



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
ZARAGOZA

Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

TESIS PROFESIONAL
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
INGENIERO QUÍMICO

PRESENTA
IVÁN LÓPEZ CERVANTES

DIRECTOR DE TESIS: M EN I JOSÉ LUIS MARTÍNEZ PALACIOS



SEPTIEMBRE 2010



Universidad Nacional
Autónoma de México



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.



AGRADECIMIENTOS

A Dios por haberme dado la vida y permitirme llegar hasta este momento tan importante de mi vida y no dejarme caer nunca, por fortalecerme a cada instante de mi vida y por inundarme de tu paciencia.

A la Universidad Nacional Autónoma de México y a la FES Zaragoza por haberme brindado una formación académica y cumplir con el objetivo de ser mejores seres humanos cada día de nuestra vida.

Al Instituto de Ingeniería de la UNAM por darme la oportunidad de realizar el trabajo de tesis. Expreso mis más sinceros agradecimientos al M en I José Luis Martínez Palacios y al Dr. Ignacio Monje Ramírez por su grandísimo apoyo, paciencia, consejos y principalmente su amistad. También por brindarme su confianza para poder concluir satisfactoriamente mi trabajo de tesis.

A mi padre y madre:

Estoy muy agradecido con ustedes por todo el apoyo que me brindaron, permitiéndome llegar hasta donde estoy, gracias por preocuparse siempre por mí, nunca dejarme y apoyarme en los momentos más difíciles. En este trabajo no sólo se ve mi esfuerzo reflejado si no el de ustedes quienes han luchado conmigo para lograrlo. Espero nunca haberlos defraudado.



Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

A mis Hermanas Karla y Luisa por estar conmigo en las buenas y en las malas, por su paciencia y por ser como son, nunca cambien. A mis cuñados Leonardo y Gregorio por ser parte de mi familia.

A mi hermano Antonio (pollo) por ser el ángel que mando Dios para bendecir a mi familia, gracias pollito.

Un agradecimiento muy especial para mi amiga Carmen Pérez, por haberme invitado al Instituto de Ingeniería para realizar mi trabajo de tesis. Por el gran apoyo que siempre me brinda y su gran amistad que espero nunca termine. Gracias chamaquita por todo.

A mi amigo Raúl Ramírez, gracias compadre por todo tu apoyo y por esa gran amistad que siempre me brindas, por esas borracheras que pasamos en el gato macho y tugurios aledaños, por eso y más muchas gracias compadre.

A mis amigos de la FES Zaragoza, Julio Armas, Raúl Muñoz (roba vacas), Marco Antonio (cariguao), Edgar y astroberto trabajadores de la planta piloto, a Jorge de la biblioteca, al Moreno, al señor Saúl del centro de acopio, a los Ingenieros Eduardo Loyo, Eduardo Vázquez, a Mandujano al Dr. Serna y a todos aquellos que me brindaron su amistad y su tiempo para compartir conmigo.

A mis amigos del Instituto de Ingeniería, Sibila, Héctor, Víctor Gabriel, Arturo, Edgar Doroteo por los momentos tan chidos que pasamos, Karen, Jessica, Lilia, Sandra, Rosario, Karla Rodas, Minerva, a mis amigos del taller: Manuel, Roberto y todos aquellos que trabajan en el taller muchas gracias.

A todos aquellos que se me olvidan por el momento pero sé que son muchos muchas gracias por todo.

Y a todas mis novias que tuve sin que ellas lo supieran.



INDICE GENERAL



	Página
RESUMEN	9-10
INTRODUCCIÓN	11-14
OBJETIVOS	15-16
CAPÍTULO 1: ANTECEDENTES	17-39
1.1 AGUAS RESIDUALES	17
1.2 AGUAS AMARILLAS: ORINA HUMANA	19
1.3 PLANTAS ACUÁTICAS CON CAPACIDADES DEPURADORAS	21
1.3.1 Aspectos generales	21
1.3.2 Remoción y asimilación de nutrientes	23
1.3.3 Plantas acuáticas	25
1.3.3.1 <i>Phragmites australis</i>	25
1.3.3.2 <i>Schoenoplectus tabernaemontanii</i>	26
1.3.3.3 <i>Typha domingensis</i>	26
1.4 TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES POR MEDIO DE HUMEDALES ARTIFICIALES	27
1.4.1 Remoción de nutrientes	29
1.4.2 Remoción de materia orgánica y microorganismos	31
1.4.3 Remoción de metales	34
1.5 TRABAJOS EXPERIMENTALES CON COLUMNAS	35
1.5.1 Remoción de nutrientes y materia orgánica	35
CAPÍTULO 2: METODOLOGÍA	40-55
2.1 MATERIALES Y EQUIPO	41
2.2 CARACTERIZACIÓN Y TÉCNICAS ANALÍTICAS	41
2.2.1 Laboratorio	42
2.2.1.1 Temperatura, pH y conductividad	42
2.2.1.2 Nitrógeno en sus diferentes formas	43



2.2.1.3	Demanda Química de Oxígeno (DQO) y Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO)	44
2.2.1.4	Sólidos	44
2.2.1.5	Metales pesados	44
2.2.1.6	Fosfatos	44
2.2.2	Ambientales	46
2.2.2.1	Temperatura	46
2.2.2.2	Humedad relativa	46
2.2.2.3	Intensidad de luz	47
2.3	DESCRIPCIÓN EXPERIMENTAL	47
2.3.1	Montaje	48
2.3.2	Muestreo	50
2.3.3	Preparación y carga de nutrientes	50
2.3.4	Selección y colocación de plantas	51
2.4	CONDICIONES EXPERIMENTALES	53
2.4.1	Pruebas de acondicionamiento	53
2.4.2	Pruebas de remoción de nitrógeno	54
2.5	PESO Y TALLA DE LAS PLANTAS	54
<u>CAPÍTULO 3: RESULTADOS EXPERIMENTALES Y ANÁLISIS</u>		56-88
3.1	PRUEBAS DE ACONDICIONAMIENTO	57
3.1.1	Resultados experimentales	57
3.1.2	Condiciones ambientales	63
3.2	RESULTADOS EXPERIMENTALES DE LAS TRES COLUMNAS CON ORINA HUMANA	67
3.2.1	Caracterización de la orina	68
3.2.2	Remoción de N-total	70
3.2.3	Remoción de N-NH ₃ y comportamiento de NO ₂ ⁻ y NO ₃ ⁻	73
3.2.4	Resultados de remoción de N-total respecto al peso de la planta y su raíz	76
3.2.5	Resultados de variación de pH y conductividad	78
3.2.6	Condiciones climáticas	83



3.3	ANÁLISIS DE RESULTADOS	85
3.3.1	Pruebas de acondicionamiento con urea	85
3.3.2	Condiciones ambientales	86
3.3.3	Características de la orina	86
3.3.4	Resultados de las pruebas de remoción de nitrógeno de la orina	86
3.3.5	Remoción de nitrógeno amoniacal	87
3.3.6	pH y conductividad	87
<u>CAPÍTULO 4: CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES</u>		89-91
4.1	CONCLUSIONES	89
4.2	RECOMENDACIONES	91
<u>REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS</u>		92-96
<u>ANEXOS</u>		97-137
<u>INDICE DE TABLAS</u>		
Tabla 1.1 Concentración de la orina de diferentes sistemas de colección (Adaptada por Maurer et al, 2006)		
		21
Tabla 2.1 Pruebas de acondicionamiento con urea		
		54
Tabla 2.2 Condiciones iniciales de N-total de las pruebas		
		55
Tabla 3.1 Caracterización de la orina humana		
		69
Tabla 3.2 Peso húmedo de las plantas (Kg) al término de la última de las pruebas		
		76
Tabla 3.3 Valores promedio y variación de la temperatura y humedad durante las pruebas		
		84
Tabla 3.4 Resumen de resultados de remoción de N-NH ₃ por las tres plantas		
		109
Tabla 3.5 Condiciones ambientales de operación de las plantas.		
		109



Tabla 3.6 Resultado de pruebas analíticas columna 3 (<i>Typha domingensis</i>)	110
Tabla 3.7 Resultados de pruebas analíticas columna 2 (<i>Schoenoplectus tabernaemontanii</i>)	113
Tabla 3.8 Resultados de pruebas analíticas columna 3 (<i>Typha domingensis</i>)	119
Tabla 3.9 Resultados Ambientales columna 1 (<i>Phragmites australis</i>)	123
Tabla 3.10 Resultados Ambientales columna 2 (<i>Schoenoplectus tabernaemontanii</i>)	127
Tabla 3.11 Resultados Ambientales columna 3 (<i>Typha domingensis</i>)	133

INDICE DE FIGURAS

Fig. 3.1 Remoción de N-total C-1	59
Fig. 3.2 Remoción de N-total C-2	60
Fig. 3.3 Remoción de N-total C-3	60
Fig. 3.4 Remoción N-total en las tres columnas	61
Fig. 3.5 Remoción de N-NH ₃ en las tres columnas	61
Fig. 3.6 Comportamiento del pH en las tres columnas	62
Fig. 3.7 Comportamiento de la conductividad eléctrica	62
Fig. 3.8 Volumen evaporado de agua con respecto al tiempo	64
Fig. 3.9 Evapotranspiración de las tres plantas en las pruebas de acondicionamiento	65
Fig. 3.10 Variación de la temperatura del agua con respecto al tiempo de prueba	65
Fig. 3.11 Variación diaria de la humedad relativa	66
Fig. 3.12 Variación diaria de la temperatura del aire	67
Fig. 3.13 Remoción de N-total en la columna 1	70
Fig. 3.14 Remoción de N-total en la columna 2	72
Fig. 3.15 Remoción de N-total en la columna 3	72
Fig. 3.16 Remoción de N-NH ₃ Columna 1	74
Fig. 3.17 Remoción de N-NH ₃ Columna 2	75



Fig. 3.18 Remoción de N-NH ₃ en la columna 3	75
Fig. 3.19 Consumo de N-total por Kg de planta completa para una concentración inicial en las columnas 1, 2 y 3 de 160, 180, y 180 mg/L	77
Fig. 3.20 Consumo de N-total por Kg de raíz de planta para una concentración inicial en las columnas 1, 2 y 3 de 160, 180, y 180 mg/L	77
Fig. 3.21 Variación del pH en la columna 1 (<i>Phragmites australis</i>)	79
Fig. 3.22 Variación pH en la columna 2 (<i>Schoenoplectus tabernaemontani</i>)	79
Fig. 3.23 Variación pH en la columna 3 (<i>Typha domingensis</i>)	80
Fig. 3.24 Variación de la conductividad para las pruebas con <i>Phragmites australis</i>	81
Fig. 3.25 Variación de la conductividad para las pruebas con <i>Schoenoplectus tabernaemontanii</i>	82
Fig. 3.26 Variación de la conductividad para las pruebas con <i>Typha domingensis</i>	82
Fig. 3.27 Variación de las temperaturas y la humedad	83
Fig. 3.28 Evapotranspiración de agua de las tres columnas	84



RESUMEN

En este trabajo se investiga, como primera aproximación, la remoción de nitrógeno ureico y amoniacal a partir de aguas residuales con urea y orina humana como fuente de nitrógeno por medio de tres tipos de plantas acuáticas: ***Phragmites australis***, ***Schoenoplectus tabernaemontanii*** y ***Typha domingensis***. Debido a que la nitrificación/desnitrificación se atribuye en gran medida a las bacterias asociadas al medio de soporte usado en los humedales artificiales, las plantas fueron colocadas en tres columnas experimentales libres de soporte con objeto de evaluar la capacidad de remoción y de comparar la asimilación de nitrógeno entre ellas.

Los resultados demuestran que las tres plantas acuáticas tienen la capacidad de asimilar y remover el nitrógeno amoniacal en ausencia de soporte, en un proceso que inicia con una rápida hidrólisis de la urea contenida en la orina, y la correspondiente formación de $N-NH_3$, el cual es asimilado por la planta.



En pruebas realizadas en proceso intermitente con urea y cargas equivalentes a 40 mg/L de N-total se obtuvieron remociones entre 87% y 97% con tiempos de residencia de 14 días.

En experimentaciones de cargas de 10mg/L de N-total con orina humana las remociones al principio de las pruebas fueron de 90% al 99% de asimilación de las plantas con tiempos de residencia de 2 días. Conforme se aumentó la dosis de orina, fue necesario incrementar el tiempo de retención hidráulica (TRH) en las plantas hasta llegar a 15 días con carga máxima de 180 mg/L de N-total, para lograr niveles de remoción semejantes.

En la columna 1 (*Phragmites australis*), y la columna 2 (*Schoenoplectus tabernaemontanii*) el TRH varió de los 2 a los 41 días dependiendo de la dosis inicial de cada prueba; siendo máximo con cargas de 160 y 180 mg/L de N-total respectivamente, las cuales fueron letales para las plantas por efecto de pH y concentración de nitrógeno amoniacal formado. En el caso de la columna 3 (*Typha domingensis*), el TRH osciló entre 2 y 14 días para lograr las mismas remociones hasta la prueba con una concentración inicial de N-total de 180 mg/L como dosis máxima, porque en la prueba con 225 mg/L la concentración fue letal por la misma razón de los casos anteriores.

Durante el tratamiento prácticamente no se observó formación significativa de nitritos y nitratos por lo que se considera que las plantas limitan el proceso de nitrificación por la asimilación del nitrógeno amoniacal.



