



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE QUIMICA

ESTUDIO DE LA REMOCION DE NITROGENO EN UN
SISTEMA DE TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES
USANDO HUMEDALES ARTIFICIALES DE FLUJO VERTICAL
A ESCALA DE BANCO

TESIS PROFESIONAL
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
INGENIERO QUIMICO
PRESENTA :
JESUS RODRIGUEZ MONROY



MEXICO, D.F.



2004

EXAMENES PROFESIONALES
FAC. DE QUIMICA



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

Jurado asignado:

Presidente: Reynaldo Sandoval González
Vocal: Ma. del Carmen Durán Domínguez
Secretario: Rodolfo Torres Barrera
Primer suplente: Alfonso Durán Moreno
Segundo suplente: Marisela Bernal González

Sitio donde se desarrolló el tema:

Programa de Ingeniería Química Ambiental y Química Ambiental Laboratorio 301 al 303, Conjunto E, Facultad de Química, Ciudad Universitaria, UNAM, México D. F.

Sistema a escala de banco de humedales artificiales de flujo vertical descendente Conjunto E, Facultad de Química, Ciudad Universitaria, UNAM, México D. F.

Asesor

Dra. Ing. María del Carmen Durán de Bazúa



Supervisor técnico

M en C Francisco Enrico Fenoglio Limón



Sustentante

Jesús Rodríguez Monroy



Reconocimientos

Por el hecho de su gran cooperación y ayuda para el desarrollo de este trabajo, reconozco en gran medida y valía el apoyo otorgado por las siguientes instituciones:

En especial al Programa de Ingeniería de Química Ambiental y Química Ambiental (PIQAYQA) de la Facultad de Química por la gran oportunidad otorgada para la realización y conclusión del presente trabajo.

A los responsable de las biblioteca y hemerotecas de la Facultad de Química de la UNAM. Por las facilidades y apoyo otorgado para la obtención de la información para la documentación del presente trabajo.

A la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM), por hecho de haberme formado en sus aulas y sobre todo a los excelentes profesores por regalarme su conocimiento, para culminar con un sueño hecho realidad, es decir, la realización de mi carrera.

Finalmente, a la Facultad de Química por darme la oportunidad de desarrollarme dentro de sus instalaciones fungiendo como mi segundo hogar, en ocasiones, el primero.

Agradecimientos

Es importante agradecer el apoyo y participación directa e indirecta de las personas que me brindaron su soporte para la elaboración del presente trabajo, lo cual fue de muy importante para concluirlo con éxito. por este motivo agradezco inmensamente la contribución que tuvieron las siguientes personas.

A la Dra. Ma. del Carmen Durán de Bazúa, por facilitarme la oportunidad de desarrollar este trabajo dentro las instalaciones del PIQAYQA y sobre todo por compartirme sus conocimientos, paciencia y asesoría para el desarrollo y realización de este trabajo. Gracias por todo.

Al M. en C. Francisco Fenoglio Limón por sus directrices y amistad para la realización de esta investigación.

A compañeros, y a la vez amigos del PIQAYQA, también a los maestros Landy, Rolando y Marisela responsables del laboratorio,. a la Sra. Julia, Irene, y demás que se me escapan de la memoria, los que me brindaron su asesoría, por todo ello, muchas gracias.

A mi papá, el Sr. Carlos Jiménez Miranda, mis hermanos: Alina, Juan Carlos, Fabiola, Cesar, Hugo y Víctor Manuel a mis sobrinos: Norma Yadira, Aline Arheli, Yair , Brian Amir, Jonatan, Fania Monserrat, Karla Nayeli, Fernanda y Cristian, les dedico este trabajo y gracias por estar en mi mente.

A mi mamá, la Sra. Victoria Monroy Lugo por tu cariño, aliento y paciencia te dedico esta tesis , muchas gracias por todo madre.

A mi abuelita, la Sra. Cointa Lugo Palomino (†) por su apoyo incondicional y cariño que fueron de gran valía en esos momentos en que se observa solo un camino estrecho, gracias a usted, le dedico este trabajo en su memoria.

A mi novia, la Srita. Claudia Rodríguez Cruz por tu entusiasmo, cariño y apoyo incondicional te dedico esta tesis, muchas gracias amor y también sus padres, el Sr. Arturo Rodríguez M. y la Sra. Carmen Cruz gracias por sus apoyo.

Índice general

	Página
Portada	i
Jurado asignado	ii
Reconocimientos	iii
Agradecimientos	iv
Índice general	v
Índice de figuras	viii
Índice de tablas	x
Glosario y nomenclatura	xi
Símbolos griegos	xii
Resumen	xiii
Capítulo 1. Introducción	1
1.1. Problemática	1
1.2. Objetivos	3
1.2.1. Objetivo general	3
1.2.2. Objetivos particulares	3
1.3. Justificación	4
1.4. Alcances de la investigación	5
Capítulo 2. Los humedales y la eliminación biológica de nitrógeno	6
2.1. Desarrollo histórico	6
2.2. Humedales naturales (HN)	9
2.3. Humedales artificiales (HA)	9
2.4. Procesos de la eliminación biológica de nutrientes	11
2.5. Procesos de eliminación biológica de nitrógeno	12
2.5.1. Proceso de nitrificación-desnitrificación de nitrógeno	14
2.5.2. Nitrificación biológica	14
2.5.3. Desnitrificación biológica	16
Capítulo 3. Metodología	18
3.1. Humedales artificiales de flujo vertical descendente (HAFVD)	18
3.1.1. Sistema a escala de banco de HAFVD	18
3.1.1.1. La función depuradora de los microorganismos	19
3.1.1.2. El lecho o medio de soporte	19
3.1.1.3. Tiempo de residencia hidráulico	20
3.1.2. Características del sistema de banco de HAFVD	22
3.1.2.1. Biorreactores de HAFVD a escala de banco	22
3.1.2.2. Características del agua residual sintética	24
3.2. Métodos de análisis del sistema de banco de HAFVD	27
3.2.1. Determinación de nitrógeno amoniacal Kjeldahl, NAK	28
3.2.2. Determinación de nitrógeno total Kjeldahl, NTK	29
3.2.3. Determinación de nitratos en el sistema de HAFVD	31
3.2.4. Determinación de la materia orgánica como demanda química de oxígeno soluble, DQOs.	33

	3.2.5. Medición del potencial de óxido-reducción, poR	34
	3.2.6. Medición de los parámetros fisicoquímicos en el sistema de banco de HAFVD	35
Capítulo 4.	Resultados, discusión y observaciones	37
	4.1. Eliminación de nitrógeno amoniacal presente en el sistema	37
	4.2. Eliminación de nitrógeno total presente en el sistema	38
	4.3. Eliminación de nitratos presente en el sistema de estudio	39
	4.4. Eliminación de la materia orgánica presente en el sistema	40
	4.5. Resultados de potencial de óxido-reducción (poR) en HAFVD	41
	4.6. Resultados de potencial de hidrógeno (pH) en HAFVD	42
	4.7. Resultado de oxígeno disuelto (OD) en HAFVD.	43
	4.8. Resultados de conductividad eléctrica (Cond) en HAFVD.	44
	4.9. Resultados de temperatura (Temp) en HAFVD.	45
	4.10. Tendencia de flujo del agua residual dentro del sistema de banco de HAFVD	46
	4.11. Adaptación de las macrofitas	46
	4.12. Resultados de eficiencia de remoción del sistema en estudio	47
	4.12.1. Eficiencia en la remoción de nitrógeno amoniacal Kjeldahl	49
	4.12.2. Eficiencia en la remoción de nitrógeno total Kjeldahl	50
	4.12.3. Eficiencia en la remoción de nitratos	50
	4.12.4. Eficiencia en la remoción de materia orgánica medida como DQOs.	51
Capítulo 5.	Conclusiones y perspectivas	53
Anexos		56
	A.1. Método de demanda química de oxígeno soluble (DQOs)	56
	A.1.1. Interferencias y limitaciones	56
	A.1.2. Principio	57
	A.1.3. Instrumental	57
	A.1.4. Reactivos	57
	A.1.5. Procedimiento	58
	A.2. Método para nitrógeno total Kjeldahl (NTK)	60
	A.2.1. Selección del método	60
	A.2.2. Discusión general	60
	A.2.3. Principio	60
	A.2.4. Selección del método para medición del amoníaco	61
	A.2.5. Instrumental	61
	A.2.5.1. Aparato de digestión	61
	A.2.5.2. Aparato de destilación	61
	A.2.5.3. Medidor de pH	61
	A.2.5.4. Reactivos	61
	A.2.6. Procedimiento	63
	A.2.6.1. Selección del volumen de muestra	63

A.2.6.2. Eliminación de amoníaco	63
A.2.6.3. Digestión	64
A.2.6.4. Destilación	64
A.2.6.5. Blanco	65
A.2.6.6. Determinación final de amoníaco	65
A.2.7. Cálculo	65
A.3. Determinación de nitratos por el método del salicilato de sodio	68
A.3.1. Método original de salicilato de sodio para determinar los nitratos	69
A.3.1.1. Principio.	69
A.3.1.2. Reactivos	69
A.3.1.3. Preparación de la curva de calibración	70
A.3.1.4. Procedimiento	70
A.3.1.5. Expresión de los resultados	71
A.3.1.6. Observaciones	71
A.3.2. Método a micro-escala de salicilato de sodio para determinar los nitratos	74
A.3.2.1. Principio	74
A.3.2.2. Reactivos	74
A.3.2.3. Preparación de la curva de calibración	75
A.3.2.4. Procedimiento	75
A.3.2.5. Expresión de los resultados	76
A.3.2.6. Observaciones	76
A.4. Curvas de calibración de los métodos utilizados en el sistema de HAFVD	79
A.5. Datos experimentales obtenidos en este estudio	83
A.6. Microclimas en la Ciudad Universitaria	91
Bibliografía	93

Índice de figuras

	Nombre	Página
Figura 2-1.	Diagrama de la transformación del nitrógeno en los procesos de tratamiento biológico	12
Figura 3-1.	Diagrama esquemático del sistema en estudio	25
Figura 3-2.	Fotografía de los reactores empacados que simulan humedales artificiales de flujo vertical descendente, HAFVD	26
Figura 3-3.	Fotografía del depósito de almacenamiento del agua residual sintética	26
Figura 3-4.	Diagrama esquemático de un humedal artificial de flujo vertical descendente (HAFVD)	27
Figura 3-5.	Sistema de medición de campo de los parámetros fisicoquímicos	36
Figura 4-1.	Gráfico para nitrógeno amoniacal en el sistema de banco de HAFVD	37
Figura 4-2.	Gráfico para nitrógeno total en el sistema de banco de HAFVD	38
Figura 4-3.	Gráfico para nitratos en el sistema de banco de HAFVD	39
Figura 4-4.	Gráfico de DQOs en el sistema de banco de HAFVD	40
Figura 4-5.	Gráfico de potencial de óxido-reducción en el sistema de banco de HAFVD	41
Figura 4-6.	Gráfico de potencial de hidrógeno en el sistema de banco de HAFVD	42
Figura 4-7.	Gráfico de oxígeno disuelto en el sistema de banco de HAFVD	43
Figura 4-8.	Gráfico de conductividad eléctrica en el sistema de banco de HAFVD	44
Figura 4-9.	Gráfico de temperatura en el sistema de banco de HAFVD	45
Figura 4-10.	Vista del sistema de banco de HAFVD	48
Figura 4-11.	Resultados de la eficiencia de remoción de nitrógeno amoniacal Kjeldahl en el sistema de banco de HAFVD	49
Figura 4-12.	Resultados de la eficiencia de remoción de nitrógeno total Kjeldahl en el sistema de banco de HAFVD	50

Figura 4-13. Resultados de la eficiencia de remoción de nitratos en el sistema de banco de HAFVD	51
Figura 4-14. Resultados de la eficiencia de remoción de la demanda química de oxígeno en el sistema de banco de HAFVD	52
Figura A-1. Diagrama de flujo de demanda química de oxígeno soluble (DQOs)	59
Figura A-2. Fotografía del aparato de destilación semi-micro-Kjeldahl	62
Figura A-3. Diagrama de flujo de nitrógeno amoniacal Kjeldahl	66
Figura A-4. Diagrama de flujo de nitrógeno total Kjeldahl	67
Figura A-5. Diagrama de flujo de nitratos por el método original de salicilato de Na ⁺	73
Figura A-6. Diagrama de flujo de nitratos por el método a micro-escala de salicilato de sodio	78
Figura A-7. Curva de calibración para nitratos con la técnica original	79
Figura A-8. Curva de calibración para nitratos con la técnica a micro-escala	80
Figura A-9. Curva de calibración de DQOs en el intervalo de 0-100 mg/L	81
Figura A-10. Curva de calibración de DQOs en el intervalo de 100-800 mg/L	82
Figura A-11. Mapa de la localización del sistema de banco de HAFVD en CU (UNAM, 2004)	91
Figura A-12. Mapa de microclimas en el Distrito Federal (INEGI, 2003)	92

Índice de tablas

	Nombre	Página
Tabla 3-1.	Especificaciones del sistema a escala de banco	22
Tabla 3-2.	Material biológico presente en el sistema de HAFVD	23
Tabla 3-3.	Tipo de material de soporte utilizado en el sistema de HAFVD	23
Tabla 3-4.	Características del material de soporte	23
Tabla 3-5.	Zonas de tratamiento	24
Tabla 3-6.	Especificación de los componentes del agua residual sintética	24
Tabla 4-1.	Resultados de nitrógeno amoniacal en los humedales artificiales de flujo vertical descendente	37
Tabla 4-2.	Resultados de nitrógeno total en los humedales artificiales de flujo vertical descendente	38
Tabla 4-3.	Resultados de nitratos en el sistema de HAFVD en estudio	39
Tabla 4-4.	Resultados de demanda química de oxígeno soluble de los HAFVD	40
Tabla 4-5.	Resultados del potencial de óxido-reducción (poR) del sistema de HAFV	41
Tabla 4-6.	Resultados del potencial de hidrógeno (pH) del sistema de HAFVD	42
Tabla 4-7.	Resultados de oxígeno disuelto (OD) del sistema de HAFVD	43
Tabla 4-8.	Resultados de conductividad eléctrica (Cond) del sistema de HAFVD	44
Tabla 4-9.	Resultados de temperatura del sistema de HAFVD	45
Tabla A.5-1.	Resultados de nitrógeno amoniacal Kjeldahl en HAFVD	83
Tabla A.5-2.	Resultados de nitrógeno total Kjeldahl en HAFVD	84
Tabla A.5-3.	Resultados de nitratos de los humedales en estudio	85
Tabla A.5-4.	Resultados de materia orgánica, medida como DQOs, realizadas en los humedales en estudio	86
Tabla A.5-5.	Resultados del potencial de óxido-reducción: poR, realizadas en los humedales en estudio	86
Tabla A.5-6.	Resultados del potencial de hidrógeno (pH) del sistema de HAFVD	87
Tabla A.5-7.	Resultados de oxígeno disuelto (OD) del sistema de HAFVD	88
Tabla A.5-8.	Resultados de conductividad eléctrica (Cond) del sistema de HAFVD	89
Tabla A.5-9.	Resultados de temperatura (Temp) del sistema de HAFVD	90

Glosario y nomenclatura

A	Volumen de solución de H ₂ SO ₄ empleado para titular la muestra, en mL, correspondiente al nitrógeno total Kjeldahl
B	Volumen de solución de H ₂ SO ₄ empleado para titular el blanco, en mL
°C	Grados Celsius
C_e	Concentración del contaminante en el influente, mg/L
Conc	Concentración
Cond	Conductividad eléctrica, mS/cm
cm	Centímetro
C_s	Concentración del contaminante en el efluente, mg/L
D	Unidad de medición de tiempo, día
d	Profundidad de diseño del sistema en la parte aerobia, m
DBO	Demanda biológica de oxígeno
Desv est	Desviación estándar
DQOs	Demanda química de oxígeno soluble, mg/L
E₁, E₂, E₃, E₄, E₅	Número de efluente respectivo de cada humedal: salidas de agua tratada
G	Soporte de grava
GM	Humedales con grava y macrofitas
H	Hora
HA	Humedal artificial
HAFV	Humedal artificial de flujo vertical
HAFH	Humedal artificial de flujo horizontal
HAFVD	Humedal artificial de flujo vertical descendente
Hidrosfera	De <i>hidro-</i> y el gr. σφαίρα, esfera, conjunto de partes líquidas del globo terráqueo. Con base en esta palabra, se han derivados palabras como rizosfera, que no existen en el Diccionario de la Real Academia Española y que significarían, considerando que rizo-, del gr. -ρίζο- elem. compos., que significa 'raíz', el conjunto de las partes de la raíz de los vegetales del globo terráqueo y, especialmente, la parte que la rodea
HP	Caballo de fuerza
I	Influente, alimentación del agua residual sintética: entrada de agua residual
K_T	Constante de reacción de primer orden dependiente de la temperatura, d ⁻¹
L	Litro

L	Longitud del sistema de humedales, m
N	Normalidad de solución de H ₂ SO ₄
N₂	Nitrógeno molecular
Na⁺	Catión de sodio
min	Minuto
mL	Mililitros
NAK	Nitrógeno amoniacal, mg N-NH ₃ /L
nm	Nanómetros
NO₃⁻	Ión nitrato
NT	Nitrógeno total
NTK	Nitrógeno Kjeldahl, mg N/L
O₂	Oxígeno molecular
OD	Oxígeno disuelto, mg/L
P	Fósforo
p.e.	El equivalente de material contaminante generado por una persona por día, por sus siglas en inglés (<i>Person equivalent</i>)
pH	Potencial de hidrógeno, pH
poR	Potencial de óxido-reducción, mV
Q_e	Flujo de entrada, cm ³ /d
Ralentizar	Lentificar, imprimir lentitud a alguna operación o proceso, disminuir su velocidad
rpm	Revoluciones por minuto
s	Medida de tiempo, segundos
SST	Sólidos suspendidos totales
t	Tiempo de residencia hidráulico, d
T	Soporte de tezontle
Temp	Temperatura, °C
TM	Humedales con tezontle y macrofitas
V	Volumen de la muestra en mL
V_i	Volumen de la parte anaerobia, cm ³
V_f	Velocidad de infiltración, cm/min
V_s	Volumen del espacio efectivo en la parte aerobia, m ³
W	Ancho del sistema de humedales, m

Símbolos griegos

ρ	Densidad
η	Porosidad o espacio disponible para el flujo de agua a través del HAFVD
⊖	Tiempo de residencia hidráulico
⊖_{aerobio}	Tiempo de residencia hidráulico aerobio
⊖_{anaerobio}	Tiempo de residencia hidráulico anaerobio

Resumen

Actualmente, en México, el desarrollo de la ecotecnología para depurar aguas residuales conocida como humedales artificiales de flujo vertical está adquiriendo una gran relevancia. Este trabajo forma parte del proyecto "HUMEDALES ARTIFICIALES" que se lleva a cabo en la Facultad de Química de la UNAM. Uno de los aspectos más importantes en esta investigación es la utilización de los humedales artificiales de flujo vertical descendente (HAFVD) es la eliminación biológica de compuestos presentes en las aguas residuales que puedan ser aprovechados como nutrientes por los microorganismos, evitando también posibles problemas en los cuerpos receptores, sean suelos o aguas (suelos de sembradío, zonas jardinadas, lagos, ríos, lagunas, etc.). En esta investigación se estudió la eliminación de materia orgánica (medida como demanda química de oxígeno soluble, DQOs) y el nitrógeno (medido como nitrógeno total, nitrógeno amoniacal y nitratos). Para este fin, se estudió la capacidad de un sistema de HAFVD a escala de banco con cinco reactores, de 250 L de volumen total cada uno, con tiempos de residencia hidráulicos de 10 d, en promedio (0.5 L/h de flujo a cada uno), ubicado en el Conjunto E de la Facultad de Química, los cuales pueden considerarse conceptualmente como reactores de flujo pistón. La variante entre ellos es el tipo de material de empaque. Dos de ellos tienen grava y macrofitas (GM) y otros dos tienen tezontle y macrofitas (TM). Se usó un quinto reactor como testigo para evaluar el efecto de las plantas (macrofitas) y contiene solamente tezontle (no tiene macrofitas). Originalmente, se sembraron dos reactores con carrizos (*Phragmites australis*) y dos con tules (*Typha latifolia*) pero, al paso de los años, han predominado los carrizos, en los cuatro reactores (entre 14 y 20 plantas por reactor). Éstas son plantas ubicuas de la ex-Cuenca de México. El agua residual en estudio es una solución sintética que contiene sacarosa, sulfato de amonio y fosfato monobásico de potasio, con una proporción C: N: P de 6.4:1:0.1. El objetivo general de esta investigación fue alcanzar el régimen permanente en los reactores y determinar la eficiencia de remoción de materia orgánica como DQOs, de nitrógeno total como nitrógeno total Kjeldahl (NTK), de nitrógeno amoniacal Kjeldahl (NAK) y de nitratos utilizando el método del salicilato de sodio. También se midieron los valores de potencial de óxido-reducción,

pH, temperatura, oxígeno disuelto y conductividad eléctrica para un correcto análisis del sistema, en la entrada y salida de cada reactor. Durante el periodo de experimentación en el sistema de banco de HAFVD se alcanzaron condiciones muy cercanas al régimen permanente o estable, ya que las diferencias entre los datos experimentales obtenidos para la NTK, NAK y NO_3^- eran de $\pm 10\%$. Esto indica que las plantas, el empaque y los microorganismos alcanzaron un equilibrio adecuado para transformar los "contaminantes" a biomasa, biogás y nitrógeno gaseoso, con un tiempo de residencia hidráulico de 10 días. Los resultados obtenidos fueron bastante satisfactorios ya que los valores de porcentaje de eficiencia de depuración del nitrógeno adicionado en forma de sulfato de amonio, como de nitrógeno amoniacal, se encuentran entre 88.7 y 93.3%; en forma de nitrógeno total están entre 85.1 y 93.1% y, finalmente, como nitratos, el intervalo se encuentra entre 83.2 y 96.5%. Cabe señalar que en el humedal E_1 , que es el humedal testigo (sin macrofitas o plantas), empacado con tezontle), hay una acumulación estable de nitrógeno en forma de nitratos de 1016%, ya que los microorganismos presentes en forma de biopelícula sobre el soporte de tezontle, no remueven este ión. Estos resultados indican que el sistema es una excelente opción para eliminar este ión. En el análisis de los dos tipos de soporte se encontró que, en los humedales E_2 y E_5 , que contienen tezontle más macrofitas (TM), versus E_3 y E_4 , que tienen grava más macrofitas (GM), al tomar los datos de cada grupo y promediarlos, en general, se obtuvo una remoción mayor para los TM en comparación de los GM en los parámetros de DQOs NTK y NAK, de 77.5 vs. 70%, 91.5 vs. 89% y 92 vs. 90.5%, respectivamente. La excepción fueron los nitratos, en los que se obtuvo una eficiencia mayor para los GM en comparación con los TM de 96.5 vs. 88.5%. En general, se corroboró que este tipo de sistemas de HAFVD son buenos para la remoción de nitrógeno y, en general, para la degradación de contaminantes que sean nutrientes para los ecosistemas predominantes en ellos.

Palabras clave: Humedales artificiales, remoción de nitrógeno, nitrógeno total, nitrógeno amoniacal, nitratos, tezontle, grava, carrizos, typhas.



CAPÍTULO 1. Introducción

1.1 Problemática

El problema de la contaminación del agua en México ha obligado a la búsqueda de alternativas de solución económicamente viables (Durán-de-Bazúa, 1994). Para el tratamiento de las aguas residuales, las que se definen como: Las aguas de composición variada provenientes de las descargas de usos municipales, industriales, comerciales, de servicios, agrícolas, pecuarios, domésticos, incluyendo fraccionamientos y en general de cualquier otro uso, así como la mezcla de ellas y de manera particular, la UNAM, a través de la Facultad de Química y, en particular, del Programa de Ingeniería Química Ambiental y Química Ambiental (PIQAYQA), ha procedido a estudiar, en esta investigación, la remoción de contaminantes en un sistema a escala de banco de humedales artificiales de flujo vertical descendente (HAFVD) que consta de 5 biorreactores. La NOM-001-SEMARNAT-1996 es la normatividad que rige la calidad de los efluentes de este tipo de sistemas (DOF, 1996)

Cabe mencionar que el tratamiento de las aguas residuales por medio de los humedales artificiales se ha empleado por más de 30 años, a nivel mundial. Sus ventajas con respecto a sistemas convencionales radica en sus bajos costos de operación y construcción, aunado a su mantenimiento sencillo, y también a su alta capacidad de remoción de contaminantes como son la materia orgánica, nitrógeno, fósforo y microorganismos patógenos, por lo cual se han empleado estos sistemas en la depuración de aguas residuales, no sólo de pequeñas y medianas comunidades, sino también de aguas residuales de tipo agroindustrial y de algunos sectores industriales específicos (Fenoglio, 2000, 2003). Por tal motivo, este tipo de ecotecnología resulta altamente atractiva para ser aplicada en México por su versatilidad y rentabilidad económica (Miranda, 2000).



El tratamiento de las aguas residuales se basa en los principios de los sistemas naturales. Dado que los humedales artificiales se acercan a lo que ocurre en la naturaleza, al imitarla, son denominados genéricamente como ecotecnologías, donde son aprovechados los componentes del medio ambiente como son el suelo, el aire, las plantas y los microorganismos para depurar los contaminantes presentes en las aguas residuales. Los humedales artificiales han sido catalogados dentro de los "sistemas más naturales" de tratamiento, no obstante la intervención del hombre (Bastian y Hammer, 1993).

Se define como humedal a toda aquella área que se encuentra inundada por aguas dulces o saladas, temporal o permanentemente y que presenta un ecosistema típico adaptado para vivir en condiciones de suelo saturado. Son sistemas de transición entre las zonas terrestres y acuáticas. Un humedal natural es la zona de transición entre un sistema acuático y terrestre que constituye un área de inundación temporal o permanente, sujeta o no a la influencia de mareas, como pantanos, ciénegas y marismas, cuyos límites los constituyen el tipo de vegetación hidrófila de presencia permanente o estacional. Constituyen las áreas donde el suelo es predominantemente hídrico y las áreas lacustres o de suelos permanentemente húmedos, originadas por la descarga natural de acuíferos, manantiales o ríos. Los humedales pueden ser naturales o artificiales (Bastian y Hammer, 1993).

Con base en esta definición de humedal natural, se han construido sistemas que siguen el comportamiento de un humedal pero que tienen confinado el destino de los efluentes en tratamiento y tratados para evitar la contaminación de los mantos freáticos y el subsuelo. La utilización de los humedales artificiales en la depuración de contaminantes, como son la materia orgánica, el nitrógeno y el fósforo, es uno de los fines de esta biotecnología. Para el caso del sistema a escala de banco en estudio que simula un sistema de humedales artificiales de flujo vertical descendente, se empleará para medir la eficiencia de remoción de la materia orgánica, el nitrógeno total, el nitrógeno amoniacal y los nitratos de un agua residual sintética. Como parámetros de seguimiento de su comportamiento se medirán valores de pH, oxígeno disuelto, conductividad eléctrica y temperatura, con objeto de conocer el momento en que se alcance la estabilidad del sistema.



