; mientras que con los cultivos hidropónicos tanto con pasto elefante como con lechuguines el pH está alrededor de 7, valor que presenta el agua en estado puro. Por tal razón, en lo que a pH respecta resulta más conveniente descargar los efluentes tratados mediante los cultivos hidropónicos puesto que de esta manera no se comprometerían las condiciones del cuerpo receptor.

Una vez realizado el análisis de varianza, se determinó que existe diferencia significativa en los resultados de pH obtenidos con la aplicación de los distintos métodos de tratamiento propuestos. Esto se puede verificar con la gráfica de medias que se presenta en la Figura 3.42. En ella se puede apreciar que los intervalos correspondientes a los cultivos hidropónicos con pasto elefante y lechuguines se solapan entre sí, lo que no sucede con el intervalo correspondiente al cultivo microalgal.

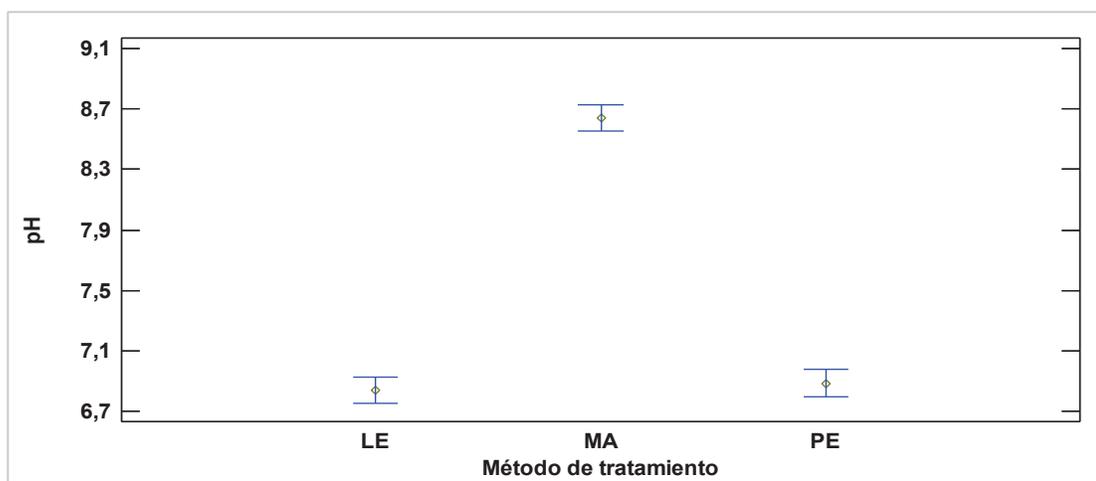


Figura 3.42. Gráfica de medias del efecto del método de tratamiento sobre el valor de pH

Tanto el tiempo de tratamiento como el factor de bloqueo presentan diferencia significativa puesto que los valores-P resultaron menores a 0,05; mientras que la interacción entre el método y tiempo de tratamiento no es estadísticamente significativa. Estos resultados se detallan en el Anexo XVIII.

3.3.12. SELECCIÓN DE LA MEJOR ALTERNATIVA PARA EL TRATAMIENTO DE LOS EFLUENTES DEL LABORATORIO IAM-Q

Con base en los resultados y en los porcentajes de remoción obtenidos a 24, 48 y 72 horas de tratamiento mediante el cultivo hidropónico con pasto elefante, cultivo hidropónico con lechuguines y cultivo microalgal con las especies *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*, se realizaron análisis de varianza con lo cual se determinó la mejor opción para la depuración de cada uno de los parámetros trazadores. En la Tabla 3.12 se presentan los porcentajes de remoción obtenidos con cada método después de 72 horas de tratamiento.

Tabla 3.12. Porcentajes de remoción de los parámetros trazadores obtenidos con cada método después de 72 horas de tratamiento

Parámetro trazador	Medias de remoción a 72 horas de tratamiento (%)		
	PE	LG	MA
DQO	80,26	57,52	68,57
DBO ₅	83,61	69,83	93,69
Tensoactivos	66,91	68,26	77,26
Fósforo total	81,67	79,58	-43,83
SST	82,57	54,75	69,58
SO ₄ ²⁻	25,68	4,05	-9,46
pH (unidades de pH)	7,09	7,08	8,74

PE: Cultivo hidropónico con pasto elefante

LE: Cultivo hidropónico con lechuguines

MA: Cultivo microalgal con el consorcio *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*

En la Tabla 3.12 se puede observar que el cultivo hidropónico con pasto elefante permitió obtener los mayores porcentajes de remoción después de 72 horas de tratamiento en cuatro de los siete parámetros trazadores, seguido por el cultivo microalgal en dos parámetros; mientras que la menor variación de pH se obtuvo con el cultivo hidropónico con lechuguines.

La prevalencia del cultivo hidropónico con pasto elefante sobre los otros métodos de tratamiento se debe a que en los humedales artificiales utilizados en este tipo

de cultivos, existen mecanismos físicos, químicos y biológicos para la remoción de contaminantes (Frers, 2008, p. 304). Por su parte, el sustrato inerte actúa como barrera primaria de tamizado mediante procesos de filtración y adsorción, facilita la precipitación de contaminantes disueltos, a más de su función como soporte de las plantas y biopelícula responsables de la actividad biodegradadora (Delgadillo et al., 2010, p. 12).

El aporte de las plantas en la depuración de los efluentes se fundamenta en que incorporan en su estructura carbono, nutrientes y elementos traza, permiten la fijación de biopelícula en sus raíces, transportan oxígeno hacia los alrededores de las raíces generando de esta manera zonas aerobias, además transfieren el dióxido de carbono y el metano producidos en el humedal durante los procesos de degradación, hacia la intemperie (Mena, 2013, pp. 9-10). Las colonias de microorganismos aerobios, anaerobios y facultativos constituyen el principal sistema de remoción de contaminantes en los humedales artificiales puesto que son responsables de los procesos de degradación de la materia orgánica y eliminación de nutrientes y elementos traza (Faulwetter et al., 2009, p. 990).

En lo que respecta a los cultivos hidropónicos con lechuguines, éstos fueron aplicados mediante el sistema de raíz flotante; es decir sin la necesidad de ningún tipo de material sólido para el anclaje de las raíces, sino que éstas fueron sumergidas por completo y de forma directa en el efluente a tratar. De esta manera, la ausencia del sustrato sólido hace que los mecanismos de remoción de este método se vean limitados a la capacidad de tratabilidad de las raíces de las plantas y a la actividad biodegradadora de la biopelícula presente en la rizósfera (Csurhes, 2016, p. 4).

El cultivo microalgal como tratamiento biológico, aprovecha la capacidad metabólica de las microalgas para la remoción o biotransformación de nitrógeno, fósforo, metales pesados, varios ácidos y contaminantes en general que permiten su utilización para la producción de biomasa (Mercado, 2016, p. 2). Sin embargo, en la Tabla 3.12 se puede observar que el tratamiento mediante el cultivo microalgal permitió obtener los mejores resultados únicamente en la remoción de DBO₅ y tensoactivos. Esto se debe a que en este método a más de la biodegradación de la

materia orgánica, se liberan cantidades significativas de oxígeno durante el crecimiento foto autotrófico de los microorganismos, entre 1,5 a 1,9 kilogramos de oxígeno por cada kilogramo de biomasa producida (Gani et al., 2015, pp. 4-5). No obstante, en los resultados que se detallan en el Anexo XVII se puede observar que todos los métodos permitieron cumplir con la normativa respecto a la DBO₅, desde las primeras 24 horas de tratamiento.

Según los valores-P que se presentan en el Anexo XIII los únicos parámetros cuyos porcentajes de remoción no presentaron diferencia significativa entre los métodos de tratamiento propuestos, corresponden a SST y tensoactivos. Sin embargo, en el Anexo XVII se puede observar que únicamente los tratamientos con pasto elefante y microalgas permitieron cumplir con la normativa respecto a dichos parámetros desde las primeras 48 horas de tratamiento.

Estadísticamente, los mejores resultados en cuanto a pH y fósforo total se obtuvieron mediante los tratamientos con pasto elefante y lechuguines. No obstante, al observar los resultados de fósforo expuestos en el Anexo XVII, se puede apreciar que sólo después de 72 horas de tratamiento a través del cultivo hidropónico con pasto elefante se cumplió con el límite establecido en la normativa.

Para los parámetros DQO y sulfatos, se determinó estadísticamente como la mejor opción el tratamiento mediante el cultivo hidropónico con pasto elefante. Esto debido a que únicamente después de 72 horas de tratamiento mediante dicho método se cumplió con el límite máximo de DQO establecido en la normativa; además permitió obtener los mayores porcentajes de remoción de sulfatos.

Se consideró que para la aplicación del tratamiento mediante el cultivo microalgal sería necesario la implementación de un sedimentador posterior a dicha etapa, esto con el fin de recuperar la biomasa arrastrada por el efluente. Mientras que para la aplicación del tratamiento con los cultivos hidropónicos no se requeriría de instalaciones extras a las utilizadas en los ensayos de tratabilidad.

Con base en los resultados de los análisis de varianza, en el cumplimiento de la normativa y en las condiciones de operación, se determinó que la mejor alternativa

para la depuración de los efluentes del Laboratorio IAM-Q corresponde al cultivo hidropónico con pasto elefante y 72 horas de tratamiento. Además, para mejorar la eficiencia del sistema se decidió disponer del cultivo hidropónico con lechuguines como tratamiento de pulido. La secuencia de operaciones unitarias y las condiciones de operación se presentan en el diagrama de flujo de la Figura 3.43.

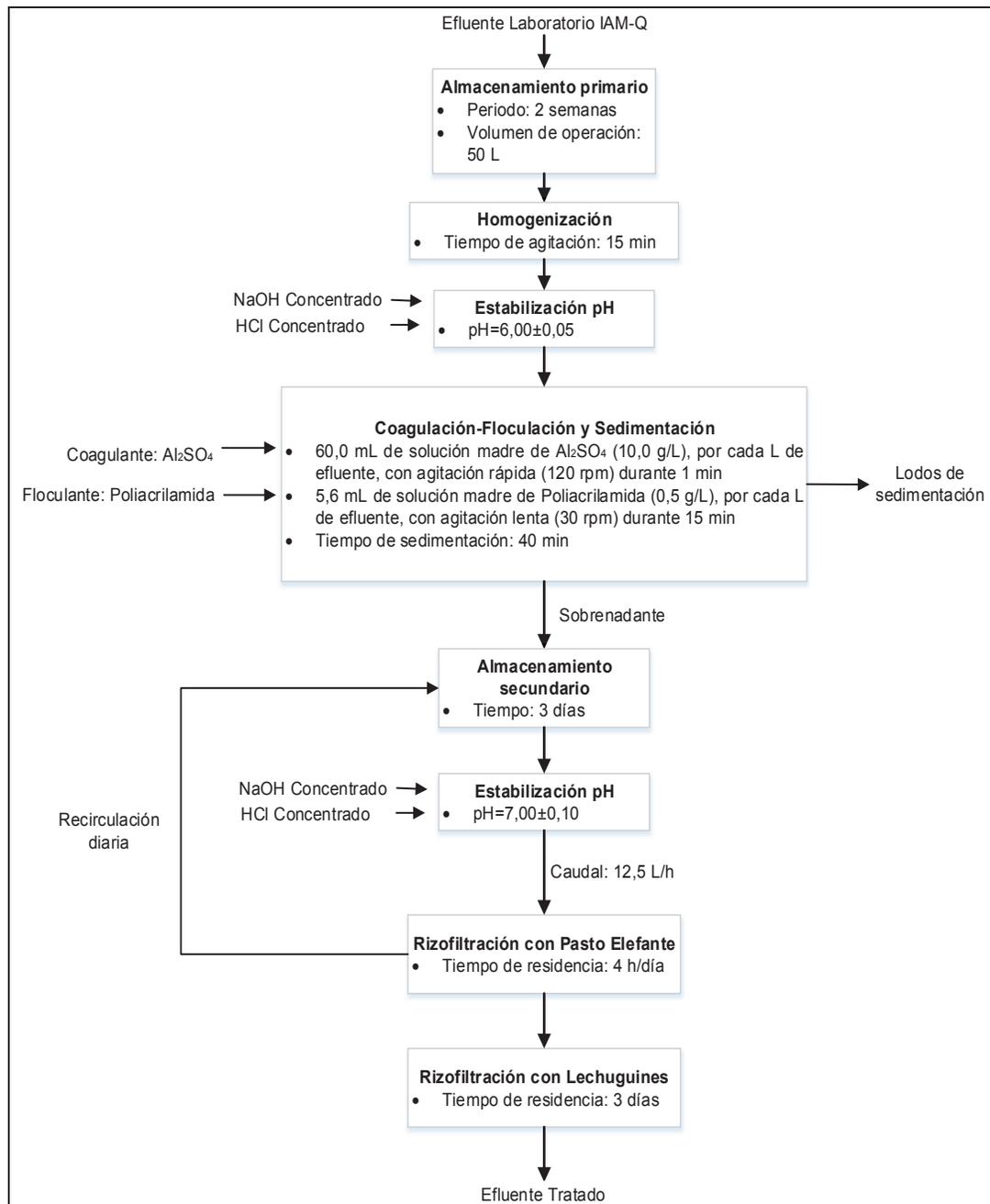


Figura 3.43. Diagrama de flujo del sistema de tratamiento propuesto para los efluentes del Laboratorio IAM-Q

El tratamiento se realizará con modalidad de funcionamiento tipo batch puesto que se deberán recolectar los efluentes en periodos de dos semanas. A continuación se detalla el procedimiento a llevarse a cabo en cada una de las etapas del sistema de tratamiento.