INTRODUCCIÓN

El agua es la fuente de vida más importante para los seres vivos, constituye las tres cuartas partes del total del planeta y sin ella sería imposible la vida en la tierra. El agua es utilizada en procesos biológicos, químicos, físicos, etc; es difícil citar algún proceso cualquiera en el que no sea este líquido vital, por lo que es indispensable cuidarlo y darle el tratamiento que se requiere para garantizar que las siguientes generaciones también puedan disponer de agua para sus necesidades.

El problema de la contaminación del agua y su disponibilidad para las diversas actividades económicas y productivas del país es cada vez más creciente, lo cual ha obligado a la búsqueda de alternativas de solución económicamente viables. Se estima que aproximadamente el 80% de las aguas residuales generadas son descargadas al medio ambiente sin ningún tratamiento adecuado (CNA, 2010)



En México se generan aproximadamente $235.8 \text{ m}^3 \text{ s}^{-1}$ de aguas residuales, de los cuales sólo el 35% de ellas son tratadas para ser descargadas a los cuerpos receptores, y el resto son descargadas sin tratamiento alguno o tratadas en forma parcial.

De la capacidad instalada de plantas de tratamiento de aguas residuales (industriales y domésticas), sólo opera el 74%, aproximadamente (CNA, 2008). Esto conlleva a una situación de deterioro, tanto ecológico, como de la calidad de vida de los habitantes del país.

A nivel mundial, la preocupación de los problemas de contaminación de agua se dio con mayor ahínco a partir de la década de los setentas en Europa y países como Estados Unidos de América, Gran Bretaña, Canadá y Japón, en donde la urbanización y la industrialización creciente se vieron acompañadas de graves problemas de contaminación del agua.

En las regiones menos desarrolladas, los desechos de las poblaciones constituyen una amenaza para la salud pública y ponen en peligro el uso ininterrumpido de reservas de agua (Luna-Pabello et al, 2001)

La utilización de macrofitas acuáticas para la depuración de aguas residuales tiene hoy en día gran interés por cuanto que implica el uso de sistemas blandos de depuración compatibles con el medio ambiente.

Estos sistemas se denominan generalmente Humedales Artificiales (HA). En contra posición a la sencillez de su apariencia, son sistemas dinámicos y complejos en su funcionamiento, porque combinan procesos físicos, químicos y biológicos en un medio diseñado, construido y manejado por el hombre, en el que la vegetación es un elemento fundamental.



El papel que desempeña la vegetación en los (HA) de tratamiento de aguas residuales ha sido ampliamente debatido en el ámbito científico (Gersberg et al, 1986, Brix 1977). En términos cuantitativos se considera que las principales actuaciones son, por una parte, la de servir de filtro para mejorar los procesos físicos de separación de partículas y, por otra, la de actuar a modo de soporte activo para el desarrollo de “biofilms” de microorganismos que actúan purificando el agua.

En el diseño de HA para el tratamiento de aguas residuales con macrofitas se utilizan, entre otros, criterios relacionados con las características del agua a tratar y con las especies vegetales a implantar. Estos aspectos son Inter-dependientes, ya que de la interacción especie vegetal-agua residual depende la eficacia del sistema. Para que haya una buena adaptación de las plantas y que la vegetación prospere, obviamente no deberán sobrepasarse los umbrales de tolerancia a la contaminación de las especies que intervienen en el humedal artificial.

La diversidad de especies que se utilizan en los HA es reducido y en general se centra en especies halófitas o emergentes debido a que los sistemas más utilizados son los que constan de un sustrato para soporte de las plantas, como son los sistemas de flujo superficial y los de flujo sub-superficial o de lecho de grava.

En estos sistemas las especies vegetales más utilizadas son las de género *Typha*, *Phragmites*, *Cirpus* como se conoce hoy en día *Schoenoplectus*, ya que en ellas se presentan características muy favorables, como son amplia versatilidad ecológica, alta productividad de biomasa y facilidad de reproducción.



Tomando como base que algunos autores consideran que en los humedales artificiales se remueven nutrientes como nitrógeno (Farahbakhshazad et al., 1997) y otros no (Sun et al., 2005), y por el interés de evaluar las bondades del sistema para un caso particular de aguas residuales, en este trabajo se investiga, como primera aproximación, la remoción de nitrógeno amoniacal a partir de aguas sintéticas conteniendo orina humana diluida como fuente de nitrógeno y aplicar concentraciones variadas, así como utilizar tres tipos de plantas acuáticas: *Phragmites australis*, *Schoenoplectus tabernaemontanii* y *Typha domingensis*, en columnas libres de soporte, a fin de determinar la tolerancia a ese tipo de residuos.

El trabajo se divide en una revisión bibliográfica de los HA como sistemas de tratamiento, una metodología para el desarrollo experimental, una etapa de acondicionamiento de las plantas acuáticas en columnas libres de soporte, las pruebas y resultados experimentales; así como las conclusiones del estudio.



OBJETIVOS

Objetivo general:

Evaluación de la capacidad de las plantas acuáticas *Phragmites australis*, *Schenoplectus tabernaemontanii* y *Typha dominguensis*, para remover nitrógeno amoniacal contenida en orina humana.

Objetivos particulares

Establecer las condiciones de conservación y realizar la caracterización fisicoquímica de muestras de orina humana, determinando como parámetro de calidad: pH, conductividad, nitrógeno en sus diferentes formas (Nitrógeno Total, N-NH₃, N-NO₂, N-NO₃) DBO₅, DQO, metales pesados, fosfatos, sólidos en sus diferentes formas.

Acondicionar las plantas acuáticas para su operación en columna libre de soporte utilizando fertilizantes comerciales, llevando un control de los parámetros: pH, temperatura del aire, agua, porcentaje de humedad relativa, y evapotranspiración.

Determinar la capacidad de las plantas acuáticas para metabolizar nitrógeno amoniacal utilizando un agua sintética conteniendo urea como sustrato.



Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

Determinar las constantes de velocidad de remoción de nitrógeno amoniacal sometiendo a las plantas acuáticas a diferentes concentraciones de orina humana.

Evaluar el efecto del pH y la dosis de nitrógeno amoniacal en la asimilación del nutriente por las plantas.



CAPÍTULO 1.

ANTECEDENTES

Este capítulo resume información del estado del arte que existe con respecto al uso de los humedales artificiales como sistemas de depuración de las aguas residuales, que los diferentes autores citados han estudiado y proponen como alternativa sustentable de tratamiento. Debido a lo diverso de la información recopilada, esta parte del trabajo se dividió en varios incisos para clasificar mejor los temas involucrados.

1.1 AGUAS RESIDUALES

El agua de consumo humano o de uso en la industria va sufriendo cambios importantes en su calidad a lo largo de los diferentes procesos en donde esta es utilizada, obteniéndose como producto final lo que se conoce como aguas negras o residuales



El término “*aguas negras*” es utilizado para referirse a aquellas corrientes que están constituidas por la mezcla de materia fecal, orina, desechos orgánicos de origen humano y animal. A las aguas negras también se les conoce en forma genérica como aguas residuales, aguas servidas, aguas cloacales, aguas residuales municipales o urbanas, que en gran medida depende de la composición, origen y país.

La composición de las aguas residuales es variada y depende en general de la fuente que las genera. Así, hay las que provienen de las descargas de uso municipal o doméstico, industriales, comerciales, agrícolas, pecuarios y, en general, de cualquier otro uso, incluyendo la mezcla de descargas. De esta manera la calidad de un agua residual que proviene de casas habitación es distinta de aquella que proviene de la industria. Otros factores que influyen en las características fisicoquímicas de un agua residual son aquellos que tienen que ver con el clima de la zona y la época del año (estiaje y de lluvias).

Los volúmenes que se generan dependen del consumo de agua y el tamaño de la población (zonas urbanas o rurales), de la actividad económica que se desarrolle, de aspectos culturales y educativos, así como del nivel de desarrollo de cada país. Todos estos factores influyen tanto en los volúmenes de agua residual como en las características fisicoquímicas de las mismas.

Para dar tratamiento a las aguas residuales debe tomarse en cuenta su origen, el reúso o destino final y el cumplimiento de las normas ambientales vigentes NOM-001-SEMARNAT-1996. En general, se distinguen hasta cuatro etapas en los trenes de tratamiento: a) tratamiento preliminar, destinado a remover del agua residuos fácilmente separables; b) tratamiento primario, que comprende procesos de sedimentación y tamizado; c) tratamiento secundario, que incluye la aplicación de procesos biológicos aerobios, anaerobios ó fisicoquímicos (floculación) para reducir la mayor parte del contenido de materia orgánica del agua (SST, DBO₅, DQO);



d) tratamiento terciario o avanzado, está dirigido a la reducción final de materia orgánica disuelta remanente del proceso secundario, metales pesados, contaminantes químicos específicos y la eliminación de patógenos y parásitos (Metcalf & Eddy, 2003).

En la mayoría de los casos se requiere de la construcción de grandes instalaciones. Todos los métodos buscan a través de procesos físicos, químicos o biológicos, remover los contaminantes básicos del agua residual, de tal manera que pueda ser reutilizada o bien retornarla a la naturaleza con el mínimo impacto al ambiente. Otros factores que son tomados en cuenta en la selección del método de tratamiento son los relacionados con aspectos económicos, políticos y sociales.

Dentro de los diferentes tipos de agua residuales que existen, y particularmente refiriéndose a los de origen domiciliario, existe un sub-grupo el cual tiene su origen en la separación de corrientes en el punto de generación.

Así se identifican a las aguas residuales como “*aguas amarillas*”, “*aguas negras*” y “*aguas grises*”. El primer caso corresponde a la orina, el segundo a las heces suspendidas en agua del sanitario y, el tercero, a las aguas que se conforman como producto de la higiene personal, limpieza de la casa, lavado de ropa y utensilios; que básicamente se identifica como agua con jabón y algunos residuos grasos de cocina y detergentes. Con respecto a la orina o “*aguas amarillas*”, por ser tema principal de estudio, a continuación se presenta una descripción más detallada al respecto.

1.2 Aguas amarillas: orina humana

De acuerdo con Maurer et al., (2006), en la década de los 1990s diversos grupos de investigación europeos comenzaron a trabajar en la separación de las corrientes como la orina desde su origen y así promover la sustentabilidad de la gestión de las aguas residuales.



Dicho planteamiento se basa en el hecho de que la orina contiene y aporta la mayor parte de los nutrientes a las aguas residuales domésticas, y solamente el 1% del volumen total de agua residual corresponde a la orina.

En la tabla 1.1 se muestra la características fisicoquímica de la orina reportada por diferentes fuentes. Las corrientes de orina de los sistemas de colección difieren en sus características fisicoquímicas porque según Maurer *et al.*, 2006 a) la composición es un valor promedio que depende del tiempo y del grupo de individuos, b) pueden sufrir alteraciones químicas en un medio ambiente no estéril, y c) la dilución con el agua de descarga adiciona elementos como iones calcio y magnesio que alteran la composición química original.

En condiciones normales la orina suele ser de color transparente o amarillento, una persona puede llegar a producir aproximadamente 1.4 L/día. Suele estar constituida en un 96% por agua, 4% de sólidos disueltos y aproximadamente 20 g de urea por litro de orina.

Cerca de la mitad de los sólidos solubles corresponden a urea, que es el principal producto de degradación del metabolismo de proteínas. El resto incluye nitrógeno, cloruros, cetosteroides, fósforo, amonio, creatinina y ácido úrico, entre otros. (Maurer *et al.*, 2006).

La orina contiene nutrientes (N, P, K, Mg y Ca) que pueden ser aprovechados. La mayor parte del nitrógeno se encuentra en forma de urea y una pequeña cantidad como ácido úrico.

El potasio y fósforo se encuentran presentes en la orina humana en concentraciones menores comparadas con el nitrógeno. (Maurer *et al.*, 2006). En estudios realizados por Kirchmann y Pettersson (1995), sobre la composición química de la orina humana y su uso potencial como fertilizante, reportan que la



concentración de metales pesados en muestras de orina es pequeña comparada con la de otros fertilizantes orgánicos.