En consecuencia, los objetivos y metas de esta fase de la investigación se presentan a continuación.

1.2. Objetivos

1.2.1. Objetivo general

- El objetivo general de esta investigación es poner en marcha a régimen permanente un conjunto de reactores continuos que simulan un sistema de humedales artificiales y determinar la eficiencia de remoción de nitrógeno amoniacal Kjeldahl (NAK), de nitrógeno total Kjeldahl (NTK), de nitratos (NO_3^-) y de materia orgánica medida como demanda química de oxígeno soluble, DQOs.

1.2.2. Objetivos particulares

Las actividades a realizar que conforman los objetivos particulares, para alcanzar el objetivo general propuesto, son las siguientes:

- Llevar a cabo el seguimiento físico y químico del sistema de banco de HAFVD para garantizar que se alcance la estabilización (régimen permanente), usando como parámetro para evaluar que se alcance la estabilidad del sistema y de su capacidad de depuración de agua residual sintética, del contenido la materia orgánica tanto en el influente como el efluente medido como demanda química de oxígeno soluble, DQOs y las mediciones del potencial de óxido-reducción (poR), potencial de hidrógeno (pH), oxígeno disuelto (OD), conductividad eléctrica (Cond) y temperatura (Temp).
- Determinar la capacidad de remoción global de nitrógeno amoniacal y total con la utilización del método Kjeldahl en el efluente de cada uno de los reactores del sistema a escala de banco de HAFVD.



- Determinar la capacidad de remoción global del nitrógeno en forma de nitratos, con el empleo del método de salicilato de sodio, con la aplicación de la versión original y también con una microescalación de la misma desarrollada en esta investigación.
- Llevar a cabo la evaluación del efecto del tipo de material de empaque de los reactores empleando dos materiales diferentes, grava y tezontle
- Evaluar el efecto de la presencia de las plantas en los reactores en su capacidad de remoción con estos dos tipos de soporte, mediante la adición de un reactor testigo sin macrofitas.
- Dar recomendaciones pertinentes con el objetivo de establecer una operación eficiente y de manejo de los parámetros que se pueden modificar como son: la forma de alimentación (irrigación), el mantenimiento de la zona inundada y la densidad de macrofitas.

1.3. Justificación

El proceso de remoción de nitrógeno puede ser muy efectivo con la utilización de HAFVD a escala de banco. Para evaluar ese proceso, se hace necesaria la utilización de diferentes parámetros para la verificación de los niveles de remoción del nitrógeno amoniacal presente en el sistema, como puede ser la medición de conductividad eléctrica, pH, o por algún método de determinación de nitrógeno amoniacal. El principal factor de influencia para la selección del método Kjeldahl en la determinación del nitrógeno orgánico es la concentración de éste. El volumen de muestra se debe elegir de modo que contenga suficiente nitrógeno orgánico y amoniacal (nitrógeno Kjeldahl) para que sean detectables en función de la concentración del agua residual a analizar.



1.4. Alcances de la investigación

Se busca evaluar la eficiencia de eliminación de nitrógeno en tres formas químicas (nitratos, nitrógeno orgánico y nitrógeno amoniacal), en reactores empacados de flujo pistón en los que se emplean dos tipos de empaque y se evalúa la función que juegan las macrofitas como catalizadores en esa eliminación del nitrógeno.



CAPÍTULO 2. Los humedales y la eliminación biológica de nitrógeno

2.1. Desarrollo histórico

El uso de los HA para el mejoramiento de la calidad el agua no es una invención reciente. El término "humedal artificial" es reciente, si bien el concepto es muy viejo. Las culturas china y egipcia utilizaban los humedales para el tratamiento de aguas residuales. Se cree que los aztecas también hacían uso de esta ecotecnología ya que Bernal Díaz del Castillo describe lo límpido de las aguas de los lagos a pesar de la enorme población que vivía en sus riberas (Durán-de-Bazúa y col., 2004).

Uno de los documentos más antiguos que hacen referencia a un HA data de 1904, en el cual se describe ya una técnica para construir un humedal con la finalidad de remover contaminantes del agua residual. Mucho más tarde, en la década de los 50, la doctora Kate Seidel, del Instituto Max Planck de la RFA observó que las espadañas (*Schoenoplectus lacustris*) tenían la capacidad de remover una gran cantidad de sustancias orgánicas e inorgánicas de aguas contaminadas, por lo que comenzó a experimentar con sistemas sembrados con estas plantas, en la búsqueda de nuevas alternativas para depurar aguas residuales. Años más tarde observó que tales plantas enriquecían el suelo con bacterias y humus. Posteriormente, se comprobó la "desaparición" de una cierta cantidad de bacterias del agua contaminada, al pasar a través de una vegetación de espadañas (Miranda, 2000). Asimismo, se pudo demostrar a través de experimentos varios que las espadañas y otras plantas acuáticas tienen la capacidad de eliminar metales pesados e hidrocarburos tales como el fenol y sus derivados (Brix, 1994).

Los humedales han tenido un amplio desarrollo en Alemania y en los países del Oeste de Europa. Comenzaron a construirse a principios de la década de los 70 del Siglo XX muchos sistemas basados en estos principios, con tal éxito que pronto se expandieron



para tratar las aguas residuales de poblaciones de hasta 20,000 habitantes (Reed, 1992; Vymazal, 1998). Entre 1984 y 1993 se construyeron en Europa más de 600 humedales artificiales (Cooper, 1993).

En Europa, el concepto de HA es un poco diferente de aquel que se tiene en los Estados Unidos y en Australia. En Europa se tiene la tendencia a utilizar este tipo de sistemas como un tratamiento secundario para pequeñas comunidades de hasta 1000 habitantes, mientras que en los Estados Unidos, la tendencia es a utilizarlos como tratamiento terciario para poblaciones más grandes. Otra diferencia es que en Europa los sistemas construidos casi siempre se inician con la excavación, la impermeabilización y el relleno, mientras que en los Estados Unidos frecuentemente son creados a partir de humedales naturales (HN) existentes.

En general, la experiencia ganada a través de los años ha mostrado que pueden lograrse remociones de la DBO superiores al 90% con concentraciones a la salida inferiores al los 20 mg/L, una eliminación casi completa de los sólidos suspendidos totales (SST) y remociones de fósforo (P) del orden del 40%. El uso de HA a tenido un impulso particularmente importante durante los 20 años pasados. Inicialmente el principal interés se centró sobre los HAFH por su sencillez y por los bajos costos de construcción y operación. En la actualidad hay muchos ejemplos de HAFH para el tratamiento de efluentes secundarios y su funcionamiento ha probado ser muy satisfactorios para alcanzar los estándares de la DBO y SST. Sin embargo, existe un interés creciente en lograr efluentes con una completa nitrificación. Los HAFH producen efluentes considerablemente nitrificados pero los efluentes de los sistemas horizontales secundarios por su limitada capacidad de transferencia de O_2 no remueven satisfactoriamente el amonio. Como resultado de esto ha existido un creciente interés durante los últimos años en los HAFV porque (a) tienen una capacidad de transferencia de O_2 mucho mayor y (b) son considerablemente más pequeños (1-2 $m^2/p.e.$, donde este término significa el equivalente de material contaminante generado por una persona por día), que los sistemas horizontales (los cuales requieren de 5-10 $m^2/p.e.$, para el tratamiento de los



efluentes secundarios). Aún más recientemente, durante los últimos 5 años se ha acrecentado el interés en los sistemas híbridos. En estos sistemas las ventajas y desventajas de los sistemas horizontales y verticales pueden combinarse para complementarse el uno al otro. De esta manera es posible producir un efluente con bajos niveles de materia orgánica biodegradable, medida como demanda bioquímica de oxígeno, DBO, con una nitrificación completa e incluso una desnitrificación casi completa y, por lo tanto, bajas concentraciones de nitrógeno total (NT). En México, el empleo de los HA se ha limitado a la construcción de algunos de ellos, principalmente para la depuración de aguas residuales domésticas (Miranda, 2000).

A mediados de la década de los 90, del Siglo XX, se terminó en el campus de la Universidad Nacional Autónoma de México en la Ciudad Universitaria, en México, D.F., México, la construcción de un sistema experimental de flujo vertical descendente con las dimensiones de una planta piloto, con capacidad de tratar cerca de 6 m³/d de aguas domésticas. Este sistema fue desarrollado por la Facultad de Química de la UNAM.

Se tomaron las experiencias obtenidas de uno de flujo horizontal construido en el Vivero Forestal de Coyoacán, también en la Ciudad de México, en el marco del convenio de colaboración existente con la Universidad de BOKU de Viena, Austria (Ramírez y col., 1997; Ramírez-Carrillo, 1998; Schaller, 1998). Para su diseño, se consideraron los parámetros recomendados en la literatura (Fenoglio, 2000; Esponda, 2001). Se inició su operación basándose en los datos obtenidos de un sistema a escala de banco construido en 1995 (Kneidinger, 1997), que es el que justamente se usará en esta investigación.

Los resultados del arranque y operación de los dos sistemas a escala prototipo que posee la UNAM, de flujo horizontal y vertical descendente, se encuentran contenidos en las tesis sustentadas por Ramírez-Carrillo (1998), Jiménez (1999), Millán-Hernández (2000), Esponda (2001), Rodríguez y Varela (2003) y los autores mencionados en el párrafo anterior.



2.2. Humedales naturales (HN)

Como ya se mencionó en el capítulo anterior, los humedales naturales se definen como "áreas que están inundadas o saturadas por aguas superficiales o subterráneas con frecuencia y duración suficiente para permitir que en circunstancias normales prevalezcan los ecosistemas adaptados para la vida en suelos saturados".

Los HN se encuentran entre los ecosistemas más importantes del planeta debido a las condiciones hidrológicas únicas y debido a su función como ecotonos entre sistemas acuáticos y terrestres. Los HN frecuentemente se forman en zonas donde existe un estancamiento de agua contaminada. En dichas zonas se encuentran comúnmente plantas acuáticas flotantes, sumergidas y emergentes tienen como función primordial la depuración del agua mediante la interacción de los diferentes elementos presentes como son los microorganismos, el suelo, las plantas o macrofitas y las condiciones ambientales, logrando un equilibrio ecológico.

2.3. Humedales artificiales (HA)

Los humedales artificiales están específicamente diseñados y construidos por el hombre para tratar las aguas residuales, al aumentar la capacidad depuradora mediante la optimización de los procesos físicos, químicos (eficiencias de tratamiento) y biológicos (producción de biomasa) que ocurren en los ecosistemas de humedales artificiales (Gray, 1998; Bastian y Hammer, 1993).

Los humedales artificiales (HA), son sistemas de tratamiento de aguas residuales que imitan la actividad depuradora realizada por los humedales naturales y se caracterizan por evitar que los contaminantes se infiltren al subsuelo, para lo cual se emplean geomembranas u otros sistemas que hagan impermeable el fondo y lados del humedal.



Con los HA sólo se imita a los HN, con la diferencia que en los HA se controla la cantidad de agua a tratar, el régimen de flujo y el nivel de inundación, que define la hidrodinámica con el propósito de tener una alta eficiencia de depuración del agua tratada obtenida. Los HA se crean con el propósito de tratar aguas residuales de diversos orígenes y pueden realizarse con un grado de control mucho mayor que el que se tiene en un HN al evitar posibles contaminaciones al subsuelo y, por ende, de los mantos freáticos. Pueden diseñarse instalaciones de tratamiento experimentales con un sustrato de composición conocida, un tipo específico de vegetación y un patrón de flujo bien definido, tomando en consideración la ubicación del sitio, la flexibilidad en el dimensionamiento y, aún más importante, un control de la hidrodinámica y los tiempos de residencia hidráulica del agua residual.

Los HA están encaminados principalmente a la eliminación de contaminantes orgánicos e inorgánicos biodegradables disueltos, por lo cual es necesaria la incorporación de tratamientos previos para la remoción de sólidos suspendidos de gran tamaño, ya sean de rápida sedimentación o flotantes. La eliminación previa de dichos contaminantes es necesaria para garantizar un óptimo funcionamiento y la prolongación de la vida útil del humedal. Con este objetivo, se utilizan sedimentadores previamente diseñados en función de las características del agua residual a tratar.

Los contaminantes en los HA se remueven a través de una combinación de procesos físicos, químicos y biológicos, incluyendo la sedimentación, precipitación, adsorción, asimilación por las plantas y transformaciones bioquímicas realizada por los microorganismos. Dentro de un HA, las áreas próximas a las raíces de las plantas son aerobias, mientras que en la zona inundada, se tienen condiciones conocidas como anóxicas o anaerobias. Esto permite el desarrollo de una gran variedad de microorganismos dentro del lecho, incluyendo no sólo bacterias aerobias, facultativas y anaerobias, sino también protozoarios, rotíferos, nemátodos, etc., mismos que contribuyen en la remoción de los contaminantes.



Se sabe que los tiempos de residencia largos y una superficie muy grande de contacto con el agua fluyendo, promueven una remoción efectiva de la materia biodegradable y de los materiales sedimentables que se formen. En el "sustrato" o lecho, que es la fase porosa, es donde se lleva a cabo la mayor parte de la actividad de los microorganismos que mejora la calidad del agua, incluyendo la oxidación de la materia orgánica y la transformación de los contaminantes que actúan como nutrientes a formas más estables químicamente.

Por lo económico que resultan, desde el punto de vista de operacional, cuando el costo del terreno no es el factor limitante (ya que es necesario una superficie de terreno considerable, dependiente de la cantidad y característica de agua a depurar), los HA son una alternativa muy atractiva para pequeñas y medianas comunidades que se encuentren relativamente alejadas de los centros urbanos y donde el costo del terreno no es muy elevado. Por este motivo es de gran importancia realizar más investigación en nuestro país en torno a este tipo de sistemas a fin de definir con claridad la viabilidad de su implantación para tratar las aguas residuales generadas en las comunidades rurales y semirurales que no cuentan con ningún sistema de tratamiento de aguas residuales.

2.4. Procesos de eliminación biológica de nutrientes

La eliminación biológica de nutrientes de aguas residuales se hace necesaria cada vez con mayor frecuencia, ya que para algunos casos es necesario controlar el vertimiento de nitrógeno o de fósforo debido a su impacto potencial sobre cuerpos receptores. La experiencia reciente ha demostrado que los procesos de tratamiento biológico constituyen un medio fiable y efectivo de eliminarlo (Metcalf y Eddy, 1996).

Muchos de los fenómenos que se dan en las aguas naturales y los procesos de tratamiento de aguas residuales se deben a reacciones de óxido-reducción, genéricamente conocidas como reacciones redox, que son catalizadas por sistemas biológicos como bacterias, algas y otros microorganismos (Snoeyink y Jenkins, 1995).



2.5. Procesos de eliminación biológica de nitrógeno

En el agua residual, el nitrógeno puede estar presente en múltiples formas y puede sufrir numerosas transformaciones en los diferentes procesos de tratamiento que se observan en la Figura 2-1 (Metcalf y Eddy, 1996).

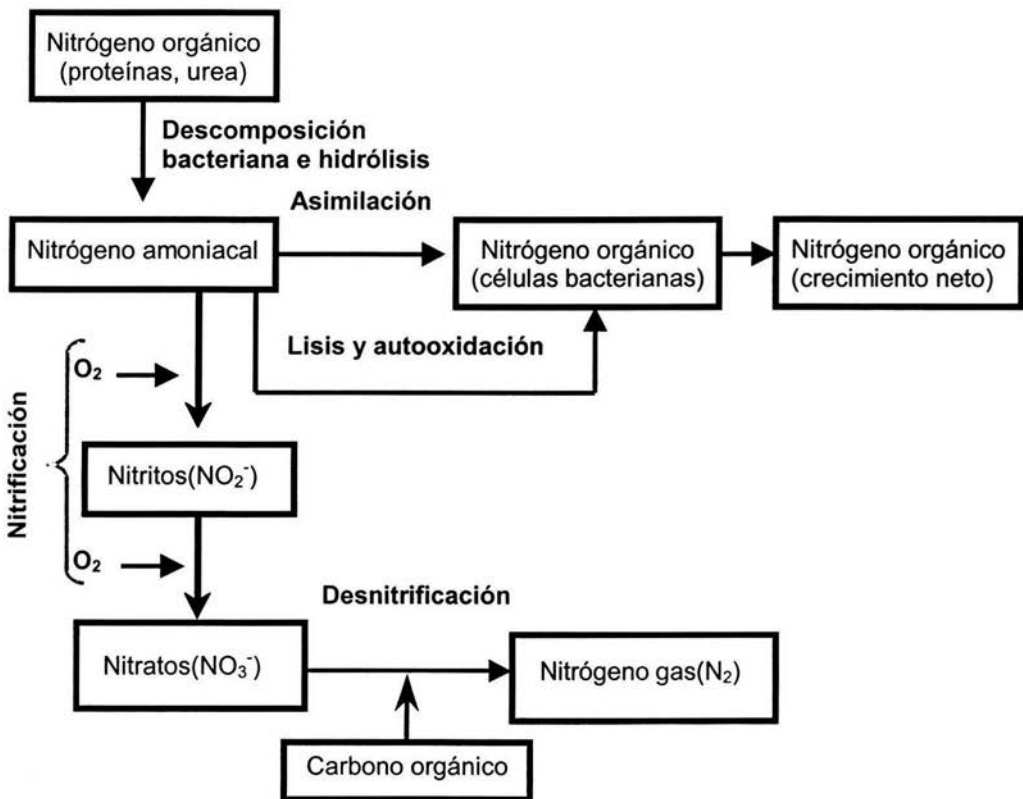


Figura 2-1. Diagrama de la transformación del nitrógeno en los procesos de tratamiento biológico (Metcalf y Eddy, 1996)



El amoníaco se encuentra muy frecuentemente en las aguas debido habitualmente a un proceso de degradación incompleta de la materia orgánica. El nitrógeno amoniacal de las aguas superficiales puede tener por origen: la materia vegetal de los cursos de agua, la materia orgánica animal o humana. Su presencia se compara con la de los otros elementos nitrogenados identificados en el agua: nitritos y nitratos y es resultado del análisis bacteriológico. Las aguas residuales después del tratamiento contienen habitualmente amoníaco cuyo contenido varía según el procedimiento adoptado y que contribuye a la demanda biológica de oxígeno. Es necesario, no obstante, recordar que el amoníaco puede encontrarse en las aguas que provienen de los suelos pantanosos y que contienen turbas; en este último caso, tiene un origen puramente vegetal. Las aguas profundas pueden igualmente cargarse de amoníaco por reducción de los nitritos bajo la acción de las bacterias autótrofas o por los iones ferrosos. Por último, el amoníaco se utiliza como parte de los fertilizantes. Algunos tipos de abonos son ricos en sales amoniacales; sin embargo, el agua potable no debe contener más de 0.5 mg/L. La vida acuática puede perjudicarse con concentraciones de aproximadamente 2 mg/L y un pH de 7.4 a 8.5. La forma ionizada del amoníaco es mucho menos tóxica que la forma no ionizada (Rodier, 1998).

Estas transformaciones permiten convertir el nitrógeno amoniacal en otros productos fácilmente separables del agua residual. Los dos mecanismos que intervienen en estos procesos son la asimilación y la nitrificación-desnitrificación. El nitrógeno es asimilado por los microorganismos presentes en el proceso e incorporados a su masa celular. Una parte de este nitrógeno amoniacal retorna al agua residual con la lisis y muerte de las células.



2.5.1. Proceso de nitrificación-desnitrificación de nitrógeno

En el proceso de nitrificación-desnitrificación, la eliminación del nitrógeno se realiza en dos etapas de conversión:

- La nitrificación, donde se reduce la demanda de oxígeno del amoníaco mediante la conversión a nitritos, aunque no se elimine sino sólo cambie de forma química.
- La desnitrificación, donde el nitrógeno se convierte en nitrógeno gaseoso, el cual se elimina del sistema sólido-líquido y se envía a la atmósfera.

La eliminación biológica de los nutrientes es un método de costo relativamente bajo que se usa para eliminar nitrógeno y fósforo presentes en el agua residual. La experiencia reciente ha podido demostrar que los procesos biológicos constituyen un medio fiable y efectivo de eliminar estos contaminantes (nutrientes).

2.5.2. Nitrificación biológica

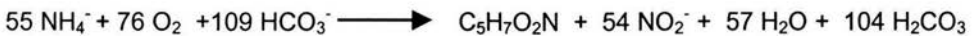
La nitrificación biológica es el proceso mediante el cual se convierte a nitrato el nitrógeno amoniacal presente en el agua residual. La nitrificación es un proceso autotrófico, es decir, la energía necesaria para el desarrollo bacteriano se obtiene de la oxidación de compuestos de nitrógeno, principalmente del amoníaco.

Al contrario que los organismos heterótrofos, para la síntesis de células nuevas, los organismos nitrificadores emplean dióxido de carbono (carbono inorgánico), en lugar de carbono orgánico. La producción de masa celular de los organismos nitrificadores por unidad de sustrato metabolizado es menor que la producción de los organismos heterótrofos, primer paso en la eliminación del nitrógeno por el proceso de nitrificación-desnitrificación. Son dos géneros de bacterias responsables de la nitrificación, *Nitrosomonas* y *Nitrobacter* (organismos autótrofos, conocidos como "bacterias tipo alga", según Burdon y Williams, 1986)



Las *Nitrosomonas* oxidan el amoníaco en nitrito, producto intermedio, mientras que los *Nitrobacter* transforman el nitrito en nitrato. La acumulación de nitrito en el sistema evidencia que la conversión de amoníaco a nitrito tiene lugar por medio de una serie de reacciones complejas que gobiernan el proceso de conversión global. de forma aproximada las reacciones que tienen lugar se pueden expresar de la siguiente manera:

(a) Para las *Nitrosomonas*, la ecuación es la siguiente:



(b) Para las *Nitrobacter*, la ecuación es la siguiente:



Las bacterias *Nitrosomonas* y *Nitrobacter* utilizan la energía desprendida en estas reacciones para el desarrollo y mantenimiento celular. La reacción energética global se representa por:



Junto con la producción de energía, una fracción del ión amonio se asimila como parte del tejido celular. La reacción de síntesis de biomasa se puede representar del siguiente modo:





La fórmula química $C_5H_7O_5N$ se emplea para representar las células bacterianas sintetizadas. La reacción global de oxidación y síntesis puede representarse como sigue:



El oxígeno necesario para oxidar el amoníaco a nitrato en la ecuación final es de 4.3 mg O_2 /mg de nitrógeno amoniacal oxidado a nitrógeno en forma de nitrato, que es bastante próximo al valor recomendado en los cálculos de 4.57, tomado de la reacción global donde no se considera la síntesis celular (Metcalf y Eddy, 1996).

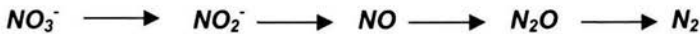
Estas ecuaciones permiten calcular las cantidades necesarias para los procesos de las diferentes especies químicas. Las bacterias nitrificantes son organismos extremadamente sensibles a una gran cantidad de sustancias inhibidoras, agentes tanto orgánicos como inorgánicos, que pueden impedir el desarrollo y la actividad de estos organismos. Las altas concentraciones de amoníaco y de ácido nitroso pueden resultar inhibidoras. Es también importante el efecto del pH. El intervalo óptimo de valores del pH es estrecho, entre 7.5 y 8.6, pero algunos sistemas aclimatados a condiciones de pH más bajos también han conseguido la nitrificación en forma satisfactoria. La temperatura también ejerce una gran influencia sobre el desarrollo de las bacterias nitrificantes. Aún así, la cuantificación de esta influencia es todavía difícil de establecer. Para que se produzca la nitrificación, es fundamental que existan concentraciones de oxígeno disuelto por encima de 1 mg/L. Si el nivel de OD es inferior a este valor, el oxígeno se convierte en el nutriente limitante del proceso y puede producirse el cese o la ralentización de la nitrificación (Metcalf y Eddy, 1996).

2.5.3. Desnitrificación biológica

La desnitrificación es la segunda etapa de la eliminación del nitrógeno mediante el proceso de nitrificación-desnitrificación. La eliminación del nitrógeno en forma de nitrato por conversión a nitrógeno gaseoso se puede conseguir biológicamente bajo condiciones "anóxicas" (sin oxígeno). El proceso se conoce con el nombre de desnitrificación



anaerobia. Sin embargo, las principales vías bioquímicas no son anaerobias, sino modificaciones de las vías aerobias. La conversión del nitrógeno, en forma de nitratos, a formas más rápidamente eliminables se puede llevar a cabo gracias a la acción de diversos géneros de bacterias. De entre todas ellas se pueden destacar las siguientes: *Achromobacter*, *Aerobacter*, *Alcaligenes*, *bacillus*, *Brevibacterium*, *flavobacterium*, *Lactobacillus*, *Micrococcus*, *Proteus*, *Pseudomonas* y *Spirillum*. Estas bacterias son heterótrofas capaces de la reducción disimilatoria del nitrato, que es un proceso en dos etapas. El primer paso consiste en la conversión de nitrato en nitrito, y a continuación se producen óxido nítrico, óxido nitroso y nitrógeno gaseoso. Las reacciones de reducción son las siguientes:



Los últimos tres compuestos son gaseosos y se liberan a la atmósfera. En los sistemas de desnitrificación, el parámetro crítico es la concentración de oxígeno disuelto. La presencia de OD suprime el sistema enzimático necesario para el desarrollo del proceso de desnitrificación. La alcalinidad se produce durante la conversión de nitrato en nitrógeno gas, lo cual provoca un aumento del pH. El pH óptimo se sitúa entre 7 y 8 que dependen de las diferentes poblaciones bacterianas posibles. La temperatura afecta a la tasa de eliminación del nitrato y a la de desarrollo de microorganismos.



CAPÍTULO 3. Metodología

3.1. Humedales artificiales de flujo vertical descendente (HAFVD)

El sistema de humedales en estudio pertenece a los que se han desarrollado recientemente y que son empleados para la depuración del agua residual debido al interés reciente de ajustar las características de los efluentes tratados a los requerimientos, cada día más estrictos en los países desarrollados, en particular a lo referente de la remoción de nitrógeno total presente en los efluentes domésticos. Una característica distintiva que, en general, presentan estos HA es que predomina el metabolismo tipo anaerobio dado que están estos sistemas limitados a la capacidad de introducir oxígeno disuelto en el efluente. Por este hecho, se logra una adecuada transformación del nitrógeno amoniacal en nitritos y nitratos y su posterior eliminación como nitrógeno gaseoso a la atmósfera. Ésta es la principal justificación para el desarrollo de los HAFV en Europa (Fenoglio, 2000). Un metabolismo aerobio degrada la materia orgánica varias veces más rápido que un metabolismo anaerobio (Metcalf y Eddy, 1996).