3.3.12.1. Almacenamiento primario

Se almacenarán los efluentes del Laboratorio IAM-Q en períodos de 2 semanas; se prevé una recolección de 50 L entre los remanentes de las muestras tomadas tanto para control público a los regulados del DMQ como para el monitoreo de la red hídrica, y los residuos de los análisis físicos y químicos de descargas líquidas excepto aquellos cuya disposición final está a cargo de un gestor autorizado. Para este fin se utilizarán 2 bidones plásticos de 25 L cada uno.

3.3.12.2. Homogenización

Para homogenizar los efluentes se introducirá el mezclador de alta resistencia STIR PAK® y se agitará durante 15 min.

3.3.12.3. Estabilización del pH

Previo a la etapa de sedimentación se estabilizará el pH del efluente en un valor de $6,00 \pm 0,05$; para lo cual se introducirá el electrodo del medidor de pH y se adicionará hidróxido de sodio y/o ácido sulfúrico. Para una distribución uniforme de estos agentes químicos, se utilizará el mezclador de alta resistencia STIR PAK®.

3.3.12.4. Coagulación-floculación y sedimentación

El coagulante (sulfato de aluminio) y floculante (poliacrilamida) serán añadidos en soluciones madre con concentraciones de 10,0 g/L y 0,5 g/L, respectivamente; esto con el fin de conseguir una mejor distribución en el efluente.

Para la homogenización del efluente, se utilizará el mezclador de alta resistencia STIR PAK®, se configurará el equipo en agitación a 120 rpm y se mantendrá durante 5 min. Se añadirán 60,0 mL de solución madre de Al_2SO_4 (10,0 g/L) por cada litro de efluente de manera que se tenga una concentración de 600,0 mg/L de coagulante y se mantendrá en agitación durante 1 min.

Inmediatamente se configurará el equipo en agitación a 30 rpm y se mantendrá durante 15 min. En los primeros 5 min se añadirán lentamente 5,6 mL de solución madre de Poliacrilamida (0,5 g/L) por cada L de efluente de manera que se tenga una concentración de 2,8 mg/L de floculante.

Se esperará como mínimo 40 min hasta que los floculos formados sedimenten y se separará el sobrenadante de los lodos de sedimentación; estos últimos serán almacenados para ser enviados al relleno sanitario.

3.3.12.5. Almacenamiento secundario

El sobrenadante obtenido de la sedimentación será almacenado en bidones plásticos de 25 L hasta estabilizar nuevamente el pH.

3.3.12.6. Estabilización del pH

El pH del efluente se modifica después del proceso de sedimentación, razón por la cual es necesario ajustarlo nuevamente siguiendo el procedimiento previamente descrito; sin embargo, en este caso se estabilizará el pH en un valor de $7,00 \pm 0,10$.

3.3.12.7. Rizofiltración con pasto elefante

Los bidones plásticos que contienen el efluente pretratado, serán colocados en la parte superior de la instalación para rizofiltración. Se conectará la manguera de riego y se abrirá la válvula para permitir un flujo de 12,5 L/h. Se dejará el efluente en contacto con las plantas durante un tiempo de retención de 4 h, luego de lo cual será drenado y recirculado al bidón de almacenamiento.

La recirculación se realizará diariamente de manera que durante la noche el humedal artificial con pasto elefante permanezca vacío y seco. El periodo de tratamiento con pasto elefante será de 72 horas.

3.3.12.8. Rizofiltración con lechuguines

Una vez transcurrido el tiempo de tratamiento mediante el cultivo hidropónico con pasto elefante, se verterá el efluente en un recipiente plástico. Sobre el efluente se instalará una plancha de espuma flex con orificios, en los cuales se colocarán plantas de lechuguines de manera que las raíces queden completamente sumergidas en el efluente.

Finalmente, después de 72 horas de tratamiento de pulido, el efluente será descargado al alcantarillado.

Nota:

- Durante el tiempo muerto de la planta, es decir, mientras se almacenan los efluentes será necesario nutrir a las plantas de pasto elefante recirculando diariamente solución nutritiva a través del humedal. Mientras que las plantas de lechuguines permanecerán sumergidas en agua y expuestas a la intemperie.
- Se deberá mantener un control de plagas, para lo cual se rociará cada 2 días plaguicida natural a base de ají.

Cabe recalcar que si bien la Resolución 002-SA-2014 ha sido actualizada a la Resolución No. SA-DGCA-NT002-2016 en complemento con la Ordenanza Metropolitana No. 138 publicada en el Primer Suplemento del RO No. 853 de 03 de octubre de 2016, las modificaciones en la *Norma Técnica Para el Control de Descargas Líquidas* NT002 no afectan al análisis de resultados realizado en la presente investigación, puesto que los valores de los límites máximos permisibles para descargas líquidas al alcantarillado se mantienen excepto en cobre cuyo límite actual se redujo a 1 mg/L, valor que tampoco interfiere ya que la concentración media presente en los efluentes del Laboratorio IAM-Q fue de 0,05 mg/L.

4. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

4.1. CONCLUSIONES

1. Los efluentes del Laboratorio IAM-Q presentan parámetros que incumplen la normativa puesto que sus resultados están fuera de los límites máximos permisibles para descargas líquidas al alcantarillado. Estos son: DQO, DBO₅, SST, fósforo total, tensoactivos, sulfatos y pH con concentraciones promedio de 1 778,78 mg/L; 383,56 mg/L; 329,52 mg/L; 22,22 mg/L; 3,35 mg/L y 1 052,11 mg/L respectivamente; el valor promedio de pH es de 1,96 unidades. Por esta razón, dichos parámetros fueron considerados como elementos trazadores para el presente estudio.
2. Las muestras de efluentes del Laboratorio IAM-Q recolectadas en diferentes períodos de almacenamiento presentan representatividad, lo cual se evidenció con las cartas de control de los parámetros trazadores puesto que los resultados de los análisis físicos y químicos realizados durante tres meses estuvieron dentro de rangos de confianza definidos por los límites de control.
3. Los mejores resultados de remoción de carga contaminante en el sistema de pretratamiento se obtienen al trabajar con 600,0 mg/L de sulfato de aluminio como coagulante combinados con 2,8 mg/L de poliacrilamida como floculante y un tiempo de sedimentación de 40 min, puesto que de esta manera se remueve 31,68 % de DQO, 81,48 % de color real y 79,96 % de turbidez.
4. El desarrollo de las plantas de pasto elefante se ve favorecido con la recirculación diaria de solución nutritiva y la exposición a la luz solar; mientras que las plantas de lechuguines presentan un mejor desarrollo al permanecer sumergidas en agua potable y expuestas a la intemperie. Después de tres meses de mantenimiento de estos cultivos hidropónicos con las condiciones mencionadas, las plantas son aptas para los ensayos de tratabilidad.

5. El crecimiento de cultivos microalgales con el consorcio *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.* se ve favorecido al trabajar en condiciones de aireación constante, iluminación permanente con intensidad de 8 000 lux, pH 9 en el medio y adición de solución fertilizante (Nitrofoska foliar 3mL/L), puesto que de esta manera se consigue una elevada producción de biomasa. En el presente estudio los cultivos se iniciaron con una concentración de 55 000 células/mL; después de 80 días de mantenimiento en las condiciones mencionadas, se produjeron 25 L de cultivo alcanzando una densidad celular máxima de 17,6E+6 células/mL.
6. La utilización de sulfato de aluminio (coagulante) y poliacrilamida (floculante) como ayudantes de sedimentación, permite obtener una remoción importante de carga contaminante en la etapa de pretratamiento, con valores del 33,97 % de DQO; 36,93 % de DBO₅; 34,68 % de tensoactivos; 82,36 % de SST y 54,06 % de fósforo total. En el caso de los sulfatos, aumentó su concentración debido a la utilización de sulfato de aluminio.
7. Después de 72 horas de tratamiento mediante un sistema compuesto por la etapa de sedimentación seguida del cultivo hidropónico con pasto elefante, se obtienen altos porcentajes de remoción de carga contaminante. En el caso de los efluentes del Laboratorio IAM-Q se removió el 80,26 % de DQO; 83,61 % de DBO₅; 66,91 % de tensoactivos; 82,57 % de SST; 81,67 % de fósforo total y 25,58 % de sulfatos. El valor promedio de pH fue de 7,09.
8. El sistema de tratamiento compuesto por la etapa de sedimentación seguida del cultivo hidropónico con lechuguines permite obtener importantes porcentajes de remoción después de 72 horas de tratamiento. En los efluentes del Laboratorio IAM-Q se lograron porcentajes de remoción del 57,52 % de DQO; 69,83 % de DBO₅; 68,26 % de tensoactivos; 54,75 % de SST; 79,58 % de fósforo total y 4,05 % de sulfatos. El valor promedio de pH fue de 7,08.
9. Al utilizar el sistema de tratamiento compuesto por la etapa de sedimentación seguida del cultivo microalgal se obtienen elevados porcentajes de remoción

después de 72 horas de tratamiento, principalmente en DBO_5 y tensoactivos. Los porcentajes de remoción en los efluentes del Laboratorio IAM-Q fueron 68,57 % de DQO; 93,69 % de DBO_5 ; 77,26 % de tensoactivos y 69,58 % de SST. El valor promedio de pH fue de 8,74. Las concentraciones de fósforo total y sulfatos aumentaron con el tratamiento; el primer parámetro debido a la utilización de ácido fosfórico para la estabilización del pH y el segundo debido a la segunda etapa de la biodegradación de tensoactivos en la cual se producen iones SO_4^{2-} .

10. La mejor alternativa para la depuración de los efluentes del Laboratorio IAM-Q corresponde al cultivo hidropónico con pasto elefante después de 72 horas de tratamiento. Esto se determinó con base en los resultados de los análisis de varianza, el cumplimiento de la normativa y las condiciones de operación de los distintos métodos propuestos.
11. La propuesta definitiva para la depuración de los efluentes del Laboratorio IAM-Q consiste en un sistema de tratamiento conformado por 3 etapas: coagulación-floculación y sedimentación como pretratamiento, cultivo hidropónico con pasto elefante como tratamiento pasivo y cultivo hidropónico con lechuguines como tratamiento de pulido.