TABLA 1.1 CONCENTRACIÓN DE LA ORINA DE DIFERENTES SISTEMAS DE COLECCIÓN (Adaptada por Maurer *et al*, 2006)

Parámetro	Unidades	Hogar ^[1]	Escuela ^[1]	Trabajo ^[2]	Trabajo ^[3]	Hogar ^[4]	Trabajo ^[5]	Orina fresca ^[6]
		S		CH	CH	S	CH	
Dilución ^(a)	(-)	0.33	0.33	0.26		0.75	1	1
pH	(-)	9	8.9	9	9	9.1	9.1	6.2
N total*	grs N m ⁻³	1795	2610	1793	(-)	3631	9200	8830
NH ₄ +NH ₃	grs N m ⁻³	1691	2499	1720	4347	3576	8100	463
NO ₂ +NO ₃	grs N m ⁻³	0.06	0.07	(-)	(-)	<0.1	0	(-)
P total	grs P m ⁻³	210	200	76	154	313	540	800-2000
DQO	grs O ₂ m ⁻³	(-)	(-)	1650	6000	(-)	10000	(-)
K	grs K m ⁻³	875	1150	770	3284	1000	2200	2737
S	grs S m ⁻³	225	175	98	273 (b)	331	505 (b)	1315
Na	grs Na m ⁻³	982	938	837	1495	1210	2600	3450
Cl	grs Cl m ⁻³	2500	2235	1400	2112	1768	3800	4970
Ca	grs Ca m ⁻³	1575	1334	28	(-)	18	0	233
Mg	grs Mg m ⁻³	1.63	1.5	1	(-)	11.1	0	119
Mn	grs Mn m ⁻³	0	0	(-)	(-)	0.037	(-)	0.019
B	grs B m ⁻³	0.435	0.44	(-)	(-)	(-)	(-)	0.97

El termino dilución (a) se define como V orina / (V orina + V agua)

fresca (no hidrolizada) se enlista en la columna (6) leyenda (a) definida como V orina / (V orina +

V agua) (b) solamente como sulfatos, SO₄²⁻, (c) parámetros determinados en orina fresca sin diluir y si

[1]: Kirchmann and Petterson (1995), [2]: Under et al, (2003a), [3]: Ronteltap et al, (2003), [4]: Jonsson et al, (1997)

[5]: Uder et al, (2005a), [6]: Ciba-Geigy (1997)

1.3 PLANTAS ACUÁTICAS CON CAPACIDADES DEPURADORAS

1.3.1 Aspectos generales

Las plantas acuáticas están adaptadas para vivir en arroyos, lagos y ríos donde no podrían vivir las terrestres. Aunque proceden de familias muy diversas, presentan adaptaciones semejantes y son una muestra del fenómeno de convergencia adaptativa.



De modo general se habla de plantas acuáticas, pero entre ellas hay diferencias, así existen las sumergidas o flotantes, enraizadas o no en el fondo, anfibia, las de hojas sumergidas y que emergen de aspecto y forma distintos, y las halófitas que sólo mantienen sumergidas las raíces.

Se han hecho estimaciones de que hace un siglo, en el Valle de México, existieron entre 70 y 100 variedades de plantas acuáticas estrictas, es decir, las que dependen directamente del agua; en la actualidad la cifra se ha reducido a 40 (Lot et al., 2004). Los principales factores que regulan el crecimiento de las plantas acuáticas son la luz y los nutrientes.

Las plantas acuáticas no crecen en aguas turbias o en aguas muy profundas donde la luz no puede llegar, aunque puede haber crecimiento con niveles de intensidad de luz relativamente bajos, hasta del 1% respecto a la que ocurre en la superficie.

Son tres los principales elementos (C, N y P) que regulan el desarrollo de las plantas acuáticas; de éstos, el fósforo está considerado como el de mayor influencia en el crecimiento de las plantas, por lo que la adición de pequeñas cantidades de fósforo al agua produce incrementos considerables en la producción de biomasa de las plantas (Barko *et al*, 1986).

La temperatura es un factor importante en cuanto al ciclo y distribución de las plantas en zonas templadas, durante el invierno las aguas se tornan frías y las plantas, por consiguiente, disminuyen su tasa de crecimiento y reproducción. (Olvera *et al.*, (1989)

Las plantas acuáticas se adaptan a condiciones climáticas variadas, es decir, temperaturas de 15 a 30°C. Tienen la capacidad de mantener una tasa de crecimiento exponencial en condiciones óptimas de temperatura y nutrientes.



Pueden duplicar su tamaño entre 2 y 5 días según el medio acuático donde se desarrollen. Las macrofitas en general alcanzan producciones de biomasa de 12.76 g/m²/día y 14.6 g/m²/día (Boyd, 1978; Olvera *et al.*, 1989).

No es común encontrarlas en aguas con altas concentraciones de sal. Se desarrollan en aguas con pH entre 4 y 10, siendo el óptimo de crecimiento a pH cercano a la neutralidad, en donde se sabe se favorece la absorción de elementos como potasio y fósforo.

Por otra parte, cuando hay deficiencia de calcio éstas no crecen normalmente (Aguayo, 1995; Ensastegui *et al.*, 1995; Castañeda, 1990; Olvera *et al.*, 1989; Rzedowski, 1978).

Las plantas acuáticas con sistema radicular (conjunto de raíces que soporta a la planta) y requiere de un medio soporte. En medios con mucha arena la vegetación se desprende con facilidad por la acción del viento y del oleaje.

En cuerpos de agua pequeños, la arena, el limo, la arcilla y la materia orgánica son el mejor medio para el enraizamiento de plantas acuáticas. Por el contrario, la roca y la grava no favorecen a que las plantas enraícen por la limitada fertilidad o contenido de nutrientes en el medio (Acosta *et al.*, 2006).

1.3.2 Remoción y asimilación de nutrientes

En las plantas el *nitrógeno* se encuentra formando parte de estructuras químicas tales como proteínas, clorofilas, aminoácidos, ácidos nucleicos, etc., que son la base de los procesos que controlan el desarrollo, el crecimiento y su reproducción. Para que las plantas puedan aprovechar el nitrógeno que está disponible en la naturaleza, este debe hallarse en forma combinada formando compuestos con otros elementos; por ejemplo, en la forma de nitratos (NO₃⁻) y de nitrógeno amoniacal (NH₄⁺), los cuales son asimilados vía radicular.



La absorción de iones nitrato (NO_3^-) en la rizósfera de las plantas es muy alta, ocurre por transporte activo y es favorecida a pH bajos. La presencia de amonio disminuye la absorción del nitrato debido a que, desde el punto de vista energético, el amonio resulta ser para la planta la fuente de nitrógeno ideal, pues permite un ahorro de energía en la síntesis de proteína. De acuerdo con Tisdale *et al.*, (1985), citado por Meléndez *et al.*, 2003, el nitrato a diferencia del amonio, debe ser reducido antes de ser incorporado en las proteínas.

Los síntomas de deficiencia de nitrógeno pueden variar según la especie y el género. En general, los signos característicos que se pueden apreciar son la reducción en el crecimiento de la planta, debilitamiento generalizado del color verde, amarillamiento que comienza en las hojas inferiores más viejas, y normalmente éste avanza desde el ápice hacia la base, produciendo la muerte de los tejidos y la caída de las hojas (Meléndez *et al.*, 2003)

El fósforo se encuentra vinculado en los seres vivos a la recepción, conservación y transferencia de energía. En la naturaleza el fósforo se encuentra formando diferentes compuestos como resultado de su combinación con otros elementos, aunque en la mayoría de los casos se encuentra en las formas de fosfatos (PO_4^{3-} , HPO_4^{2-} , H_2PO_4^- , H_3PO_4). El desarrollo precoz de la raíz, el crecimiento de la planta, la resistencia ante condiciones desfavorables y la floración son algunos de los efectos asociados al fósforo.

Una deficiencia de este nutriente afecta el desarrollo y maduración de la planta, las hojas adquieren un color verde muy fuerte y, en ocasiones, puede llegar a aparecer un tono púrpura en hojas, tallos y ramas. Los requerimientos de fósforo para un óptimo crecimiento varían de 0.3 a 0.5 %, que en peso seco es mayor al 1% (Bell *et al.*, 1990).



1.3.3 Plantas acuáticas

Existe gran variedad de plantas acuáticas, las que se consideran en este estudio corresponden a las más utilizadas en el tratamiento de aguas residuales. Es por eso que se obtuvo información acerca de *Phragmites australis*, *Schoenoplectus tabernaemontanii* y *Typha domingensis*.

1.3.3.1 *Phragmites australis*

El género *Phragmites* pertenece al género Arundinae que consiste en cuatro especies: *australis*, *karka*, *mauritanus* y *japonicus*. *Phragmites australis* es la especie de mayor distribución. Se considera como una especie que empobrece los humedales por sus características invasoras.

Es una macrofita emergente de la familia de las *Poáceas*, de nombres comunes carrizo, ranquil, maicillo, que depende de la región (Ramírez *et al.*, 1982). Planta perenne con tallos de 2 a 5 m de altura, produce como inflorescencia una penícula grande hasta de 45 cm de largo. Crece en los bordes de lagunas, ríos, arroyos, canales y pantanos de agua dulce.

Es una de las especies más importantes de los humedales y de mayor distribución en zonas templadas, se considera clave para el funcionamiento de los humedales y de los ecosistemas. En épocas invernales desaparece la parte epigea, sobreviviendo los rizomas que permanecen enterrados. Se ha visto que la rápida propagación de esta especie en América del Norte se debe a la introducción de clones más agresivos que fueron traídos de Europa y otros lugares. (Tucker, 1990, citado por Clevering *et al.*, 1999).

Se cultiva con objeto de aprovechar el tallo para diferentes usos, algunos de los cuales es en la construcción (cercas y techos), artesanías (cestos, jaulas y canastas) y como cañas de pescar (Novelo, 2006; Ramírez *et al.*, 1982).



1.3.3.2 *Schoenoplectus tabernaemontanii*

Hidrofita enraizada emergente también conocida como Tule boludo, estapil. Forma parte del complejo *S. Lacustris*, pertenece a la familia *Cyperaceae*, un grupo de amplia distribución y taxonómicamente complicado que requiere un estudio a nivel mundial. El nombre de *Schoenoplectus tabernaemontanii* se aplica a las plantas previamente conocidas en México, como *Scirpus lacustris* y *Scirpus validus*. Semicosmopolita de regiones templadas, en México distribuida desde Sonora a Chiapas y de Tamaulipas a Yucatán. A veces abundante en lugares cenagosos a la orilla de presas y de caminos, en vegetación halófila, en las inmediaciones de lagunas y a la orilla de cuerpos de agua en bosques templados, crece entre los cero y los 2300 msnm; la altura promedio de los tallos varía de 0.5 m hasta los 3 m.

El valor de uso que los habitantes de las regiones lacustres le han dado a esta planta es en la elaboración de petates, de cestería y de otros objetos, así como en la construcción de techos y cercas, al igual que chalecos salvavidas, sombreros y señuelos de pato elaborados y tejidos a partir de esta planta (Lot *et al.*, 2004). Nombres comunes: bix ak (*Tzeltal*); *flor de tule, tule, pocoque* (Veracruz); *wawisari* (tarahumara). Son plantas sin problemas de conservación por riesgo de extinción (González *et al.*, 2008)

1.3.3.3 *Typha domingensis*

Hidrofita enraizada emergente, del género *Typha* conocida como tule en el altiplano mexicano, con nombres regionales como espadaña, chuspata, junco, tule ancho, anea, palmilla, entre otros nombres asignados por las comunidades (Lot *et al.*, 2004).



Son plantas acuáticas que superan los 2.5 m de altura y cuyas hojas están dispuestas en líneas longitudinales y comúnmente extendiéndose hacia la base del tallo.

La inflorescencia es café claro, cuya espiga masculina es hasta de 42 cm de largo y 1.5 cm de ancho, y, en general, están separadas de las femeninas por 0.7 a 5 cm, las cuales crecen hasta 48 cm de largo y 2 cm de diámetro. (Rzedowski y Rzedowski, 2001)

Antiguamente era una planta común de la Ciudad de México y sus alrededores, sin embargo, en la actualidad se encuentran restringida a solo unos canales de la región chinampera y al norte del área metropolitana. Seguramente, al igual que con *Typha latifolia*, los antiguos mexicanos usaban artesanalmente las hojas de esta especie para tejer petates, elaborar diversos artículos de cestería, sombreros, sillas, para techar casas y como forraje. A pesar de que tiene una amplia distribución mundial, en el Valle de México se encuentra muy reducida en número, por lo que debe ser considerada como especie en peligro de extinción como lo afirma Lot *et al*, 2004.

1.4 TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES CON HUMEDALES ARTIFICIALES

El documento más antiguo que menciona el uso de humedales artificiales (HA) es una nota escrita a mano por Brix y reportada por Brian en 1904, en Australia. En esta se menciona como el agua residual doméstica podía ser tratada en los jardines de las casas, al ser conducida a través de un canal y desembocando en un pequeño jardín con una profundidad de 38 a 45 centímetros. En el jardín se sembraban plantas que crecieran rápidamente y que requirieran una gran cantidad de agua, como por ejemplo *Arum lillis* (Brix, 1994).



Pero no fue hasta la década de los 50's que se iniciaran las investigaciones con plantas como *Scirpus spp* o *Eichhormia spp* como posibles absorbentes de contaminantes de aguas residuales.

El primer trabajo experimental realizado para investigar el tratamiento de aguas residuales fue desarrollado por la doctora Kathe Seidel en el instituto Max Planck en Plon, Alemania.

Los humedales artificiales son sistemas construidos y utilizados para el tratamiento primario, secundario y terciario de aguas residuales domésticas e industriales (Puigagut et al., 2007; Kadlec et al., 2000), generalmente combinados con adecuado pre-tratamiento. Tres son los componentes básicos que caracterizan y conforman un humedal artificial: 1) El medio soporte, el cual puede ser grava de diferente granulometría, en algunos casos se utiliza el tezontle por el papel que juega el área superficial del sustrato; 2) El flujo de agua, puede ser vertical u horizontal, superficial y sub-superficial; y 3) El tipo de plantas macrofitas utilizadas, sean éstas flotantes, sumergidas o enraizadas.

En los últimos diez años ha sido notorio el interés que existe en el uso de humedales artificiales y han ido en aumento las investigaciones en torno a las aplicaciones que tienen las plantas acuáticas en la depuración y remoción de contaminante del agua.