3.1.1. Sistema a escala de banco de un HAFVD

A grandes rasgos, un HA se construye haciendo una excavación de forma rectangular que es impermeabilizada con el empleo de geomembranas u otros sistemas que hagan impermeable al humedal, reduciendo la contaminación del subsuelo y de los mantos freáticos, muy importante hoy en día por la contaminación del agua potable. Después se rellena con uno o varios materiales de empaque como arena, grava o tezontle, con la aplicación de cierta granulometría predefinida de las capas que componen el substrato que funcionan como filtro para el agua y como soporte para las plantas que son sembradas en él. El material de empaque también funciona como hábitat para la gran diversidad de microorganismos que se desarrollan en el interior y en la rizosfera de las plantas y que contribuyen a la depuración del agua a través de la degradación de la



materia orgánica, nitrógeno y fósforo. El agua residual se introduce por la parte superior para proporcionar un flujo vertical descendente en los HAFVD, y el agua tratada se canaliza hacia una tubería de descarga del sistema localizada en la parte inferior. El proceso de depuración de los HAFVD consiste en la combinación de cuatro características básicas (microorganismos depuradores, medio inerte de soporte, tiempo de residencia hidráulica, tipo de agua residual), que sirven como parámetros de diseño de los HAFVD, con base en un modelo que los represente, en función de las condiciones ambientales de la zona (Esponda, 2001; Suárez-Trueba, 2001). Para el sistema en estudio, las que se tomaron son las siguientes.

3.1.1.1. La función depuradora de los microorganismos

Los microorganismos son la parte principal del funcionamiento de los humedales artificiales, ya que de estos depende la eficiencia en la remoción de los contaminantes: compuestos nitrogenados, fosforados y también de carbono, los que son biotransformados a productos más simples de degradar y eliminar del sistema.

3.1.1.2. El lecho o medio de soporte

El lecho está formado por el material de empaque de los biorreactores y sirve para soportar a los microorganismos, a las macrofitas y, además, funciona como medio filtrante para retener los sólidos suspendidos en el agua (que se depositan en la superficie de las partículas del lecho para ser degradadas por los microorganismos). Una característica muy importante del lecho es la granulometría de las capas. Por el hecho de tener cada una diferente tamaño de partícula, esto determina las características hidráulicas de los HAFVD y, por ende, el tiempo de residencia hidráulico del líquido en el lecho.

Este tiempo de residencia define el lapso que los contaminantes permanecen en contacto con las macrofitas y microorganismos para ser transformados químicamente, purificando el agua (Fenoglio, 2000). Los reactores de este sistema a escala de banco de humedales



artificiales de flujo vertical descendente se consideran idealmente como reactores bioquímicos de flujo tipo pistón con una cinética de primer orden que sirven para la transformación de compuestos disueltos, medidos como demanda bioquímica de oxígeno (DBO) o demanda química de oxígeno (DQO) y de nitrógeno, a compuestos inertes o a metabolitos de los organismos vivos que los asimilan.

En este tipo de sistemas, el agua se alimenta por la parte superior del humedal y fluye verticalmente por gravedad a través del empaque, el cual se diseña con diferentes granulometrías de medio de soporte (Kneidinger, 1997; Suárez-Trueba, 2001; Durán-Domínguez y col., 1998). La siguiente ecuación para una cinética de primer orden es aplicable para reactores de flujo tipo pistón:

$$\frac{C_e}{C_s} = e^{-k_r t} \quad (3-1)$$

C_e : Concentración del contaminante en el influente, mg/L

C_s : Concentración del contaminante en el efluente, mg/L

t : Tiempo de residencia hidráulico, d

La ecuación 3-1 se usó en la segunda fase de esta investigación.

3.1.1.3. Tiempo de residencia hidráulico

El tiempo de residencia hidráulico (t o Θ), es el tiempo que el agua a tratar permanece dentro del sistema depurador o reactor. Para una alimentación intermitente, como es el caso de este sistema de banco de HAFVD, está dividido en dos tipos: Θ_{aerobio} y $\Theta_{\text{anaerobio}}$ que están definidos teóricamente por las siguientes ecuaciones, desarrolladas por Hammer (1989):



$$\Theta_{aerobio} = \frac{V_s}{Q} = \frac{LWd\eta}{Q} \quad (3-2)$$

V_s Volumen del espacio efectivo en la parte aerobia, m^3

L Longitud del sistema, m

W Ancho del sistema, m

d profundidad de diseño del sistema en la parte aerobia, m

η porosidad o espacio promedio disponible para el flujo de agua a través del HAFV

Se puede calcular experimentalmente el $\Theta_{aerobio}$, para la parte aerobia, como se realizó en este trabajo, al tomar el flujo de entrada conocido y registrar el tiempo que permanece el agua residual en el sistema.

En el caso del tiempo de residencia hidráulico anaerobio se utilizó la ecuación 3-3:

$$\Theta_{anaerobio} = \frac{V_i}{Q_e} \eta \quad (3-3)$$

V_i : Volumen de la parte anaerobia, cm^3

Q_e : Flujo de entrada, cm^3/d

η : Porosidad o espacio disponible para el flujo de agua a través del HAFVD. La porosidad es un porcentaje del espacio total expresado en forma decimal.



3.1.2. Características del sistema de banco de HAFVD

3.1.2.1. Biorreactores de HAFVD a escala de banco

El sistema de banco de HAFVD consta de 5 biorreactores a escala de banco, alimentados con agua residual sintética, con una concentración inicial teórica de 300 mg DQOs/L, con un promedio de 230 mg DQOs/L, por medio de una bomba centrífuga de ¼ HP, cada 4 h, controlada con un temporizador con un intervalo de alimentación de 10 s (Esponda, 2001). Se compone de 5 tanques rectangulares con una capacidad aproximada de 250 L cada uno. Sus dimensiones son 70 cm de largo, 40 cm de ancho y 90 cm de alto construidos de material plástico inerte (Kneidinger, 1997). Están empacados con dos diferentes material de soporte, grava (G) y tezontle (T) (Tablas 3-1. a 3-5.) y, originalmente, fueron sembrados con dos diferentes materiales biológicos (macrofitas o plantas), carrizos y tules.

Tabla 3-1. Especificaciones del sistema a escala de banco

Ubicación	Zona trasera del Edificio E-2 del Conjunto E de la Facultad de Química en Ciudad universitaria	
Tipo de agua residual usada como influente	Agua residual sintética (con una concentración teórica inicial de 300 mg DQOs/L), con una relación de Carbono: Nitrógeno: Fósforo de 6.4:1:0.1	
Promedio de DQOs usado	230 mg/L	
Tipo de tratamiento primario	Ninguno (no hay material en suspensión)	
Tipo de tratamiento secundario	Sistema biológico tipo humedales artificiales de flujo vertical descendente	
Gasto máximo de influente por diseño	11.04 L/d	
Gasto mínimo de influente por diseño	10.80 L/d	
Tiempo de residencia hidráulico aerobio promedio	13 s	
Tiempo de residencia hidráulico anaerobio promedio	10 d	
Material de empaque	Se utilizaron dos tipos de material	Tezontle (escoria volcánica): E₁, E₃ y E₄
		Grava: E₂ y E₅



Tabla 3-2. Material biológico presente en el sistema de HAFVD (número de tallos)

Tipo de vegetación usada	Biorreactor	<i>Typha latifolia</i> (Tule)	<i>Phragmites australis</i> (Carrizo)
	E ₁ (Testigo)	No tiene plantas	No tiene plantas
	E ₂	2	20
	E ₃	3	14
	E ₄	2	12
	E ₅	2	15

Tabla 3-3. Tipo de material de soporte utilizado en el sistema de HAFVD

Biorreactor	Grava	Lava volcánica (Tezontle)
E ₁ (Testigo)	No	Sí
E ₂	Sí	No
E ₃	No	Sí
E ₄	No	Sí
E ₅	Sí	No

Tabla 3-4. Características del material de soporte

Capa	Diámetro granular (mm)	Altura relativa a la parte inferior de la columna (cm)
Protección	4-8	85-90
Principal	0.5-4	15-85
Transición	4-8	10-15
Desagüe	12-16	0-10



Tabla 3-5. Zonas de tratamiento (Esponda, 2001)

Tipo de Zona	Volumen sin empaque (L)	Volumen con grava (L)	Volumen con tezontle (L)
Aerobia	44.8	20.24	22.26
Anaerobia	207.2	93.65	109.98

3.1.2.2. Características del agua residual sintética

Las características del agua residual sintética utilizada en el sistema de banco de HAFVD tiene una concentración promedio aproximada de 230 mg DQOs/L. Esta agua se preparó en el laboratorio con compuestos químicos (Tabla 3-6.).

La relación inicial teórica es de:

Carbono	Nitrógeno	Fósforo
6.4	1	0.1

Fuente de carbono: Sacarosa (en este caso, azúcar estándar)

Fuentes de nitrógeno y azufre: Sulfato de amonio

Fuente de fósforo y potasio: Fosfato de potasio (monobásico)

Tabla 3-6. Especificación de los componentes del agua residual sintética

Unidades	Sacarosa $C_{12}H_{22}O_{11}$	Sulfato de amonio $(NH_4)_2SO_4$	Fosfato de potasio H_2KPO_4
g/L	0.267	0.08268	0.00850
g en 400 L	106.8	33.072	3.4



Cuando se arrancó el sistema de banco de HAFVD se tenía la misma cantidad de plantas en cada uno de los biorreactores (2 tules en los empaques de grava, G, y 2 en el de tezontle, T, y 2 carrizos en cada uno de los otros dos reactores con G y T) (Esponda, 2001). A lo largo de estos años, como se ve en la Tabla 3-2, una de estas especies vegetales predominó (Figuras 3-1. a 3-3.).

En la Figura 3-4. se presenta la distribución granulométrica de diseño que permite el adecuado flujo hidráulico (Durán-Domínguez y col., 1998).

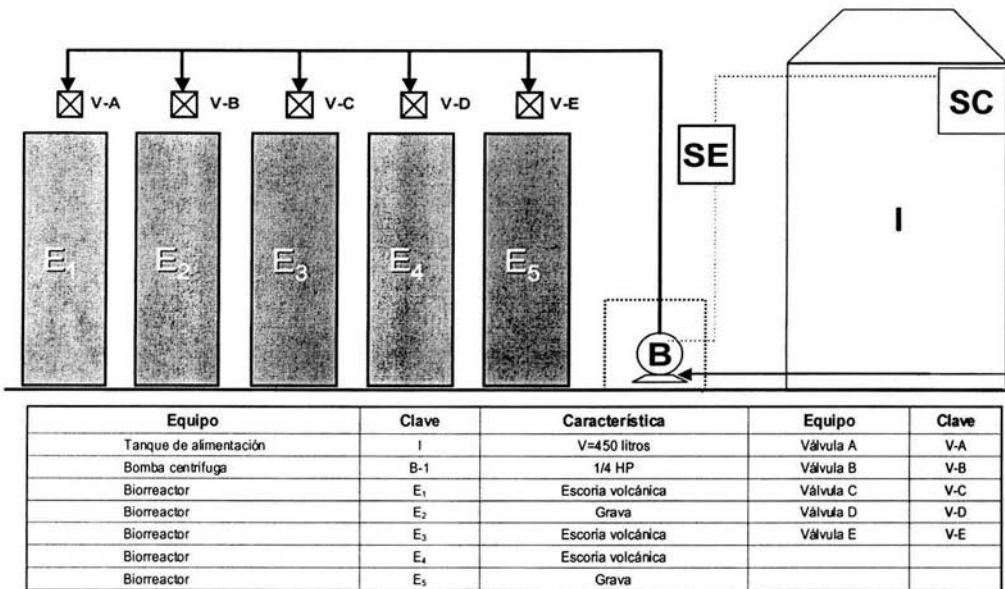


Figura 3-1. Diagrama esquemático del sistema en estudio (Suárez-Trueba, 2001)



Figura 3-2. Fotografía de los reactores empacados que simulan humedales artificiales de flujo vertical descendente, HAFVD

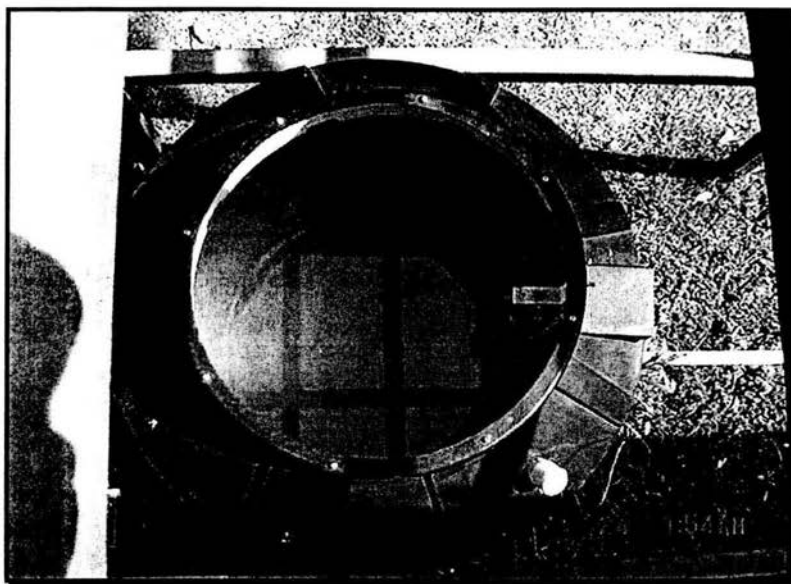


Figura 3-3. Fotografía del depósito de almacenamiento del agua residual sintética



3.2. Métodos empleados en el análisis del sistema de banco de HAFVD

Los siguientes métodos fueron utilizados para el estudio del sistema de HAFVD con el objetivo de conocer el funcionamiento biológico, por medio del % de remoción de las especies químicas: Nitrógeno amoniacal Kjeldahl (NAK), nitrógeno total Kjeldahl (NTK), nitratos (NO_3^-) y materia orgánica (DQOs). Asimismo, se realizó la medición de los parámetros como son el potencial de óxido-reducción (poR), oxígeno disuelto (OD), conductividad eléctrica (Cond), potencial de hidrógeno (pH), y temperatura (Temp). Para ello se describen las técnicas empleadas y equipo principal utilizado (en los anexos se encuentra la descripción de cada método y también su respectivo diagrama de flujo).

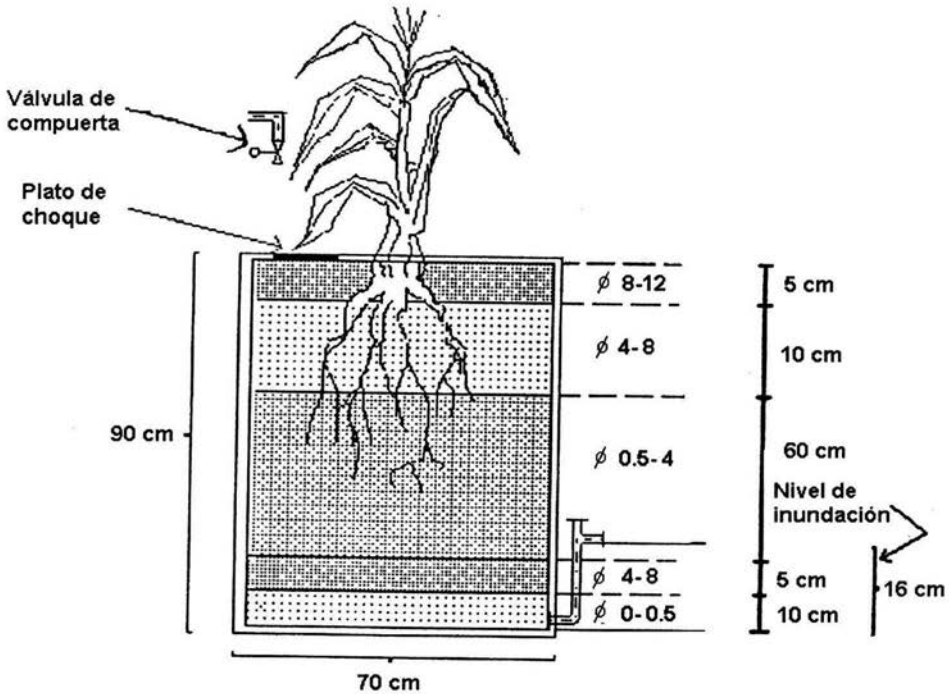


Figura 3-4. Diagrama esquemático de un humedal artificial de flujo vertical descendente (HAFVD)



3.2.1 Determinación de nitrógeno amoniacal Kjeldahl, NAK

Se recolectaron las muestras del agua residual del influente y del efluente de cada uno de los reactores del sistema de banco en frascos ámbar de 20 mL cada uno. Para la toma de muestra se utilizó una pipeta de polietileno con perilla de succión propia.

Se procuró tomar cada muestra de manera rápida y sin sólidos en suspensión y llenándolo hasta el borde para no dejar aire en su interior, con fin de evitar una oxidación por la presencia de oxígeno. Después, se tapó el frasco herméticamente para su posterior análisis experimental.

Se precalentó el destilador rápido marca Labconco, en el cual se llevó a cabo una destilación parcial de las muestras a analizar, se ajustó el flujo de agua para el enfriador y también para un tubo de Pitot hidráulico, el cual funciona para lavar el destilador de los residuos que quedan. Posteriormente, se enjuagó. También se conectó el conducto para el desecho del agua de enfriamiento y de parte de las muestras.

Se vertieron 20 mL de la muestra problema en el depósito del destilador, con la perilla cerrada. Al momento de verterla en el destilador se agregaron 10 mL de la solución de hidróxido de sodio-tiosulfato de sodio.

Se adicionó en un matraz Erlenmayer de 60 mL de capacidad, la solución indicadora mixta con el ácido bórico para recibir el destilado hasta completar un volumen final de 40 mL.

Los 40 mL de destilado se titularon con una solución de ácido sulfúrico con una normalidad conocida (0.02N). Para calcular la concentración de mg N-NH₃ /L se utilizó la ecuación 3-4.



$$\text{NAK en mg N-NH}_3/\text{L} = [(A-B) \cdot N \cdot 14 \cdot 1000] / V \quad (3-4)$$

A: Volumen de solución de H₂SO₄ empleado para titular la muestra, en mL, correspondiente al nitrógeno amoniacal Kjeldahl

B: Volumen de solución de H₂SO₄ empleado para titular el blanco o testigo, en mL

N: Normalidad de solución de H₂SO₄

V: Volumen de la muestra en mL

Se realizaron las muestras necesarias se hizo un blanco de agua destilada para realizar los cálculos y posteriormente se lavó el destilador, se cerraron todas las válvulas y se apagó el interruptor del dispositivo de calentamiento.

Finalmente se calcularon las concentraciones de mg N-NH₃/L de cada muestra.

3.2.2. Determinación de nitrógeno total Kjeldahl, NTK

Se recolectaron las muestras de la misma forma que se hizo para la determinación de NAK (Descrito en el punto 3.2.1).

Se conectó el digestor bajo la campana para evitar la inhalación de gases tóxicos y se precalentó a una temperatura aproximada de 410 °C para digerir la muestra a determinar el nitrógeno total Kjeldahl y dado que sólo tiene 4 insertos, se prepararon 3 muestras y el testigo de agua destilada, respectivamente, en cada tubo de ensayo, esto debe repetirse en el caso que se cuente con más muestras a analizar.

Para poder digerir un número adicional de muestras y realizarlo eficientemente sin apagar el digestor, deben elevarse los portatubos con la ayuda de las tapas, poniéndolas en el centro de las agarraderas con el fin de elevar los tubos para conseguir con ello que los tubos no estén en contacto directo con la superficie caliente de contacto, ocasionando un calentamiento o disminución de la temperatura paulatina, al iniciar la digestión o al terminarla. Se colocaron 20 mL de la muestra a analizar en cada tubo del digestor y



después se agregaron con la utilización de una pipeta 10 mL de la solución de digestión, la cual se preparó previamente. Posteriormente, se depositaron las muestra en el digestor para su digestión, colocando las tapas móviles en el portatubos y poner el equipo de vidrio para la eyección con el propósito de eliminar los vapores ácidos.

La digestión se realizó durante 30 minutos a la temperatura de 410°C. Antes de sacar los tubos con las muestras digeridas, se dejan enfriar las muestras en los tubos de digestión por debajo de los 200°C, para evitar un choque térmico que provoca que los materiales de vidrio se fracturen o se rompan. Después de esto, se toman los tubos con los guantes de asbesto, que son recomendables para manejar equipo a altas temperaturas y se ponen en las gradillas porta-tubos con el objetivo de conseguir que las muestras se enfríen más rápidamente, alrededor de la temperatura ambiente. Posteriormente, se realiza la dilución y enjuague hasta completar 20 mL con agua destilada para verterlos en el destilador rápido Labconco.

Se precalentó el destilador rápido marca Labconco, en el cual se llevó una destilación parcial de las muestras a analizar, se ajustó el flujo de agua para el enfriador y también para un tubo de Pitot hidráulico, el cual funciona para lavar el destilador de los residuos que quedan. Posteriormente, se enjuagó. También se conectó el conducto para el desecho del agua de enfriamiento y de parte de las muestras.

Se vertieron 20 mL de la muestra problema en el depósito del destilador, con la perilla cerrada. Al momento de verterla en el destilador se agregaron 10 mL de la solución de hidróxido de sodio-tiosulfato de sodio. Se adicionó en un matraz Erlenmayer de 60 mL de capacidad, la solución indicadora mixta con el ácido bórico para recibir el destilado hasta completar un volumen final de 40 mL.

Los 40 mL de destilado se titularon con una solución de ácido sulfúrico con una normalidad conocida (0.01N). La concentración anterior está en función de la concentración de nitrógeno total teórica de las muestras a analizar, en el caso que sean



similares. En este caso en particular, se manejaron muestras con concentraciones entre 0.5 a 10 mg N/L; Para calcular la concentración de mg N/L se utilizó la ecuación 3-5:

$$\text{NTK en mg N/L} = [(A-B) \cdot N \cdot 14 \cdot 1000] / V \quad (3-5)$$

A: Volumen de solución de H₂SO₄ empleado para titular la muestra, en mL, correspondiente al nitrógeno total Kjeldahl

B: Volumen de solución de H₂SO₄ empleado para titular el blanco o testigo, en mL

N: Normalidad de solución de H₂SO₄

V: Volumen de la muestra en mL

Se realizaron las muestras necesarias se hizo un blanco de agua destilada para realizar los cálculos y posteriormente se lavó el destilador, se cerraron todas las válvulas y se apagó el interruptor del dispositivo de calentamiento. Finalmente se calcularon las concentraciones de mg N/L de cada muestra.

3.2.3. Determinación de nitratos en el sistema de HAFVD

Inicialmente se realizó una curva de calibración con una solución de nitrógeno nítrico para determinar el contenido de nitratos en las muestras a analizar, con la cual se obtiene un modelo lineal con el que se correlacionan los datos de absorbancia obtenidos (ver Figuras A-7 y A-8).

Se preparó la solución de salicilato de sodio al 5% en peso, ácido sulfúrico concentrado ($\rho=1.84 \text{ g cm}^{-3}$), la solución de hidróxido de sodio y tartrato doble de sodio y potasio y la solución patrón de nitrógeno nítrico para la construcción de la curva patrón de calibración, para realizar las correlaciones de las muestras a analizar.

Con las muestras del agua residual del influente y del efluente recolectadas de cada uno de los HAFVD del sistema en estudio se determinaron los nitratos, utilizando el método a micro-escala de salicilato de sodio. Este método a microescala se desarrolló en esta



investigación con objeto de reducir la generación de residuos. Su descripción completa se presenta en el anexo correspondiente. Los pasos realizados fueron los siguientes:

Se colocaron, mediante la utilización de una pipeta de 2 mL y una propipeta, 2 mL de la muestra en una cápsula de porcelana de 30 mL, que se alcalinizaron débilmente al agregar una pequeña gota en la pared de la cápsula de la solución de hidróxido de sodio y tartrato doble de sodio y potasio y, finalmente, se adicionaron 2 mL de la solución de salicilato de sodio.

Las muestras se evaporaron a sequedad en una estufa entre 75-80°C, colocando una cápsula con agua destilada y verificando que la temperatura del agua fuera de 75°C. Al mismo tiempo, se registraron la temperatura del aire en el interior de la estufa para obtener la temperatura del potenciómetro a la cual debería ponerse la estufa para reducir el tiempo de evaporación de la solución preparada (ésta fue de 130°C), durante 35 min aproximadamente.

Se sacaron las cápsulas de la estufa permitiendo que se enfriaran a temperatura ambiente, vertiendo con una pipeta de 1 mL y propipeta, tratando el residuo con 0.4 mL de H₂SO₄ concentrado, procurando que quedara totalmente impregnado y esperando 10 min para que se llevara a cabo la reacción de nitración del salicilato de sodio (se obtiene como producto el paranitrosalicilato de sodio de color amarillo). Se añadieron 3 mL de agua bidestilada y 3 mL de la solución de hidróxido de sodio y tartrato doble de sodio y potasio. Se mezcló todo adecuadamente con la ayuda de una varilla de vidrio.

Se efectuaron las lecturas en un espectrofotómetro en la zona del visible a la longitud de onda de 415 nm y se restaron a las densidades ópticas leídas para la muestra, los valores encontrados para el testigo.



3.2.4. Determinación de la materia orgánica como demanda química de oxígeno soluble, DQOs

En un tubo de cultivo (tubo de ensayo de vidrio con cubierta de bakelita), se añadieron 2 mL de la muestra problema correspondiente, después se agregaron 3 mL de la solución de H_2SO_4/Ag_2SO_4 y 1 mL de la solución de digestión. Se tapó el tubo. Debido a las características de peligrosidad de esta mezcla se deben considerar condiciones de seguridad para realizar estos análisis, como son el uso de:

Bata de algodón

Lentes de seguridad

Guantes para el manejo de sustancias corrosivas (guantes de látex)

Guantes de asbesto en el caso de materiales calientes

para evitar cualquier consecuencia peligrosa por derrame o explosión del equipo y/o material manipulado, ya que la reacción de las sustancias anteriores es exotérmica. Asimismo, debe trabajarse cerca de una regadera y lavajos de seguridad y tener materiales inertes para neutralizar los materiales vertidos.

Se precalienta la estufa a $165^\circ C$ con anterioridad, para que al momento de hacer la digestión ya estuviese preparada. Se introdujeron los 7 tubos de cultivo puestos en una gradilla metálica para mantenerlos en la estufa por 30 minutos, aproximadamente. Después se sacaron las muestras de la estufa con la ayuda de unos guantes de fibra de vidrio y se dejó que los tubos se enfriaran a temperatura ambiente.

Los tubos de las muestras se introdujeron en la centrífuga a 3000 rpm, aproximadamente, durante 10 minutos para provocar que los sólidos sedimentables se precipitaran en el fondo del tubo para evitar que, en su posterior lectura, los sólidos suspendidos interfirieran en la medición de absorbancia del espectrómetro.



Anterior a la medición de la absorbancia de las muestras se encendió el espectrofotómetro, se esperó alrededor de 5 minutos para su calentamiento y estabilización de las lecturas. Después, se prosiguió al ajuste a cero del instrumento con la ayuda de un blanco de referencia realizado con agua destilada.

Se realizaron las mediciones de la absorbancia de cada muestra en el espectrómetro. Para asegurar la exactitud de las lecturas de cada muestra, se verificaba el cero después de cada lectura. Se anotaron los valores obtenidos en la bitácora para, posteriormente, correlacionar los datos con la curva de calibración inicialmente obtenida.