4.2. RECOMENDACIONES

1. Considerando los altos porcentajes de remoción obtenidos con el sistema propuesto, se recomienda continuar con el estudio de la depuración de los efluentes del Laboratorio IAM-Q a fin de determinar la eficiencia de la planta ante posibles variaciones en el contenido de carga contaminante que salgan de los límites de control establecidos en la presente investigación.
2. La rizofiltración a más de ser relativamente menos costosa y ecoamigable, ha demostrado ser una técnica aplicable al tratamiento de efluentes de laboratorios, razón por la cual es recomendable ampliar su estudio en la depuración de efluentes provenientes de otro tipo de laboratorios.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Alpízar, L. (2004). *Hidroponía*. ISBN-10: 9977661588.
2. Andía, Y. (2010). *Tratamiento de agua: Coagulación y floculación*. Recuperado de http://www.sedapal.com.pe/c/document_library/get_file?uuid=2792d3e3-59b7-4b9e-ae55-56209841d9b8&groupId=10-154 (Septiembre, 2016).
3. Andrade, C., Vera, A., Cárdenas, C. y Morales, E. (2009). Biomass production of microalga *Scenedesmus sp.* with wastewater from fishery. *Rev. Téc. Ing. Universidad de Zulia*, 32(2), 126-134.
4. Angulo, E., Castellar, G., Morales, E. y Barrios, M. (2012). Remoción de azul de metileno por la microalga *Chlorella sp.* viva. *Prospect.*, 10(1), 53-60.
5. APHA, AWWA Y WEF. (2012). *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*. (22va. ed.). Washington DC, Estados Unidos de América: American Public Health Association.
6. Aproscello. (2015). *Ficha de información sobre la especie Heteranthera reniformis*. Recuperado de http://www.aproscello.com/pdf/aproscello_ficha_pdf_27.pdf (Agosto, 2016).
7. Arias, O. (2004). *Estudio de la biodegradación de la materia orgánica en humedales construidos de flujo subsuperficial*. (Tesis menor no publicada). Universidad Politécnica de Cataluña, Barcelona, España.
8. Arias, S., Betancur, F., Gómez, G., Salazar, J. y Hernández, M. (2010). Fitorremediación con humedales artificiales para el tratamiento de efluentes porcinos. *Informador Técnico (Colombia)*, 74(1), 12-22. Recuperado de

- http://www.metarevistas.org/index.php/inf_tec/article/view/5/5 (Abril, 2016).
9. Arias, C. y Brix, H. (2003). Humedales artificiales para el tratamiento de aguas residuales. *Revista Ciencia e Ingeniería Neogranadina*, 13(1), 17-24. Recuperado de <http://revistas.unimilitar.edu.co/index.php/rcin/article/view/1321/1051> (Agosto, 2016)
 10. ASTM-D 2035. (2013). *Standard Practice for Coagulation-Flocculation Jar Test of Water*, 1–4. doi: 10.1520/D2035-13.
 11. Bastidas, O. (2013). *Conteo celular con Hematocitómetro*. Recuperado de <http://www.celeromics.com/es/resources/docs/Articles/Conteo-Camara-Neubauer.pdf> (Abril, 2016).
 12. Bemhaja, M. (2000). *Pasto elefante (Pennisetum purpureum Schum)*. ISBN:9974-38-112-6.
 13. Benavente, J., Montañez, J., Aguilar, C., Méndez, A. y Valdivia, B. (2012). Tecnología de cultivo de microalgas en fotobiorreactores. *Revista Científica la Universidad Autónoma Coahuila*, 4(7), 630-641.
 14. Biodiversidad Agroambiental en Aragón. (2010). *Heteranthera / Heteranthera reniformis*. Recuperado de <http://diversidadagroambiental.aragon.es/index.php/mod.especies/mem.detalle/id.3272/chk.262af770dc31cf901f4a0c81a96ea41a> (Agosto, 2016).
 15. Bosques, J. (2010). *Curso básico de Hidroponía*. ISBN-10: 0557456991.
 16. Cao, G. y Orrú, R. (2014). *Current Environmental Issues and Challenges*. ISBN 9401787778.
 17. Carpena, R. y Bernal, M. (2007). Claves de la fitorremediación: fitotecnologías para la recuperación de suelos. *Ecosistemas*, 16(2),

- 1-3. Recuperado de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=54016201> (Abril, 2016).
18. Castañeda, F. (2001). *Manual de cultivos hidropónicos populares*. Recuperado de <http://www.depadreshijos.org/INCAP/Hidroponicos.pdf> (Agosto, 2016).
19. Catálogo Español de Especies Exóticas Invasoras. (2013). *Pennisetum purpureum*. Recuperado de http://www.mapama.gob.es/es/biodiversidad/temas/conservacion-de-especies/pennisetum_purpureum_2013_tcm7-307085.pdf (Agosto, 2016).
20. CIHNM. (2010). *Hidroponía y nutrición mineral*. Recuperado de <http://www.lamolina.edu.pe/hidroponia/modulo1.htm> (Agosto, 2016).
21. Csurhes, S. (2016). *Kidneyleaf mudplantain Heteranthera reniformis*. Recuperado de https://www.daf.qld.gov.au/__data/assets/pdf_file/0010/55468/IPA-Kidneyleaf-Risk-Assessment.pdf (Agosto, 2016).
22. Cubillos, J. (2011). *Evaluación de la fitorremediación como alternativa de tratamiento de aguas contaminadas con hidrocarburos*. (Tesis de maestría no publicada). Universidad Tecnológica de Pereira, Pereira, Colombia.
23. Culqui, N. (2015). *Diseño e implementación de una planta piloto para el tratamiento de efluentes líquidos generados en los laboratorios del Departamento de Metalurgia Extractiva*. (Proyecto previo a la obtención del título de Ingeniera Química). Escuela Politécnica Nacional, Quito, Ecuador.
24. Dailey, L. (2015). *¿Qué es el Tratamiento Biológico de Aguas Residuales?*. Recuperado de <https://www.rwlwater.com/que-es-el-tratamiento-biologico-de-aguas-residuales/?lang=es> (Agosto, 2016).

25. De la Vega, P. (2014). *La fitorremediación: plantas para tratar la contaminación ambiental*. Recuperado de <https://lamapachama.com/2014/04/24/la-fitorremediacion-plantas-para-tratar-la-contaminacion-ambiental/> (Agosto, 2016).
26. Delgadillo, O., Camacho, A., Pérez, L. y Andrade, M. (2010). *Depuración de aguas residuales por medio de humedales artificiales*. ISBN: 978-99954-766-2-5.
27. Delgadillo, A., Gonzáles, C., Prieto, F., Villagomez J. y Acevedo, O. (2011). Fitorremediación: Una alternativa para eliminar la contaminación. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 14(1), 597-612. Recuperado de <http://www.scielo.org.mx/pdf/tsa/v14n2/v14n2a2.pdf> (Agosto, 2016).
28. Dietz, A. y Schnoor, J., (2001). Advances in Phycoremediation. *Environmental Health Perspectives*, 109(1), 163-168. Recuperado de http://ir.uiowa.edu/cgi/viewcontent.cgi?article=1003&context=cee_publications (Agosto, 2016).
29. Dos Santos, M., Martins, M., Coimbra, J., Gates, R. y Corredo, L. (2013). Rheological behavior of *Chlorella sp.* e *Scenedesmus sp.* cultures in different biomass concentrations. *Eng. Agríc., Jaboticabal*, 34(5), 1063-1071.
30. EPA. (2000). Folleto Informativo de Tecnología de Aguas Residuales: Humedales de Flujo Subsuperficial. Office of Water. Washington DC, United States.
31. Espinoza, P. y Espinoza, L. (2009). *Hidroponía rústica*. Recuperado de <http://www.sagarpa.gob.mx/desarrollorural/documents/fichasaapt/hidroponia%20r%C3%Bastica.pdf> (Agosto, 2016).
32. Fall, C., Cuenca, F. y Jiménez, M. (2002). Patrón de contaminación de aguas residuales procedentes de laboratorios universitarios. *Información Tecnológica*, 13(1), 55-60. (Abril, 2016).

33. Faulwetter, J., Gagnon, V., Sundberg, C., Chazarenc, F., Burr, M., Brisson, J., Camper, A. y Stein O. (2009). Microbial processes influencing performance of treatment wetlands. *Ecological Engineering*, 35(1), 987–1004.
34. Favela, E., Preciado, P. y Benavides, A. (2006). *Manual para la preparación de soluciones nutritivas*. Recuperado de http://www.nutricaoeplantas.agr.br/site/downloads/unesp_jaboticabal/Manual_Soln_Nutritivas.pdf (Agosto, 2016).
35. Forero, P. (2014). *Fundamento teórico sobre tratamiento de aguas residuales por fitorremediación*. (Tesis de maestría no publicada). Universidad Militar Nueva Granada. Bogotá. Colombia.
36. Frers, C. (2008). El uso de plantas acuáticas para el tratamiento de aguas residuales. *Observatorio Medioambiental*, 11(1), 301-305.
37. Gani, P., Sunar, N., Peralta, H., Abdul, A., Parjo, U. y Razak, A. (2015). Phycoremediation of Wastewaters and Potential Hydrocarbon from Microalgae: A Review. *Advances in Environmental Biology*, 9(20), 1-8. Recuperado de https://www.researchgate.net/publication/283291000_Phycoremediation_of_Wastewaters_and_Potential_Hydrocarbon_from_Microalgae_A_Review/Recuperación%de%20residuales%20de%20N%20y%20P%20del%20cultivo%20de%20litopenaeus%20vannamei%20mediante%20sistemas%20de%20fitorremdiación%20López%20Melissa.pdf (Agosto, 2016).
38. García, J. y Corzo, A. (2015). *Depuración con humedales artificiales*. Recuperado de http://upcommons.upc.edu/bitstream/handle/2117/2474/JGarcia_and_ACorzo.pdf;jsessionid=638F7BBB0EE73FADE3946D2116283DF1?sequence= (Agosto, 2016).
39. Gilsanz, J. (2007). Hidroponía. Montevideo, Uruguay: INIA.

40. Gómez, N. (2005). *Remoción de materia orgánica por coagulación-floculación*. (Trabajo de grado Monográfico para optar el título de Ingeniero Químico). Universidad Nacional de Colombia, Manizales, Colombia.
41. Gómez, M. (2012). *Desarrollo de invernaderos hidropónicos*. ISBN-10: 3659006173.
42. Guanoluisa, L. (2012). *Diseño de un sistema de tratamiento de lixiviados del relleno sanitario El Inga mediante electrocoagulación y fitorremediación*. (Proyecto previo a la obtención del título de Ingeniera Química). Escuela Politécnica Nacional, Quito, Ecuador.
43. Guevara, A., de la Torre, E., Villegas, A. y Criollo, E. (2009). Uso de la rizofiltración para el tratamiento de efluentes líquidos de cianuración que contienen cromo, cobre y cadmio. *Suplemento de la Revista Latinoamericana de Metalurgia y Materiales*, S1(2), 871-878.
44. Guzmán, G. (2004). *Hidroponía en casa: Una actividad familiar*. ISBN: 9968-877-11-5.
45. Hernández, A. y Labbé, J. (2014). Microalgas, cultivo y beneficios. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 49(2), 157-173. doi:10.4067/S0718-19572014000200001.
46. HIDROENVIROMENT. (2016). *Hidroponía*. Recuperado de http://hydroenv.com.mx/catalogo/index.php?main_page=page&id=27 (Agosto, 2016).
47. Infante, C., Angulo, E., Zárate, A., Florez, J., Barrios, F. y Zapata, C. (2012). Propagación de la microalga *Chlorella sp.* en cultivo por lote: Cinética del crecimiento celular. *Avances en Ciencias e Ingeniería*, 3(2), 159-164.

48. Instituto Nacional de Estadísticas y Censos. (2014). *Sectores económicos*. Recuperado de <http://aplicaciones3.ecuadorencifras.gob.ec/VDATOS2-war/paginas/administracion/dashEmpresas.xhtml> (Septiembre, 2016).
49. Izquierdo, J. (2003). *Hidroponía*. Recuperado de http://www.ceibal.edu.uy/contenidos/areas_conocimiento/cs_sociales/fo/hidroponia.pdf (Agosto, 2016).
50. Kamath, R., Rentz, J., Schnoor J. y Alvarez, P. (2014). Phytoremediation of hydrocarbon-contaminated soils: principles and applications. En Vazquez, R. y Quintero, R. (Ed.). *Petroleum Biotechnology*, (pp. 447-478). Iowa, U.S.A.: ELSEVIER.
51. Karthikeyan, R. y Kulakow, P. (2003). Soil plant microbe interactions in phytoremediation. *Advances in Biochemical Engineering. Biotechnology*, 78(1), 53-74.
52. Kelth, R. (2000). *How-To Hydroponics*. ISBN - 0-9672026-0-4.
53. Lara, J. (2002). *Depuración de aguas residuales municipales con humedales artificiales*. (Tesis de maestría no publicada). Universidad Politécnica de Cataluña, Barcelona, España.
54. Lara, J. y Vera, I. (2005). Implantación y evolución de un humedal artificial de flujo subsuperficial en Cogua, Codinamarca, Colombia. *Ing. Univ. Bogotá (Colombia)*, 9(1), 47-63.
55. Lauceric, J., Gonzáles, D. y Sánchez, Y. (2013). *Residuales líquidos generados en los laboratorios docentes de Química. Alternativas para su tratamiento*. Recuperado de <http://monografias.umcc.cu/monos/2013/Facultad%20de%20Ingenierias/mo13239.pdf> (Abril, 2016).

56. Lechuga, M. (2015). *Biodegradación y toxicidad de tensioactivos comerciales*. (Tesis doctoral no publicada). Universidad de Granada, Granada, España.
57. Lee Kong Chian Natural History Museum. (2016). *The DNA of Singapore*. Recuperado de <http://lkcnhm.nus.edu.sg/dna/organisms/hdetails/652/14> (Agosto, 2016).
58. López, M. (2014). *Recuperación y reciclamiento de residuales de nitrógeno y fósforo del cultivo de *Litopenaeus vannamei* mediante el sistema de fitorremediación*. (Tesis doctoral no publicada). Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, La Paz, México.
59. López, S., Gallegos, M., Pérez, L. y Gutiérrez, M. (2005). Mecanismos de fitorremediación de suelos contaminados con moléculas orgánicas xenobióticas. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 21(2), 91-100. Recuperado de https://www.researchgate.net/publication/26475497_Mecanismos_de_fitorremediacion_de_suelos_contaminados_con_moleculas_organicas_xenobioticas (Agosto, 2016).
60. Luna, V. y Ramírez, H. (2004). Medios de soporte alternativos para la remoción de fósforo en humedales artificiales. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 20(1), 31–38.
61. Marsilli, A. (2005). *Tratamiento de aguas residuales*. Recuperado de <http://www.tierramor.org/Articulos/tratagua.htm#sistratabio> (Agosto, 2016).
62. Martínez, R. (2013). Algunas características de los cultivares de *Pennisetum purpureum* Cuba CT-115, Cuba OM-22 y Cuba CT-169 liberados por el Instituto de Ciencia Animal de Cuba. En Perozo, A. (Ed.). *Manejo de*

pastos y forrajes tropicales, (pp. 11-20). Maracaibo, Venezuela: Fundación Girarz.