Entre las ventajas que presentan los (HA), además de la buena eficiencia de remoción de contaminantes y de organismos patógenos, está su bajo costo de operación y mantenimiento, y mínimos requerimiento de personal calificado. Dichas ventajas han hecho extensivas sus aplicaciones en el tratamiento de aguas residuales industriales.



1.4.1 Remoción de nutrientes

Prochaska *et al* (2006) realizaron un estudio para evaluar el rendimiento en una mezcla de arena de río y dolomita en una relación en peso de 10:1, utilizado como sustrato en los humedales artificiales de flujo vertical para la eliminación de fosfatos a escala experimental. Se instalaron al aire libre cuatro unidades, haciendo por duplicado las pruebas y utilizando *Phragmites australis* y un agua sintética comparable a la municipal; operaron de forma intermitente evaluando los fosfatos solubles durante un periodo de tres meses.

En el laboratorio también se llevaron a cabo los experimentos por separado para determinar la capacidad de adsorción de fosfatos de los dos materiales, es decir, la arena y la dolomita. Los humedales fueron capaces de eliminar más del 45% de fosfatos.

La acumulación de fósforo al final del periodo de operación fue de 6.5 al 18%. El contenido de Ca extraíble también aumentó, lo que indica que la eliminación de los fosfatos se atribuye principalmente a la absorción de iones de ortofosfato en carbonatos de calcio y / o la precipitación de iones ortofosfato con iones de calcio.

Keffala *et al* (2005) realizaron un estudio para comparar los resultados de dos sistemas a escala piloto: el primer sistema estaba compuesto por plantas acuáticas (*Phragmites spp* y *Typha spp*) que se identificaba con un flujo vertical y un flujo horizontal, uno para cada planta, respectivamente; el segundo fue un sistema sin plantas. La alimentación era intermitente con un caudal de 0.144 m^3 por día que corresponden a una tasa de aplicación hidráulica de $0.24 \text{ m}^3/\text{m}^2/\text{día}$.

La remoción de nitrógeno total en el sistema que contenía plantas fue mayor que en el que se encontraba sin planta (27 y 5%, respectivamente), con comportamiento semejante para nitrógeno amoniacal (19 y 6%). La formación de los nitritos y nitratos en el sistema con plantas fue menor que con el sistema que



no contiene las plantas (4 y 13%), aunque la retención de bacterias en los dos sistemas fue similar.

Bachand y Horne (2000) experimentaron con tres sistemas naturales (*Scirpus* spp. *Typha* spp. y una mezcla de macrofitas y pastos) para evaluar la capacidad para remover nitratos.

La velocidades de remoción de nitratos entre los diferentes tipos de vegetación fueron significativamente distintas: *Typha* spp. 565 mg N/m².día; *Scirpus* spp. 261 mg N/m².día; y mezcla de vegetación 835 mg N/m².día.

El balance de masa indica que la desnitrificación fue el mecanismo de remoción dominante

Gasiunas *et al.*, (2005) de la Universidad de Agricultura de Lituania lograron tasas de remoción para nitrógeno total de 37% al 44% en humedales artificiales de flujo sub-superficial que recientemente se están aplicando en la ciudad de Lituania, y que garantizan el funcionamiento eficaz en la eliminación de nutrientes y materia orgánica. En ese estudio se analizaron parámetros tales como DBO₅, N y P.

Para lograr un tratamiento normativo de las aguas residuales conforme al nivel de DBO₅ (25mg O₂ L⁻¹), la carga de los filtros con plantas como *Phragmites australis* no debe exceder de 5-8 g m⁻² día⁻¹,

Clarke *et al.*, (2002) construyeron un sistema de humedales para el tratamiento de las aguas residuales que se generan en sitios donde se concentran animales.

De acuerdo con pruebas en invernadero encontraron que niveles superiores a los 100 mg/l de nitrógeno amoniacal inhiben el crecimiento de las plantas tales como *J. effusus*, *S. latifolia*, y *T. latifolia*.

De acuerdo con los resultados, dichos autores sugieren que se debe tener cuidado especial en la selección de la planta para el tipo de agua que se desea tratar.



Dichos autores también evaluaron las interacciones entre la concentración de amoníaco (0, 50, 100, 200 y 400 mg /L) y el nivel de agua para *Schonaplectus tabernaemontanii* y *Typha latifolia*. Encontraron que los niveles de amoníaco en exceso (200 mg /L), inhibe el crecimiento de *J. effusus*, *S. latifolia*, y *T. latifolia*. También que niveles superiores a 100 mg/L inhiben del mismo modo el crecimiento de *Schoenoplectus tabernaemontanii*.

1.4.2 Remoción de materia orgánica y microorganismos

Bulc and Ojstršek (2008) experimentaron con *Phragmites australis* en un humedal de flujo vertical-horizontal sub-superficial para tratar aguas residuales de una industria textil rica en colorantes. El humedal se diseñó para tratar un gasto de 1 m³/día, en un área de 80 m², utilizando arena y grava como material soporte. Las eficiencias de tratamiento promedio fueron: DQO 84%, DBO 66%, COT 89%, N-total 52%, N-orgánico 87%, N-NH₃ 33%, SST 93% y color 93%.

Chen *et al* (2006) llevaron a cabo una investigación de tipo piloto para estudiar la remoción de contaminantes de origen industrial. Utilizaron 4 humedales artificiales de flujo superficial (4 m de largo x 1 m ancho x 1 m de altura).

El influente utilizado contenía en promedio 170 mg/l de DQO, 80 mg/l de DBO, 90 mg/l de SS y 32 mg/L de N-NH₃. Utilizaron cuatro tipos de plantas acuáticas, las especies flotantes *Pistia stratiotes* e *Ipomoea acuática*, y las emergentes *Phragmites comunis* y *Typha orientalis*.

Los resultados obtenidos demostraron que sólo *Phragmites comunis* fue capaz de sobrevivir y reproducirse en el efluente industrial. La remoción de DQO fue de 61%, de DBO 89%, de SS 81%, y de N-NH₃ 56%, con 5 días de tiempo de retención hidráulico (TRH) y flujo de 0.4 m³/día.



Cameron *et al.*, (2003) determinaron la capacidad de un humedal artificial, el cual recibía efluente de una laguna de agua municipal. Utilizaron un sistema conformado por tres celdas libres: un filtro para absorber fósforo, un filtro de vegetación y el humedal de flujo superficial. La remoción promedio de parámetros de control obtenida durante siete meses de monitoreo fueron: DBO₅ 34%, nitrógeno total Kjeldahl (NTK) 37%, amonio (NH₄) 52%, sólidos suspendidos totales (SST) 93%, fósforo total (90%), coliformes fecales (CF) 52% y *Escherichia coli* 58%.

Karathanasis *et al.*, (2003) investigaron la remoción de bacterias fecales, DBO₅ y SST en doce humedales artificiales de flujo sub-superficial con aguas residuales de origen doméstico de los condados de Jessamine, Fayette, Woodford y Boyle en el interior de Bluegras de Kentucky (USA).

Los sistemas fueron diseñados para dar tratamiento al agua producida por 2 a 5 miembros de familia, integrados por uno a dos tanques sépticos para tratamiento primario. Usaron celdas de 41- 46 cm de profundidad con soporte de grava caliza de diámetro de 2.5 a 6.0 cm. Tres de los humedales fueron sembrados con *Typha latifolia*, tres con *Festuca arundinacea* tres de los humedales fueron sembrados con diferentes variedades de plantas (*Iris pseudacarus*, *Canna*, *Generalis*, *Hemerocallis fulva*, *Hibiscus moscheutos*, *Scirpus validus*, y *Mentha spicata*) y otros tres humedales libres de vegetación. Todos los sistemas tuvieron una superficie entre 46 m² y 76 m².

En los sistemas libres de vegetación se lograron remociones del 63% de DBO₅, 46% de SST, 94% CF, mientras que en los sistemas con plantas la eficiencia se incrementó significativamente (79% DBO₅, 90% SST y 97% CF).

En Holanda, Meuleman *et al* (2003) evaluaron la remoción de materia orgánica, nutrientes y bacterias coliformes en un humedal artificial de flujo vertical de cuatro compartimentos paralelos de 0.25 has. cada uno. El humedal fue alimentado con aguas residuales de un área recreativa.



Estos autores obtuvieron altas eficiencias de remoción en DQO (81%), DBO₅ (96%) y E. coli (>99%), aunque en el caso de nitrógeno (30%) y fósforo (24%) las eficiencias fueron mucho menor.

Mantovi *et al.*, (2003) reportaron el desempeño de dos humedales artificiales de flujo sub-superficial horizontal con camas de 75 m² cada uno utilizando *Phragmites australis* como planta acuática. Los sistemas fueron diseñados para tratar efluentes de productos lácteos y aguas residuales domésticas con un flujo promedio de 6.5 m³/día. Los humedales mostraron un buen desempeño en la remoción de carga orgánica (90%). Con respecto a los nutrientes, la remoción de nitrógeno fue de 50% y para fósforo de 60%. En el aspecto bacteriológico se vio una remoción alta de bacterias coliformes (>99%), E. coli (>99%) y *Streptococcus fecales* (>98%).

Después de seis años de construcción de un HAFH en las montañas de los Alpes Franceses a 720 msnm, Merlin *et al* (2002) realizaron una evaluación al proceso de remoción de materia orgánica (DQO y DBO₅), SST y bacterias. El proceso de tratamiento de agua residual consistió en un sistema de tres fases. Cada fase fue sembrada con macrofitas diferentes: *Typha Latifolia*, *Phragmites Australis* y *Scirpus maritimus*. El tiempo de retención del agua en cada uno de los sistemas fue de 4 a 5 días, pero en verano se incrementó a 6 días.

Los resultados obtenidos de remoción de DQO y DBO₅ fueron en promedio de 90%. En el caso de los SST fue de 96.6% en promedio para las tres fases y, por último, la remoción de bacterias de 90%.

Con los datos obtenidos los autores confirmaron que los HAFH (Humedal Artificial de Flujo Horizontal) son una ecotecnología que debe ser considerada como alternativa o método de tratamiento convencional para las comunidades de la montaña.



Machate *et al* (1999) investigaron la remoción de fenantreno en un agua sintética con humedal de flujo horizontal-vertical y dos especies de macrofitas: *Typha latifolia* y *Scirpus lacustris*. En tres meses de estudio los resultados mostraron que hubo una remoción de fenantreno del 99.9%. Del análisis de la información se demostró que la mayor parte del fenantreno fue adsorbido principalmente en el sustrato.

1.4.3 Remoción de metales

Dilek Demirezen *et al.*, (2004) realizaron un estudio para determinar las concentraciones de metales pesados (Cd, Pb, Cr, Ni, Zn y Cu), en los sedimentos del fondo y en el agua, para lo cual utilizaron *Typha angustifolia* y *Potamogeton pectinatus* en el Sultán Marsh, uno de los más importantes humedales de Turquía, de Oriente Medio y Europa, que contiene agua dulce de los ecosistemas y de un refugio para 426 especies de aves. Resultó que fue considerablemente más alto el contenido de Cd en *angustifolia* que en *helophytes*. Los análisis de agua, de los sedimentos y de muestras de plantas indicaron que el humedal se contaminó con Pb, Cd, y en parte con Cu y Zn. En las hojas de *T. angustifolia* se acumularon menos metales pesados que en las raíces. Por lo tanto, concluyen que todas las plantas pueden utilizarse como un indicador biológico de la presencia o contaminación por metales, la *T. angustifolia* fue la más apropiada para este tipo de estudios.

Mays and Edwards (2001) compararon la efectividad de dos tipos de humedales, uno natural y el otro artificial, conteniendo especies de *Typha latifolia*, *Juncus effusus* y *Scirpus cypericus*, para tratar los efluentes ácidos de actividades mineras. Estos autores encontraron que los humedales artificiales aceptaron mayores cargas de contaminantes y tuvieron mayor eficiencia en la remoción de: Mn, Zn, Cu, Ni, B y Cr.

Windham *et al.*, (2003) evaluaron los patrones de concentración en tejido y acumulación en biomasa de mercurio (Hg), cobre (Cu), zinc (Zn), cromo (Cr) y



plomo (Pb) en las plantas acuáticas *Spartina alterniflora* y *Phragmites australis*. Señalan que el mayor contenido de Hg, Cr y Pb, se encontraron en la biomasa de *S. alterniflora*, mientras que para *Phragmites australis* fue mayor Cu y Zn. En los tejidos de *S. alterniflora*, se encontró consistentemente altas concentraciones de Cr y Hg comparado con *P. australis*, durante la fase de crecimiento.

1.5 TRABAJOS EXPERIMENTALES CON COLUMNAS

1.5.1 Remoción de nutrientes y materia orgánica

León (2007) realizó otra investigación con el mismo tipo de reactor y con la misma planta reportada por Reyes (2006), con objeto de evaluar el efecto de la oxigenación que puede proveer la hidrofita.

Para ello se buscó minimizar el aporte de oxígeno por difusión y/o convección y se dio seguimiento al potencial de oxidación-reducción (pOR) a diferentes altura del reactor (2cm, 15cm y 30cm).

En dicho estudio se emplearon 4 reactores (2 con planta y 2 controles sin planta) los cuales fueron alimentados (flujo vertical-descendente) con agua residual sintética preparada diariamente con sacarosa, $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$, $\text{Na}_3\text{PO}_4 \cdot 12\text{H}_2\text{O}$ disueltos en agua de la llave, para mantener una relación C:N:P de 15:1:0.04 y una DQO (225 mg/l) aproximada al contenido en agua residual doméstica.