3.2.5. Medición del potencial de óxido-reducción, poR

Se utilizó para la medición de campo del potencial de óxido-reducción un electrodo de Cu/CuSO_4 , con una membrana construida de madera (corcho) para el intercambio iónico entre la solución de CuSO_4 y el electrodo de platino (Pt). Se utilizó el electrodo construido en el laboratorio junto con un potenciómetro que mide en mV las diferencias de potencial.

Se introdujo la punta del electrodo en la solución a medir, se esperó algunos minutos para que se estabilizara la lectura en la pantalla indicadora. Después de esto, se anotó la lectura correspondiente, así hasta finalizar la medición de todas las muestras.

Se lavó con agua destilada el sensor y se secó con material absorbente; después se colocó en una solución de CuSO_4 para que esté listo para utilizarse posteriormente, guardándose en un sitio adecuado.

Las reacciones de oxidación-reducción o “redox” desempeñan un papel importante en muchas reacciones que se producen en las aguas naturales y en procesos de tratamiento de aguas residuales. El comportamiento de los compuestos que contienen carbono, nitrógeno, azufre, hierro y manganeso en aguas naturales y en procesos de tratamiento tiene gran influencia de las reacciones redox. Las pruebas de demanda bioquímica de



oxígeno (DBO) y la demanda química de oxígeno soluble (DQOs) y los análisis de oxígeno disuelto se basan en ellas. Las reacciones redox catalizadas por enzimas (microorganismos) forman la base de los procesos de tratamiento de aguas residuales como son los de lodos activados, la filtración biológica, la digestión o degradación anaerobia y los humedales artificiales. Estas reacciones redox de origen microbiano también son importantes en la transformación de nutrientes, metales y otras especies químicas en las aguas naturales (Snoeyink y Jenkins, 1995).

El potencial de oxidación-reducción define la capacidad de una sustancia tanto de liberar como de conseguir electrones libres. La unidad de medida es el milivoltio (mV) de poR es un excelente indicador de la contaminación del agua.

En esta investigación no se presenta la discusión de los datos de mediciones de óxido-reducción. Ésta se considerará para la segunda fase cuando se tengan validados los datos obtenidos con los de un electrodo de calibración.

3.2.6. Medición de los parámetros fisicoquímicos en el sistema de banco de HAFVD

Para la medición del potencial de hidrógeno (pH), oxígeno disuelto (OD), conductividad eléctrica (Cond) y temperatura (Temp) en el sistema de banco de HAFVD se utilizó el sistema de medición para campo marca Corning (ver Figura 3-5.), el cual se calibró y verificó periódicamente para obtener resultados cercanos al valor verdadero de las mediciones realizadas.

Se midieron las propiedades antes mencionadas en el agua residual del influente y el efluente de cada uno de los HAFVD del sistema de banco.

Al realizar las mediciones en el sistema de banco de HAFVD, primeramente se revisó que estuvieran en condiciones óptimas cada uno de los tres sensores que componen el sistema de medición de campo al igual que su indicador. Posteriormente, se enjuagó con



agua destilada la sección expuesta del sensor utilizado después de cada medición con lo que se evita la interferencia en el parámetro medido de cada muestra y se anotó la lectura obtenida en la bitácora para el posterior análisis de los datos para realizar correlaciones necesarias.

Después de realizar las mediciones de influente y efluentes se enjuagaron cada uno de los sensores y secaron para colocarles en el maletín expresamente usado para su almacenamiento.

COMPONENTES DEL EQUIPO DE MUESTREO EN CAMPO

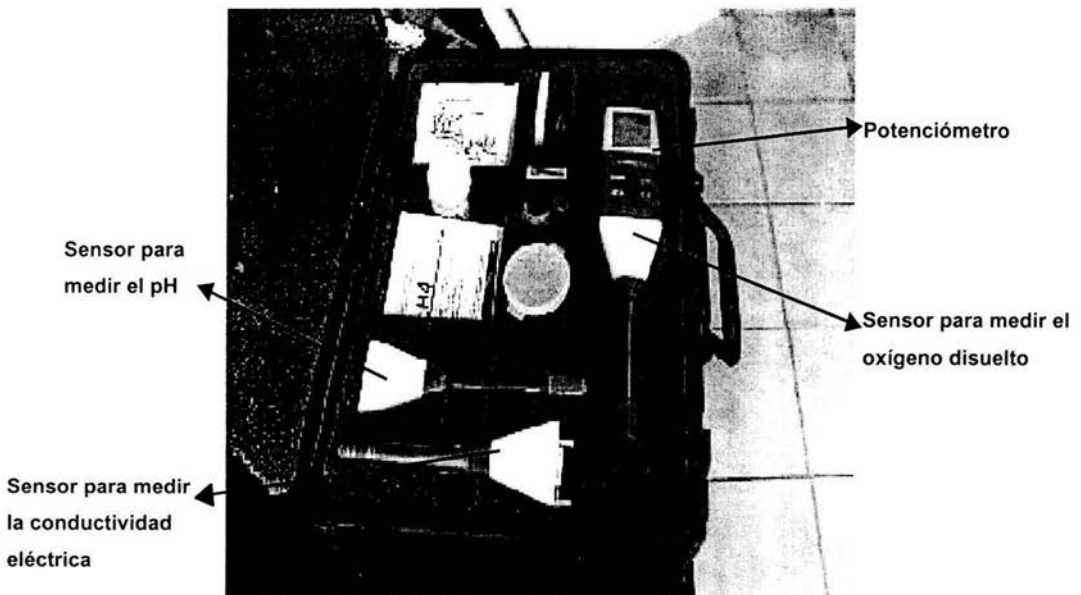


Figura 3-5. Sistema de medición de campo de los parámetros fisicoquímicos



CAPÍTULO 4. Resultados, discusión y observaciones

4.1. Eliminación de nitrógeno amoniacal presente en el sistema.

A continuación, en la Tabla 4-1. se presenta la información sobre nitrógeno amoniacal obtenida de los biorreactores en estudio. Esta misma información se presenta de manera gráfica en la Figura 4-1.

Tabla 4-1. Resultados de nitrógeno amoniacal en los humedales artificiales de flujo vertical descendente

Parámetro	NAK _{entrada}	NAK _{salida}				
	I	E ₁	E ₂	E ₃	E ₄	E ₅
Mínimo	0.4	0.4	0.0	0.0	0.0	0.0
Máximo	15.1	1.4	1.4	3.5	2.1	2.1
Promedio	9.6	0.7	0.6	1.1	0.7	0.9
Desviac. est.	3.7	0.4	0.4	0.9	0.6	0.6
% Remoción	0.0	92.5	93.3	88.7	92.5	91.1
Densidad de plantas		Cero	2 T y 20 C	3 T y 14 C	2 T y 12 C	2 T y 15 C

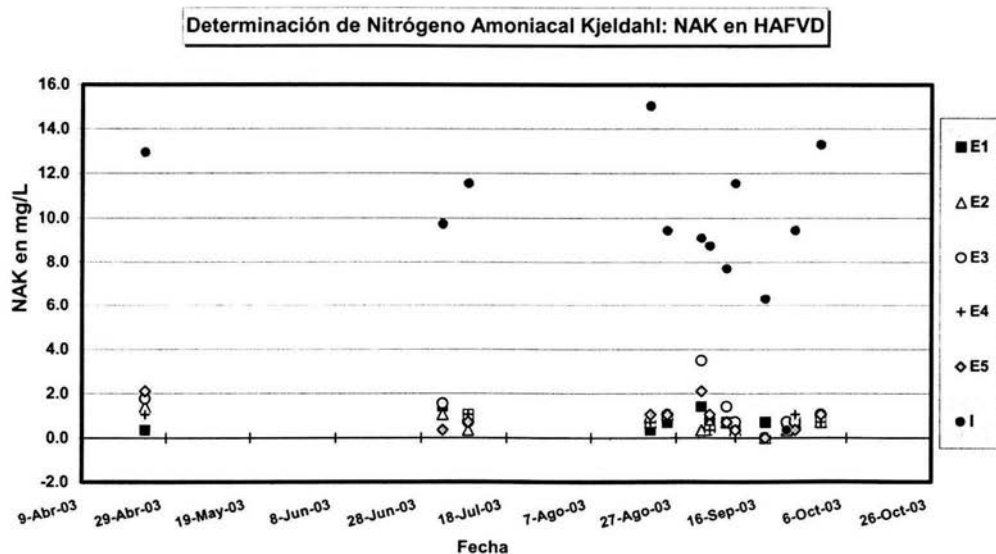


Figura 4-1. Gráfico para nitrógeno amoniacal en el sistema de banco de HAFVD



4.2. Eliminación de nitrógeno total presente en el sistema

A continuación se presenta en la Tabla 4-2. la información obtenida de los biorreactores en estudio para nitrógeno total. Esta misma información se presenta de manera gráfica en la Figura 4-2.

Tabla 4-2. Resultados de nitrógeno total en los humedales artificiales de flujo vertical descendente

Parámetro	NTK _{entrada}	NTK _{salida}				
	I	E ₁	E ₂	E ₃	E ₄	E ₅
Mínimo	8.1	0.0	0.0	0.4	0.0	0.0
Máximo	16.8	1.8	3.5	4.2	2.8	1.8
Promedio	13.2	0.9	1.2	2.0	1.0	1.0
Desviac. est.	3.3	0.7	1.3	1.5	1.2	0.9
% Remoción	0.0	93.1	91.0	85.1	92.6	92.4
Densidad de plantas	Cero	2 T y 20 C	3 T y 14 C	2 T y 12 C	2 T y 15 C	2 T y 15 C

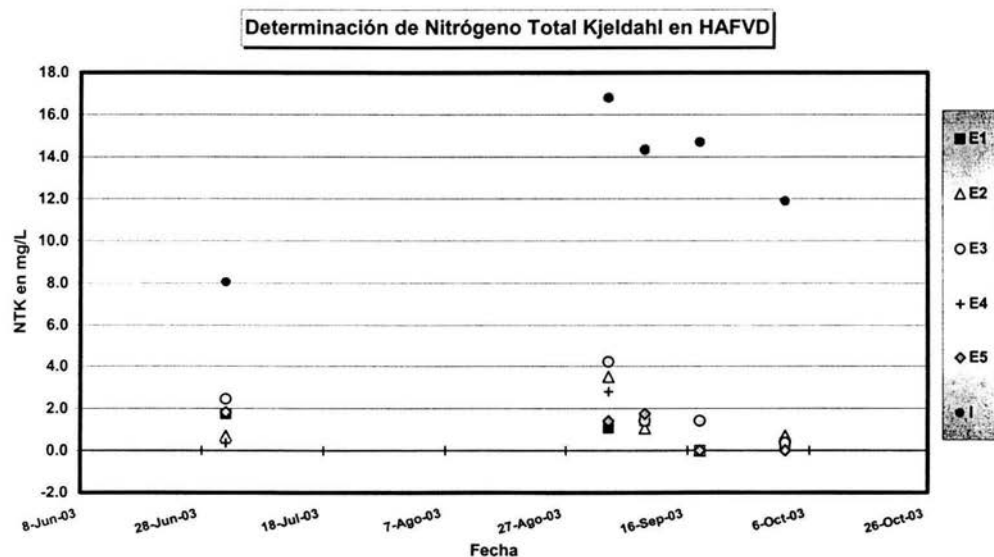


Figura 4-2. Gráfico para nitrógeno total en el sistema de banco de HAFVD



4.3. Eliminación de nitratos presente en el sistema de estudio

En la Tabla 4-3. y la Figura 4-3. se presentan los datos de nitratos para los cinco sistemas.

Tabla 4-3. Resultados de nitratos, en el sistema de HAFVD en estudio

Parámetro	NO ₃ ⁻ entrada	NO ₃ ⁻ salida				
	I	E ₁	E ₂	E ₃	E ₄	E ₅
Mínimo	0.0	0.2	0.0	0.0	0.0	0.0
Máximo	8.3	34.4	0.4	0.3	0.2	3.8
Promedio	1.7	20.1	0.1	0.1	0.1	0.3
Desviac. est.	2.7	7.7	0.1	0.1	0.1	0.9
% Remoción	0.0	0.0	94.0	96.4	96.5	83.2
Densidad de plantas		Cero	2 T y 20 C	3 T y 14 C	2 T y 12 C	2 T y 15 C

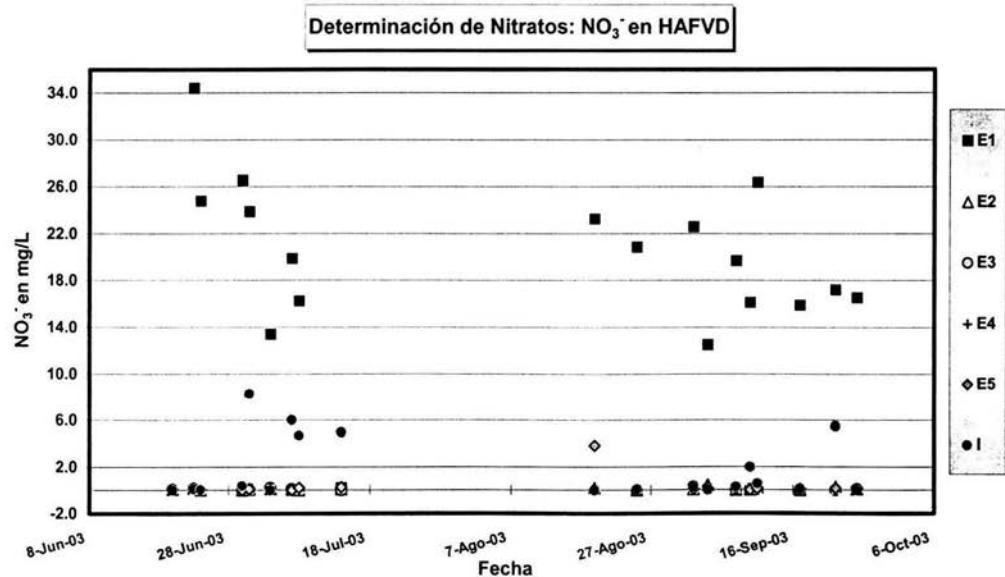


Figura 4-3. Gráfico para nitratos en el sistema de banco de HAFVD



4.4. Eliminación de la materia orgánica presente en el sistema

La DQOs, utilizada como parámetro de medición de la conversión de materia orgánica contaminante transformada a productos de degradación biológica, como son biomasa y biogás, fue evaluada a lo largo de esta investigación. Representa la suma de los compuestos usados como nutrientes principales para las bacterias heterótrofas que realizan la descomposición de los contaminantes y que se fijan a las raíces de las plantas y al material inerte de soporte de los humedales y se utilizó como un indicador de la estabilidad del sistema de tratamiento. En la Tabla 4-4. y Figura 4-4. se presentan los datos que se obtuvieron en este lapso.

Tabla 4-4. Resultados de demanda química de oxígeno soluble de los HAFVD

Parámetro	DQOs _{entrada}	DQOs _{salida}				
	I	E ₁	E ₂	E ₃	E ₄	E ₅
Mínimo	154.7	3.0	24.7	9.7	21.3	28.0
Máximo	281.3	149.7	179.7	314.7	154.7	186.3
Promedio	226.3	68.7	114.7	147.3	89.3	109.0
% Remoción	0.0	69.7	49.3	34.9	60.5	51.8
Densidad de plantas	Cero	2 T y 20 C	3 T y 14 C	2 T y 12 C	2 T y 15 C	

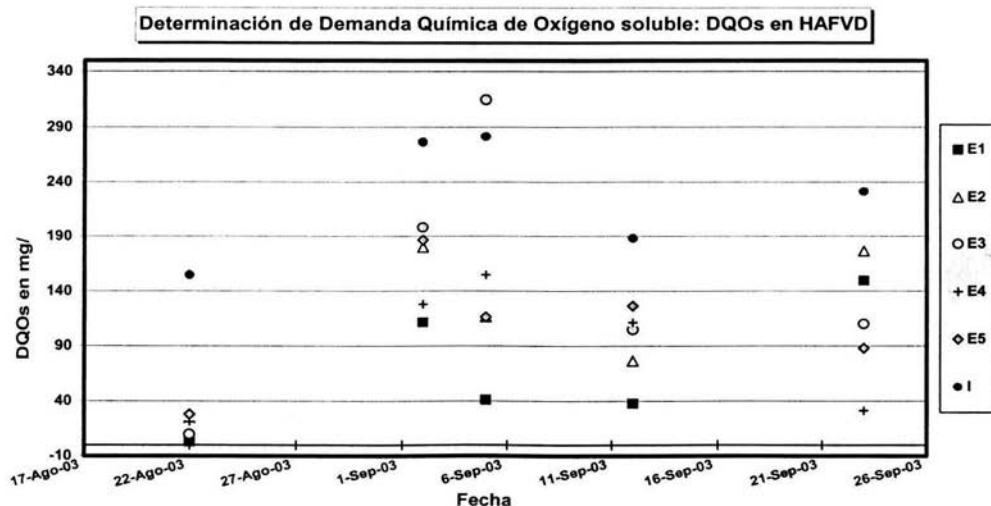


Figura 4-4. Datos de DQOs en el sistema de banco de HAFVD



4.5. Resultados de potencial de óxido-reducción (poR) en HAFVD

En la Figura 4-5. y la Tabla 4-5. se presentan los datos obtenidos de las mediciones de potencial de óxido-reducción en los sistemas en estudio.

Tabla 4-5. Resultados del potencial de óxido-reducción (poR) del sistema de HAFVD

Fecha	poR entrada	poR salida				
	I	E ₁	E ₂	E ₃	E ₄	E ₅
Mínimo	-106.0	-11.0	-17.2	-10.4	-69.3	-190.0
Máximo	53.6	43.5	44.8	41.2	293.6	56.4
Promedio	3.0	9.1	8.2	4.7	22.5	-25.5
Desviac. est.	41.586	18.553	18.110	15.912	94.077	67.339
Densidad de macrofitas		Cero	2 T y 20 C	3 T y 14 C	2 T y 12 C	2 T y 15 C

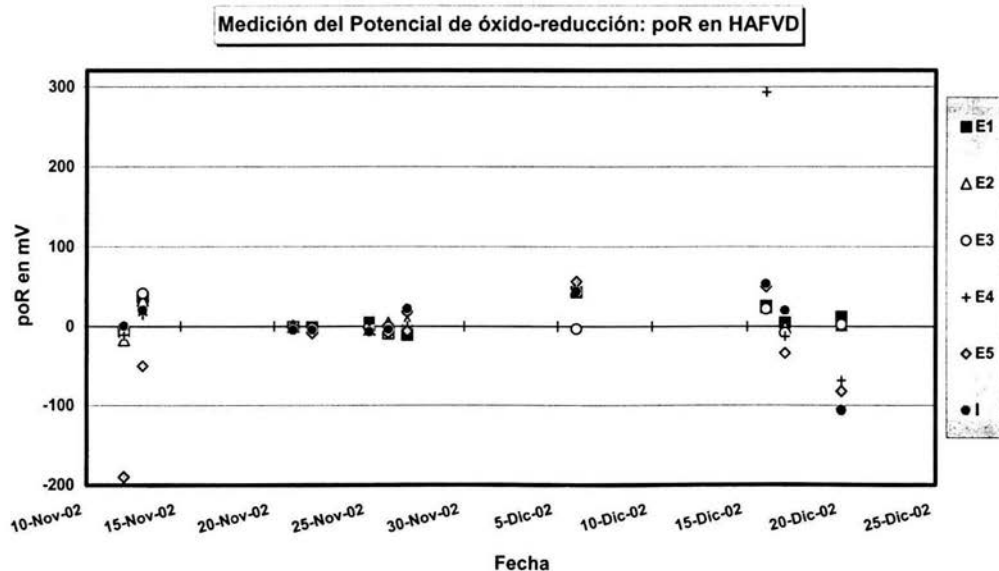


Figura 4-5. Gráfico de potencial de óxido-reducción en el sistema de banco de HAFVD



4.6. Resultados de potencial de hidrógeno (pH) en HAFVD

En la Figura 4-6. y la Tabla 4-6. se presentan los datos obtenidos de las mediciones de potencial de hidrógeno (pH) en los sistemas en estudio.

Tabla 4-6. Resultados del potencial de hidrógeno (pH) del sistema de HAFVD

Fecha	pH entrada	pH salida				
	I	E ₁	E ₂	E ₃	E ₄	E ₅
Mínimo	5.17	5.65	6.01	6.22	6.20	6.07
Máximo	7.23	6.25	6.63	6.83	6.65	6.70
Promedio	6.19	6.02	6.36	6.48	6.40	6.42
Desviac. est.	0.639	0.158	0.138	0.148	0.119	0.129
Densidad de macrofitas		Cero	2 T y 20 C	3 T y 14 C	2 T y 12 C	2 T y 15 C

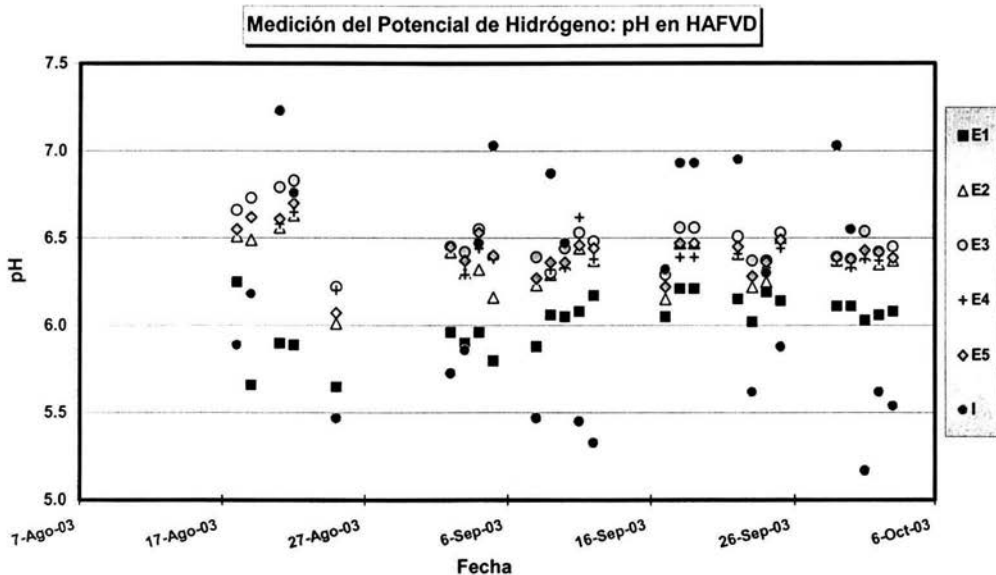


Figura 4-6. Gráfico de potencial de hidrógeno en el sistema de banco de HAFVD



4.7. Resultados de oxígeno disuelto (OD) en HAFVD

La Tabla 4-7. y la Figura 4-7. presentan la información obtenida de las mediciones de OD.

Tabla 4-7. Resultados de oxígeno disuelto (OD) del sistema de HAFVD

Fecha	OD entrada	OD salida				
	I	E ₁	E ₂	E ₃	E ₄	E ₅
Mínimo	0.03	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
Máximo	3.08	1.45	0.89	0.50	0.60	9.89
Promedio	1.71	0.35	0.24	0.24	0.19	1.42
Desviac. est.	0.812	0.287	0.208	0.130	0.166	2.640
Densidad de macrofitas		Cero	2 T y 20 C	3 T y 14 C	2 T y 12 C	2 T y 15 C

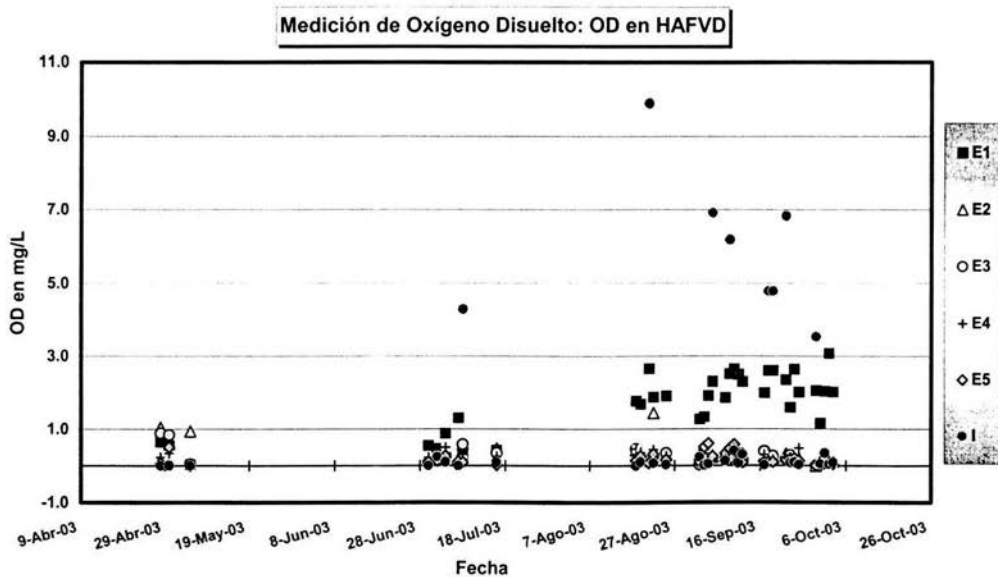


Figura 4-7. Gráfico de oxígeno disuelto en el sistema de banco de HAFVD



4.8. Resultados de conductividad eléctrica (Cond) en HAFVD

En la Figura 4-8. y la Tabla 4-8. se presentan los datos obtenidos de las mediciones de conductividad eléctrica en los sistemas en estudio.

Tabla 4-8. Resultados de conductividad eléctrica (Cond) del sistema de HAFVD

Fecha	Cond _{entrada}	Cond _{salida}				
	I	E ₁	E ₂	E ₃	E ₄	E ₅
Mínimo	385	386	400	357	408	415
Máximo	509	463	572	656	507	743
Promedio	452.3	416.5	476.2	428.5	455.3	529.1
Desviac. est.	33.0	17.7	49.1	59.1	26.6	73.6
Densidad de macrofitas		Cero	2 T y 20 C	3 T y 14 C	2 T y 12 C	2 T y 15 C

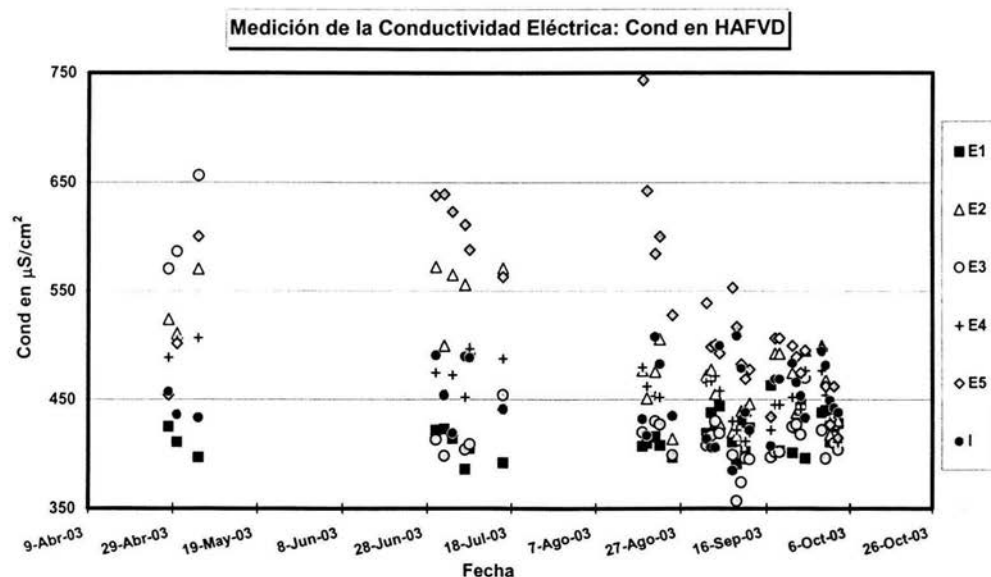


Figura 4-8. Gráfico de conductividad eléctrica en el sistema de banco de HAFVD



4.9. Resultados de temperatura (Temp) en HAFVD

En la Figura 4-9. y la Tabla 4-9. se presentan los datos obtenidos de las mediciones de temperatura en los sistemas en estudio.