63. Martínez, L. (2016). *Estudio de la evolución de una ETAP para la adecuación legislativa*. Recuperado de <http://upcommons.upc.edu/bitstream/handle/2099.1/10383/Annex.pdf?sequence=3> (Septiembre, 2016).
64. Marulanda, C. e Izquierdo, J. (2003). *La huerta hidropónica popular*. Recuperado de <http://www.fao.org/3/a-ah501s.pdf> (Agosto, 2016).
65. Mena, J. (2013). *Depuración de aguas residuales con humedales artificiales: Ventajas de los sistemas híbridos*. Recuperado de http://www.alquimiaimasd.com/UserFiles/ficheros/IdiAplicada/2643_JMena.pdf (Agosto, 2016).
66. Mercado, N. (2016). *Biorremediación con microalgas*. Recuperado de <http://documents.tips/documents/ficorremediacion.html> (Agosto, 2016).
67. Metcalf y Eddy, INC. (2003). *Wastewater Engineering: Treatment and Reuse*. (4ta. ed.). Nueva York, Estados Unidos de América: McGraw-Hill.
68. Mittal, A. (2011). *Biological Wastewater Treatment*. Recuperado de <http://www.watertoday.org/Article%20Archive/Aquatech%2012.pdf> (Agosto, 2016).
69. Molina, Y. (2016). *Tratamiento biológico de efluentes del Laboratorio de Investigación, Análisis y Monitoreo IAM-Q de la Secretaría del Ambiente del DMQ*. (Trabajo de titulación previo a la obtención del título de Ingeniera en Biotecnología de los Recursos Naturales no publicado). Universidad Politécnica Salesiana, Quito, Ecuador.
70. Morales, D. (2015). *Diseño de una planta de tratamiento de efluentes contaminados con colorantes azoicos de una industria textil, mediante la aplicación de coagulación-floculación combinado con procesos*

fenton convencional y fenton heterogéneo. (Proyecto previo a la obtención del título de Ingeniera Química). Escuela Politécnica Nacional, Quito, Ecuador.

71. Moreno, O. (2007). Agricultura Urbana: Nuevas Estrategias de Integración Social y Recuperación Ambiental en la Ciudad. *Revista Electrónica DU&P Diseño Urbano y Paisaje*, 4(11), 1-14.

72. Muñoz, F. (2016). *Fundamentos del tratamiento biológico*. Recuperado de https://www.academia.edu/7309019/Ventajas_y_desventajas_del_tratamientos (Abril, 2016).

73. Muñoz, L., Nevárez, M., Ballinas, M. y Peralta M. (2010). Fitorremediación como una alternativa para el tratamiento de suelos contaminados. *Revista Internacional de Ciencia y tecnología Biomédica*, 1(3), 1-9. Recuperado de <http://www.uacj.mx/ICB/redcib/Toctli/Documents/Volumenes%20Anteriores/Fitorremediaci%C3%B3n%20como%20una%20alternativa%20para%20el%20tratamiento%20de%20suelos%20contaminados.pdf> (Agosto, 2016).

74. Norma Mexicana NMX-AA-034-SCFI. (2001). *Análisis de agua - Determinación de sólidos y sales disueltas en aguas naturales, residuales y residuales tratadas - Método de prueba*. Recuperado de <ftp://201.116.60.40/IFAI/2016/SISI1610100091616/C5/NormaOficialMexicana/NMX-AA-034-SCFI-2001.pdf> (Septiembre, 2016).

75. Norma Técnica Ecuatoriana NTE INEN 2169. (2013). *Agua. Calidad del agua. Muestreo. Manejo y conservación de muestras*. Recuperado de <http://normaspdf.inen.gob.ec/pdf/nte1/2169-1.pdf> (Abril, 2016).

76. Novelo, A. y Ramos, L. (2010). *Flora del bajo y de regiones adyacentes*. Recuperado de <http://www.inecol.edu.mx/publicaciones/resumeness-FLOBA/Flora%2063.pdf> (Agosto, 2016).

77. Olgúin, E. (2003). Phycoremediation: key issues for cost-effective nutrient removal processes. *Biotechnology Advances*, 22, 81-91. Recuperado de <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/14623045> (Abril, 2016).
78. Osorio, F., Torres, J. y Sánchez, M. (2010). *Tratamiento de aguas para la eliminación de microorganismos y agentes contaminantes*. ISBN 8479789034.
79. Peña, M., Van, G. y Madera, C. (2003). Humedales de Flujo Sub-superficial: Una alternativa natural para el tratamiento de aguas residuales domésticas en zonas tropicales. *Ingeniería y Competitividad*, 5(1), 27-35.
80. Pizarro, R. (2012). *Crecimiento y capacidad de biorremediación de Chlorella vulgaris cultivada en aguas residuales generadas en la producción de Seriola lalandi*. (Seminario para optar por el título de Ingeniero en agricultura no publicado). Universidad de Antofagasta, Antofagasta, Chile.
81. Rawat, I., Ranjith, R., Mutanda, T. y Bux, F. (2011). Dual role of microalgae: Phycoremediation of domestic wastewater and biomass production for sustainable biofuels production. *Applied Energy*, 88(10), 3411-3424.
82. Reigosa, R., Pedrol, N. y Sánchez, A. (2004). *La ecofisiología vegetal: una ciencia de síntesis*. Madrid, España: Ed. Thomson.
83. Reija, A. (2013). *Humedales artificiales como sistemas naturales de depuración de aguas residuales*. Recuperado de <http://www.madrimasd.org/> (Agosto, 2016).
84. Resolución No. 002-SA. (2014). Norma técnica. Recuperado de <http://www.quitoambiente.gob.ec/ambiente/index.php/biblioteca-digital/category/15-marco-normativo?start=20> (Abril, 2016).

85. Restrepo, H. (2009). *Evaluación del proceso de coagulación – floculación de una planta de tratamiento de agua potable*. Recuperado de <https://core.ac.uk/download/pdf/11051313.pdf> (Septiembre, 2016).
86. Reyes, J. y Santos, A. (2008). *Terrestre-Flora*. Recuperado de <http://www.interreg-bionatura.com/especies/pdf/Pennisetum%20purpureum.pdf> (Agosto, 2016).
87. Richford, N. (2016). *Cómo hacer un aerosol orgánico con ají para las plantas*. Recuperado de http://www.ehowenespanol.com/aerosol-organico-aji-plantas-como_469064/ (Mayo, 2016).
88. Rodríguez, S. (2012). *Pasto elefante (Pennisetum purpureum, Schumacher), originario de África*. Recuperado de http://sian.inia.gob.ve/repositorio/revistas_tec/FonaiapDivulga/fd12/texto/pasto%20elefante.htm (Agosto, 2016).
89. Rodríguez, J. y Durán, C. (2006). Remoción de nitrógeno en un sistema de tratamiento de aguas residuales usando humedales de flujo vertical a escala de banco. *Tecnología y Ciencia*, 21(1), 25-33.
90. Romero, M., Colín, A., Sánchez, E. y Ortiz, M. (2009). Tratamiento de aguas residuales por un sistema piloto de humedales artificiales: Evaluación de la remoción de la carga orgánica. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 25(3), 157-167. Recuperado de <http://scielo.unam.mx/pdf/rica/v25n3/v25n3a4.pdf> (Agosto, 2016).
91. Ronzano, E. y Dapena, J. (2013). *Eliminación de fósforo en las aguas residuales*. Recuperado de <http://cidta.usal.es/-cursos/ETAP/modulos/libros/fosforo.pdf> (Septiembre, 2016).
92. Sanz, M. (2009). *Flora y vegetación arvense y ruderal de la provincia de Huesca*. ISBN 8493729167.

93. Secretaría de Ambiente. (2016). Investigación Análisis y Monitoreo. Recuperado de <http://www.quitoambiente.gob.ec/ambiente/index-.php/politicas-y-planeacion-ambiental/proyectos/laboratorio> (Abril, 2016).
94. Segura, M. y Varó, P. (2009). *Curso de manipulador de agua de consumo humano*. ISBN 8497170539.
95. Servicio Agrícola y Ganadero de Chile. (2005). *Criterios de calidad de aguas o efluentes tratados para uso en riego*. Recuperado de http://biblioteca-digital.sag.gob.cl/documentos/medio_ambiente/criterios_calidad_suelos_aguas_agricolas/pdf_aguas/resumen_ejecutivo.pdf (Septiembre, 2016).
96. Servicio de Salud Ambiental. (2016). *Salud ambiental*. Recuperado de <http://www.caib.es/sacmicrofront/contenido.do?mkey=M1011100850266368098&lang=es&cont=26202> (Septiembre, 2016).
97. Sistema de Información de Biodiversidad. (2016). *Navegador taxonómico*. Recuperado de <http://www.sib.gov.ar/ficha/PLANTAE> (Agosto, 2016).
98. Sitio Argentino de Producción Animal. (2004). *Pasto elefante enano cultivar mott*. Recuperado de http://www.produccion-animal.com.ar/produccion_y_manejo_pasturas/pasturas_cultivadas_megatermicas/36-pasto_elefante_enano_cultivar_mott.pdf (Agosto, 2016).
99. Stottmeister, U., Wiebner, A., Kusch, P., Kappelmeyer, U., Kästner, M., Bederski, O., Müller, R. y Moormann, H. (2003). Effects of plants and microorganisms in constructed wetlands for wastewater treatment. *Biotechnology Advances*. 22(1), 93-117.
100. Valenzuela, M. (2010). *Análisis de los resultados de un diseño factorial con datos faltantes*. Recuperado de

<https://upcommons.upc.edu/bitstream/handle/2099.1/10105/memoria.pdf> (Abril, 2017).

101. Veedu, K., Selvaraju, M., Unnikannan, P. y Sruthi, P. (2015). Phycoremediation of Tannery Wastewater Using Microalgae *Scenedesmus* Species. *Int. J. Phytoremediation*, 17(10), 907-916. doi:10.1080/15226514.2014.989313.
102. Vidal, G., Jarpa, M., Plaza, C., Belmonte M. y Mariangle, L. (2014). Sistemas de tratamiento convencionales vs. sistemas naturales. En Peñuela, G. y Morató, J. (Ed.). *Manual de tecnologías sostenibles de tratamiento de aguas*. Concepción, Chile: TECSPAR.
103. Villaseñor, J. (2001). *Eliminación biológica de fósforo en aguas residuales urbanas*. ISBN 8484271064.
104. Villegas, A. (2007). *Aplicación de la rizofiltración al tratamiento de efluentes líquidos cianurados*. (Proyecto previo a la obtención del título de Ingeniera Química). Escuela Politécnica Nacional, Quito, Ecuador.
105. Vymazal, J. (2010). Constructed Wetlands for Wastewater Treatment. *Water*, 2(1), 530-549. doi: 10.3390/w2030530.

ANEXOS

ANEXO I

ESPECIFICACIONES DE LA TOMA DE MUESTRAS PARA LOS ENSAYOS DE CARACTERIZACIÓN

En la Tabla AI.1 se presentan las especificaciones del procedimiento utilizado por el Laboratorio IAM-Q para la toma de muestras, con base en la norma NTE INEN 2169: 2013: *Agua. Calidad del agua. Muestreo. Manejo y conservación de muestras* (INEN, 2013, pp. 8-16).

Tabla AI.1. Condiciones de muestreo, preservación y conservación de muestras tomadas para los ensayos de caracterización

Envase	Volumen (L)	Preservación	Conservación
Plástico	3,78	Sin preservante	$T < 4\text{ }^{\circ}\text{C}$
Vidrio ámbar	0,50	H ₂ SO ₄ concentrado	pH < 2 y $T < 4\text{ }^{\circ}\text{C}$
Vidrio ámbar	0,50	HNO ₃ concentrado	pH < 2 y $T < 4\text{ }^{\circ}\text{C}$

T: Temperatura

En la Figura AI.1 se presentan imágenes sobre la homogenización, muestreo y preservación de los efluentes del Laboratorio IAM-Q, para los ensayos de caracterización.