Los reactores que operaron con plantas recibieron periodos de 16 hrs de luz y 8 hrs de oscuridad para lo cual se utilizaron 14 lámparas fluorescentes que emiten luz de día y que se recomiendan para el crecimiento artificial. El flujo de agua residual fue de 7 L/día, con tiempo de residencia hidráulica de 1.8 días.

Los reactores que lograron la mayor remoción de DQO fueron los que contenían las plantas, obteniéndose remociones promedio entre 81 y 84%. El pH del efluente



registró una ligera disminución (pH 6.19 - 6.24) con respecto al valor de influente, el cual se encontraba cercano a la neutralidad (pH 6.97 ± 0.27).

Los reactores sin planta acuática presentaron remociones entre 63 y 66%, con valores de pH muy similares a los obtenidos con las plantas acuáticas (pH 6.19 - 6.18).

Con respecto al monitoreo del potencial redox (pOR) a diferentes alturas de la columna, se obtuvo que a 15 cm de profundidad fue positivo, mientras que a 2 cm y 30 cm fue negativo. El autor concluye que los potenciales se ven afectados de manera indirecta por el oxígeno que la planta aporta por el proceso de la fotosíntesis. En el caso de los reactores sin planta reportan que los valores se vuelven más negativos a mayor profundidad.

Concluyendo con ese estudio que el carrizo tiene un efecto benéfico en la generación y transporte de oxígeno a la zona radicular, mejorando la eficiencia de depuración.

Reyes (2006) realizó una investigación en el laboratorio para evaluar la remoción de fósforo la cual la hizo utilizando reactores de 30 cm de diámetro y 35 cm de altura, empacados con escoria volcánica (tezontle) previamente lavada y esterilizada a 121 °C por 30 min, que sirvió como soporte para la planta acuática (*Phragmites australis*) y para los microorganismos.

En el estudio se emplearon 4 reactores (2 con planta y 2 controles sin planta) los cuales fueron alimentados con agua residual sintética. Efectuaron dos experimentos, uno con una relación C:N:P de 30:1:0.04 (equivalente a 450 mg DQO/L) y otro con C:N:P de 15:1:0.04, o una DQO de 225 mg/l. La iluminación se efectuó con lámparas de tubos fluorescentes de 30 W cada una (ocho en total), con características similares a la luz de día, controlando un periodo de 16 h de luz y 8 h de oscuridad.



En cada reactor se colocaron tres electrodos comerciales para medir potenciales de oxidación-reducción, redox a 2, 10 y 30 cm respecto de la parte superior de cada reactor para poder registrar el cambio del potencial redox, capturando los datos cada 10 minutos de manera automática a través de una tarjeta de adquisición conectada a una computadora personal. Las plantas se extrajeron de un humedal artificial ubicado en los Viveros de Coyoacán. Se colocó el brote de una misma planta madre a una profundidad de 10 cm en cada reactor. Luego de alcanzar la estabilidad, se midieron los parámetros: de fósforo total, DQO, potenciales redox, pH y temperatura.

Los autores concluyen que en todos los reactores con y sin planta hay remoción de fósforo, siendo ligeramente mayor en los reactores con planta (93%), por lo que corroboran el efecto significativo que tiene la planta en la remoción de este elemento. La remoción de la DQO en ambos sigue un comportamiento similar a la del fósforo, siendo ligeramente mayor en aquellos reactores con planta.

Rodríguez (2004) estudió la eliminación de materia orgánica (DQO soluble) y nitrógeno (N-total, N-NH₄ y N-NO₃) en un humedal artificial de flujo vertical descendente a escala piloto con cinco reactores de 250 litros de volumen total cada uno, con tiempos de residencia hidráulicos de 10 días y flujo promedio de 0.5 L/hr.

Dos de los reactores tenían soporte de grava y plantas macrofitas, y otros dos con tezontle y macrofitas. Utilizó un quinto reactor como testigo para evaluar el efecto de las plantas que contenía solamente tezontle.

Utilizó dos tipos de macrofitas (*Phragmites australis* y *Typha latifolia*). Los niveles de remoción obtenidos de nitrógeno total y amoniacal fueron de 85.1 y 93.1%, y de 88.7 y 93.3%, respectivamente; en el caso de los nitratos la remoción fue del orden de 83.2 y 96.5%. En el reactor testigo el nivel de remoción de nitratos fue de 10.16 %.



Estos resultados indican que el sistema es una excelente opción para remoción de nitrógeno y del ión nitrato. Al comparar los soportes, resultó que los reactores que operaron con tezontle y macrofita fueron más eficientes en la remoción de los parámetros DQO_5 (77.5%), N-total (91.5%) y $N-NH_4$ (92%), que los que utilizaron grava más macrofita, 70%, 89%, 90.5%, respectivamente. La excepción fue en los nitratos por que se obtuvo mayor eficiencia con grava (96.5 %) en comparación con el tezontle (88.5 %).

Huddleston *et al.*, (2000) estudiaron la efectividad de un humedal artificial a escala piloto para el tratamiento terciario de un efluente de refinería de petróleo, el cual fue construido con columnas de plástico de 43 cm de diámetro y 41 cm de altura. Encontraron que el humedal artificial plantado con *Typha latifolia* sobre un lecho arenoso, para tiempos de residencia hidráulica de 48 hrs, puede reducir hasta un 80% la DBO y 95% el nitrógeno amoniacal presente. Adicionalmente, registraron una disminución en la toxicidad del efluente de refinería.

La investigación de Farahbakhshazad *et al* (1997) es el único trabajo obtenido que reporta la remoción de orina con macrofitas en flujo ascendente. Durante el estudio evalúan la remoción de amoniacal de la orina en una columna de 6 cm de diámetro y 50 cm de profundidad, rellena de arena de un d_{50} de 1 mm y donde sembraron un brote de *P australis*.

Durante las pruebas administraron dosis de amoniacal de 0.1 a 4 mg/L. Se hicieron pruebas con planta y sin planta, variando los tiempos de retención entre 4 minutos y 10 horas. Las plantas fueron sometidas a condiciones de luz artificial y variaciones naturales de temperatura entre 10 y 30 °C. El pH del agua durante las pruebas osciló entre 6.9 y 8.

Los resultados obtenidos de dicha investigación demuestran que al inicio, en los primeros 30 minutos, ambos sistemas remueven como máximo el 40 % de amoniacal para una carga de $1 \text{ g m}^{-2} \text{ día}^{-1}$; describen que con una carga mayor que



$3 \text{ g m}^{-2} \text{ día}^{-1}$ se produjo amoniaco en el sistema sin planta, probablemente a partir de la amonificación del nitrógeno orgánico.

De los resultados observan que la relación entre los coeficientes de la tasa de conversión y el de asimilación se comporta como una reacción de primer orden, donde los valores mayores de K corresponden a concentraciones iniciales pequeñas de amonio, con altas tasas de asimilación por las raíces, que el ámbito de la zona oxigenada depende de la concentración inicial de orina dosificada a la columna, que la remoción de amoniaco nitrato implica la interacción sinérgica entre la nitrificación y la desnitrificación por la comunidad de bacterias y la asimilación de amoniaco por los rizomas de la raíz de *P. australis*. En la interpretación de los resultados describen que la raíz asimila el amoniaco y disminuye la demanda de oxígeno, incrementa la zona oxigenada y permite la nitrificación, y que el nitrato producido se remueve por la combinación de la asimilación de la planta y por la desnitrificación.



CAPÍTULO 2

METODOLOGÍA

En este capítulo se describe la metodología que se siguió para realizar todas las pruebas experimentales, esto es, tanto materiales y equipos como plantas, columnas y pruebas para lograr los objetivos del estudio. Así también, además de detallar los procedimientos de montaje y operación de las columnas, se describen los métodos utilizados para evaluar las concentraciones de los parámetros analíticos involucrados en el tratamiento.

El trabajo de investigación experimental que se desarrolló dentro de las instalaciones del Instituto de Ingeniería de la UNAM es similar al que se menciona, pero la diferencia de ambos trabajos fue que en uno se utilizó arena como soporte y en el otro no se utilizó ningún tipo de soporte para efectuar la remoción del nitrógeno amoniacal, solo se trabajo con plantas acuáticas como elementos vivos para el aprovechamiento del nitrógeno como fuente de alimento.



2.1 MATERIALES Y EQUIPO

Durante la experimentación se utilizó material de cristalería de laboratorio requerido para hacer las pruebas y determinaciones de los parámetros analíticos reportados en esta investigación. Todo el material utilizado fue previamente lavado con etanol y enjuagado con agua destilada antes de su uso. Todas las soluciones requeridas para las determinaciones se prepararon a partir de reactivos grado analítico.

En la experimentación y en las determinaciones analíticas se utilizaron diversos equipos. Se usaron también columnas de acrílico y bombas centrífugas para la recirculación y homogenización del agua residual. En la evaluación de parámetros de campo se utilizaron equipos, tales como un medidor de humedad, termómetro de máximos y mínimos, un luxómetro y un equipo de campo multiparámetros para medir pH, conductividad, OD y temperatura.

En el laboratorio, además de utilizar balanzas analíticas y granataria y estufa, se usó un digestor y destilador, un fotocolorímetro y un espectrofotómetro de absorción atómica.

2.2 CARACTERIZACIÓN Y TÉCNICAS ANALÍTICAS

De acuerdo con la información bibliográfica, para caracterizar el agua residual de alimentación y de muestreo en las columnas durante el proceso de tratamiento, se consideró conveniente determinar o evaluar la temperatura, pH, DBO, DQO, nitrógeno en sus diferentes formas, sólidos en sus diferentes formas, conductividad y metales alcalinos térreos como parámetros prioritarios de operación en campo y laboratorio.

También se dio seguimiento a la variación de parámetros ambientales como la temperatura máxima y mínima, la humedad relativa y la intensidad de luz, siendo



ésta última muy difícil de representar por la variación continua que existe durante el periodo diurno.

Las técnicas analíticas utilizadas durante la experimentación corresponden a las que establecen los métodos estándar y las normas aplicadas para el tratamiento de aguas residuales como se describirá en la descripción de cada parámetro.

2.2.1 Laboratorio

2.2.1.1 Temperatura, pH y conductividad

Estos parámetros se determinaron en el momento de inicio de las pruebas, durante el muestreo y al término de las mismas con un equipo multiparámetros, Multi340i/set, marca WTW, cuya fotografía se muestra en la figura 2.1. Las mediciones se hicieron inmediatamente después de extraer las muestras.



Fig. 2.1 Equipo multiparámetros para determinar T, pH, conductividad, OD y POR

La determinación del pH es uno de los procedimientos analíticos más importantes y más usados en ciencias de la química, bioquímica, química del agua y de suelos.



El pH ($\log 1/[H^+]$) determina muchas características notables de la estructura y actividad de las biomacromoléculas y, por lo tanto, el comportamiento de células y organismos

La conductividad se expresa en micro Siemens por centímetro ($\mu S/cm$) y se utiliza como una medida indirecta de la calidad del agua por el contenido de iones en solución. La resistividad es el recíproco de la conductividad, y se expresa como megohmios-centímetro ($M\Omega\text{-cm}$).

Como se sabe las sales inorgánicas en solución se componen de cationes con carga positiva y aniones de carga negativa, y transmitirán una corriente eléctrica cuando se aplica en el agua un voltaje entre dos electrodos. Cuantos más iones haya presentes, mayor será la corriente y la conductividad y menor será la resistividad. Valores de conductividad a $2 \mu S/cm$ deben medirse en línea, ya que el agua de alta pureza absorbe rápidamente los contaminantes del entorno, en especial el dióxido de carbono, como resultado la conductividad aumenta.

2.2.1.2 Nitrógeno en sus diferentes formas

La determinación de nitritos ($N\text{-NO}_2$) y nitrógeno amoniacal ($N\text{-NH}_3$) se llevó a cabo por el método fotométrico, el cual es análogo al de la EPA 354.1 y 350.1, respectivamente (EPA: Environmental Protection Agency). En el caso de los nitratos ($N\text{-NO}_3$) el procedimiento es análogo y corresponde al ISO 7890/1 (ISO: International Organization for Standardization). El fotocolorímetro utilizado fue un Spectroquant, modelo Nova 60, de la marca Merck (ver figura 2.2) con celdas de cuarzo de 10 mm. Los reactivos utilizados para amonio, nitritos y nitratos corresponden a los paquetes (Kits) de la marca Merck para intervalos de concentración de 2 a 75, 0.02 a 1.0 y 1.0 a 25 mg/L, respectivamente.



La concentración de nitrógeno total se cuantificó por el método de digestión-destilación “Kjeldahl” con el equipo BUCHI, Mod. K-424. En las figuras 2.2 y 2.3 se muestran las fotografías de los equipos utilizados para esos análisis



Fig. 2.2 Fotocolorímetro Spectroquant, modelo Nova 60, marca Merck



Fig. 2.3. Equipo Büchi de digestión destilación para determinar N-NH₃ y N total

2.2.1.3 Demanda Química de Oxígeno (DQO) y Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO₅)

La demanda química de oxígeno (DQO) fue determinada con el fotocolorímetro marca Merck, modelo Nova 60, de acuerdo al procedimiento análogo al de la EPA 410.4. Las muestras fueron sometidas a un proceso de digestión en un termoreactor Spectroquant TR 420, marca Merck, a 148 °C durante 120 minutos, del cual se muestra fotografía en la figura 2.4. Los reactivos empleados corresponden a un ámbito de lectura de 25 a 1500 mg/L de DQO.