Tabla 4-9. Resultados de temperatura del sistema de HAFVD

Fecha	Temp entrada	Temp salida				
	I	E ₁	E ₂	E ₃	E ₄	E ₅
Mínimo	14.3	14.5	14.8	14.7	14.7	14.3
Máximo	25.8	22.4	26.8	27.4	26.3	26.9
Promedio	19.9	18.4	19.4	19.4	19.9	19.7
Desviac. est.	2.4	1.8	2.7	2.7	2.6	2.9
Densidad de macrofitas		Cero	2 T y 20 C	3 T y 14 C	2 T y 12 C	2 T y 15 C

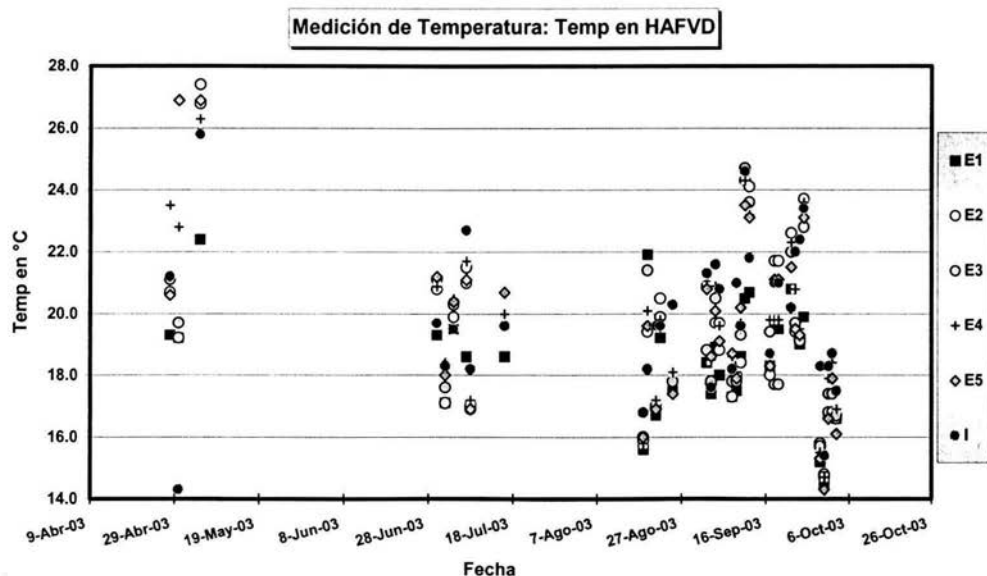


Figura 4-9. Gráfico de temperatura en el sistema de banco de HAFVD



En la Tabla 4-5. y en la Figura 4-5. se presentaron los datos de los potenciales de óxido-reducción en el agua residual sintética del sistema de banco de HAFVD. Estos resultados indican que se tienen condiciones anaerobias en los efluentes de salida (valores negativos), lo que confirma que en la parte inferior de los reactores ya no se tiene oxígeno disuelto (las raíces de las plantas no llegan hasta allí).

En el influente, solamente uno de los datos muestra valores negativos, debido probablemente a que la alimentación provenía del fondo del tanque de alimentación y ya no tenía oxígeno disuelto. A la luz de esos resultados, se observó que es importante tener una alimentación fresca (que no esté almacenada por tiempos largos en el tanque de almacenamiento), si se desea eliminar a este factor como una variable adicional.

4.10. Tendencia de flujo del agua residual dentro del sistema de banco de HAFVD

En el sistema de banco de HAFVD, la tendencia de flujo es una variable de diseño muy importante, definida por la velocidad de infiltración (V_i). Esta variable incide en el tiempo en el cual el agua de alimentación se expone a la zona aerobia de las raíces de las macrofitas. El tiempo, desde el inicio de la alimentación hasta el inicio del flujo en la parte de salida del agua en el humedal, conocido como tiempo de residencia hidráulico, depende de la velocidad hidráulica. Ésta, a su vez, depende del empaque y de la proliferación de las raíces. La velocidad hidráulica que se obtuvo como resultado promedio fue de $V_i = 50$ cm/min, que cae en el intervalo de diseño de este sistema (Esponda, 2001).

4.11. Adaptación de las macrofitas

Durante este tiempo, se observó que, de los dos tipos de macrofitas que originalmente se sembraron, *Typha latifolia* (Tule) y *Phragmites australis* (Carrizo), estas últimas, *Phragmites australis*, tienen una adaptabilidad bastante mayor al micro-ambiente que se



genera alrededor del sistema de banco del HAFVD. El crecimiento de sus raíces y de las partes aéreas es bastante exuberante. Por el contrario, las plantas de *Typha latifolia* han visto inhibido su crecimiento con una tendencia a desaparecer, ya que su adaptabilidad al micro ambiente parece no ser muy favorable.

Se ha observado que ambas macrofitas se desarrollan con diferente rapidez, mientras que *Phragmites australis* lo hace con un gran vigor, y *Typha latifolia* lo lleva a cabo de forma muy escasa (Tabla 3-2). Esto indica que no es muy recomendable la utilización de los tules o *Typha*. Se hizo un análisis estadístico comparativo para verificar si hay diferencias significativas entre los datos obtenidos de los reactores E₂ y E₅ y E₃ y E₄, así como entre ellos. Esto permitió verificar si existen diferencias entre los que supuestamente debieran ser réplicas. De hecho, cuando se inició esta investigación ya todos los reactores tenían plantas de ambos tipos y no diferenciadas como fueron originalmente plantados los reactores (Suárez-Trueba, 2001). Para el caso de los carrizos, se podaron algunas plantas que causaba problemas de sobrepoblación en los reactores, que pueden provocar una posible ruptura de las paredes. También se podaron los tallos a una altura de 60 cm aproximadamente (Figura 3-2.).

De estos tallos nacieron pequeños brotes con un diámetro de 0.5 cm. Estos ya han crecido nuevamente hasta una altura de un par de metros (Figura 4-10.).

4.12. Resultados de eficiencia remoción del sistema en estudio

Se presentan los resultados de % de remoción de nitrógeno amoniacal Kjeldahl, nitrógeno total Kjeldahl, nitratos y demanda química de oxígeno soluble, se muestran las comparaciones entre los biorreactores E₁, E₂, E₃, E₄, E₅ y la alimentación en cada parámetro analizado (Figura 4-11. a la Figura 4-14.)

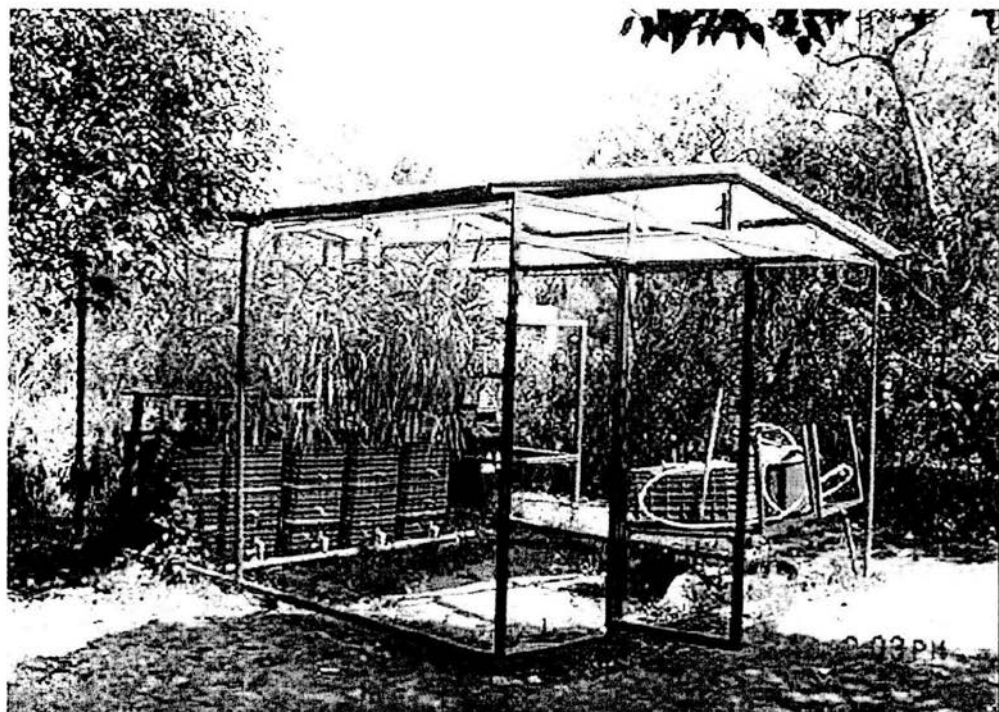


Figura 4-10. Vista del sistema de banco de HAFVD



4.12.1. Eficiencia en la remoción de nitrógeno amoniacal Kjeldahl

En la Figura 4-11. se muestra los resultados obtenidos en el sistema de banco de HAFVD

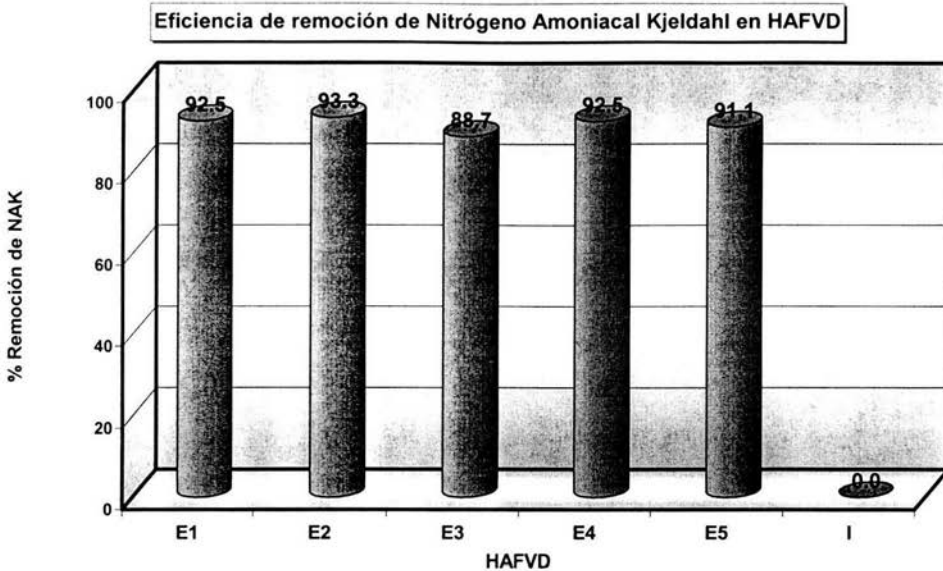


Figura 4-11. Resultados de la eficiencia de remoción de nitrógeno amoniacal Kjeldahl en el sistema de banco de HAFVD (E₁= Testigo sin planta, E₂, E₅= Grava/carrizos/tules, E₃,E₄= Tezontle/carrizos/tules)

Al observar el gráfico (Figura 4-11), se ve claramente que la eficiencia mejor para la remoción de nitrógeno amoniacal se realiza en el reactor E₂ (93.3%). En los otros cuatro reactores se tienen eficiencias de remoción que van del orden de 88.7-92.5%, como promedio global de los datos obtenidos a lo largo de seis meses.

En este caso, también se hicieron análisis estadísticos de los datos para definir la influencia de la presencia de las plantas y de los dos diferentes empaques. Los resultados indican que ambas variables sí tienen influencia en la eliminación del NAK.



4.12.2. Eficiencia en la remoción de nitrógeno total Kjeldahl

En la Figura 4-12. se muestra los resultados obtenidos en el sistema de banco de HAFVD en la remoción de nitrógeno total del agua residual sintética.

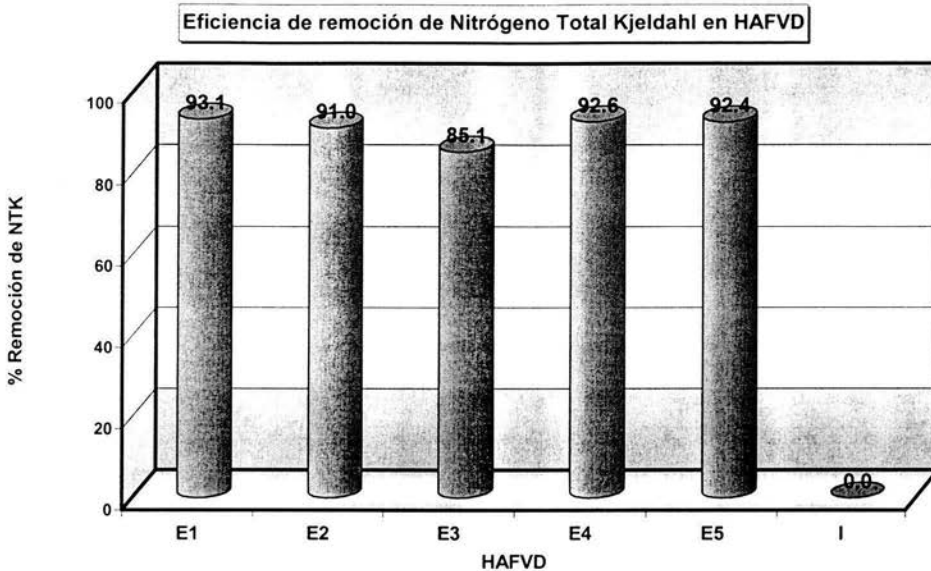


Figura 4-12. Resultados de la eficiencia de remoción de nitrógeno total Kjeldahl en el sistema de banco de HAFVD (E₁= Testigo sin planta, E₂, E₅= Grava/carrizos/tules, E₃,E₄= Tezontle/carrizos/tules)

En este caso, también se hicieron análisis estadísticos de los datos para definir la influencia de la presencia de las plantas y de los dos diferentes empaques. Los resultados indican que ambas variables sí tienen influencia en la eliminación del NTK.

4.12.3. Eficiencia en la remoción de nitratos

Se muestra en la Figura 4-13. los resultados obtenidos en el sistema de banco de HAFVD en la remoción de nitratos del agua residual sintética.

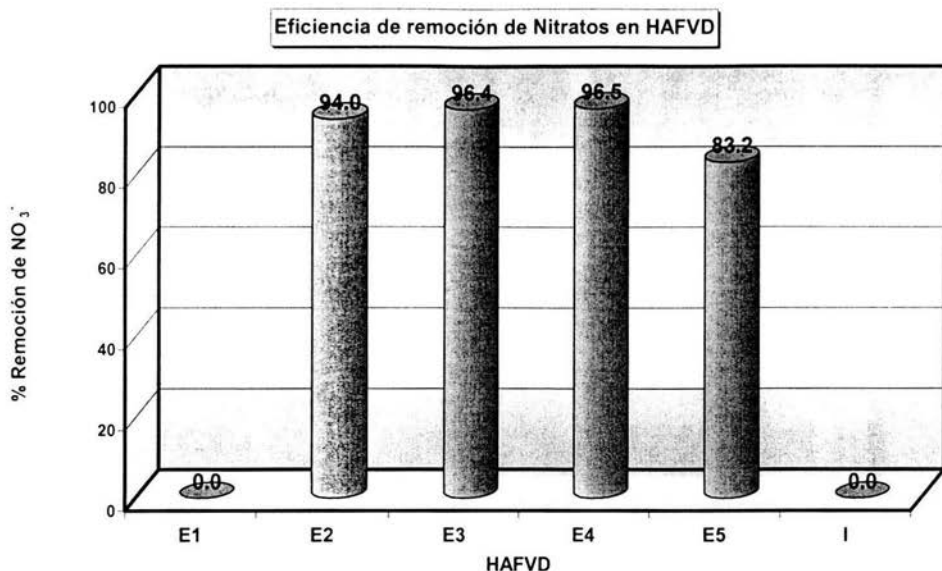


Figura 4-13. Resultados de la eficiencia de remoción de nitratos en el sistema de banco de HAFVD (E₁= Testigo sin planta, E₂, E₅= Grava/carrizos/tules, E₃,E₄= Tezontle/carrizos/tules)

En este caso, también se hicieron análisis estadísticos de los datos para definir la influencia de la presencia de las plantas y de los dos diferentes empaques. Los resultados indican que ambas variables sí tienen influencia en la eliminación de nitratos.

4.12.4. Eficiencia en la remoción de materia orgánica medida como DQOs

Los resultados obtenidos en el sistema de banco de HAFVD se muestra en la Figura 4-14. en la que se observa el % de remoción contra cada biorreactor.

En este caso, también se hicieron análisis estadísticos de los datos para definir la influencia de la presencia de las plantas y de los dos diferentes empaques. Los resultados indican que ambas variables sí tienen influencia en la eliminación de materia orgánica.

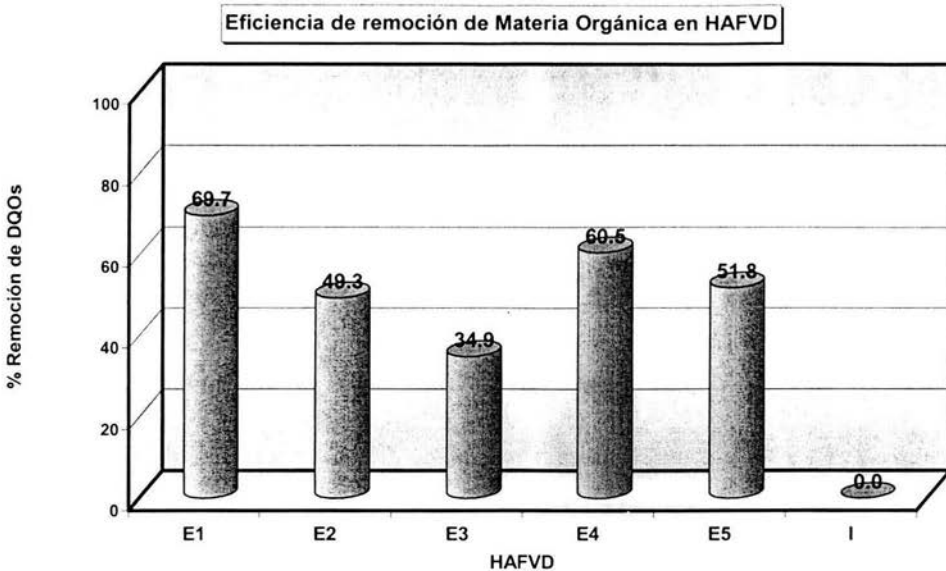


Figura 4-14. Resultados de la eficiencia de remoción de la demanda química de oxígeno en el sistema de banco de HAFVD (E₁= Testigo sin planta, E₂, E₅= Grava/carrizos/tules, E₃, E₄= Tezontle/carrizos/tules)

Los resultados finales de remoción de sustancias disueltas medidas como DQOs dieron una eficiencia promedio del sistema de banco de HAFVD entre 34.9 y 69.7%, considerándose de buena a regular, como se observa en la Figura 4-14.

Es interesante observar que, en términos globales de remoción de materia orgánica biodegradable medida como DQOs, el reactor que no tiene macrofitas o plantas tiene una mejor eficiencia de remoción (de 69.7%), producto de la descomposición de la materia carbonosa y nitrogenada por las biopelículas microbianas formadas sobre el tezontle.

Los otros reactores, que tienen una eficiencia depurativa entre 34.9 a 60.5%, como tienen una gran profusión de raíces, al descomponerse aportan materia orgánica y aumentan el valor de la concentración de la determinación de DQOs en el sistema, ya que los reactores llevan operando casi diez años. Por ello, su eficiencia global de eliminación es menor.



CAPÍTULO 5. Conclusiones y perspectivas

Los resultados son bastante satisfactorios ya que los valores de depuración del nitrógeno adicionado en forma de sulfato de amonio, como nitrógeno amoniacal, alcanzan eficiencias de remoción entre 88.7 y 93.3%.

Los resultados de nitrógeno total fueron bastante buenos ya que el intervalo de eficiencias de remoción de este parámetro se situó entre el 85.1 al 93.1%, lo que da como resultado que este sistema a escala de banco de HAFVD presente una eficiencia muy alta en el proceso de la depuración del agua residual en función del nitrógeno total.

En la depuración del agua residual sintética después de ser tratada para el caso de nitratos, que es una de las especies más estables, se consiguió una eficiencia de remoción entre un 83.2 al 96.5%, con lo cual se puede concluir que se tiene una alta eficiencia en la eliminación de nitratos; con excepción del HAFVD E₁ o testigo, que tuvo una acumulación de esta especie del orden de 1056%. Esto permite concluir que en los biorreactores con macrofitas se llevan a cabo los dos procesos de eliminación del nitrógeno: la asimilación y/o la nitrificación-desnitrificación del nitrógeno. Esto indica el importante rol de las plantas en estos sistemas de depuración.

Es importante resaltar que en esta fase de la investigación, estos reactores están siendo conceptualizados como "cajas negras". Por ello, en una etapa posterior de la investigación se recomienda evaluar los procesos anteriores y qué factores los benefician más, para conseguir un entendimiento adecuado del funcionamiento del sistema de humedales artificiales de flujo vertical descendente.

Durante el periodo de experimentación se alcanzaron condiciones de experimentación muy cercanas al régimen permanente o estable con el sistema de banco de HAFVD, ya que las diferencias entre los datos experimentales obtenidos para la DQOs estaban en un intervalo de $\pm 10\%$ a lo largo del tiempo. Esto indica que las plantas, el empaque y los microorganismos han alcanzado un equilibrio adecuado para transformar los



"contaminantes" a biomasa y biogás en un momento dado (remociones globales de DQOs de 34.9-69.7%), con un tiempo de residencia hidráulico de 10 días.

La curva de calibración para el método de determinación de la demanda química de oxígeno (DQOs) indica que, a baja concentraciones, es decir, menores a 100 mg DQOs/L, la relación de la absorbancia y la concentración de mg DQOs/L no es lineal (resultando una curva en ese intervalo). Para evitar problemas con los datos obtenidos en ese intervalo se supuso un comportamiento lineal, aunque será importante verificar esto en los experimentos siguientes pues es un parámetro importante para evaluar el comportamiento de los reactores.

Las actividades y acciones que se recomiendan para un mejor funcionamiento del sistema de banco de HAFVD son las siguientes:

Se encontró que hay diferencias significativas de acuerdo con el tipo de empaque (tezontle versus grava). El tezontle da mejores resultados con respecto de la grava. Dado que el material de empaque debe seleccionarse de acuerdo con la disponibilidad en la zona donde se vaya a construir el humedal artificial para reducir los costos, deberá estudiarse la granulometría de las diferentes capas que conforman el empaque como un factor determinante para que se tenga una adecuada velocidad hidráulica, así como su eficiencia para permitir la transformación de los reactivos (contaminantes) a productos (biomasa y gases).

Se recomienda que el almacenamiento del agua residual, en este caso sintética, sea menor a 3 días, ya que el periodo que se almacenaba era de 7 días. Se pudo observar una degradación de los compuestos químicos en el agua de preparación (que es de la que se emplea para riego de las áreas jardinadas y proviene de la planta de tratamiento de aguas residuales de la Ciudad Universitaria) por los microorganismos presentes en ella y por el oxígeno del aire. Esto afecta las condiciones estables necesarias para una investigación controlada que no perturbe el régimen pseudo-permanente, es decir, la



estabilidad del sistema. En un caso real, el problema sería la acumulación de biomasa en las tuberías, lo que requiere de tener labores de limpieza de las tuberías de manera periódica.

Se observa que la distribución hidráulica es un factor crucial (como en cualquier torre empacada) para mejorar la eficiencia de las reacciones bioquímicas (el reactor empacado de tezontle podría tener problemas hidráulicos, E_3 , y por ello tiene una eficiencia de depuración ligeramente menor). La irrigación del agua residual de alimentación se hace distribuyéndola en la superficie de los reactores con un pedazo de plástico que actúa como plato distribuidor. Se propone modificar esta forma de alimentar con objeto de que haya una distribución más homogénea del agua sobre la superficie de los reactores biológicos, para buscar el aumento del área de contacto del fluido sobre el sustrato y la zona de raíces, lo que traería como consecuencia el aumento de la población de microorganismos responsable de la depuración, al igual que el crecimiento de las plantas para aumentar la eficiencia de depuración de cada reactor.

El control de la población de macrofitas en cada reactor debe hacerse en invierno con objeto de evitar la sobrepoblación que se da en el verano, ya que la sobrepoblación incide directamente sobre el equilibrio de los sistemas biológicos y, por ende, sobre su eficiencia.



Anexos

A.1. Método de demanda química de oxígeno soluble (DQOs)

El método empleado es el método rápido colorimétrico (reflujo cerrado), también conocido como técnica micro de DQOs. Este método es el más económico en cuanto al uso de sales metálicas como reactivos, pero requiere homogeneización de las muestras que contengan sólidos suspendidos para obtener resultados reproducibles (en este caso se utiliza la centrifugación).

A.1.1. Interferencias y limitaciones

Los compuestos alifáticos de cadena lineal volátiles no se oxidan de forma apreciable. Esto ocurre en parte porque los compuestos orgánicos volátiles están presentes en forma de vapor y no entran en contacto con el líquido oxidante. Estos compuestos se oxidan con mayor eficacia cuando se añade sulfato de plata (Ag_2SO_4) como catalizador. Si embargo, el Ag_2SO_4 reacciona con el cloro, el bromo y el yodo para producir precipitados oxidados solo parcialmente. Las dificultades causadas por la presencia de haluros pueden ser superadas en gran medida, aunque no del todo, mediante la formación de un complejo con el sulfato de mercurio (HgSO_4) antes del procedimiento de reflujo.

El nitrito (NO_2^-) ejerce una DQO de 1.1 mg O_2 /mg de NO_2^- -N. Ya que las concentraciones de NO_2^- en el agua raramente exceden de 1 o 2 mg de NO_2^- -N/L, la interferencia se considera no significativa y suele ser ignorada.