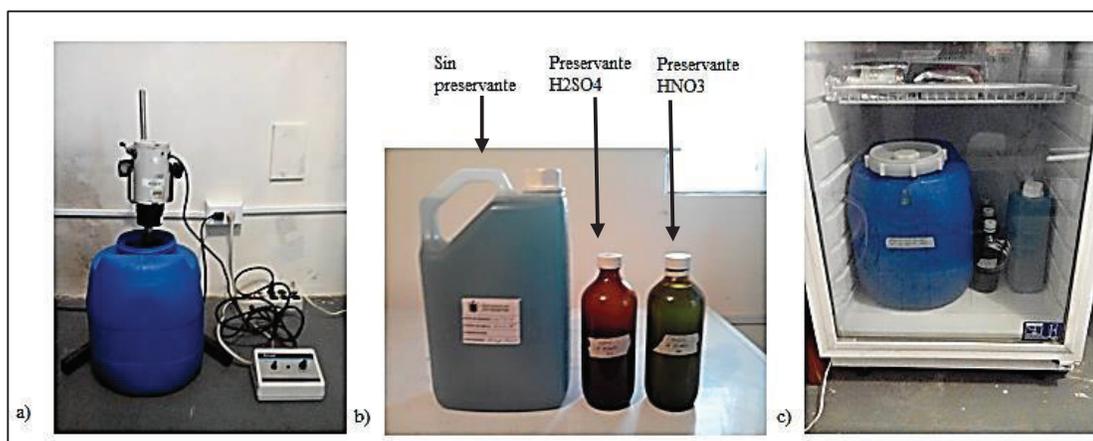


Figura AI.1. Muestreo de efluentes para ensayos de caracterización: a) Homogenización; b) Muestras con preservantes; c) Conservación en refrigeración

ANEXO II

LISTADO DE MÉTODOS ESTANDARIZADOS UTILIZADOS POR EL LABORATORIO IAM-Q

En la Tabla AII.1 se presentan los métodos y equipos empleados para la ejecución de los ensayos de caracterización de los efluentes del Laboratorio IAM-Q.

Tabla AII.1. Listado de métodos y equipos empleados para la ejecución de los ensayos de caracterización de los efluentes del Laboratorio IAM-Q

Parámetro	Método	Equipo
Demanda química de oxígeno	APHA 5 220 D (HACH 8000)	Espectrofotómetro HACH
Demanda bioquímica de oxígeno	APHA 5 210 B	Cabezal de medición OxiTop
Sólidos suspendidos totales	APHA 2 540 D	Balanza analítica
Sólidos sedimentables	APHA 2 540 F	Cono imhoff
Conductividad eléctrica	---	Conductivímetro
Fósforo total	APHA 4 500 P E (HACH 8190)	Espectrofotómetro HACH
Potencial de hidrógeno	APHA 4 500 H B	Medidor de pH
Color real	APHA 2 120 C (HACH 8025)	Espectrofotómetro HACH
Temperatura	APHA 2 550 B	Termocupla digital
Tensoactivos	APHA 5 540 C (HACH 8028)	Espectrofotómetro HACH
Sulfatos	APHA 4 500 SO ₄ ²⁻ E (HACH 8051)	Espectrofotómetro HACH
Cianuros	APHA 4 500 CN ⁻ E (HACH 8027)	Espectrofotómetro HACH
Sulfuros	APHA 4 500 S ²⁻ (HACH 8131)	Espectrofotómetro HACH
Turbidez	APHA 2 130 B	Turbidímetro HACH
Metales	APHA 3 111 B	Espectrofotómetro de Absorción Atómica Perkin Elmer

ANEXO III

PROCEDIMIENTOS DE LOS MÉTODOS ESTÁNDAR PARA LOS ENSAYOS DE CARACTERIZACIÓN

AIII.1. DEMANDA QUÍMICA DE OXÍGENO SEGÚN EL MÉTODO APHA 5220 D

- Homogenizar la muestra y tomar 100 mL en un vaso de precipitación.
- Precaentar el reactor de DQO a 150 °C.
- Medir la concentración de cloruros en la muestra. En caso de ser mayor a 2 000 mg/L diluir hasta aproximadamente 1 000 mg/L.
- Extraer la tapa de un tubo de reactivo para digestión de DQO.
- Pipetear 2 mL de muestra y colocar en el tubo.
- Volver a colocar la tapa en el tubo y cerrar herméticamente.
- Tomar el tubo por la tapa e invertirlo varias veces.
- Observar el cambio de color. En caso de que el cambio de color sea significativo, diluir según se requiera.
- Preparar el blanco siguiendo los pasos anteriores pero se sustituye la muestra por 2 mL de agua desionizada.
- Colocar los tubos en el reactor y calentar a 150°C durante 2 horas.
- Retirar los tubos tomándolos por la tapa e invertirlos varias veces.
- Colocar los tubos en el estante y esperar hasta que alcancen la temperatura ambiente.
- Encender el espectrofotómetro HACH e ingresar el número de programa almacenado para DQO.
- Limpiar el exterior del tubo del blanco con un papel toalla.
- Colocar el tubo del blanco en el adaptador de muestras y encerrar el equipo.
- Reemplazar el tubo del blanco y colocar el tubo con la muestra.

- Realizar la medición.
- Registrar la lectura en mg/L de DQO.
- En caso de haber diluido la muestra, multiplicar el valor de la lectura por el factor de dilución.

AIII.2. DEMANDA BIOQUÍMICA DE OXÍGENO SEGÚN EL MÉTODO APHA 5 210 B

- Calcular el 80% del valor de DQO previamente determinado (DBO teórico)
- Determinar el volumen de muestra requerido para el análisis de DBO₅ así como el factor según se presenta en la Tabla AIII.1.

Tabla AIII.1. Volumen de muestra requerido para el análisis de DBO₅ y factor en función del valor de DBO₅ teórico

Rango de DBO₅ teórico	Volumen de muestra requerido (mL)	Factor
0-40	432,0	1
0-80	365,0	2
0-200	250,0	5
0-400	164,0	10
0-800	97,0	20
0-2 000	43,5	50

(Secretaría de Ambiente, 2016)

- Homogenizar la muestra y tomar un aproximado al volumen requerido.
- Ajustar el pH a un valor cercano a 7,00.
- Tomar el volumen previamente determinado en una probeta y colocarlo en un frasco ámbar para DBO.
- Pipetear 2 mL de inóculo (muestra de agua contaminada rica en microorganismos) y añadirlos al frasco con la muestra.
- Colocar un agitador magnético en el interior del frasco.

- Añadir 1 g de hidróxido de sodio en el capuchón negro y colocarlo en el frasco.
- Colocar el cabezal de medición OxiTop® y cerrar herméticamente.
- Encerar el cabezal de medición pulsando los dos botones al mismo tiempo.
- Colocar el frasco sobre la plataforma de agitación en el interior del armario termostático.
- Después de 5 días sacar el frasco del armario termostático.
- Presionar el botón de lectura del cabezal de medición y registrar el valor.
- Multiplicar el valor de la lectura por el factor previamente determinado. El resultado se expresa en mg/L de DBO₅.

AIII.3. SÓLIDOS SUSPENDIDOS TOTALES SEGÚN EL MÉTODO APHA 2 540 D

- Realizar un prelavado del filtro de fibra de vidrio, haciendo pasar agua destilada a través del mismo con la ayuda del equipo de filtración aplicando vacío.
- Llevar el filtro a la estufa y calentar a 105 °C durante 30 minutos.
- Apartar el filtro de la estufa y dejar enfriar en un desecador hasta que alcance la temperatura ambiente.
- Colocar el filtro en la balanza analítica y registrar su peso (P1).
- Colocar nuevamente el filtro en el equipo de filtración.
- Homogenizar la muestra y tomar una alícuota de aproximadamente 250 mL en un vaso de precipitación.
- Someter la alícuota a agitación media con la ayuda de un agitador magnético.
- Pipetear 50 mL (V) y filtrar en el equipo previamente preparado. Permitir que el líquido sea drenado por completo.
- Apagar el equipo y remover el filtro.
- Secar el filtro en la estufa a 105 °C durante 30 minutos.
- Dejar que el filtro se enfríe a temperatura ambiente en un desecador.

- Pesar nuevamente el filtro (P2).
- Calcular el contenido de sólidos suspendidos totales a través de la Ecuación AIII.1:

$$SST = \frac{P2[g]-P1[g]}{V[mL]} * 10^6 \text{ [mg/L]} \quad \text{[AIII.1]}$$

AIII.4. SÓLIDOS SEDIMENTABLES SEGÚN EL MÉTODO APHA 2 540 F

- Homogenizar la muestra y trasvasarla a un vaso de precipitación.
- Colocar 1 000 mL en un cono imhoff.
- Dejar el cono en reposo durante 45 minutos.
- Golpear suavemente las paredes del cono de manera que las partículas pegadas a las paredes precipiten.
- Dejar reposar otros 15 minutos.
- Leer la cantidad de partícula precipitadas en el fondo del cono.
- Registrar el resultado de sólidos sedimentables en mL/L.

AIII.5. POTENCIAL DE HIDRÓGENO SEGÚN EL MÉTODO APHA 4 500 HB

- Homogenizar la muestra y tomar una alícuota en un vaso de precipitación.
- Encender el medidor de pH y conectar la sonda.
- Enjuagar los electrodos con agua destilada y secarlos cuidadosamente.
- Sumergir los electrodos en la muestra.
- Esperar que la lectura se estabilice.
- Registrar el valor de pH reportado por el equipo.

AIII.6. CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA

- Homogenizar la muestra y tomar una alícuota en un vaso de precipitación.
- Encender el conductímetro y conectar la sonda.
- Enjuagar el electrodo con agua destilada y secarlo cuidadosamente.
- Sumergir el electrodo en la muestra.
- Esperar que la lectura se estabilice.
- Registrar el valor de conductividad reportado por el equipo en uS/cm.

AIII.7. TEMPERATURA SEGÚN EL MÉTODO APHA 2 550 B

- Homogenizar la muestra.
- Encender el equipo digital y conectar la termocupla.
- Sumergir la termocupla en la zona central de la muestra y realizar ligeros movimientos circulares. Esperar que el valor de temperatura se estabilice.
- Registrar el valor reportado por el equipo digital en °C.

AIII.8. TURBIDEZ SEGÚN EL MÉTODO APHA 2 130 B

- Homogenizar la muestra y tomar aproximadamente 50 mL en erlenmeyers de 125 mL.
- Ultrasonar durante 5 minutos.
- Encender el turbidímetro.
- Trasvasar la muestra a una celda cilíndrica para turbidez.
- Limpiar la celda con papel toalla.
- Colocar la celda en el adaptador de muestras.
- Realizar la medición y registrar el resultado en NTU.

AIII.9. FÓSFORO TOTAL SEGÚN EL MÉTODO APHA 4 500 PE

- Homogenizar la muestra y colocar 25 mL en un matraz erlenmeyer.
- Añadir 2 mL de ácido sulfúrico 5,25 N.
- Agregar el contenido de una bolsa de persulfato de potasio (reactivo HACH)
- Colocar núcleos de ebullición y llevar a la plancha de calentamiento.
- Hervir la muestra suavemente por aproximadamente 30 minutos. No permitir que el matraz se seque por completo.
- Permitir que la muestra se enfríe a temperatura ambiente de Quito.
- Neutralizar el pH de la muestra añadiendo hidróxido de sodio 5,00 N.
- Colocar la muestra en una probeta y aforar a 25 mL con agua destilada.
- Colocar 10 mL de muestra en dos celdas de cuarzo. Una servirá como blanco y la otra para la medición.
- Añadir el contenido de una bolsa de PhosVer 3 (reactivo HACH) en la celda para la medición y agitar durante 10 a 15 segundos.
- Permitir que reaccione durante 2 minutos.
- Encender el espectrofotómetro HACH e ingresar el número de programa almacenado para fósforo total.
- Limpiar el exterior de la celda correspondiente al blanco con un papel toalla.
- Colocar la celda del blanco en el adaptador de muestras y encender el equipo.
- Remover la celda del blanco y colocar la celda para la medición.
- Realizar la medición y registrar la lectura en mg/L de fósforo total.
- Si la lectura del equipo está fuera del límite de detección, diluir la muestra digestada según se requiera.
- En caso de haber diluido la muestra, multiplicar el valor de la lectura por el factor de dilución.

AIII.10. COLOR REAL SEGÚN EL MÉTODO APHA 2 120 C

- Homogenizar la muestra y tomar una alícuota de aproximadamente 50 mL.
- Filtrar la alícuota.
- Tomar 1,25 mL de muestra filtrada y colocarla en una celda de cuarzo de 25 mL.
- Aforar con agua destilada a 25 mL, de manera que se cumpla la relación de dilución 1:20.
- Preparar el blanco colocando 25 mL de agua destilada previamente filtrada, en otra celda de cuarzo.
- Encender el espectrofotómetro HACH e ingresar el número de programa almacenado para color real.
- Limpiar el exterior de la celda correspondiente al blanco con un papel toalla.
- Colocar la celda del blanco en el adaptador de muestras y encerrar el equipo.
- Remover la celda del blanco y colocar la celda para la medición.
- Realizar la medición y registrar la lectura en unidades Pt-Co.