Fig. 2.4 fotografía del termoreactor utilizado para hacer la digestión.

La DBO₅ se determinó por el método de las botellas Oxitop de la marca WTW (ver Fig. 2.5). Las botellas se mantuvieron a 21 °C en una incubadora marca oxitop, modelo REB 300, durante el tiempo requerido para la valoración del parámetro.



Fig. 2.5 Fotografía de equipo para DBO

2.2.1.4 Sólidos, en sus diferentes formas, se determinaron de acuerdo al procedimiento que se encuentra publicado en los métodos estándar APHA 1995, American Public Health Association “Métodos Normalizados para el Tratamiento de Agua Residual” United States of America, Washington D.C 20005, 19th Edition. El procedimiento se describe en el anexo 8 y los resultados en capítulo 3



2.2.1.5 Metales, Se determinaron por espectrofotometría de absorción atómica, en un equipo Perkin Elmer, modelo 1100B (ver capítulo 3 tabla 3.1)

2.2.1.6 Fosfatos, se determinaron por el método fotométrico, Merck 1.14848.0001, para un intervalo que va de 0.03 a 15.3 mg/L (ver capítulo 3 de resultados)

2.2.2 Ambientales

Los parámetros ambientales son aquellos vinculados con las condiciones climáticas donde se encuentran expuestas las plantas durante el proceso de tratamiento; dentro de los cuales se contemplan la temperatura, la humedad y la intensidad de luz. Dichas mediciones se realizaron diariamente para conocer las variaciones de los parámetros el tiempo que duraron las pruebas y ver el efecto que ocasionan en el tratamiento.

2.2.2.1 Temperatura.

Este parámetro se determinó diariamente con el uso de un termómetro de máximas y mínimas marca Taylor.

2.2.2.2 Humedad relativa

La humedad relativa se cuantificó también diariamente a la misma hora con un termo-Higrometer, mod.: CA 846, marca AEMC Instruments, también se determinó a la misma hora que la radiación por la variación climática.

En la figura 2.6 y 2.7 es posible observar los equipos utilizados para hacer las evaluaciones.



Fig. 2.6 Termómetro de máx. y mín.



Fig. 2.7 Medidor de humedad relativa

2.2.2.3 Intensidad luminosa

La intensidad luminosa se determinó diariamente con el luxómetro LUX/FCMOD: 840020SPER SCIENTIFIC LTD, ver la figura 2.8. En el caso de este parámetro se observó que es mejor describir las condiciones de luz durante el día en general, porque cambian de un momento a otro y no reflejan las condiciones reales a menos que se mida durante el día en periodos cortos de tiempo.



Fig. 2.8 Equipo para medición de intensidad de luz



2.3 DESCRIPCIÓN EXPERIMENTAL

De acuerdo con los antecedentes bibliográficos, las dosis aplicadas de nitrógeno amoniacal, DBO₅, DQO a los humedales corresponde a los contenidos en las aguas residuales (Gasiunas *et al*, 2005). En el caso de la remoción de la orina, las dosis aplicadas por (farahbakhshazad,N. *et a.l*, 2006), fueron de 0.5 a 4 mg/L de nitrógeno amoniacal. En diferentes casos se experimentó con diferentes plantas, recomendando la macrofita Phragmites como la de mejores resultados (Lot *et al.*, 2004).

Con base en toda esa información se decidió experimentar en columnas de acrílico con tres plantas que se localizan en humedales naturales y artificiales en el país, y evaluar su comportamiento directo sin soporte porque en la mayoría de las investigaciones concluyen que la capacidad de remoción de nitrógeno amoniacal por las plantas no es como la que se logra con la actividad de los microorganismos en el soporte. Se seleccionó como agua residual la orina para evaluar la capacidad que tienen las plantas a diferentes niveles de concentración.

2.3.1 Montaje

Por su operatividad y permitir el libre crecimiento de las plantas, las columnas se construyeron de forma cilíndrica, de 25 cm de diámetro, de acrílico transparente para observar el crecimiento de la raíz y de 90 cm de longitud porque la raíz de algunas de las plantas crecen entre 30 y 50 cm (Brix, H., 1997). De esa manera, la capacidad de almacenamiento de agua sin planta para 70 cm de profundidad fue de 32 litros.

Las tres columnas o reactores se hicieron del mismo tamaño, bridadas en sus extremos para su fácil montaje y desmontaje. En la parte inferior cada columna estaba atornillada a una brida ciega, que a su vez se atornilló a una base metálica



fija en el piso para evitar la caída por peso y efecto del viento. En la parte superior estaban atornilladas a un tubo de acrílico bridado del mismo diámetro para prolongar la altura y evitar la inclinación de las plantas por efecto de la flotación y crecimiento.

En la parte inferior y superior de cada columna, pero en lados opuestos, se colocaron tubos perforados de $\frac{1}{2}$ " Φ (difusores) interconectados con mangueras y accesorios oscuros (para evitar el paso de luz y crecimiento de algas) a una bomba centrífuga de 1/32 de HP para recircular (8 a 10 L/min) el agua.

De esa forma se garantizó que la raíz estaba en un medio homogéneo y que la muestra colectada de solución o agua era representativa. En la figura 2.9 se muestra el diagrama de flujo que detalla las características de diseño de los reactores.



Fig. 2.9 Esquema de columna experimental

Entre las bridas se colocaron juntas de hule (neopreno) pegadas con silicón para evitar las fugas. También se pusieron esferas de unicel pintadas de verde en el espacio descubierto del espejo de agua para limitar la penetración de luz y el crecimiento de insectos.



Además de todos los cuidados descritos, las columnas se cubrieron con tela de fieltro para proteger la raíz de la luz y evitar el crecimiento de organismos que compitan con el proceso de remoción de nutrientes por las plantas como son las algas. Además se marcaron por fuera centímetro a centímetro (0 a 70 cm) para verificar la variación del nivel del agua por la evaporación y el crecimiento de las raíces. También, con objeto de evaluar la evapotranspiración de las plantas, en el lugar de experimentación se colocó un techo de plástico transparente para evitar efectos por la lluvia.

2.3.2 Muestreo

Antes de iniciar las pruebas se verificó que no hubiera fugas. Los tallos de las plantas se colocaron sobre un soporte en la marca de los 70 cm del fondo como señal de aforo o nivel de agua en las columnas.

Diariamente, se extrajera o no muestra de agua de la columna para evaluar parámetros de operación y hacer determinaciones analíticas de la operación de la prueba en cuestión, se recuperó el volumen evaporado con agua destilada para reducir el efecto por acumulación de iones o concentrador, se recirculó el agua de las columnas durante aproximadamente 30 minutos, tiempo suficiente para homogenizar y garantizar que la muestra extraída era representativa de la prueba de remoción. El volumen de muestra se consideró que fuera el mínimo necesario (50 ml) para alterar lo menos posible el proceso, y suficiente para el análisis.

Las columnas y las plantas se pesaron desde el principio para dar seguimiento al crecimiento de estas últimas sin lastimar la raíz, lo cual se logró al pesar al inicio de cada prueba la columna con planta y sin agua. De esa forma podía darse cuenta del cambio en peso de las plantas con el transcurso de la prueba.



2.3.3 Preparación y carga de nutrientes

Cada columna se limpió y enjuagó con suficiente agua para evitar la contaminación entre una prueba y otra, con mucho cuidado para no dañar la raíz de la planta entre los cambios de condiciones experimentales. Para el enjuague se utilizó agua de la red almacenada en un tinaco para permitir desgasificar el cloro residual y evitar algún efecto en la raíz. El enjuague se realizó aplicando agua por escurrimiento por la raíz, llenando dos veces la columna hasta el nivel de operación y drenando el agua totalmente.

Una vez enjuagada la columna, se adicionaba la solución preparada a la concentración de prueba, fuera ésta para el acondicionamiento o definitiva, hasta el nivel predeterminado, y se iniciaba la operación. El cambio tuvo que ser rápido para evitar que la raíz de la planta estuviera el menor tiempo posible expuesta al aire atmosférico.

Para llenar con el agua residual la columna, se utilizó la bomba de recirculación esquematizada en la figura 2.10. Fue necesario tener mucho cuidado para no derramar la solución y alterar la concentración en la columna.

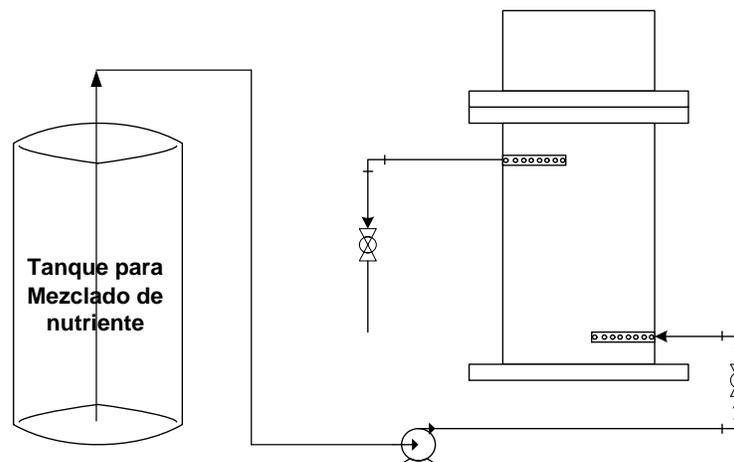


Fig. 2.10 Dispositivo experimental para cargar de agua residual en cada inicio de prueba.



2.3.4 Selección y colocación de plantas

De acuerdo con la revisión bibliográfica, ver capítulo 1, las plantas más utilizadas en México en el tratamiento de agua son *Typha domingensis* y *Phragmites australis*, por lo que en este trabajo se seleccionaron esas macrofitas para el desarrollo experimental en este estudio; además, por encontrarse en ese medio *Schoenoplectus tabernaemontanii*, y por la facilidad con que se colectaron hace algunos años las macrofitas en humedales naturales y artificiales localizados en el país.

Las plantas acuáticas utilizadas en este trabajo fueron las descritas (*Phragmites australis*, *Schoenoplectus tabernaemontanii* y *Typha domingensis*), las cuales al inicio de las pruebas pesaron 2.2 Kg., 0.925 Kg. y 1.55 Kg., respectivamente.

Las plantas fueron colectadas en los lagos de Patzcuaro y Cuitzeo en el estado de Michoacán. Antes de iniciar las pruebas, la vegetación fue aclimatada en tambos de crecimiento para utilizarlas como pie de dispersión y experimentación como es este caso.

Cada una de las plantas descritas fue colocada en una columna, procurando que no se fueran hasta el fondo de ésta; para ello se colocó un tramo de tubo de PVC como soporte, y eso ayudó a que la planta se mantuviera a nivel deseado, que es aproximadamente a los 60 cm del fondo de la columna. En la figura 2.11 se observa la columna 3 con *Typha domingensis*, en proceso adaptación y de crecimiento de la raíz.



Fig. 2.11 vista de la raíz de la planta

2.4 CONDICIONES EXPERIMENTALES

Una vez seleccionadas las plantas y colocadas por su identificación en cada una de las tres columnas, se procedió al acondicionamiento mediante las pruebas preliminares para luego llevar a cabo las definitivas.

2.4.1 Pruebas de acondicionamiento

El objetivo de estas pruebas fue someter las plantas a diferentes tipos y niveles de fertilizante en un periodo de tiempo considerado de crecimiento y fortalecimiento. Estas pruebas se hicieron variando la concentración de fertilizante nitrogenado (urea) y fertilizante triple (NPK).

Se programaron las tres primeras pruebas con urea comercial de 95 % de pureza, dosificando 2.65 g en cada columna de 30 litros cada una. En las pruebas con triple 16 se varió la concentración de 20 a 70 mg/L de fertilizante.



En la fotografía de la figura 2.12 se muestra de izquierda a derecha las tres columnas listas para iniciar las pruebas experimentales.



Fig.2.12 Arreglo de las columnas con plantas después del acondicionamiento

En la tabla 2.1 se enlista las concentraciones de N_{total} utilizando urea como fuente de nitrógeno.

TABLA 2.1 PRUEBAS DE ACONDICIONAMIENTO CON UREA

ACONDICIONAMIENTO	Concentración	Columna.1	Columna.2	Columna.3
PRUEBA / PLANTA	Ideal	Planta (a)	Planta (b)	Planta (c)
	mg/L	<i>P. australis</i>	<i>S. tabernaemontanii.</i>	<i>T. domingensis</i>
1	10	12.32	12.14	13.44
2	15	15.05	15.94	15.38
3	20	18.73	20.05	19.79
4	25	22.41	23.52	23.52
5	35	37.52	36.96	38.08
6	40	40.25	40.84	40.67

a, b, c: Concentraciones analizadas



2.4.2 Pruebas de remoción de nitrógeno

El objetivo de estas pruebas fue diluir la orina y evaluar la remoción de nitrógeno ureico presente en ese residuo, incrementando en cada prueba la concentración hasta la máxima concentración que soportan las plantas antes de sucumbir. En la tabla 2.2 se resumen las condiciones de las pruebas de este estudio.