Las especies inorgánicas reducidas como el hierro ferroso, el sulfuro, el Mn manganeso, etc. Resultan oxidadas cuantitativamente bajo las condiciones de la prueba. Para muestras que contengan niveles significativos de estas especies, puede suponerse una oxidación estequiométrica a partir de la concentración inicial de las especies que interfieren, y se pueden hacer las correcciones para el valor de DQOs obtenido.



A.1.2. Principio

La mayor parte de la materia orgánica resulta oxidada por una mezcla a ebullición de los ácidos crómico y sulfúrico. Se somete a reflujo una muestra en una solución ácida fuerte con un exceso conocido de dicromato de potasio ($K_2Cr_2O_7$). Luego se determina mediante un espectrofotómetro el dicromato consumido que equivale a la materia orgánica oxidada.

El análisis colorimétrico es una técnica cuantitativa basada en la comparación de la intensidad de un color entre la muestra problema y un estándar.

Para determinar la concentración de una muestra problema, se grafica una curva de calibración se utilizó un patrón con una DQO conocida (en este caso se empleó al hidrogenofalato de potasio). De tal forma que la absorbancia de la muestra problema se obtiene en el espectrofotómetro y su valor de DQO se obtendría por la interpolación de la de la absorbancia en la curva de calibración.

A.1.3. Instrumental

Tubos de digestión: Tubos de cultivo de borosilicato, con tapones de rosca forrados con TFE.

Horno: Que funcione a 165 ± 2 °C

Espectrofotómetro: Para usar a 620 nm.

A.1.4. Reactivos

Solución de digestión: Añádanse a unos 500 mL de agua destilada, 10.216 g de $K_2Cr_2O_7$, previamente secado a 103 °C durante 2 horas, 167 mL de H_2SO_4 conc. y 33.3 g de $HgSO_4$. Disuélvase, enfríese a temperatura ambiente y dilúyase hasta 1000 mL.

Reactivo ácido sulfúrico: Añádase 10.12 g de Ag_2SO_4 , en cristales o en polvo a 1 L de H_2SO_4 conc. Déjese reposar de 1 a 2 días para disolver Ag_2SO_4 .



A.1.5. Procedimiento

Añadir a un tubo de cultivo 2 mL de la muestra problema (siempre hacer un blanco de agua destilada), agregar 3 mL de la solución de H_2SO_4/Ag_2SO_4 y 1 mL de la solución de digestión. Tapar el tubo de digestión por 30 minutos a una temperatura de 165 °C (Reflujo cerrado). Una vez concluida la digestión dejar enfriar.

Abrir los tubos con la solución para romper el equilibrio después agitar la solución en los tubos de borosilicato, para que precipiten los sólidos sedimentables con un agitador de plato (Mca. Vorteks). Y posteriormente centrifugar a 3000 rpm durante 10 min. Para así, precipitar totalmente los sólidos suspendidos (sales formadas) presentes en el fondo del tubo, después de la digestión para que no causen interferencia en las lecturas espectrométrica. La concentración de la DQOs se calcula mediante la reducción del dicromato por colorimetría, se empleó el espectrofotómetro y usar para ello, una técnica de barrido a una longitud de onda de 580-620 nm. Se lee la absorbancia y se compara con la curva de calibración. Esto se realiza para conocer la curva con el mejor máximo de lectura, que es la curva con mayor sensibilidad.

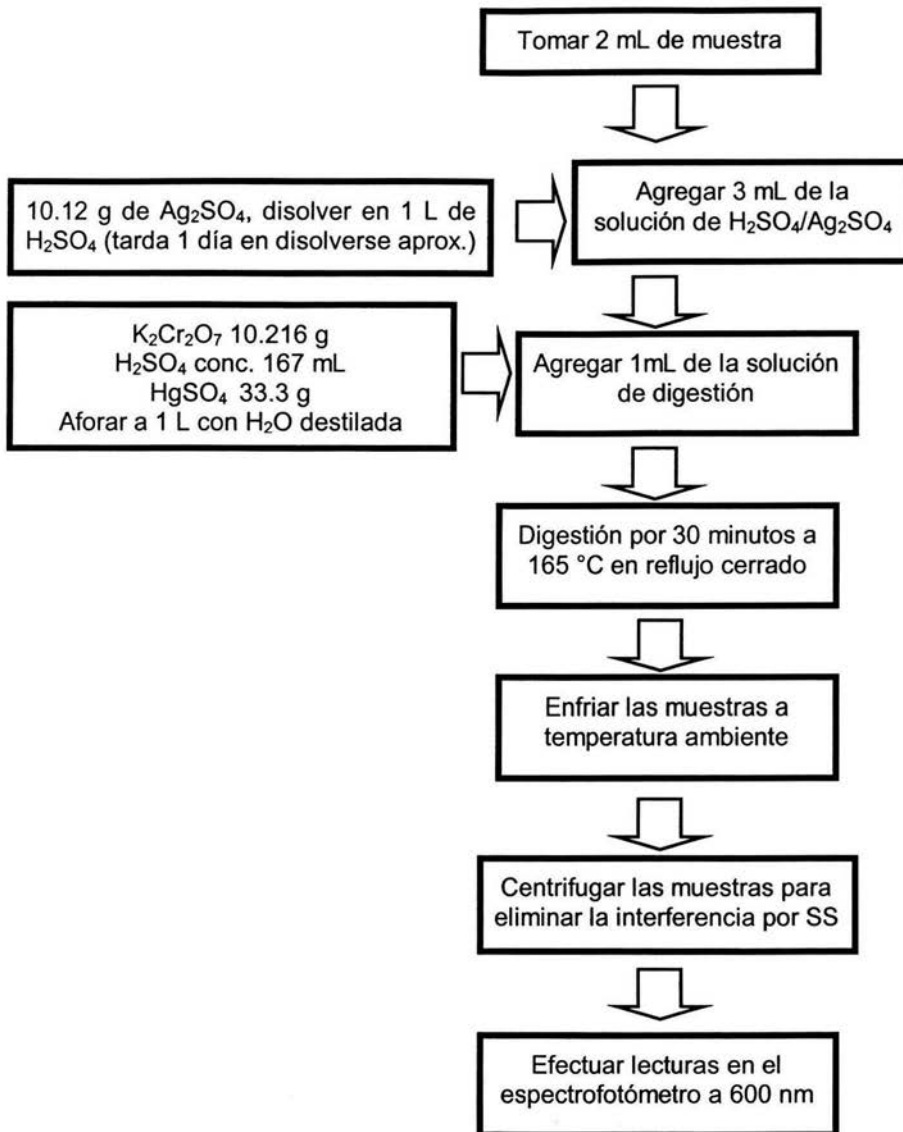


Figura A-1. Diagrama de flujo de demanda química de oxígeno soluble (DQOs)



A.2. Método de nitrógeno total Kjeldahl (NTK).

A.2.1. Selección del método

El principal factor de influencia para la selección de un método macro o semi-micro-Kjeldahl en la determinación del nitrógeno orgánico es la concentración de éste. En el método semi-micro-Kjeldahl, aplicable a muestras con concentraciones elevadas de nitrógeno orgánico, el volumen de muestra se debe elegir de modo que contenga nitrógeno orgánico y amoniacal (nitrógeno Kjeldahl) en el rango de 0.2 a 2 mg.

A.2.2. Discusión general

El método Kjeldahl determina el nitrógeno en estado trinegativo. No tiene en cuenta el nitrógeno en forma de azida, azina, azo, hidrazona, nitrato, nitrito, nitrilo, nitroso, oxima y semicarbazona. Si no se elimina el nitrógeno amoniacal en la fase inicial del procedimiento, el término "nitrógeno Kjeldahl" se aplica al resultado. Si se determina individualmente el nitrógeno Kjeldahl y el amoniacal, se puede obtener el "nitrógeno orgánico" por diferencia.

A.2.3. Principio

En presencia de H_2SO_4 , sulfato potásico (K_2SO_4) y sulfato mercúrico ($HgSO_4$) catalizador, el nitrógeno amino de muchos materiales orgánicos se transforma en sulfato de amonio $[(NH_4)_2SO_4]$. El amoníaco libre y nitrógeno-amonio también se convierten en $[(NH_4)_2SO_4]$. Durante la digestión de la muestra, se forma un complejo de mercurio amonio que luego se descompone por el tiosulfato de sodio ($Na_2S_2O_3$). Tras la descomposición el amoníaco se destila desde un medio alcalino y se absorbe en ácido bórico o sulfúrico. El amoníaco se determina colorimétricamente o por titulación con un ácido mineral patrón.



A.2.4. Selección del método para medición del amoníaco

La sensibilidad de los métodos colorimétricos los hace especialmente útiles para determinar niveles de nitrógeno orgánico por debajo de 5 mg/L. Los métodos titulométricos y de ion selectivo para medir el amoníaco del destilado son adecuados para una amplia gama de concentraciones de nitrógeno orgánico.

A.2.5. Instrumental

A.2.5.1. Aparato de digestión

Utilícense matraces Kjeldahl con una capacidad de 100 mL en un aparato de digestión semi-micro-Kjeldahl dotado de elementos de calefacción para acoplar los matraces Kjeldahl y una salida con succión para extraer los humos. Los elementos calefactores deben proporcionar una gama de temperatura de 365 a 380 °C para una digestión efectiva.

Unidad rotatoria de digestión Kjeldahl, Kontes, modelo K551100 o equivalente.

A.2.5.2. Aparato de destilación

Utilícese una unidad completa en vidrio, provista de un recipiente generador de vapor que contiene un calefactor de inmersión, marca: Labconco, modelo: 65000-00 (**Figura A-2.**).

A.2.5.3. Medidor de pH

A.2.5.4. Reactivos

Son necesarios todos los reactivos enumerados para la determinación de Nitrógeno (Amoníaco) y Nitrógeno (Orgánico) macro-Kjeldahl. Prepárense todos los reactivos y diluciones con agua exenta de amoníaco.

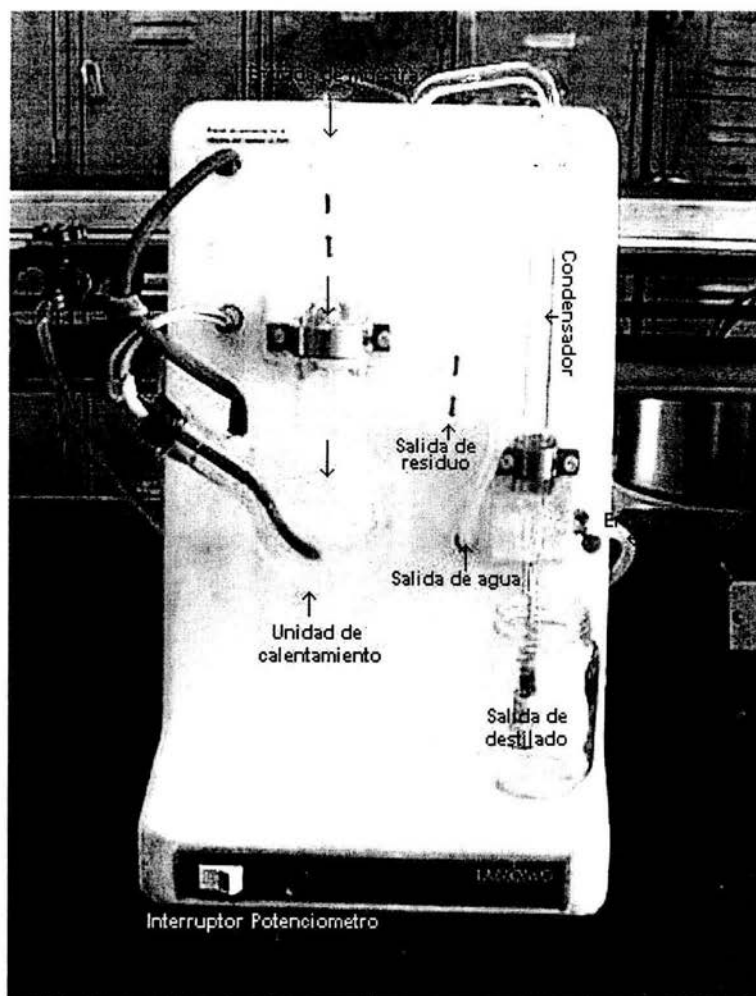


Figura A-2. Fotografía del aparato de destilación semi-micro-Kjeldahl



A.2.6. Procedimiento

A.2.6.1. Selección del volumen de muestra.

Determinése el tamaño de la muestra a partir de la siguiente tabulación:

Nitrógeno orgánico	
en la muestra	Tamaño muestra
mg/L	mL
4-40	50
8-80	25
20-200	10
40-400	5

Para muestras de cieno y sedimentos, pésese una porción de muestra húmeda que contenga entre 0,2 y 2 mg de nitrógeno orgánico, en un crisol o frasco de pesada. Transfírase la muestra cuantitativamente a un vaso de 100 mL, diluyéndola y lávase varias veces la cápsula de pesada con pequeñas cantidades de agua. Hágase con la menor cantidad de agua posible, sin exceder un volumen total de 50 mL. Mídase el peso seco de la muestra en una porción aparte.

A.2.6.2. Eliminación de amoníaco

Llévense con la pipeta 50 mL de muestra o un volumen apropiado diluido a 50 mL con agua, a un vaso de precipitados de 100 mL. Añádanse 3 mL de tampón borato y ajústese a pH 9,5 con NaOH 6N, úsese un medidor de pH. Transfírase la muestra cuantitativamente a un matraz Kjeldalh de 100 mL e hiérvanse 30 mL. La destilación tras esta digestión directa proporciona la concentración de nitrógeno Kjeldalh, en lugar del nitrógeno orgánico.



A.2.6.3. Digestión

Añádanse con cuidado 10 mL de reactivo de digestión a un matraz Kjeldalh que contenga la muestra. Añádanse 5 o 6 cuentas de vidrio (de 3 a 4 mm) para evitar los saltos en la digestión. Ajustese cada unidad calefactora del aparato de digestión micro-Kjeldalh a su posición media y caliéntense los matraces bajo vitrina o con un equipo de eyección adecuado para eliminar los humos de SO. Continúese hirviendo vivamente hasta que la solución se aclare (se vuelva incolora o color paja claro) y se observen vapores abundantes. Ajustese entonces cada unidad calefactora al máximo y digiérase durante otros 30 minutos.

Enfriése y transfírase cuantitativamente la muestra digerida por dilución y lavado varias veces a un aparato de destilación micro-Kjeldahl, de modo que el volumen total en el aparato de destilación no supere 30 mL. Añádanse 10 mL de reactivo hidróxido-tiosulfato y conéctese el vapor.

A.2.6.4. Destilación

Contrólese la tasa de producción de vapor al contenido de ebullición en la unidad destiladora, de forma que no se produzcan escapes de vapor desde el extremo del condensador ni burbujeo del contenido del matraz receptor. Destílese y recójense de 30 a 40 mL de destilado por debajo de los 10 mL de solución de ácido bórico contenidos en un Erlenmeyer de 125 mL. Utilícese solución simple de ácido bórico cuando se vaya a determinar el amoníaco por nesslerización y ácido bórico indicador para un acabado titulométrico. Utilícense 10 mL de solución 0,04N de H₂SO₄ para recoger el destilado para los métodos de sal de fenol, Nessler o del electrodo. Llévase el extremo del condensador bastante por debajo del nivel de solución de ácido bórico, sin permitir que la temperatura del condensador supere los 29 °C. Bájese el destilado recogido de modo que no tenga contacto con el tubo de salida y continúese la destilación durante 1 ó 2 minutos finales para limpiar el condensador.



A.2.6.5. Blanco

Llévese un blanco de reactivo durante todos los pasos del procedimiento y aplíquense a los resultados las correcciones necesarias.

A.2.6.6. Determinación final del amoníaco

Mídase el amoníaco por nesslerización, método manual de la sal de fenol, titulación o método del electrodo selectivo de amoníaco.

A.2.7. Cálculo

$$\text{NAK en mg/L} = (A-B) \cdot N \cdot 14 \cdot 1000 / V$$

A: volumen en mL de solución de H_2SO_4 empleado para titular la muestra, correspondiente al nitrógeno amoniacal Kjeldahl.

B: volumen de solución de H_2SO_4 empleado para titular el blanco o testigo, en mL.

N: Normalidad de solución de H_2SO_4 .

V: volumen de la muestra en mL.

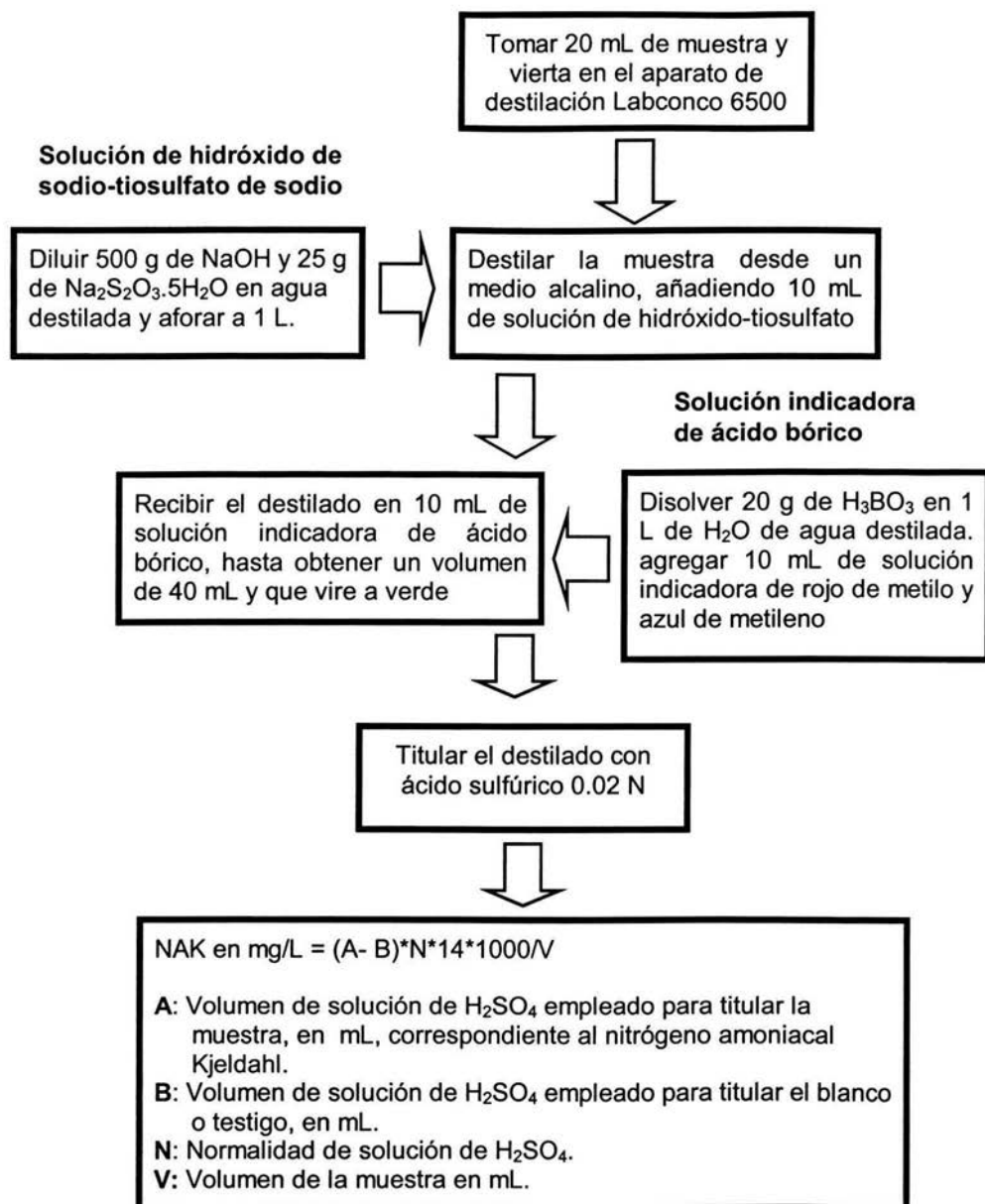


Figura A-3. Diagrama de flujo de nitrógeno amoniacal Kjeldahl

**Solución de digestión**

En 650 mL de agua y 200 mL de H_2SO_4 Disolver 134 g de K_2SO_4 . Añadir con agitación 25 mL de solución de $HgSO_4$ y aforar a 1 L

solución de $HgSO_4$

Disolver 8 g de óxido rojo mercuríco, HgO , en 100 mL de H_2SO_4 6 N

Tomar 20 mL de muestra

Agregar con pipeta de 10 mL de la solución de digestión

Digerir durante 30 min a 410 °C, bajo la campana en el digestor cubrir el portatubos con las tapas móviles para evitar pérdida de calor

Tomar 20 mL de muestra por dilución, enjuague con agua destilada y vierta en el aparato de destilación Labconco 6500

Solución de hidróxido de sodio-tiosulfato

Diluir 500 g de NaOH y 25 g de $Na_2S_2O_3 \cdot 5H_2O$ en agua destilada y aforar a 1 L.

Destilar la muestra desde un medio alcalino, al mismo tiempo verter 10 mL de solución de hidróxido-tiosulfato

Solución indicadora de ácido bórico

Disolver 20 g de H_3BO_3 en 1 L de H_2O de agua destilada. agregar 10 mL de solución indicadora de rojo de metilo y azul de metileno

Recibir el destilado en 10 mL de solución indicadora de ácido bórico, hasta obtener un volumen total de 40 mL

Solución indicadora
Disolver 200 mg de rojo de metilo en 100 mL de etanol o isopropanol del 95 al 100%
Aparte disolver 100 mg de azul de metileno en 50 mL de etanol o isopropanol del 95 al 100%
Combinar las dos soluciones
Prepararse cada mes

Titular el destilado con ácido sulfúrico 0.02 N

NAK en mg/L = $(A - B) \cdot N \cdot 14 \cdot 1000 / V$

A: Volumen (mL) de solución de H_2SO_4 usado para titular la muestra, corresponde al NAK

B: Volumen de solución de H_2SO_4 empleado para titular el blanco o testigo, en mL.

N: Normalidad de solución de H_2SO_4 .

V: Volumen de la muestra en mL.

Figura A-4. Diagrama de flujo de nitrógeno total Kjeldahl



A.3. Determinación de nitratos por el método del salicilato de sodio

El método empleado para la determinación de los nitratos, que es uno de los compuestos más comunes en las aguas residuales, al igual que lo son la materia orgánica y el fósforo. Para ello se empleó el método de salicilato de sodio; este método se obtuvo de Análisis de las aguas (Rodier, J., 1998). Se llevó a cabo un micro-escalamiento de la técnica original de orden de 5:1. que es con la cuál se realizó una modificación en cuanto a las proporciones de las soluciones utilizadas en la realización del procedimiento experimental; Este método en sus dos versiones (el método original y la versión en micro-escala) se describen por separado y también se hizo una comparación de las curvas de calibración patrón que se obtuvieron gracias a que llevaron a cabo varias corridas para obtenerlas, con la que se realizaron los cálculos para determinar la concentración de nitratos de las muestras analizadas en éste anexo.

Los motivos para hacer un micro-escalamiento del protocolo original son dados por los volúmenes referidos utilizados por el método original, los que resultan inadecuados e innecesarios. En primer lugar, para evaporar 11 mL de solución a las condiciones estipuladas se requiere de 3 h aproximadamente para llevarse a cabo. Con el método de micro-escala se requiere de alrededor de 0.6 h con lo que se optimiza en un 80% este paso. En lo que respecta al volumen necesario para realizar la lectura con el método original, resultan 32 mL finales de los cuales solo son necesarios 5 mL porque se usó una celda de 5 mL de volumen de muestra para obtener la lectura en el espectrofotómetro. Por ello, resultan innecesarios 25 mL. Con la optimización se obtienen 6.2 mL, que son justo los necesarios. Se obtuvo una disminución de 80% de los residuos, los que, finalmente, tienen un tratamiento adecuado para neutralizados para que se puedan eliminar satisfactoriamente. Esto fue el objetivo principal del micro-escalamiento.



A.3.1. Método original de salicilato de sodio para determinar los nitratos

El método descrito a continuación es el original, tomado de la referencia citada en el párrafo anterior; con éste se inició el análisis de las muestras del sistema de banco de HAFVD que posteriormente se modificó por necesidades de optimización.

A.3.1.1. Principio

En presencia del salicilato de sodio, los nitratos dan el paranitrosalicilato de sodio de color amarillo susceptible de una determinación colorimétrica.

A.3.1.2. Reactivos

Solución de salicilato de sodio al 5% en peso; prepararla cada 24 h.

Ácido sulfúrico concentrado ($\rho = 1.84$).

Solución de hidróxido de sodio y tartrato doble de sodio y potasio:

Hidróxido de sodio	400 g
Tartrato doble sodio y potasio	60 g
Agua destilada hasta aforo	1000 mL

Disolver las sales en agua. Dejar enfriar y completar a 1000 mL. Se ha de conservar en un frasco de polietileno.

Solución madre patrón de nitrógeno nítrico de 0.1 g/L:

Nitrato de potasio anhidro	0.722 g
Agua destilada hasta enrase	1000 mL
Cloroformo para conservar	1 mL

Solución hija patrón de nitrógeno nítrico de 0.005 g/L.

Diluir 50 mL de la solución madre a 1000 mL con agua destilada.



A.3.1.3. Preparación de la curva de calibración

En una serie de cápsulas de 60 mL introducir sucesivamente:

Número de cápsulas	T	I	II	III	IV
Solución patrón de nitrógeno nítrico de 0.005 g/L (mL)	0	1	2	5	10
Agua destilada (mL)	10	9	8	5	0
Correspondencia en mg/L de nitrógeno nítrico	0.0	0.5	1.0	2.5	5.0
Solución de salicilato de sodio (mL)	1	1	1	1	1
Volumen total a evaporar (mL)	11	11	11	11	11

Evapora a sequedad en baño maría o en una estufa a 75-80 °C (no calentar durante mucho tiempo ni a temperatura superior a la indicada). Dejar enfriar a temperatura ambiente.

Tratar el residuo con 2 mL de ácido sulfúrico concentrado procurar que quede impregnado completamente. Esperar 10 minutos. Añadir 15 mL de agua bidestilada y 15 mL de solución de hidróxido de sodio y de tartrato doble de potasio y sodio que desarrolla una coloración amarilla. Efectuar las lecturas en el espectrómetro a la longitud de onda de 420 nm. Restar las densidades ópticas leídas para los patrones el valor encontrado para el testigo. Construir la curva de calibración (ver gráfico en el anexo, Figura A-8.).

A.3.1.4. Procedimiento

Introducir 10 mL de agua en una cápsula de 60 mL (para contenidos de nitrógeno nítrico superiores a 10 mg/L, efectuar la dilución). Alcalinizar débilmente con la solución de hidróxido de sodio. Añadir 1 mL de solución de salicilato de sodio y proseguir a la determinación como para la curva de calibración. Preparar del mismo modo un testigo con 10 mL de agua bidestilada. Efectuar las lecturas en el espectroscopio a la longitud de onda de 415 nm y tener en cuenta el valor leído para el testigo. Obtener los resultados a partir de la curva de calibración.