AIII.11. TENSOACTIVOS SEGÚN EL MÉTODO APHA 5 540 C

- Homogenizar la muestra y tomar una alícuota de 300 mL.
- Filtrar la alícuota y colocarla en un embudo de separación.
- Añadir 10 mL de solución buffer tipo sulfato, tapar y agitar durante 5 segundos.
- Agregar el contenido de una bolsa de reactivo para detergentes (reactivo HACH), tapar y agitar hasta disolver el contenido.
- Añadir 30 mL de benceno, tapar y agitar durante 1 minuto.
- Dejar que reaccione durante 30 minutos.
- Una vez separadas las fases, descartar la capa acuosa inferior.

- Tomar la capa superior de benceno (muestra para la medición) en una celda de cuarzo de 25 mL.
- Preparar el blanco colocando 25 mL de benceno puro en otra celda de cuarzo.
- Encender el espectrofotómetro HACH e ingresar el número de programa almacenado para tensoactivos.
- Limpiar el exterior de la celda correspondiente al blanco con un papel toalla.
- Colocar la celda del blanco en el adaptador de muestras y encerrar el equipo.
- Remover la celda del blanco y colocar la celda para la medición.
- Realizar la medición.
- Registrar la lectura en mg/L de tensoactivos.

AIII.12. SULFATOS SEGÚN EL MÉTODO APHA 4 500 E

- Homogenizar la muestra y tomar una alícuota de aproximadamente 100 mL.
- Filtrar si la muestra está muy turbia o coloreada.
- Colocar 25 mL de muestra en dos celdas de cuarzo. Una servirá como blanco y la otra para la medición.
- En la celda para la medición agregar el contenido de una bolsa de SulfaVer 4 (reactivo HACH).
- Agitar para disolver el contenido.
- Permitir que reaccione durante 5 minutos.
- Encender el espectrofotómetro HACH e ingresar el número de programa almacenado para sulfatos.
- Limpiar el exterior de la celda correspondiente al blanco con un papel toalla.
- Colocar la celda del blanco en el adaptador de muestras y encerrar el equipo.
- Remover la celda del blanco y colocar la celda para la medición.

- Realizar la medición.
- Si la lectura del equipo está fuera del límite de detección, diluir la muestra según se requiera.
- Registrar la lectura en mg/L de sulfatos.
- En caso de haber diluido la muestra, multiplicar el valor de la lectura por el factor de dilución.

AIII.13. CIANUROS SEGÚN EL MÉTODO APHA 4 500 CN⁻ E

- Homogenizar la muestra y tomar una alícuota de aproximadamente 30 mL.
- Colocar 10 mL de muestra en dos celdas de cuarzo. Una servirá como blanco y la otra para la medición.
- En la celda para la medición agregar el contenido de una bolsa de CyaniVer 3 (reactivo HACH).
- Agitar durante 30 segundos para disolver el contenido.
- Dejar en reposo durante otros 30 segundos.
- Agregar el contenido de una bolsa de CyaniVer 4 (reactivo HACH).
- Agitar durante 10 segundos para disolver el contenido.
- Inmediatamente, agregar el contenido de una bolsa de CyaniVer 5 (reactivo HACH).
- Agitar vigorosamente para disolver el contenido.
- Permitir que reaccionen durante 30 minutos.
- Encender el espectrofotómetro HACH e ingresar el número de programa almacenado para cianuros.
- Limpiar el exterior de la celda correspondiente al blanco con un papel toalla.
- Colocar la celda del blanco en el adaptador de muestras y encender el equipo.
- Remover la celda del blanco y colocar la celda para la medición.

- Realizar la medición.
- Si la lectura del equipo está fuera del límite de detección, diluir la muestra según se requiera.
- Registrar la lectura en mg/L de cianuros.
- En caso de haber diluido la muestra, multiplicar el valor de la lectura por el factor de dilución.

AIII.14. SULFUROS SEGÚN EL MÉTODO APHA 4 500 S

- Homogenizar la muestra y tomar una alícuota de aproximadamente 20 mL.
- Colocar 10 mL de muestra en una celda de cuarzo.
- Colocar 10 mL de agua destilada en otra celda de cuarzo, la cual servirá como blanco.
- Añadir 0,5 mL de Sulfide 1 (reactivo HACH) en cada una de las celdas (blanco y muestra).
- Agitar para homogenizar el contenido.
- Añadir 0,5 mL de Sulfide 2 (reactivo HACH) en cada una de las celdas (blanco y muestra).
- Agitar para homogenizar el contenido.
- Permitir que reaccione durante 5 minutos.
- Encender el espectrofotómetro HACH e ingresar el número de programa almacenado para sulfuros.
- Limpiar el exterior de la celda correspondiente al blanco con un papel toalla.
- Colocar la celda del blanco en el adaptador de muestras y encerrar el equipo.
- Remover la celda del blanco y colocar la celda para la medición.
- Realizar la medición.
- Registrar la lectura en mg/L de sulfuros.

AIII.15. METALES SEGÚN EL MÉTODO APHA 3 111 B

Digestión asistida por microondas

- Homogenizar la muestra
- Tomar 50 mL de muestra y colocarlos en un vial de digestión para microondas.
- Añadir 2,5 mL de ácido nítrico concentrado y tapar el vial.
- Encender el equipo e ingresar el número de programa almacenado para tal fin.
- Colocar el vial en la posición sugerida por el equipo.
- Iniciar la digestión.
- Una vez terminada la digestión, sacar el vial y esperar hasta que se enfríe.
- Filtrar la muestra y colocarla en un balón aforado de 50 mL.
- Aforar con agua destilada

Medición

- Seleccionar el método del metal requerido.
- Encender la lámpara y esperar aproximadamente 10 minutos hasta que se obtenga la máxima energía y el equipo se estabilice.
- Encender la flama.
- Aspirar el blanco y encerrar el equipo.
- Aspirar las soluciones estándar y determinar el factor de correlación ($>0,990$).
- Aspirar las muestras y registrar los valores de concentración en mg/L del metal en cuestión.

ANEXO IV

**LÍMITES MÁXIMOS PERMISIBLES PARA DESCARGAS LÍQUIDAS
ESTABLECIDOS EN LA RESOLUCIÓN 002-SA-2014**

Los límites máximos permisibles para descargas líquidas al alcantarillado como cuerpo receptor, establecidos en las Resolución No. 002-SA-2014, que han sido considerados para el presente estudio, se presentan en la Tabla AIV.1.

Tabla AIV.1. Límites máximos permisibles para descargas líquidas al alcantarillado como cuerpo receptor

Parámetro	Expresado como	Unidad	Límite máximo permisible (alcantarillado)
Cianuro total	CN ⁻	mg/L	1,0
Cobre	Cu	mg/L	2,0
Color real	Color real	Unit Pt-Co	---
Cromo Hexavalente	Cr ⁺⁶	mg/L	0,5
Demanda Bioquímica de Oxígeno	DBO ₅	mg/L	170
Demanda Química de Oxígeno	DQO	mg/L	350
Fósforo Total	P	mg/L	15
Hierro	Fe	mg/L	25
Manganeso	Mn	mg/L	10,0
Níquel	Ni	mg/L	2,0
Potencial de Hidrógeno	pH	---	6-9
Sulfuro	S	mg/L	1,0
Sólidos Suspendidos	SS	mg/L	100
Sulfatos	SO ₄	mg/L	400
Temperatura	---	°C	< 40
Tensoactivos	SAAM	mg/L	1
Turbidez	---	NTU	---
Zinc	Zn	mg/L	2,0

(Resolución No. 002-SA, 2014, pp. 24-25)

ANEXO V

PREPARACIÓN DEL SUSTRATO INERTE PARA LA IMPLEMENTACIÓN DE HUMEDALES ARTIFICIALES CON PASTO ELEFANTE

Para la preparación del sustrato inerte se procedió de la siguiente manera (Culqui, 2015, p. 160):

- Se clasificaron alrededor de 25 kg de grava de diámetro entre 2 y 4 cm, 25 kg de grava de diámetro menor a 2 cm y 25 kg de piedra pómez de diámetro menor a 2 cm, para lo cual se utilizaron tres cubetas plásticas grandes, tal como se presenta en la Figura AV.1.



Figura AV.1. Clasificación de grava y piedra pómez

- Se removió todo tipo de basura y se lavó el material previamente clasificado con agua potable.
- Con el fin de desinfectar el material, se llenó cada cubeta con solución de cloro comercial con concentración 5 mL/L y se dejó en reposo por una hora.
- Una vez desinfectado el material, se enjuagó con agua tipo 1.
- Se dejó secar por un día, para posteriormente ser utilizado en el humedal artificial.

ANEXO VI

PREPARACIÓN DE LAS PLÁNTULAS DE PASTO ELEFANTE PARA LA SIEMBRA EN EL HUMEDAL ARTIFICIAL

Las plantas de pasto elefante fueron adquiridas de las parcelas de esta especie pertenecientes a la Facultad de Ciencias Agrícolas de la Universidad Central del Ecuador, ubicada en Tumbaco en el sector La Morita. Para la preparación del pasto elefante se procedió de la siguiente manera (Culqui, 2015, p. 161):

- En primer lugar, se extrajeron alrededor de 30 plantas completas de pasto elefante las cuales fueron llevadas inmediatamente al Laboratorio IAM-Q.
- Posteriormente, se removió todo tipo de basura, así también las hojas en mal estado.
- Se lavaron las raíces, hojas y tallos con abundante agua potable hasta eliminar todos los residuos de tierra.
- Las plantas fueron colocadas en una bandeja plástica grande con agua tipo 1 sumergiendo todas las raíces por completo, como se puede observar en la Figura AVI.1.
- Finalmente, se dejó en reposo durante un día antes de ser sembradas en el humedal artificial.



Figura AVI.1. Lavado de plantas de pasto elefante

ANEXO VII

PREPARACIÓN DE LA SOLUCIÓN NUTRITIVA PARA LA NUTRICIÓN DE LAS PLANTAS

El procedimiento para la preparación de la solución nutritiva se detalla a continuación (Culqui, 2015, p.162):

- Se pesaron las cantidades de reactivos que se presentan en la Tabla AVII.1 y se colocaron en dos balones aforados con fondo plano de 1 000 mL, en el primero los macronutrientes (masa mayor a 1 g) y en el segundo los micronutrientes (masa menor a 1 g). Se aforaron con agua destilada a 1 L.

Tabla AVII.1. Cantidades de los reactivos utilizados para la preparación de la solución nutritiva

Reactivo	Masa (g)
Nitrato de calcio	21,2100
Nitrato de potasio	14,3150
Fosfato diácido de potasio	7,0300
Sulfato de magnesio	4,4570
Sulfato férrico	0,1880
Ácido bórico	0,0572
Permanganato de potasio	0,0270
Sulfato de cinc	0,0027
Molibdato de amonio	0,0017

(Gilsanz, 2007, p. 14)

Nota: Las masas han sido dosificadas para 20 L de solución

- Se recolectaron 18 L de agua destilada en un bidón de polietileno de alta densidad y se adicionaron las soluciones de macronutrientes y micronutrientes, de esta manera se completaron 20 L de solución nutritiva.
- Se agitó durante 15 min con un mezclador de alta resistencia STIR PAK® modelo 50002-20 y se almacenó en un bidón de polietileno de 25 L de capacidad en un lugar fresco y protegido de la luz del sol.

En la Figura AVII.1 se presenta el sistema de agitación utilizado para el mezclado de los reactivos en la preparación de la solución nutritiva.