De esa forma sería posible definir cuál de las plantas soporta mayor concentración del residuo, y cuál es el comportamiento que se manifiesta con la variación de las condiciones.

2.5 PESO Y TALLA DE LAS PLANTAS

Este proceso de pesado se realizó para saber cuánta cantidad de biomasa se generó en cada columna.

Las plantas fueron pesadas, en base húmeda, en una báscula de la marca TORINO con capacidad para 50 Kg con un margen de error de 100 g. Al final de la experimentación se midieron los tallos y se pesaron las plantas para estimar en base húmeda y base seca su peso. Para el pesado de las plantas lo primero que se hizo fue el drenado de la columna al abrir la válvula de la parte inferior. A continuación, y con la ayuda de una cubeta en donde se colocó la planta, se procedió al pesado.

Al final de las pruebas, y observando que las plantas ya no removían el nitrógeno amoniacal del agua residual, se procedió al pesado, la medición de las raíces y al conteo y medición de los tallos.



TABLA 2.2 CONDICIONES INICIALES DE N-total DE LAS PRUEBAS

Prueba/Conc. inicial	Concentración ideal	COL.1	COL.2	COL.3
	N-total, mg/L			
1	10	10.64	10.64	10.64
2	15	14.96	14.84	15.68
3	20	20.16	20.72	20.91
4	30	29.84	29.68	29.68
5	40	39.77	39.93	40.88
6	50	49.83	49.61	49.04
7	60	59.44	59.68	59.69
8	70	69.12	70.08	70.17
9	80	80.96	80.08	84.56
10	120, 90, 90	121.52	91.17	89.82
11	140, 140, 120	140.0	140.0	115.92
12	160, 160, 140	159.6	159.6	139.92
13	180, 180, 160	182.72	181.73	160.72
14	----, 200, 180	----	202.51	180.01
15	----, ----, 220	----	----	225.04

----N.D: No se determinó



CAPÍTULO 3

RESULTADOS EXPERIMENTALES Y ANÁLISIS

En este capítulo se resumen todos los resultados obtenidos de la experimentación, incluyendo las pruebas de acondicionamiento o de adaptación de las plantas, la caracterización de la orina, las pruebas con diferentes plantas y concentraciones de orina que se le realizaron. Debido a que se generó mucha información, la mayor parte de ésta se resume en los anexos. Dichos resultados se representan de manera gráfica para hacer más explícito el análisis y representativos los resultados. También se incluyen los datos de condiciones climáticas para ver el efecto que tienen en el comportamiento de la operación de cada uno de los sistemas de tratamiento en las columnas. También se podrá observar el análisis de los resultados obtenidos gráficamente donde se apreciará la comparación entre las tres plantas y su diferente capacidad de remoción.



3.1 PRUEBAS DE ACONDICIONAMIENTO

Como se mencionó en el capítulo 2, para que las plantas respondieran de una forma adecuada en la asimilación de amoniaco en proceso intermitente fue necesario realizar pruebas de acondicionamiento con urea. A continuación se representan los resultados gráficos en las tres columnas expuestas al fertilizante que contenían *Phragmites australis*, *Schoenoplectus tabernaemontanii* y *Typha domingensis*.

3.1.1 Resultados experimentales

Phragmites australis, *Schoenoplectus tabernaemontanii* y *Typha domingensis* son macrófitas que se emplearon en la experimentación con la finalidad de conocer su capacidad para asimilar y transformar, en ausencia de soporte, el nitrógeno de fuentes orgánicas, particularmente nitrógeno ureico. Las pruebas experimentales se llevaron a cabo en los meses de junio a agosto de 2007. En las pruebas iniciales se les dosificó urea en solución con una concentración equivalente a 40 mg N-total/L. Durante el experimento se monitoreó frecuentemente el contenido de nitrógeno en sus diferentes formas (N-ureico, N-NH₃, N-NO₂, N-NO₃ y N-total).

En las figuras 3.1 a 3.3 se representan los resultados de remoción de nitrógeno de la dosificación de urea obtenidos para cada planta a partir de una concentración inicial de 40 mg/L de N-total. En las tablas 3.4 y 3.5 de los anexos se resumen los resultados obtenidos de esas pruebas

Como se ve representado en las gráficas el tiempo de remoción del nitrógeno varía en las tres plantas, esto se debe a la diferencia de peso. La que representa mayor rapidez de remoción es la columna 1 con *Phragmites australis*, le sigue la columna 3 con *Typha domingensis* y, por último, la 2 con *Schoenoplectus tabernaemontanii* (observar figura 3.4).



Para ver con mayor claridad el comportamiento, los resultados de cada una de las pruebas se agrupan por parámetro y se explican a continuación.

En la figura 3.4 se observa la diferencia que existe entre las tres plantas en lo que respecta a la remoción de nitrógeno total a partir de la dosis inicial de 40 mg/L, siendo *Schoenoplectus tabernaemontanii* la más lenta para asimilar por su menor relación en peso.

Con respecto al comportamiento del nitrógeno amoniacal en la figura 3.5 se puede apreciar la formación y el consumo por las tres plantas. Es claro que desde los primeros días de prueba la urea empieza a hidrolizarse formando el nitrógeno amoniacal que es consumido por las plantas, que por efecto de peso o características propias de cada una, es consumido en menor tiempo; tal es el caso de *Typha domingensis* que no permite que la concentración en solución sea mayor que 10 mg/L. Con excepción de *Schoenoplectus tabernaemontanii* (Columna 2), el $N-NH_3$ formado, fue agotado en su totalidad por las plantas acuáticas aproximadamente a los 12 días de prueba, coincidiendo al mismo tiempo con la remoción del nitrógeno total.

Con objeto de complementar la información de las pruebas de acondicionamiento, durante el proceso se evaluaron parámetros como pH, conductividad y evapotranspiración, ambientales como temperatura y humedad, para relacionar su efecto con los resultados de dichas pruebas. A continuación se muestra en la figura 3.6 la variación del pH durante la prueba en cada una de las columnas.

Como se observan los resultados representados en la gráfica de la figura 3.6, el pH disminuye conforme transcurre el tiempo; siendo mayor la tendencia en el caso de *Phragmites australis* y *Typha domingensis* que en la prueba con *Schoenoplectus tabernaemontanii*, lo cual es posible explicar por la permanencia en solución del $N-NH_3$.



En lo que respecta a la variación de la conductividad del agua en el transcurso de las pruebas, la figura 3.7 resume los resultados obtenidos. Ahí se aprecia una tendencia de disminución del parámetro en las tres plantas, que se acentúa en el caso de *Typha domingensis* lo cual se interpreta que las plantas requieren iones para su metabolismo y que éstos son absorbidos de la solución debido a que no hay soporte de donde los obtengan. Lo que llama la atención es el comportamiento particular de disminución del parámetro por *Typha domingensis*.