A.3.1.5. Expresión de los resultados

Para una muestra de 10 mL, la curva da directamente el contenido de nitrógeno nítrico expresado en miligramos por litro de agua. Para obtener el contenido de nitratos (NO_3^-), multiplicar este resultado por 4.43.

A.3.1.6. Observaciones

Si el agua analizar está muy turbia, añadir a la muestra algunas pastillas de sosa para tener un pH de aproximadamente 8.5 y agitar con 0.5 g de carbón activo después de verificar que este último no fija los nitratos. Filtrar. Para La determinación de nitratos, utilizar solo soluciones claras.

Verificar que una eventual filtración con membrana no introduzca un error por exceso.

La coloración amarilla del parasalicilato de sodio es la más intensa de las coloraciones debidas a los nitratos (brucina, difenilamina, ácido fenol-disulfónico). Es estable al menos durante 1 hora.

Nota: La intensidad de coloración de una serie de la curva de calibración se mantuvo estable durante más de 4 meses, en condiciones de oscuridad y de temperatura ambiente

Los cloruros no interfieren hasta 200 mg/L. Cuando existen cantidades mayores, tratar previamente una parte alícuota con una solución de sulfato de plata 0.025 N, exento de nitratos (sulfato de plata: 3.898 g disueltos en 1 litro de agua destilada). Separar el precipitado por filtración, lavarlo con agua exenta de nitrato y practicar la determinación sobre el filtrado y las aguas de lavado una vez reunidas; tener en cuenta la dilución para el cálculo de los resultados.

El hierro interfiere por encima de 5 mg/L, Eliminarlo por agitación en presencia de óxido de zinc y posteriormente filtración.



Los nitritos, en concentración superiores a 2 mg/L, se determinan con los nitratos. En este caso, antes de la evaporación a sequedad, añadir 0.05 g de sulfamato de amonio.

La ley de Beer se cumple para las concentraciones de 0 a 10 mg/L.

La precisión para concentración de 1 mg/L es de $\pm 3\%$.

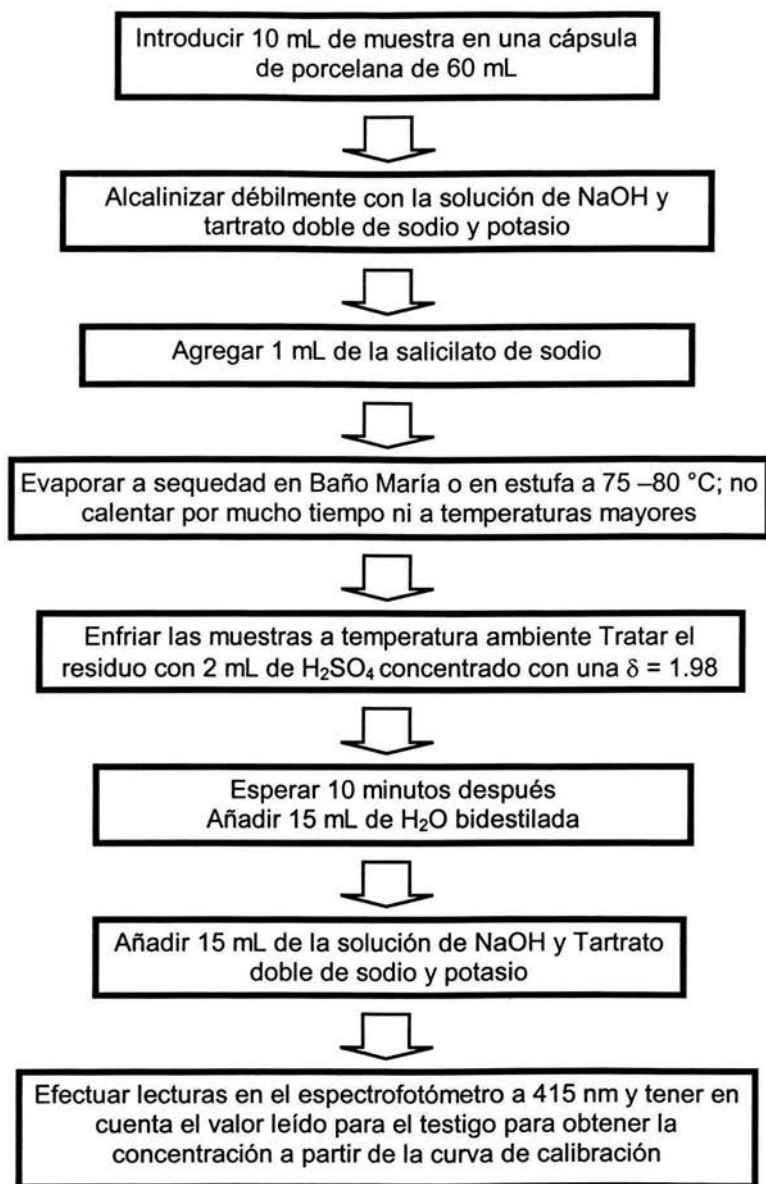


Figura A-5. Diagrama de flujo de nitratos por el método original de salicilato de Na⁺



A.3.2. Método a micro-escala de salicilato de sodio para determinar los nitratos

Éste es el método que finalmente se utilizó en esta investigación por las mejores antes mencionadas.

A.3.2.1. Principio

En presencia del salicilato de sodio, los nitratos dan el paranitrosalicilato de sodio de color amarillo susceptible de una determinación colorimétrica.

A.3.2.2. Reactivos

Solución de salicilato de sodio al 5% en peso; prepararla cada 24 h.

Ácido sulfúrico concentrado ($\rho = 1.84$).

Solución de hidróxido de sodio y tartrato doble de sodio y potasio:

Hidróxido de sodio	400 g
Tartrato doble sodio y potasio	60 g
Agua destilada hasta aforo	1000 mL

Disolver las sales en agua. Dejar enfriar y completar a 1000 mL. Se ha de conservar en un frasco de polietileno.

Solución madre patrón de nitrógeno nítrico de 0.1 g/L:

Nitrato de potasio anhidro	0.722 g
Agua destilada hasta enrase	1000 mL
Cloroformo para conservar	1 mL

Solución hija patrón de nitrógeno nítrico de 0.005 g/L.

Diluir 50 mL de la solución madre a 1000 mL con agua destilada.



A.3.2.3. Preparación de la curva de calibración

En una serie de cápsulas de 10 mL (puede ser cualquiera, solo que tenga una capacidad mayor al volumen utilizado de 3 mL) e introducir sucesivamente:

Número de cápsulas	T	I	II	III	IV
Solución patrón de nitrógeno nítrico de 0.005 g/L (mL)	0.0	0.2	0.4	1.0	2.0
Agua destilada (mL)	2.0	1.8	1.6	1.0	0.0
Correspondencia en mg/L de nitrógeno nítrico	0.0	0.5	1.0	2.5	5.0
Solución de salicilato de sodio (mL)	0.2	0.2	0.2	0.2	0.2
Volumen total a evaporar (mL)	2.2	2.2	2.2	2.2	2.2

Evaporar a sequedad en baño maría o en una estufa a 75-80 °C (no calentar durante mucho tiempo ni a temperatura superior a la indicada). Dejar enfriar a temperatura ambiente. Para alcanzar una temperatura en el líquido de entre 75-80 °C se requirió una temperatura dentro de la estufa de 130 °C (aire caliente). Ésta fue medida con un termómetro de líquido en vidrio que mide la temperatura del aire dentro de la estufa.

Tratar el residuo con 0.4 mL de ácido sulfúrico concentrado procurar que quede impregnado completamente. Esperar 10 minutos. Añadir 3 mL de agua bidestilada y 3 mL de solución de hidróxido de sodio y de tartrato doble de potasio y sodio que desarrolla una coloración amarilla. Efectuar las lecturas en el espectrómetro a la longitud de onda de 420 nm. Restar las densidades ópticas leídas para los patrones el valor encontrado para el testigo. Construir la curva de calibración (ver gráfico de la curva)

A.3.2.4. Procedimiento

Introducir 2 mL de agua en una cápsula de 10 mL (para contenidos de nitrógeno nítrico superiores a 10 mg/L, efectuar la dilución). Alcalinizar débilmente con una cuarta parte de



una gota de la solución de hidróxido de sodio. Añadir 0.2 mL de solución de salicilato de sodio y proseguir a la determinación como para la curva de calibración. Preparar del mismo modo un testigo con 2 mL de agua bidestilada. Efectuar las lecturas en el espectroscopio a la longitud de onda de 415 nm y tener en cuenta el valor leído para el testigo. Obtener los resultados a partir de la curva de calibración.

A.3.2.5. Expresión de los resultados

Para una muestra de 2 mL, la curva da directamente el contenido de nitrógeno nítrico expresado en miligramos por litro de agua. Para obtener el contenido de nitratos (NO_3^-), multiplicar este resultado por 4.43.

A.3.2.6. Observaciones

Si el agua analizar está muy turbia, añadir a la muestra algunas pastillas de sosa para tener un pH de aproximadamente 8.5 y agitar con 0.5 g de carbón activo después de verificar que este último no fija los nitratos. Filtrar. Para La determinación de nitratos, utilizar solo soluciones claras.

Verificar que una eventual filtración con membrana no introduzca un error por exceso.

La coloración amarilla del parasalicilato de sodio es la más intensa de las coloraciones debidas a los nitratos (brucina, difenilamina, ácido fenol-disulfónico). Es estable al menos durante 1 hora.

Nota: La intensidad de coloración de una serie de la curva de calibración se mantuvo estable durante más de 4 meses, en condiciones de oscuridad y de temperatura ambiente.

Los cloruros no interfieren hasta 200 mg/L. Cuando existen cantidades mayores, tratar previamente una parte alícuota con una solución de sulfato de plata 0.025 N, exento de



nitratos (sulfato de plata: 3.898 g disueltos en 1 litro de agua destilada). Separar el precipitado por filtración, lavarlo con agua exenta de nitrato y practicar la determinación sobre el filtrado y las aguas de lavado una vez reunidas; tener en cuenta la dilución para el cálculo de los resultados.

El hierro interfiere por encima de 5 mg/L, Eliminarlo por agitación en presencia de óxido de zinc y posterior filtración.

Los nitritos, en concentración superiores a 2 mg/L, se determinan con los nitratos. En este caso, antes de la evaporación a sequedad, añadir 0.01 g de sulfamato de amonio.

La ley de Beer se cumple para las concentraciones de 0 a 10 mg/L.

La precisión para concentración de 1 mg/L es de $\pm 3\%$.

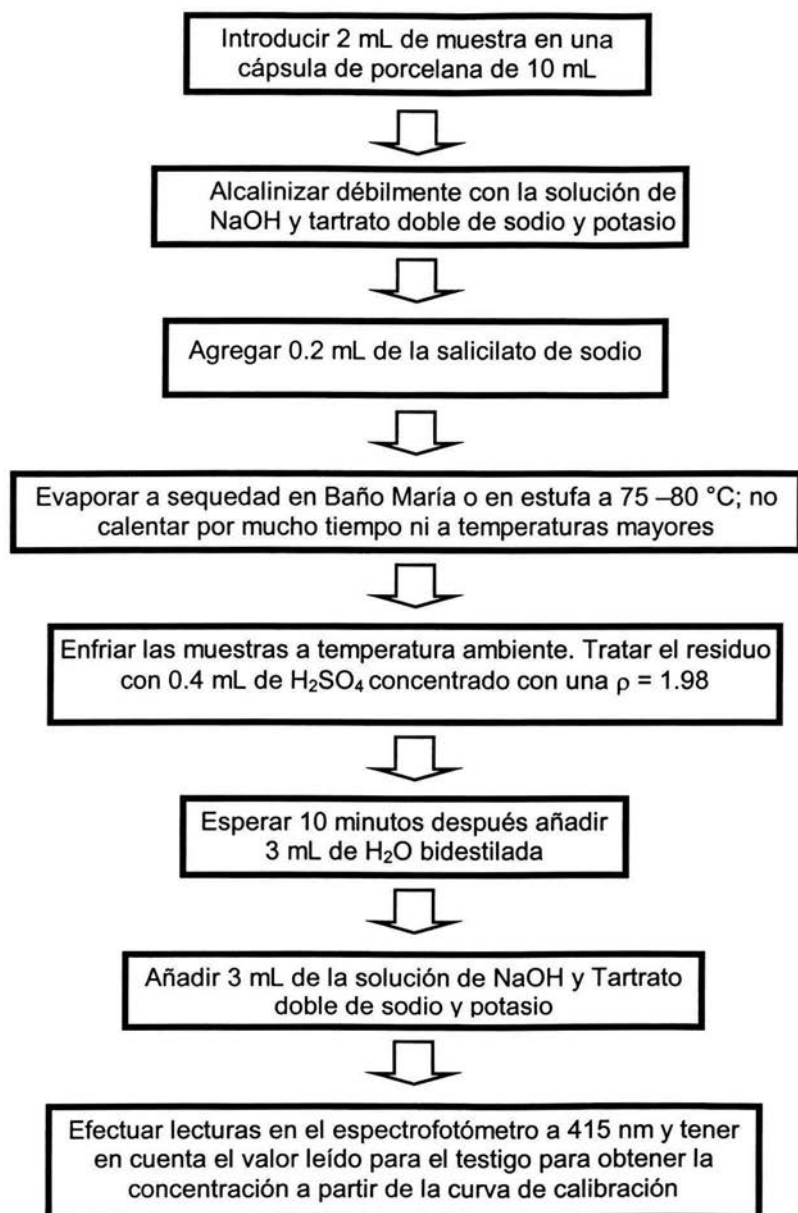


Figura A-6. Diagrama de flujo de nitratos por el método a micro-escala de salicilato de sodio



A.4. Curvas de calibración de los métodos utilizados en el sistema de HAFVD

Se utilizaron las curvas de calibración para la determinación de nitratos y de demanda química de oxígeno y se presentan en las Figuras A-7., A-8., A-9. y A-10.

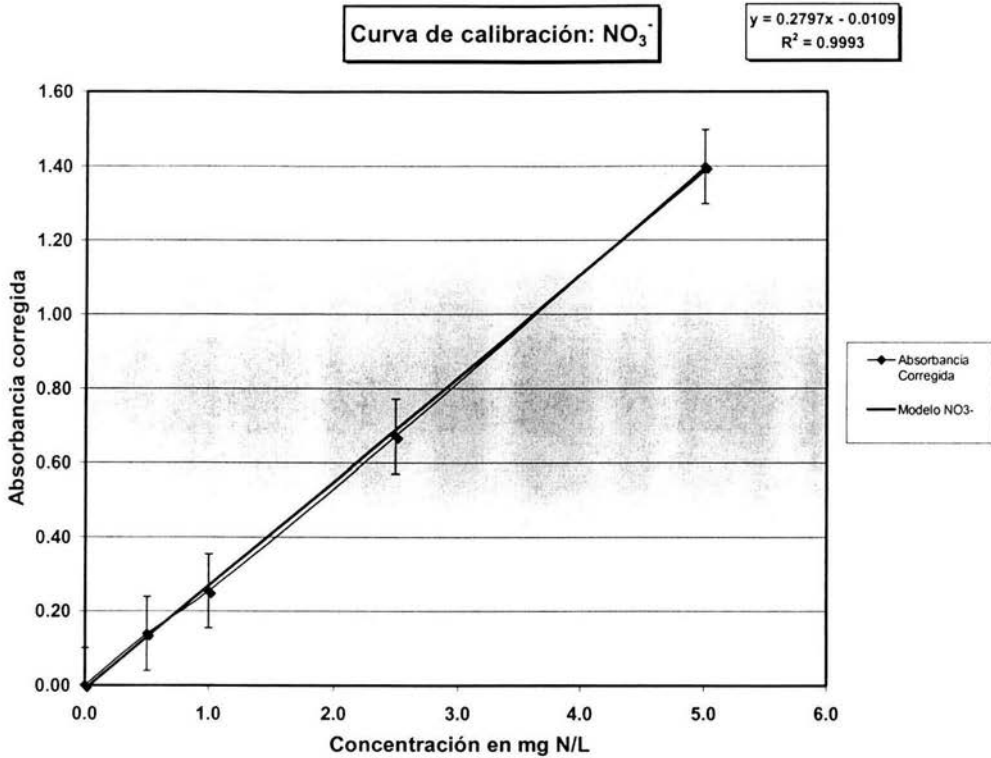


Figura A-7. Curva de calibración para nitratos con la técnica original

**ESTA TESIS NO SALE
DE LA BIBLIOTECA**

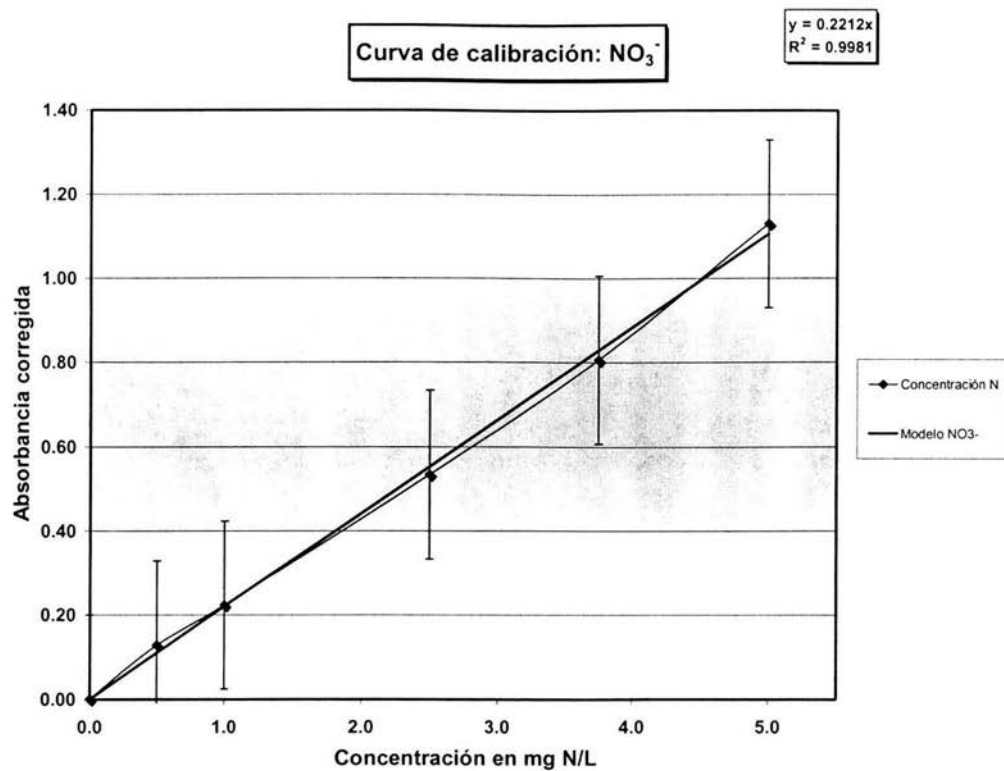


Figura A-8. Curva de calibración para nitratos con la técnica a micro-escala

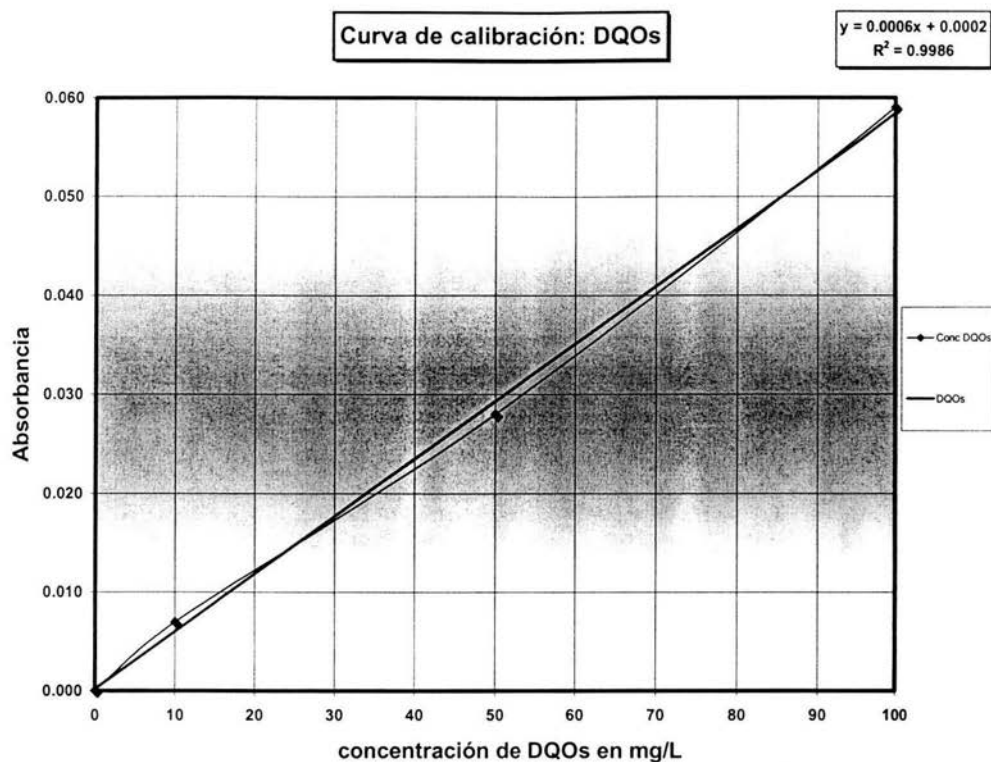


Figura A-9. Curva de calibración de DQOs en el intervalo de 0-100 mg/L

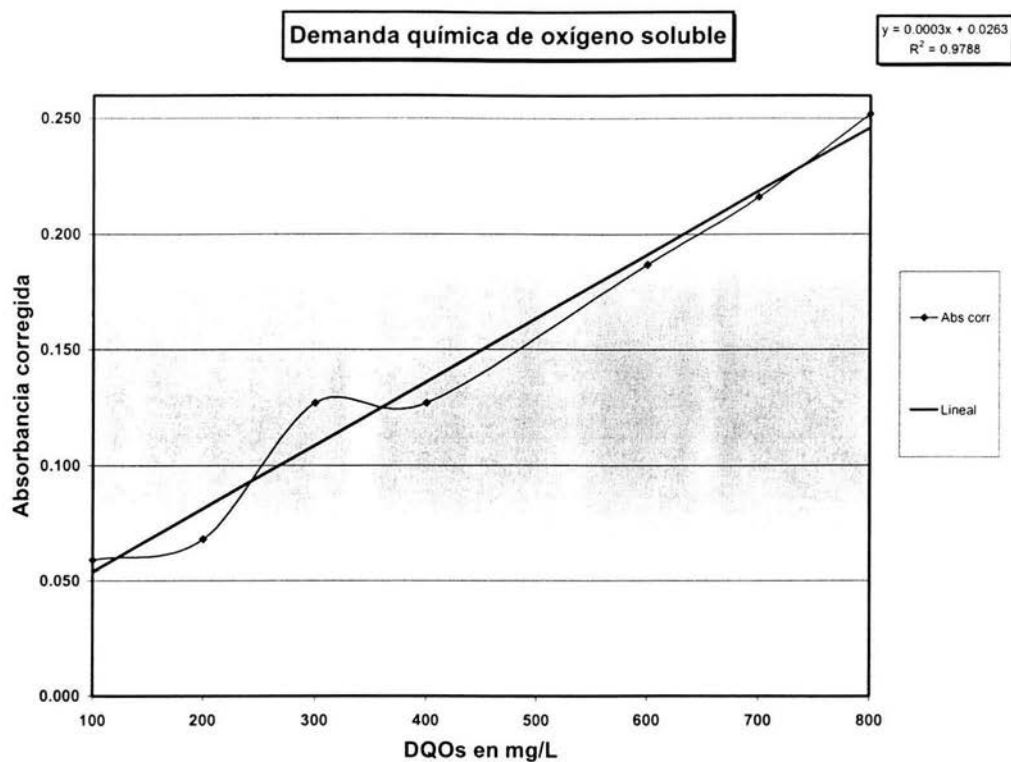


Figura A-10. Curva de calibración de DQOs en el intervalo de 100-800 mg/L



A.5. Datos experimentales obtenidos en este estudio

Tabla A.5-1. Resultados de nitrógeno amoniacal Kjeldahl en HAFVD

Fecha	NAK _{entrada}	NAK _{salida}				
	I	E ₁	E ₂	E ₃	E ₄	E ₅
24-Abr-03	12.95	0.35	1.40	1.75	1.05	2.10
3-Jul-03	9.73	1.40	1.05	1.54	0.35	0.35
9-Jul-03	11.55	1.05	0.35	0.70	1.05	0.70
21-Ago-03	15.05	0.35	0.70	0.70	0.70	1.05
25-Ago-03	9.45	0.70	1.05	1.05	1.05	1.05
2-Sep-03	9.10	1.40	0.35	3.50	2.10	2.10
4-Sep-03	8.75	0.70	0.70	0.35	0.35	1.05
8-Sep-03	7.70	0.70	0.70	1.40	0.70	0.70
10-Sep-03	11.55	0.35	0.35	0.70	0.00	0.35
17-Sep-03	6.30	0.70	0.00	0.00	0.00	0.00
22-Sep-03	0.35	0.35	0.35	0.70	0.35	0.35
24-Sep-03	9.45	0.70	0.70	0.70	1.05	0.35
30-Sep-03	13.30	0.70	0.70	1.05	0.70	1.05
Mínimo	0.4	0.4	0.0	0.0	0.0	0.0
Máximo	15.1	1.4	1.4	3.5	2.1	2.1
Promedio	9.6	0.7	0.6	1.1	0.7	0.9
% Remoción	0.0	92.5	93.3	88.7	92.5	91.1
Densidad de plantas		Cero	2 T y 20 C	3 T y 14 C	2 T y 12 C	2 T y 15 C



Tabla A.5-2. Resultados de nitrógeno total Kjeldahl en HAFVD

Fecha	NTK _{entrada}	NTK _{salida}				
	I	E ₁	E ₂	E ₃	E ₄	E ₅
2-Jul-03	8.05	1.75	0.70	2.45	0.35	1.82
3-Sep-03	16.80	1.05	3.50	4.20	2.80	1.40
9-Sep-03	14.35	1.40	1.05	1.40	1.75	1.75
18-Sep-03	14.70	0.00	0.00	1.40	0.00	0.00
2-Oct-03	11.90	0.35	0.70	0.35	0.00	0.00
Mínimo	8.1	0.0	0.0	0.4	0.0	0.0
Máximo	16.8	1.8	3.5	4.2	2.8	1.8
Promedio	13.2	0.9	1.2	2.0	1.0	1.0
% Remoción	0.0	93.1	91.0	85.1	92.6	92.4
Densidad de plantas		Cero	2 T y 20 C	3 T y 14 C	2 T y 12 C	2 T y 15 C