Figura AVII.1. Mezclado de reactivos para la solución nutritiva

ANEXO VIII

INSTALACIÓN DEL HUMEDAL ARTIFICIAL CON PASTO
ELEFANTE

En la Figura VIII.1 se presenta la instalación del humedal artificial con pasto elefante

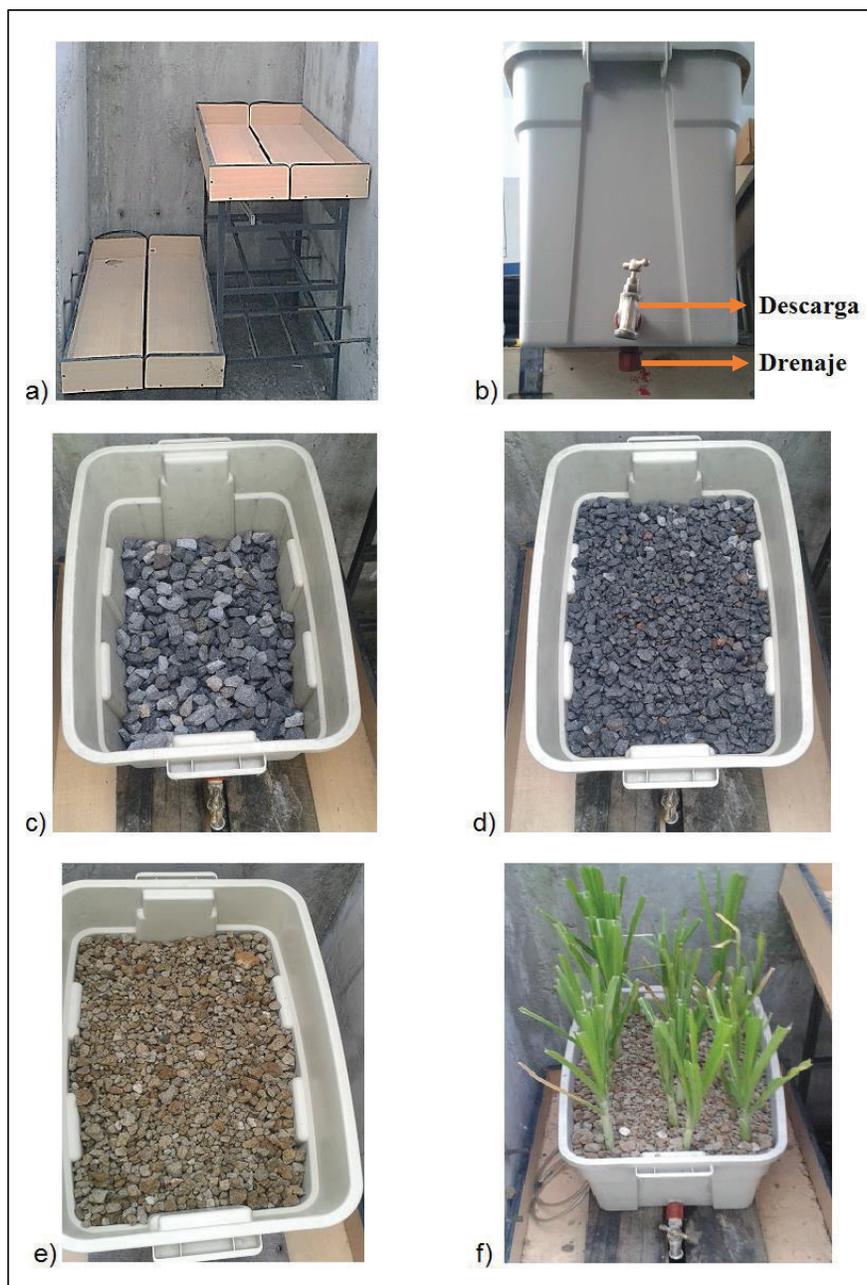


Figura AVIII.1. Preparación para la instalación del humedal artificial: a) Estructura mixta; b) Bandeja con válvulas de descarga y drenaje, c) Grava 2-4 cm; d) Grava < 2 cm; e) Piedra pómez < 2 cm; f) Distribución de pasto elefante.

ANEXO IX

PREPARACIÓN DE PLAGUICIDA A BASE DE AJÍ

El procedimiento seguido para la preparación de un plaguicida a base de ají se detalla a continuación (Richford, 2016, p. 2):

- En primer lugar, se picaron seis ajíes en forma de cuadros pequeños y se machacaron en un mortero de porcelana.
- El ají machacado fue depositado en una botella de vidrio de 500 mL, en la cual se añadieron 10 mL de aceite de cocina.
- Se dejó macerar durante 24 horas.
- Posteriormente, se añadieron 10 mL de detergente lavavajillas y agua potable hasta completar 500 mL.
- Se mezcló mediante agitación manual y se filtró a través de un fragmento de tela.
- Finalmente, se tomaron 5 mL del líquido filtrado y se diluyeron con agua potable a 500 mL.

La dilución fue depositada en un atomizador, mientras que el líquido concentrado se guardó en refrigeración.

ANEXO X

INSTALACIÓN DE HUMEDALES ARTIFICIALES CON LECHUGUINES

En la Figura AX.1 se presentan las imágenes de las instalaciones de los humedales artificiales con lechuguines. Se probaron cultivos hidropónicos con solución nutritiva y con agua.

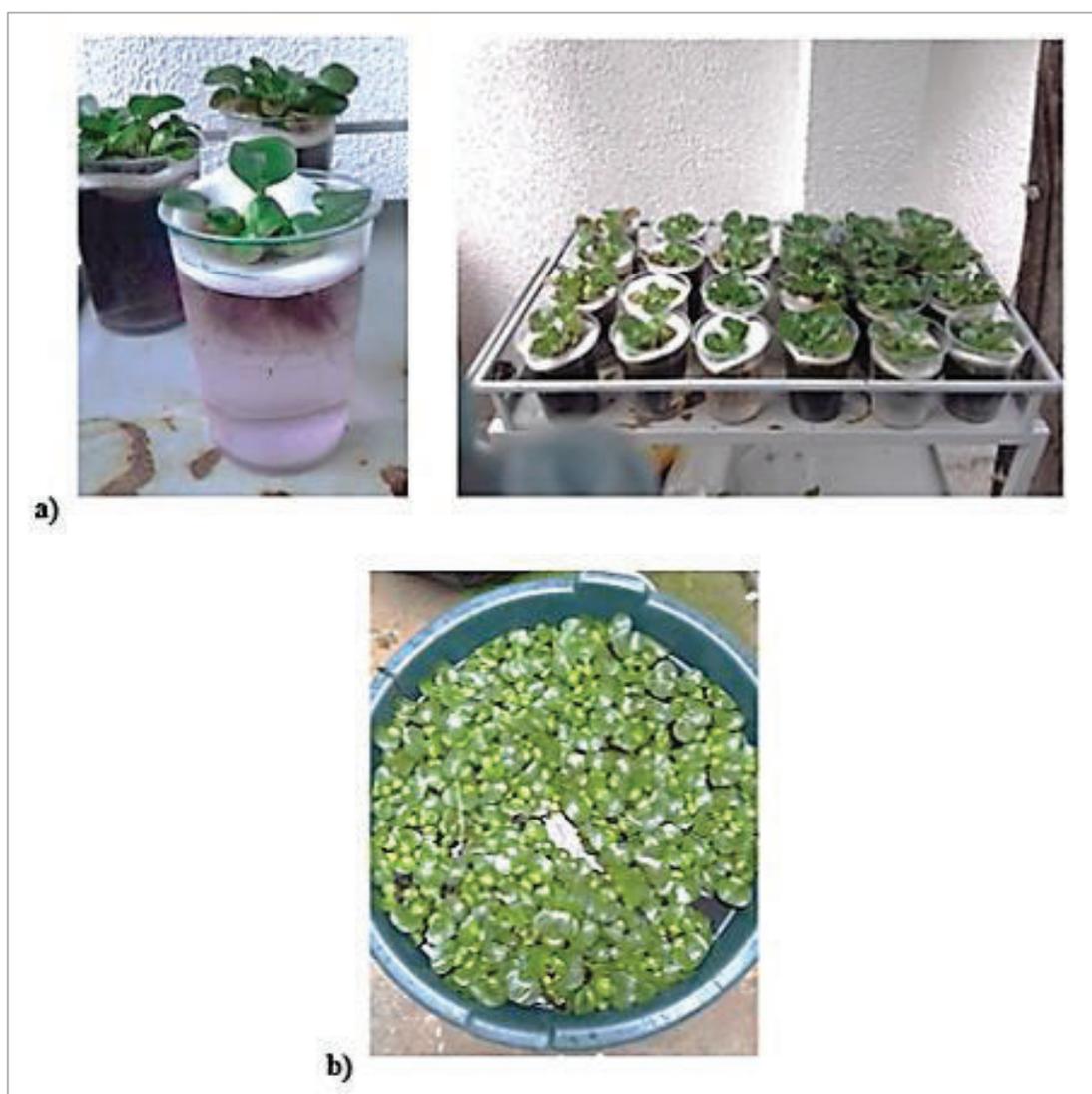


Figura AX.1. Instalaciones de los humedales artificiales para los cultivos hidropónicos con lechuguines: a) En solución nutritiva; b) En agua

ANEXO XI

INSTALACIÓN DEL CULTIVO MICROALGAL

En la Figura AXI.1 se presenta la instalación del sistema de aireación e iluminación para el desarrollo del cultivo microalgal.



Figura AXI.1. Instalación para el desarrollo del cultivo microalgal

ANEXO XII

RECuento CELULAR CON CÁMARA DE NEUBAUER

El procedimiento para el recuento celular del cultivo microalgal se detalla a continuación (Bastidas, 2013, pp.3-6):

- Se colocó un cubre objetos sobre la cámara de Neubauer MARIENFELD GERMANY 0,100 mm.
- Con una pipeta serológica de 10 mL, se tomó una muestra de 5 mL de cultivo microalgal y se homogenizó.
- Con una micropipeta automática de volumen variable EPPENDORF, 1 uL-100 uL, se tomaron a su vez 15 uL de la muestra homogenizada los cuales se colocaron por capilaridad en el espacio entre la cámara de Neubauer y el cubre objetos, tal como se puede observar en la Figura AXII.1 a).
- Se colocó la cámara de Neubauer en la platina de un microscopio óptico LABOMED modelo LX-400 y se enfocó hasta divisar claramente las cuadrículas de la cámara, como se puede apreciar en la Figura AXII.1 b).
- Se contaron las microalgas presentes en las áreas identificadas con el número 1 en la Figura AXII.1 b). Para esto se consideró la convención de que el recuento se realiza en zig-zag y si existen células sobre la línea límite inferior o derecha de la cuadrícula no se las incluyen, tal como se presenta en la Figura AXII.1 c) y d).
- Debido a la alta concentración microalgal en los cultivos, se realizaron diluciones de las muestras, previo al recuento celular.
- Para la determinación de la concentración de microalgas en células/mL se aplicó la Ecuación AXII.1.

$$\text{Concentración} = \frac{\text{Células contadas} \times 10\,000 \times \text{Factor dilución}}{\text{Número de cuadros}} \left[\frac{\text{células}}{\text{mL}} \right] \quad [\text{AXII. 1}]$$

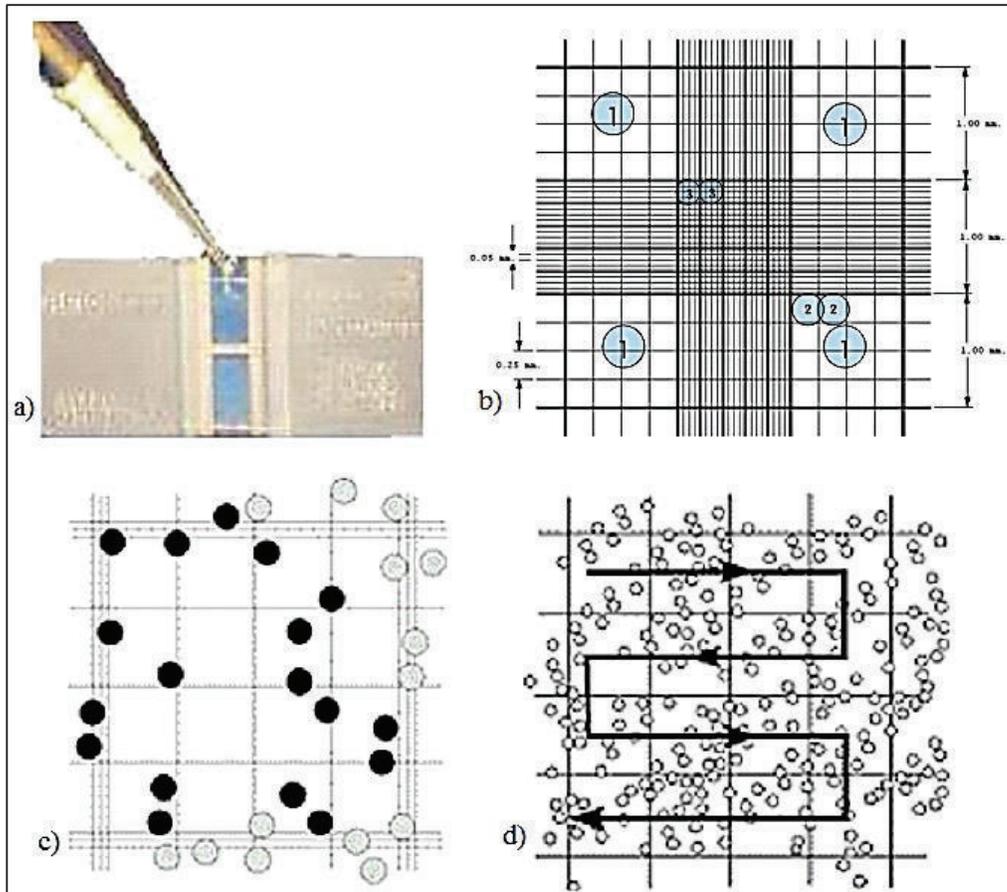


Figura AXII.1. Recuento celular: a) Colocación de muestra microalgal en la cámara de Neubauer; b) Observación de las divisiones de la cámara de Neubauer en el microscopio; c) Convención para el recuento celular y d) Método de recuento en zig-zag

ANEXO XIII

REMOCIÓN DE CARGA CONTAMINANTE CON DIFERENTES COMBINACIONES DE COAGULANTE Y FLOCULANTE

Para la selección de la mejor combinación de coagulante y floculante se utilizó una muestra de efluente (C7) cuyo contenido de carga contaminante se encontraba dentro de los límites de las cartas de control, tal como se presenta en la Tabla AXIII.1. Cada ensayo se realizó por duplicado.