Tabla A.5-3. Resultados de nitratos de los humedales en estudio

Fecha	NO ₃ ⁻ entrada	NO ₃ ⁻ salida				
	I	E ₁	E ₂	E ₃	E ₄	E ₅
20-Jun-03	0.02	32.48	0.11	0.04	0.00	0.08
23-Jun-03	0.08	34.41	0.17	0.12	0.04	0.11
24-Jun-03	0.04	24.77	0.04	0.03	0.00	0.03
30-Jun-03	0.38	26.58	0.02	0.00	0.03	0.02
1-Jul-03	8.28	23.90	0.09	0.08	0.04	0.08
4-Jul-03	0.00	13.38	0.12	0.21	0.16	0.10
7-Jul-03	6.02	19.85	0.07	0.11	0.01	0.00
8-Jul-03	4.70	16.23	0.02	0.04	0.00	0.20
14-Jul-03	4.98	0.21	0.08	0.00	0.17	0.25
19-Ago-03	0.00	23.25	0.19	0.02	0.14	3.82
25-Ago-03	0.08	20.84	0.00	0.01	0.12	0.08
2-Sep-03	0.23	22.59	0.06	0.27	0.00	0.11
4-Sep-03	0.03	12.51	0.43	0.06	0.00	0.12
8-Sep-03	0.23	19.69	0.00	0.08	0.08	0.12
10-Sep-03	1.96	16.11	0.03	0.03	0.10	0.00
11-Sep-03	0.53	26.37	0.19	0.04	0.02	0.12
17-Sep-03	0.07	15.88	0.00	0.01	0.17	0.10
22-Sep-03	5.47	17.21	0.29	0.00	0.03	0.16
25-Sep-03	0.00	16.53	0.09	0.08	0.04	0.06
Mínimo	0.0	0.2	0.0	0.0	0.0	0.0
Máximo	8.3	34.4	0.4	0.3	0.2	3.8
Promedio	1.7	19.5	0.1	0.1	0.1	0.3
% Remoción	0.0	-1016.9	94.0	96.4	96.5	83.2
Densidad de plantas		Cero	2 T y 20 C	3 T y 14 C	2 T y 12 C	2 T y 15 C



Tabla A.5-4. Resultados de materia orgánica, medida como DQOs, realizadas en los humedales en estudio

Fecha	DQOs entrada	DQOs salida				
	I	E ₁	E ₂	E ₃	E ₄	E ₅
22-Ago-03	154.7	3.0	24.7	9.7	21.3	28.0
2-Sep-03	276.3	111.3	179.7	198.0	128.0	186.3
5-Sep-03	281.3	41.3	116.3	314.7	154.7	116.3
12-Sep-03	188.0	38.0	76.3	104.7	111.3	126.3
23-Sep-03	231.3	149.7	176.3	109.7	31.3	88.0
Mínimo	154.7	3.0	24.7	9.7	21.3	28.0
Máximo	281.3	149.7	179.7	314.7	154.7	186.3
Promedio	226.3	68.7	114.7	147.3	89.3	109.0
% Remoción	0.0	69.7	49.3	34.9	60.5	51.8
Densidad plantas		Cero	2 T y 20 C	3 T y 14 C	2 T y 12 C	2 T y 15 C

Tabla A.5-5. Resultados del potencial de óxido-reducción: poR, realizadas en los humedales en estudio

Fecha	poR entrada	poR salida				
	I	E ₁	E ₂	E ₃	E ₄	E ₅
12-Nov-02	0	-6	-17	-10	-11	-190
13-Nov-02	20	37	33	41	14	-51
21-Nov-02	-4	-1	1	-4	-1	-1
22-Nov-02	-4	-2	-2	-3	-5	-9
25-Nov-02	-7	5	-4	-3	-3	-5
26-Nov-02	-4	-9	4	-1	-9	-8
27-Nov-02	22	-11	6	20	0	-6
6-Dic-02	44	44	45	-3	50	56
16-Dic-02	54	25	24	22	294	50
17-Dic-02	20	5	-1	-8	-13	-34
20-Dic-02	-106	12	2	2	-69	-83
Mínimo	-106.0	-11.0	-17.2	-10.4	-69.3	-190.0
Máximo	53.6	43.5	44.8	41.2	293.6	56.4
Promedio	3.0	9.1	8.2	4.7	22.5	-25.5
Densidad plantas		Cero	2 T y 20 C	3 T y 14 C	2 T y 12 C	2 T y 15 C



Tabla A.5-6. Resultados del potencial de hidrógeno (pH) del sistema de HAFVD

Fecha	pH entrada	pH salida				
	I	E ₁	E ₂	E ₃	E ₄	E ₅
18-Ago-03	5.89	6.25	6.51	6.66	6.54	6.55
19-Ago-03	6.18	5.66	6.49	6.73	6.62	6.62
21-Ago-03	7.23	5.90	6.56	6.79	6.58	6.61
22-Ago-03	6.76	5.89	6.63	6.83	6.65	6.70
25-Ago-03	5.47	5.65	6.01	6.22	6.20	6.07
2-Sep-03	5.73	5.96	6.42	6.45	6.44	6.45
3-Sep-03	5.86	5.90	6.30	6.42	6.29	6.37
4-Sep-03	6.47	5.96	6.32	6.55	6.44	6.53
5-Sep-03	7.03	5.80	6.16	6.39	6.38	6.40
8-Sep-03	5.47	5.88	6.23	6.39	6.26	6.27
9-Sep-03	6.87	6.06	6.29	6.30	6.32	6.36
10-Sep-03	6.47	6.05	6.35	6.44	6.33	6.36
11-Sep-03	5.45	6.08	6.44	6.53	6.62	6.46
12-Sep-03	5.33	6.17	6.37	6.48	6.38	6.44
17-Sep-03	6.32	6.05	6.15	6.29	6.23	6.22
18-Sep-03	6.93	6.21	6.47	6.56	6.39	6.47
19-Sep-03	6.93	6.21	6.47	6.56	6.39	6.47
22-Sep-03	6.95	6.15	6.41	6.51	6.41	6.45
23-Sep-03	5.62	6.02	6.22	6.37	6.28	6.28
24-Sep-03	6.30	6.19	6.25	6.37	6.33	6.36
25-Sep-03	5.88	6.14	6.50	6.53	6.44	6.49
29-Sep-03	7.03	6.11	6.37	6.39	6.37	6.39
30-Sep-03	6.55	6.11	6.35	6.38	6.33	6.38
1-Oct-03	5.17	6.03	6.40	6.54	6.38	6.43
2-Oct-03	5.62	6.06	6.35	6.42	6.37	6.42
3-Oct-03	5.54	6.08	6.37	6.45	6.40	6.39
Mínimo	5.17	5.65	6.01	6.22	6.20	6.07
Máximo	7.23	6.25	6.63	6.83	6.65	6.70
Promedio	6.19	6.02	6.36	6.48	6.40	6.42
Densidad plantas		Cero	2 T y 20 C	3 T y 14 C	2 T y 12 C	2 T y 15 C



Tabla A.5-7. Resultados de oxígeno disuelto (OD) del sistema de HAFVD

Fecha	OD entrada	OD salida				
	I	E ₁	E ₂	E ₃	E ₄	E ₅
28-Abr-03	0.00	0.65	1.05	0.89	0.23	0.06
30-Abr-03	0.01	0.55	0.61	0.84	0.34	0.51
5-May-03	0.00	0.03	0.94	0.04	0.00	0.00
30-Jun-03	0.00	0.54	0.15	0.06	0.22	0.10
2-Jul-03	0.24	0.46	0.24	0.21	0.27	0.13
4-Jul-03	0.11	0.88	0.37	0.29	0.50	0.27
7-Jul-03	0.00	1.30	0.17	0.03	0.06	0.12
8-Jul-03	4.30	0.31	0.59	0.58	0.15	0.09
16-Jul-03	0.09	0.42	0.46	0.35	0.25	0.02
18-Ago-03	0.00	1.77	0.43	0.45	0.46	0.14
19-Ago-03	0.11	1.69	0.26	0.19	0.36	0.26
21-Ago-03	9.89	2.65	0.16	0.10	0.14	0.07
22-Ago-03	0.07	1.88	1.45	0.26	0.44	0.31
25-Ago-03	0.03	1.91	0.29	0.34	0.26	0.16
2-Sep-03	0.23	1.27	0.30	0.02	0.28	0.09
3-Sep-03	0.01	1.33	0.44	0.37	0.42	0.51
4-Sep-03	0.05	1.92	0.31	0.24	0.33	0.60
5-Sep-03	6.91	2.31	0.24	0.22	0.30	0.25
8-Sep-03	0.13	1.86	0.31	0.15	0.26	0.33
9-Sep-03	6.19	2.51	0.23	0.20	0.26	0.46
10-Sep-03	0.41	2.64	0.35	0.36	0.36	0.58
11-Sep-03	0.07	2.50	0.35	0.10	0.15	0.34
12-Sep-03	0.30	2.30	0.32	0.10	0.15	0.09
17-Sep-03	0.02	2.00	0.26	0.39	0.29	0.09
18-Sep-03	4.79	2.60	0.21	0.26	0.16	0.10
19-Sep-03	4.79	2.60	0.21	0.26	0.16	0.10
22-Sep-03	6.83	2.35	0.32	0.16	0.18	0.15
23-Sep-03	0.08	1.60	0.28	0.28	0.22	0.17
24-Sep-03	0.10	2.63	0.18	0.13	0.20	0.20
25-Sep-03	0.03	2.01	0.20	0.07	0.48	0.13
29-Sep-03	3.55	2.06	0.00	0.00	0.00	0.00
30-Sep-03	0.05	1.16	0.07	0.05	0.06	0.02
1-Oct-03	0.35	2.04	0.14	0.09	0.13	0.22
2-Oct-03	0.04	3.08	0.17	0.09	0.20	0.10
3-Oct-03	0.09	2.02	0.12	0.09	0.07	0.05
Mínimo	0.00	0.03	0.00	0.00	0.00	0.00
Máximo	9.89	3.08	1.45	0.89	0.50	0.60
Promedio	1.42	1.71	0.35	0.24	0.24	0.19
Densidad plantas		Cero	2 T y 20 C	3 T y 14 C	2 T y 12 C	2 T y 15 C



Tabla A.5-8. Resultados de conductividad eléctrica (Cond) del sistema de HAFVD

Fecha	Cond _{entrada}	Cond _{salida}				
	I	E ₁	E ₂	E ₃	E ₄	E ₅
28-Abr-03	457	425	524	570	489	454
30-Abr-03	436	411	511	586	505	502
5-May-03	433	397	570	656	507	600
30-Jun-03	491	422	572	413	475	638
2-Jul-03	454	423	500	398	453	639
4-Jul-03	419	414	565	418	473	623
7-Jul-03	490	386	556	404	452	611
8-Jul-03	489	405	497	409	497	588
16-Jul-03	441	392	571	454	488	563
18-Ago-03	432	407	477	420	480	743
19-Ago-03	417	410	451	417	462	642
21-Ago-03	508	416	476	430	453	584
22-Ago-03	483	408	506	427	452	600
25-Ago-03	435	397	414	399	435	528
2-Sep-03	414	419	473	408	466	539
3-Sep-03	406	438	478	417	467	499
4-Sep-03	406	428	455	430	472	501
5-Sep-03	500	444	428	419	458	493
8-Sep-03	385	411	420	399	430	553
9-Sep-03	509	391	417	357	422	517
10-Sep-03	479	429	439	374	408	483
11-Sep-03	438	402	440	396	412	469
12-Sep-03	422	424	446	395	420	478
17-Sep-03	407	463	400	397	422	434
18-Sep-03	469	403	493	402	445	507
19-Sep-03	469	403	493	402	445	507
22-Sep-03	484	401	475	425	452	500
23-Sep-03	466	424	438	427	468	490
24-Sep-03	453	446	441	418	441	475
25-Sep-03	433	396	496	470	477	496
29-Sep-03	495	438	500	422	477	497
30-Sep-03	482	440	468	396	454	462
1-Oct-03	449	411	418	427	430	427
2-Oct-03	442	425	428	410	437	462
3-Oct-03	438	428	431	404	411	415
Mínimo	385	386	400	357	408	415
Máximo	509	463	572	656	507	743
Promedio	452.3	416.5	476.2	428.5	455.3	529.1
Densidad plantas		Cero	2 T y 20 C	3 T y 14 C	2 T y 12 C	2 T y 15 C



Tabla A.5-9. Resultados de temperatura (Temp) del sistema de HAFVD

Fecha	Temp entrada	Temp salida				
	I	E ₁	E ₂	E ₃	E ₄	E ₅
28-Abr-03	21.2	19.3	20.7	21.1	23.5	20.6
30-Abr-03	14.3	19.2	19.2	19.7	22.8	26.9
5-May-03	25.8	22.4	26.8	27.4	26.3	26.9
30-Jun-03	19.7	19.3	20.8	21.1	20.9	21.2
2-Jul-03	18.3	17.1	17.1	17.6	18.4	18.0
4-Jul-03	19.5	19.5	19.9	20.3	20.5	20.4
7-Jul-03	22.7	18.6	21.0	21.5	21.7	21.1
8-Jul-03	18.2	17.0	16.9	17.0	17.2	16.9
16-Jul-03	19.6	18.6	19.6	19.6	20.0	20.7
18-Ago-03	16.8	15.6	16.0	15.9	15.8	16.0
19-Ago-03	18.2	21.9	19.4	21.4	20.1	19.6
21-Ago-03	19.6	16.7	16.9	17.0	17.2	16.9
22-Ago-03	19.6	19.2	20.5	19.9	19.8	19.6
25-Ago-03	20.3	17.5	17.8	17.8	18.1	17.4
2-Sep-03	21.3	18.4	20.9	18.8	20.9	20.8
3-Sep-03	17.6	17.4	17.7	17.8	18.5	18.6
4-Sep-03	21.6	18.9	19.7	20.5	20.9	20.1
5-Sep-03	20.8	18.0	18.8	19.7	19.6	19.1
8-Sep-03	18.2	17.3	17.3	17.8	18.6	18.7
9-Sep-03	21.0	17.5	18.0	17.8	18.1	17.9
10-Sep-03	19.6	18.6	18.4	19.3	19.7	20.2
11-Sep-03	24.6	20.5	24.3	24.7	24.3	23.5
12-Sep-03	21.8	20.7	24.1	23.6	23.2	23.1
17-Sep-03	18.7	18.3	18.0	19.4	19.8	18.3
18-Sep-03	21.0	19.5	21.7	17.7	19.8	21.1
19-Sep-03	21.0	19.5	21.7	17.7	19.8	21.1
22-Sep-03	20.2	20.8	22.6	22.0	22.3	21.5
23-Sep-03	22.0	19.6	19.4	19.7	20.8	19.5
24-Sep-03	22.4	19.0	19.2	19.1	19.5	19.3
25-Sep-03	23.4	19.9	23.7	22.8	23.6	23.1
29-Sep-03	18.3	15.2	15.8	15.7	15.5	15.3
30-Sep-03	15.4	14.5	14.8	14.7	14.7	14.3
1-Oct-03	18.3	16.7	16.8	17.4	17.9	16.6
2-Oct-03	18.7	16.8	16.8	17.4	18.4	17.9
3-Oct-03	17.5	16.6	16.6	16.7	16.9	16.1
Mínimo	14.3	14.5	14.8	14.7	14.7	14.3
Máximo	25.8	22.4	26.8	27.4	26.3	26.9
Promedio	19.9	18.4	19.4	19.4	19.9	19.7
Densidad plantas		Cero	2 T y 20 C	3 T y 14 C	2 T y 12 C	2 T y 15 C



A.6. Microclimas en la Ciudad Universitaria

Al observar la Figura A-11. puede observarse al Conjunto E de la Facultad de Química, lugar donde esta instalado el sistema de banco de HAFVD y en la Figura A-12. puede verse que la Ciudad Universitaria, ubicada en la zona limítrofe entre las delegaciones Coyoacán, Tlalpan y Álvaro Obregón, posee un clima templado sub-húmedo con lluvias en verano. Este clima, de acuerdo con lo observado en los reactores en estudio, favorece la proliferación de carrizos pero no de tules, aunado con las condiciones fisicoquímicas particulares dentro del sistema de banco de HAFVD.

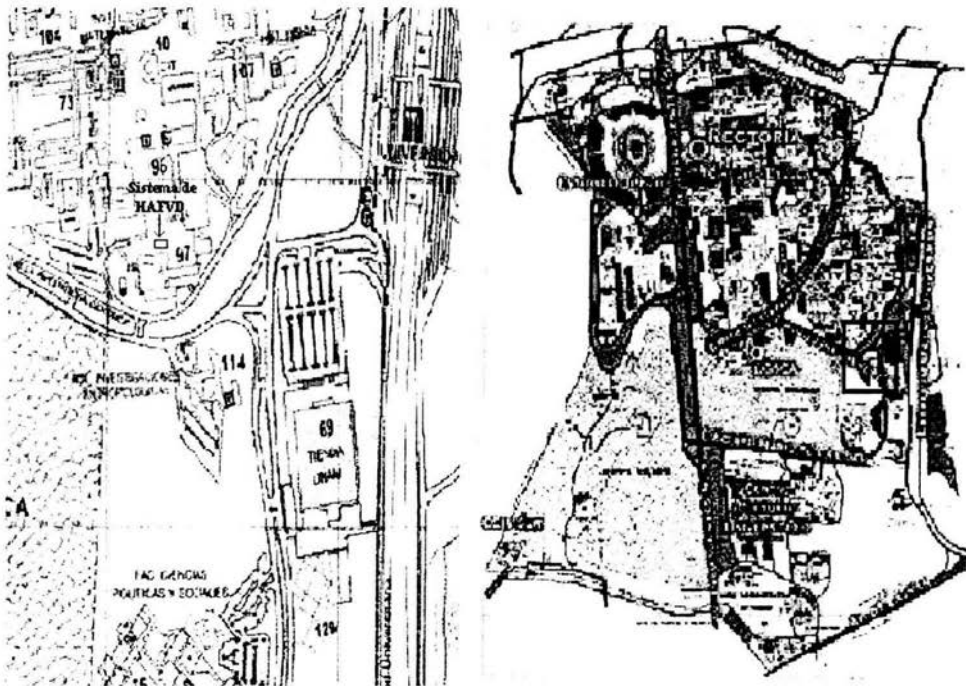


Figura A-11. Mapa de la localización del sistema de banco de HAFVD en CU (UNAM, 2004)

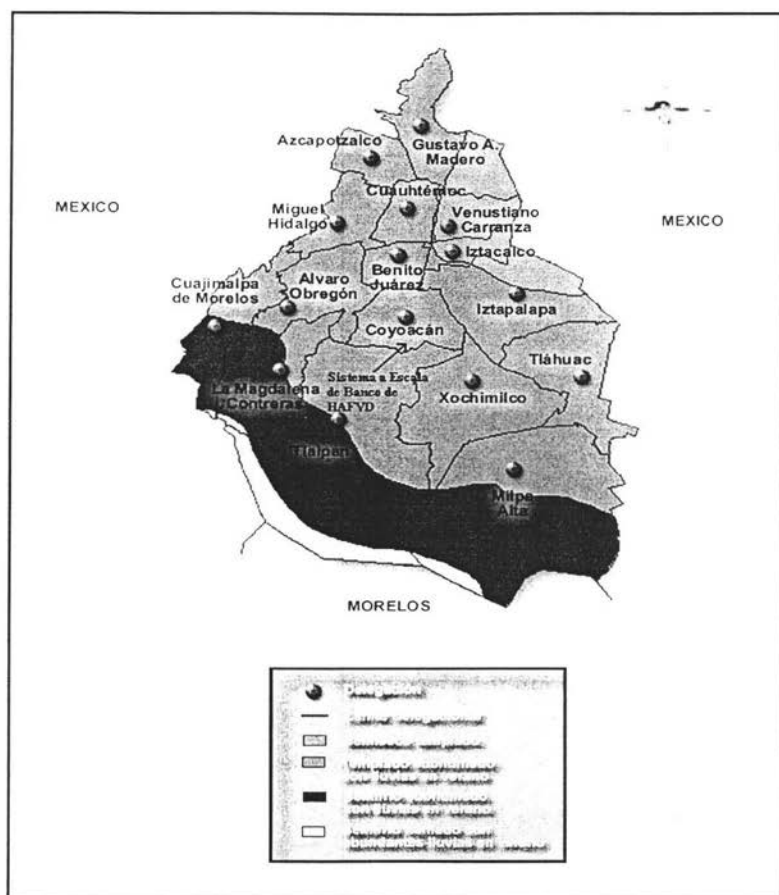


Figura A-12. Mapa de microclimas en el Distrito Federal (INEGI, 2003)



Bibliografía

Bastian, R. K. y Hammer, D. A. (1993). Constructed wetlands for water quality improvement. Ed. CRC Press Inc. Florida. EEUUA.

Brix, H. (1994). Historical development, present status, and future perspectives. En: Reprint of paper presented at IAWQ Biennial Conference, Hungría.

Burdon, K.L. y Williams, R.P. (1986). Microbiología. Pub. Cultural, S.A. de C.V. Pp. 121-128. México D.F.

Cooper, P. F. (1993). Constructed wetlands for water quality improvement. Ed. CRC Press Inc. Florida. EEUUA.

DOF (1996). NOM-001-SEMARNAT-1996 que establece los límites máximos permisibles de contaminantes en las descargas de aguas residuales en aguas y bienes de la nación. Diario Oficial de la Federación. Poder Ejecutivo Federal. México D.F. México.

Durán-de-Bazúa, C. (1994) Tratamiento biológico de aguas residuales de la industria de proceso. 5a. Ed. Pub. UNAM, Facultad de Química, PIQAYQA. México D.F. México.

Durán-de-Bazúa, C., Haberl, R., Kreiner, I., Ranjani-Krishnan, Luna-Pabello, V.M. (Profesores) y Fenoglio-Limón, F.E., Kneidinger, Ch., Millán-Hernández; S.E., Miranda-Ríos, M., Ramírez-Carrillo, H.F., Salinas-Castillo, N.V., Sánchez-García, H., Schaller, P., Soto-Esquivel, M.G. (Estudiantes) (2004). Humedales artificiales en México: Desarrollo, situación actual y aplicaciones potenciales. Vol. 6, *Serie: Química Ambiental del Agua*. Pub. Prog. Ing. Quim. Amb. y Quim. Amb. ISBN 968-36-9443-8. Facultad de Química, UNAM. México D.F. México. 185 pags. 1a. Ed. (1999), 2a. Ed. (2003), 3a. Ed. (En prensa).



Durán-Domínguez, C. Luna-Pabello, V.M., Ramírez-Carrillo, H.F. (1998). Humedales artificiales de flujo horizontal o vertical, procedimiento para tratar aguas residuales. Patente Núm. 9810668. Solicitud de Registro: Noviembre 26, 1998. Instituto Mexicano de la Propiedad Industrial. Dirección Divisional de Patentes. México D.F. México.

Esponda, P.L. (2001). Arranque de un sistema experimental a escala piloto de humedales artificial de flujo vertical descendente para el tratamiento de agua residual. Tesis de Licenciatura en Ingeniería Química. Facultad de Química. UNAM. México, D.F.

Fenoglio, F.E. (2000). Bases de diseño para la construcción de un reactor biológico experimental basado en los sistemas de humedales artificiales de flujo vertical. Tesis de Licenciatura en Ingeniería Química. Facultad de Química. UNAM. México, D.F.

Fenoglio, F.E. (2003). Transferencia de oxígeno por convección en sistemas que simulan humedales artificiales utilizando columnas empacadas, mediciones redox y de oxígeno disuelto. Tesis de Maestría en Ciencias Químicas. UNAM. México, D.F.

Gray, N.F. (1998). *Biology of wastewater treatment*. Ed. Oxford University Press. Nueva York. EEUUA.

Hammer, A.D. (1989). *Constructed wetlands for wastewater treatment: Municipal, industrial and agricultural*. Lewis Publishers Co. Michigan, EEUUA.

INEGI (2002). Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática. México. Página de redes internacionales: <http://www.inegi.gob.mx>

Jiménez, J.B. (1999). Construcción y arranque de una planta de tratamiento de aguas residuales tipo Humedal Artificial. Tesis de Licenciatura en Ingeniería Química. Facultad de Química. UNAM. México, D.F. México.



Kneidinger, Ch. (1997). Construction and investigation of a constructed d system for the tertiary treatment of the maize processing industrial wastewater. Master of Engineering Thesis. University BOKU de Viena. Mayo. Viena, Austria.

Metcalf, E. y Eddy, C. (1996). Ingeniería de agua residuales, tratamiento, vertido y reutilización. Ed. Mc Graw-Hill. International Eds. México. D.F. México.

Millán-Hernández, S.E. (2000). Operación de una planta piloto tipo humedal artificial para tratamiento de agua residuales y su uso en riego agrícola. Tesis de Licenciatura en Ingeniería Química. Facultad de Química. UNAM. México, D. F.

Miranda, M. (2000). Desarrollo, situación actual y aplicaciones potenciales de los Humedales Artificiales de Flujo Horizontal en México. Tesis de Licenciatura en Ingeniería Química. Facultad de Química. UNAM. México, D.F.

Ramírez, H.F., Fenoglio, F.E., Durán de Bazúa, C., Luna Pabello, V.M. (1997). Evaluación de la conductividad hidráulica y eficiencia de remoción de compuestos orgánicos en columnas empacadas con grava. En Proceedings of the 1997 Third Internacional Seminar of Expert on the Treatment of Industrial Effluents and Residues. C. Durán de Bazúa y L.I. Ramírez Burgos (Eds.). Pub. PIQAYQA, Facultad de Química, UNAM. ISBN 968-36-5876-8. Pp. 185-190, 191-196. México D.F. México.

Ramírez-Carrillo, H.F. (1998). Desarrollo de la ingeniería básica para el diseño de una planta de tratamiento de aguas residuales a base de un humedal artificial de flujo horizontal. Tesis de Licenciatura en Ingeniería Química. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. UNAM. México D.F. México.

Reed, S.C. (1992). Constructed wetlads design, the first generation. Wat. Environ. Res. 64(6):776-782.



Rodier, J. (1998). Análisis de las aguas. Ed. Omega. 814 pags. Barcelona, España.

Rodríguez, A. y Varela, E. 2003. Comportamiento dinámico de dos sistemas de tratamiento de aguas residuales de tipo humedal artificial de flujo horizontal y vertical. Tesis de Licenciatura en Ingeniería Química. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. UNAM. México D.F. México.

Schaller, P. (1998). Planning, construction, and investigation of a wetland for secondary treatment of domestic wastewater in México City. Master of Engineering Thesis. University BOKU de Viena. Mayo. Viena, Austria.

Snoeyink, L.V. y Jenkins, D. (1995). Química del Agua. Ed. Limusa. ISBN 968-18-1608-0. 351 pags. México D.F. México.

Suárez-Trueba, J. (2001). Informe de servicio social. Programa de Ingeniería Química y Química Ambiental (PIQAYQA), tercera etapa. Clave 2001-12/16-3992. Proyecto "Estudio de los humedales artificiales como reactores de flujo pistón para el tratamiento de aguas residuales". Lapso: Septiembre 2000-Junio 2001. UNAM, Facultad de Química. México D.F. México.

UNAM (2004). Universidad Nacional Autónoma de México. Mapa de CU (Ciudad Universitaria). Página de redes internacionales: <http://www.unam.mx>

Vymazal, J. (1998). Constructed wetlands for wastewater treatment in Europe. Ed. Backhuys publishers, Leiden, Países Bajos.