Tabla AXIII.1. Resultados de la carga contaminante del efluente antes del pretratamiento

Parámetro	Resultado
DQO (mg/L)	3 450
Turbidez (NTU)	14,20
Color (Pt-Co)	27
pH	1,99

Los resultados de la DQO, turbidez, color real y pH para cada combinación de coagulante y floculante, se presentan en la Tabla AXIII.2.

Tabla AXIII.2. Resultados de la DQO, turbidez, color real y pH para cada combinación de coagulante y floculante

Combinación coagulante-floculante		DQO (mg/L)		Turbidez (NTU)		Color real (Pt-Co)		pH	
Al ₂ (SO ₄) ₃ (mg/L)	Poliacrilamida (mg/L)	Rep. 1	Rep. 2	Rep. 1	Rep. 2	Rep. 1	Rep. 2	Rep. 1	Rep. 2
500	1,4	2 356	2 358	3,02	2,39	10	11	4,36	4,53
500	2,8	2 416	2 394	2,37	2,34	12	11	4,32	4,33
500	4,2	2 412	2 392	3,40	1,96	11	13	4,35	4,73
600	1,4	2 412	2 352	1,96	1,93	14	12	4,19	4,88
600	2,8	2 398	2 316	2,97	2,72	3	7	4,14	4,08
600	4,2	2 380	2 346	4,01	3,58	9	8	4,14	4,11
700	1,4	2 388	2 358	2,21	2,09	8	5	4,16	4,19
700	2,8	2 380	2 362	5,09	3,40	5	3	4,06	4,55
700	4,2	2 362	2 332	4,66	4,17	11	9	4,03	4,17

Rep.: Repetición

ANEXO XIV

RESULTADOS DEL ANÁLISIS DE VARIANZA APLICADO PARA LA DETERMINACIÓN DE LA MEJOR COMBINACIÓN DE COAGULANTE Y FLOCULANTE

Para identificar la existencia de diferencias significativas en cuanto al uso de las distintas concentraciones de coagulante y floculante así como su interacción, sobre la remoción de carga contaminante, se realizó un análisis de varianza (ANOVA) multifactorial. Los resultados de los valores P se presentan en la Tabla AXIV.1. Existe diferencia estadísticamente significativa si el resultado del valor-P es menor a 0,05.

Tabla AXIV.1. Valores-P obtenidos del análisis de varianza del efecto de las concentraciones de coagulante, floculante y su interacción sobre el porcentaje de remoción de DQO, color real y turbidez

Fuente	Valor-P		
	DQO	Color real	Turbidez
A: Concentración de sulfato de aluminio	0,3250	0,0025	0,0319
B: Concentración de poliacrilamida	0,8859	0,0080	0,0075
AB: Interacción	0,3399	0,0112	0,0658

ANEXO XV

ALTURAS DE LA INTERFASE PARA LA DETERMINACIÓN DEL TIEMPO Y SUPERFICIE DE SEDIMENTACIÓN

En la Tabla AXV.1 se presentan los resultados de las alturas de la interfase de sedimentación en función del tiempo junto con sus valores promedio.

Tabla AXV.1. Altura de la interfase de sedimentación en función del tiempo

Tiempo (min)	Altura de la interfase (cm)			
	Muestra C7	Muestra C8	Muestra C9	Promedio
0,0	31,6	31,6	31,6	31,6
0,5	31,2	31,6	31,1	31,3
1,0	31,1	31,6	31,0	31,2
1,5	31,0	31,3	30,8	31,0
2,0	30,4	30,6	30,0	30,3
2,5	29,6	29,8	28,0	29,1
3,0	28,6	28,4	26,6	27,9
3,5	27,1	27,0	24,4	26,2
4,0	24,8	25,2	22,6	24,2
4,5	23,8	22,6	21,4	22,6
5,0	22,6	21,0	20,6	21,4
5,5	20,1	19,2	18,2	19,2
6,0	16,6	17,1	15,1	16,3
6,5	14,0	15,2	12,5	13,9
7,0	12,6	13,0	10,6	12,1
7,5	11,4	11,1	9,4	10,6
8,0	10,6	9,5	8,6	9,6
8,5	9,8	7,9	6,3	8,0
9,0	8,6	6,8	4,4	6,6
9,5	8,1	5,7	3,6	5,8
10,0	7,4	5,0	3,0	5,1
11,0	6,0	4,2	2,8	4,3
12,0	5,4	3,5	2,3	3,7
13,0	5,0	2,9	1,8	3,2
14,0	4,5	2,4	1,3	2,7
15,0	3,9	2,0	1,0	2,3
20,0	3,6	2,0	0,8	2,1
30,0	3,3	1,8	0,7	1,9
40,0	2,9	1,7	0,7	1,8
50,0	2,9	1,7	0,7	1,8
60,0	2,9	1,7	0,7	1,8

La superficie necesaria para el espesado de los fangos fue calculada a través de la Ecuación AXV.1 (Metcalf y Eddy, 2003, p. 380).

$$A = \frac{Q * tu}{Ho} \quad [AXV. 1]$$

Donde:

A: Superficie necesaria para el espesado de fangos (m²)

Q: Caudal que entra en el tanque (m³/h)

tu: Tiempo necesario para alcanzar la concentración de fangos deseada (h)

Ho: Altura inicial de la interfase (m)

Gráficamente se determinó que el tiempo necesario para alcanzar la concentración de lodos deseada fue de 15 min; la altura inicial de la interfase fue de 31,6 cm; de esta manera se calculó la superficie necesaria para el espesado de los fangos para un caudal de entrada al tanque de 2,5 L/min:

$$A = \frac{2\,500 \frac{cm^3}{min} * 15min}{31,6 cm}$$

$$A = 1\,186,71 cm^2 = 0,12 m^2$$

ANEXO XVI

RESULTADOS DE LOS RECUENTOS CELULARES DEL CULTIVO MICROALGAL

En la Tabla AXVI.1 se presentan los resultados de los recuentos celulares realizados en períodos de 3 y 4 días durante 3 meses de desarrollo del cultivo microalgal.

Tabla AXVI.1. Resultados de los recuentos celulares del cultivo microalgal

Día	Densidad celular (células/mL)
1	55 000
4	52 500
6	231 250
8	362 500
13	3 550 000
15	3 400 000
18	4 750 000
20	4 000 000
22	3 600 000
25	3 350 000
27	4 800 000
29	2 575 000
32	625 000
34	2 900 000
36	3 150 000
39	6 650 000
41	10 800 000
46	7 550 000
49	15 850 000
53	11 650 000
56	12 450 000
61	16 650 000
64	12 850 000
67	23 050 000
71	15 250 000
75	17 562 500
78	12 562 500

ANEXO XVII

RESULTADOS OBTENIDOS EN LOS ENSAYOS DE TRATABILIDAD

Se analizaron los parámetros trazadores en función del tiempo y método de tratamiento. Se utilizaron dos muestras de efluentes almacenados en diferentes periodos (C8 y C9). Los resultados se presentan en las Tablas AXVII.1 y AXVII.2, respectivamente.

Tabla AXVII.1. Resultados de los análisis de los parámetros trazadores de la muestra C8 almacenada desde el 02-05-2016 hasta el 13-05-2016, en función del tiempo y método de tratamiento

Parámetro	Unidad	Valor norma (alcantarillado)	Valor inicial	Pretratamiento	Tratamiento											
					24 h			48 h			72 h					
					PE	LG	MA	PE	LG	MA	PE	LG	MA			
pH	---	6 a 9	1,56	4,14	6,91	6,94	8,63	7,00	6,92	9,16	7,24	7,44	9,11			
DQO	mg/L	350	1 178	683	383	495	286	347	514	288	187	516	258			
DBO ₅	mg/L	170	248	198	148	138	48	98	118	38	58	118	8			
MBAS	mg/L	1	7,75	3,15	2,16	1,70	1,45	0,92	1,22	0,87	0,69	1,67	0,89			
SST	mg/L	100	116	26	80	38	26	40	14	84	28	42	54			
P total	mg/L	15	153,0	39,5	31,5	17,0	148,0	22,0	16,5	69,5	14,0	15,5	74,0			
SO ₄ ²⁻	mg/L	400	1 850	1 850	1 700	1 750	2 000	1 700	1 750	1 900	1 450	1 650	1 900			

Nota:

Se probaron tres tiempos de tratamiento: 24, 48 y 72 horas.

Se probaron tres métodos de tratamiento: Cultivo hidropónico con pasto elefante (PE), cultivo hidropónico con lechugues (LG) y cultivo microalgal con el consorcio *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.* (MA).

Tabla AXVII.2. Resultados de los análisis de los parámetros trazadores de la muestra C9 almacenada desde el 16-05-2016 hasta el 27-05-2016, en función del tiempo y método de tratamiento

Parámetro	Unidad	Valor norma (alcantarillado)	Valor inicial	Pretratamiento	Tratamiento											
					24 h			48 h			72 h					
					PE	LG	MA	PE	LG	MA	PE	LG	MA			
pH	---	6 a 9	1,61	4,08	6,70	6,57	8,30	6,54	6,46	8,27	6,93	6,71	8,36			
DQO	mg/L	350	1 419	1 051	415	668	712	379	621	546	335	584	581			
DBO ₅	mg/L	170	298	138	68	58	58	38	58	38	28	38	28			
MBAS	mg/L	1	0,30	0,27	0,29	0,15	0,11	0,12	0,11	0,13	0,17	0,13	0,10			
SST	mg/L	100	280	36	48	130	50	40	140	32	30	152	40			
P total	mg/L	15	28,0	18,5	16,3	10,6	74,5	14,5	9,5	58,0	7,7	8,6	67,0			
SO ₄ ²⁻	mg/L	400	1 850	1 950	1 350	1 800	2 200	1 300	1 850	2 050	1 300	1 900	2 150			

Nota:

Se probaron tres tiempos de tratamiento: 24, 48 y 72 horas.

Se probaron tres métodos de tratamiento: Cultivo hidropónico con pasto elefante (PE), cultivo hidropónico con lechugues (LG) y cultivo microalgal con el consorcio *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.* (MA).

ANEXO XVIII

**RESULTADOS DEL ANÁLISIS DE VARIANZA APLICADO PARA
LA EVALUACIÓN DE LA REMOCIÓN DE CARGA
CONTAMINANTE MEDIANTE RIZOFILTRACIÓN Y
FICORREMEDIACIÓN**

Para identificar la existencia de diferencias significativas en cuanto al tiempo y método de tratamiento así como su interacción, sobre la remoción de carga contaminante, se realizó un análisis de varianza (ANOVA) multifactorial a partir de un diseño de bloques completamente al azar. Se aplicó dicho diseño puesto que las unidades experimentales, en este caso las muestras pretratadas, no son homogéneas; de manera que al considerar el periodo de almacenamiento como factor de bloqueo se restringe la variabilidad entre ellas.

Los resultados de los valores-P se presentan en la Tabla AXVIII.1. Existe diferencia estadísticamente significativa si el resultado del valor-P es menor a 0,05.

Tabla AXVIII.1. Valores-P obtenidos del análisis de varianza del efecto del tiempo y método de tratamiento sobre el porcentaje de remoción de carga contaminante

Fuente	Valor-P						
	DQO	DBO ₅	MBAS	P total	SST	SO ₄ ²⁻	pH
A: Tiempo de tratamiento	0,1223	0,0043	0,1272	0,0272	0,9552	0,0608	0,0202
B: Método de tratamiento	0,0044	0,0144	0,0985	0,0000	0,6332	0,0000	0,0000
C: Bloque	0,0208	0,0011	0,0023	0,0001	0,2198	0,5600	0,0006
AB: Interacción	0,5120	0,2911	0,2476	0,0660	0,5017	0,0840	0,2734