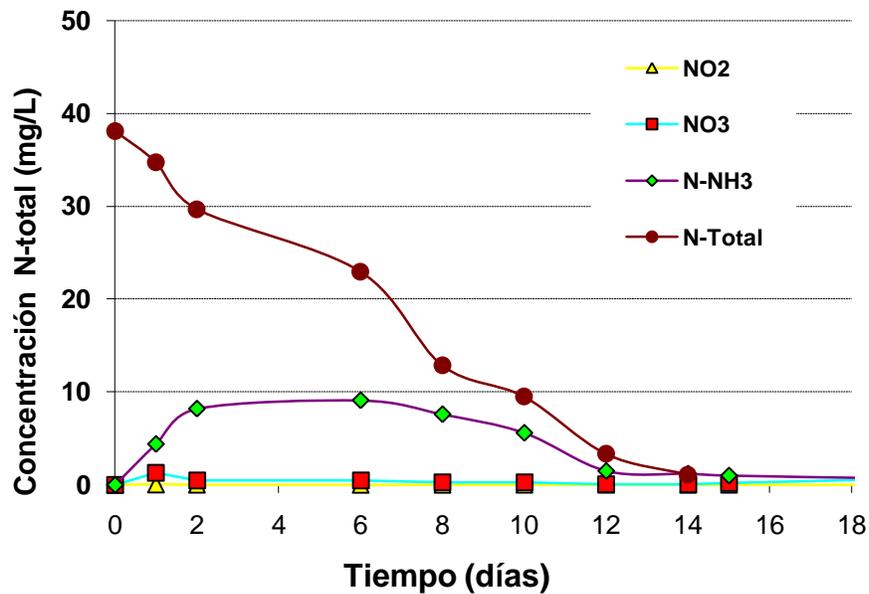


Fig. 3.1 Remoción de N-total columna-1 Phragmites australis

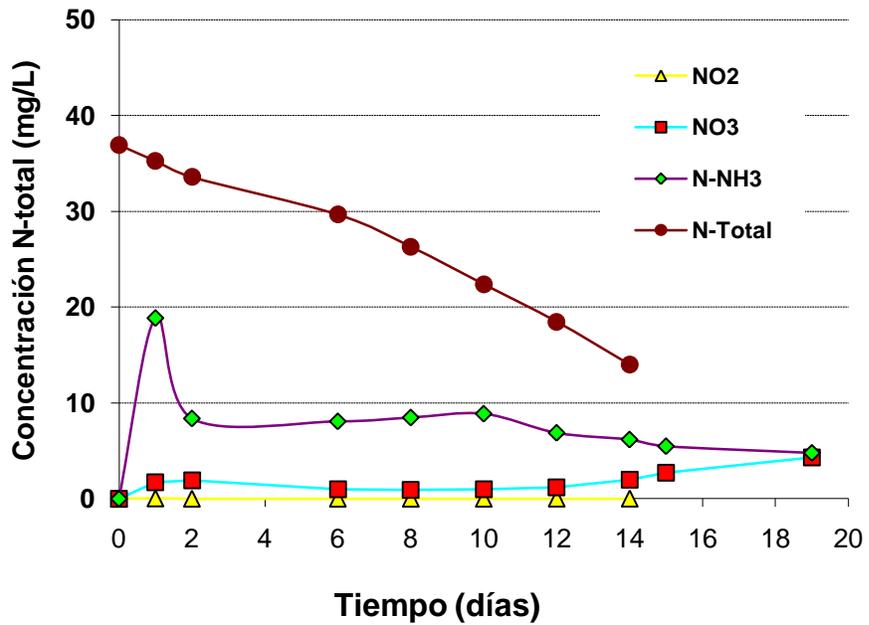


Fig. 3.2 Remoción de N-total columna-2 *Schoenoplectus tabernaemontanii*

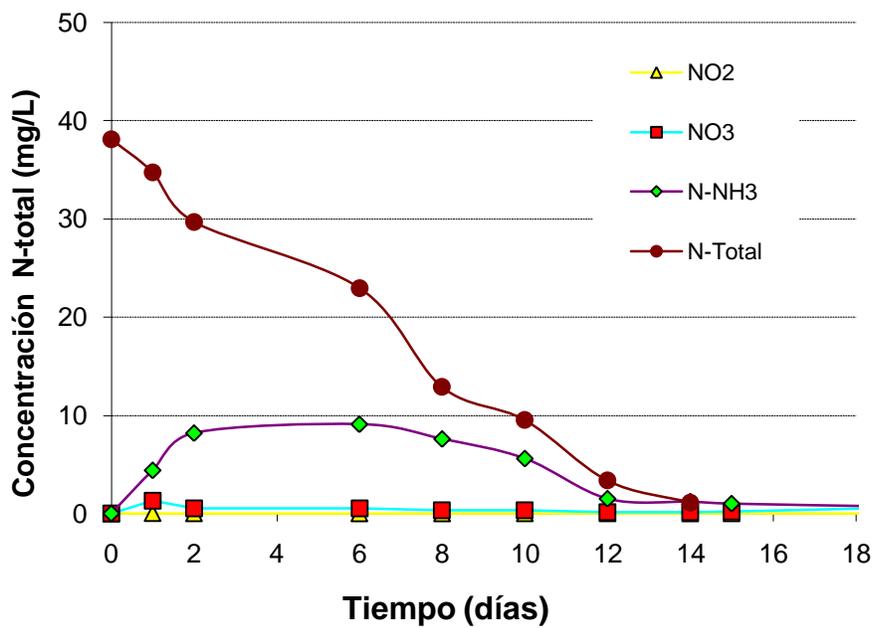


Fig. 3.3 Remoción de N-total columna-3 *Typha domingensis*

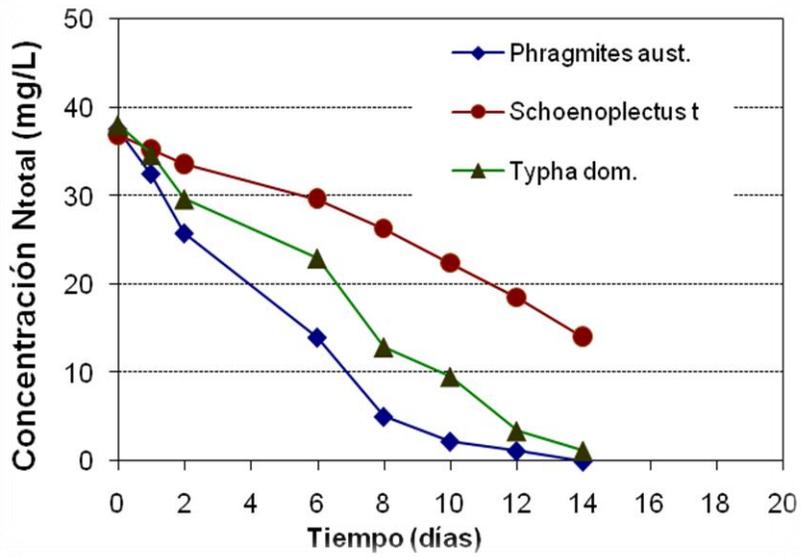


Fig. 3.4 Remoción N-total en las tres columnas

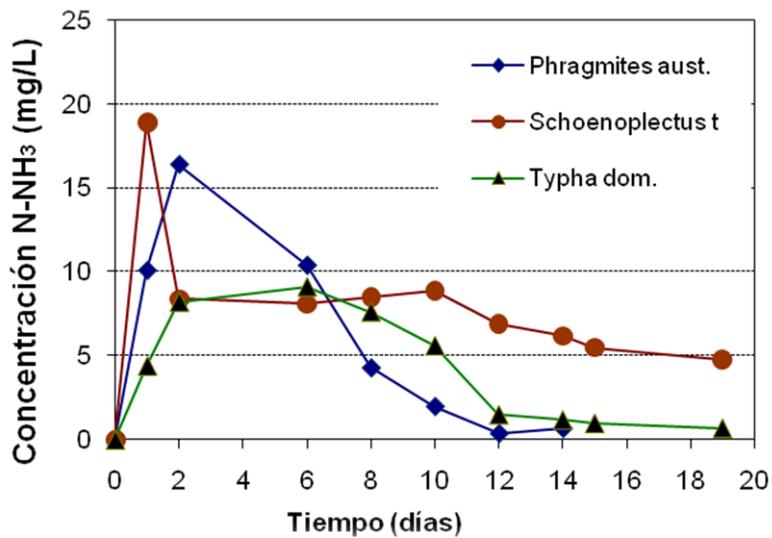


Fig. 3.5 Remoción de N-NH₃ en las tres columnas

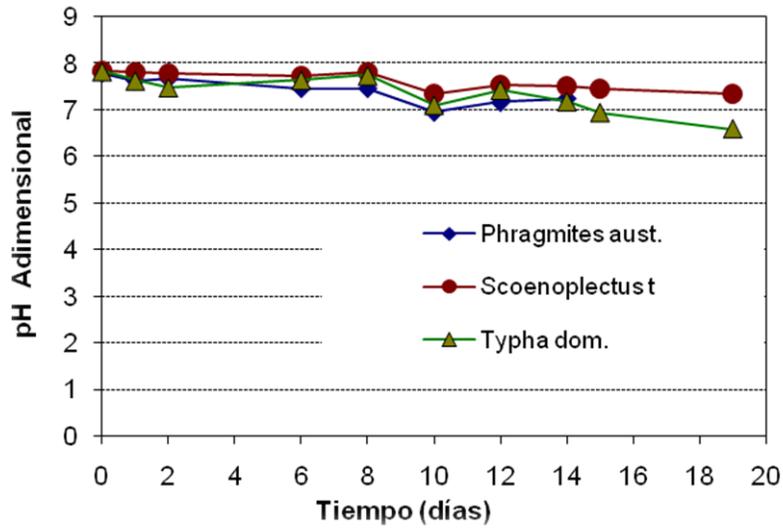


Fig. 3.6 Comportamiento del pH en las tres columnas

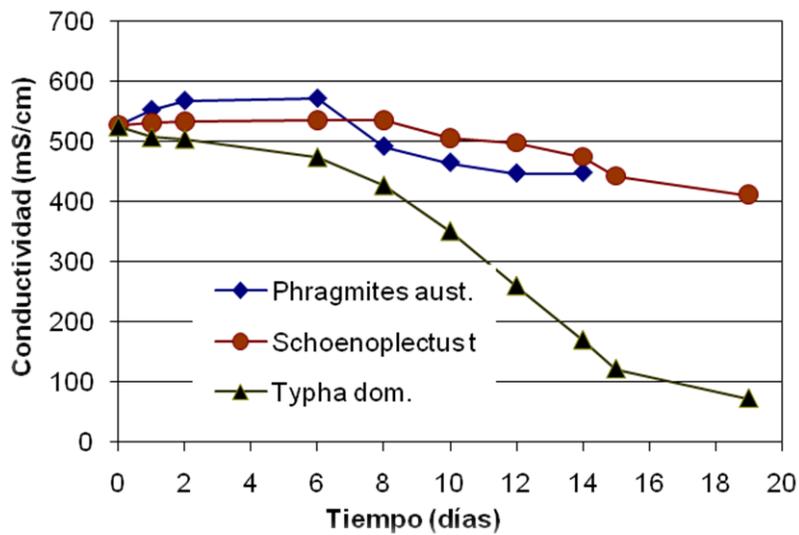


Fig. 3.7 Comportamiento de la conductividad eléctrica para las tres plantas



3.1.2 Condiciones ambientales

Las condiciones ambientales se determinaron para explicar el comportamiento de las plantas acuáticas durante la etapa de acondicionamiento al someterlas a una concentración determinada de nitrógeno total, y, de cómo el medio ambiente juega un papel importante dentro de la experimentación, y se encuentran representadas en tablas 3.9, 3.10 y 3.11 de los anexos.

Las pruebas con urea sirvieron de base para iniciar la experimentación con orina, en las que se consideró la resistencia de las plantas para posteriormente aplicarle la dosis inicial de 10 mg/L de N-total con orina humana como fuente de nitrógeno. En las gráficas de las figuras 3.8, 3.9, 3.10, 3.11 y 3.12 se muestran los registros de parámetros y variables ambientales obtenidos durante la experimentación con las tres plantas acuáticas (*Phragmites australis*, *Schoenoplectus tabernaemontanii* y *Typha domingensis*).

En la figura 3.8 se representan los datos obtenidos de evapotranspiración de las plantas durante el periodo de experimentación. El comportamiento es un tanto diferente entre cada una de ellas como se observa en la figura 3.8, donde se puede apreciar que *Phragmites australis* es la que más volumen de agua transpira, le sigue *Typha domingensis* y por último *Schoenoplectus tabernaemontanii*. Las variaciones que se observan dependen de cómo en su momento estuvo el clima durante el monitoreo, porque las plantas responden de una u otra forma a esos cambios.

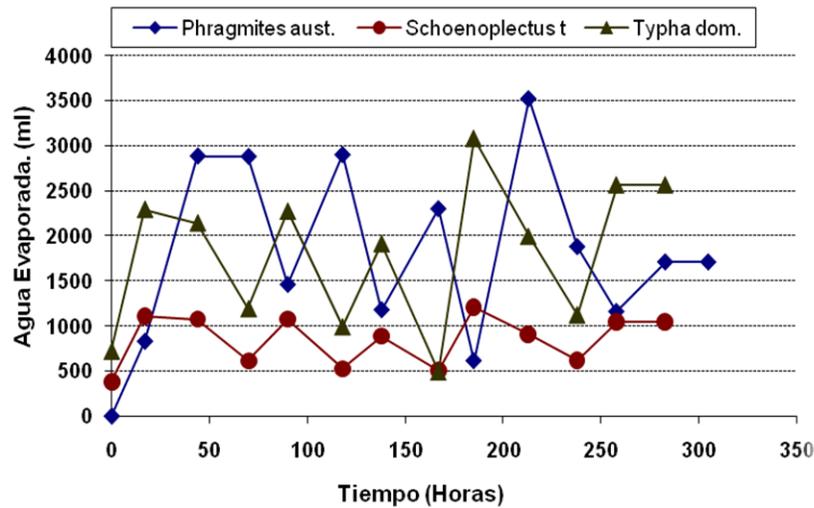


Fig. 3.8 Volumen evapotranspirado de agua con respecto al tiempo

Con base en los datos periódicos de evapotranspiración se decidió representar la información en forma acumulada del volumen de agua evapotranspirado durante toda prueba para evaluar si existe una tendencia y cambios en la tasa de evapotranspiración.

La figura 3.9 resume dicha información, donde la evapotranspiración acumulada tiene una tendencia lineal, del orden de 99.5% de confianza en los tres casos, confirmándose la mayor capacidad de transpiración de *Phragmites australis*, después *Typha domingensis* y al final *Schoenoplectus tabernaemontanii*, que corresponde a una tasa de transpiración de 83, 74 y 35 ml/h, respectivamente. Dicho comportamiento responde de alguna forma a la remoción del nitrógeno amoniacal, sea por el peso de las plantas y por la capacidad de transpiración natural de las mismas.

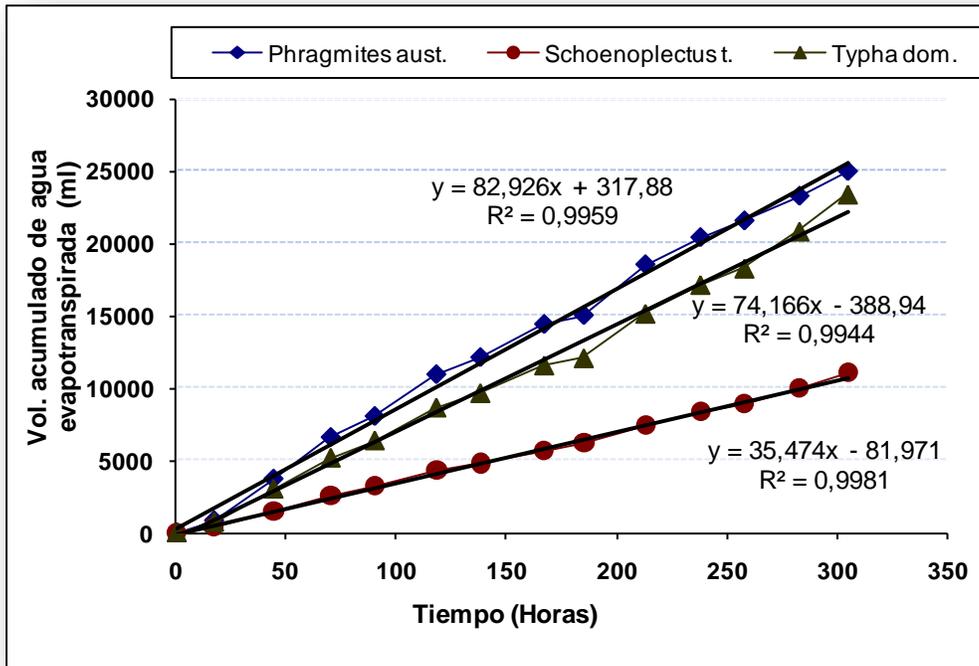


Fig. 3.9 Evapotranspiración de las tres plantas en las pruebas de acondicionamiento

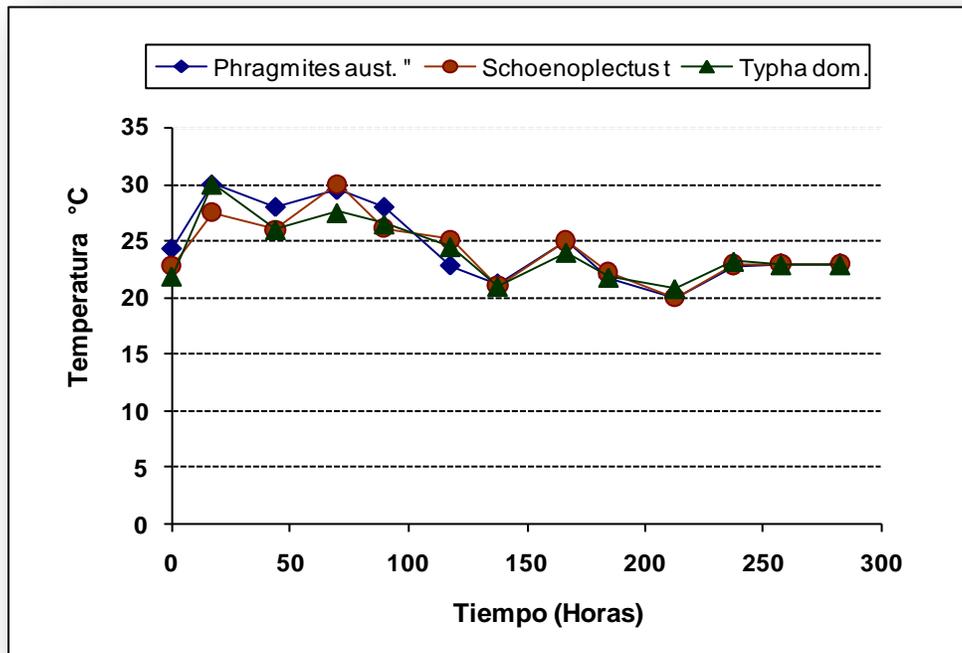


Fig. 3.10 Variación de la temperatura del agua con respecto al tiempo de prueba



En lo que respecta a las figuras 3.11 y 3.12, que corresponden, respectivamente, a los cambios registrados de humedad y temperatura atmosférica durante las pruebas, el comportamiento de dichas variable ambientales explica de alguna manera la variación observada en la evapotranspiración de las plantas, durante el desarrollo de las pruebas (ver Figura 3.8).

Estos resultados que se presentaron son los que se obtuvieron después de someter a las plantas acuáticas a una concentración inicial de 40 mg/L de nitrógeno total, utilizando urea como fuente de nutriente.

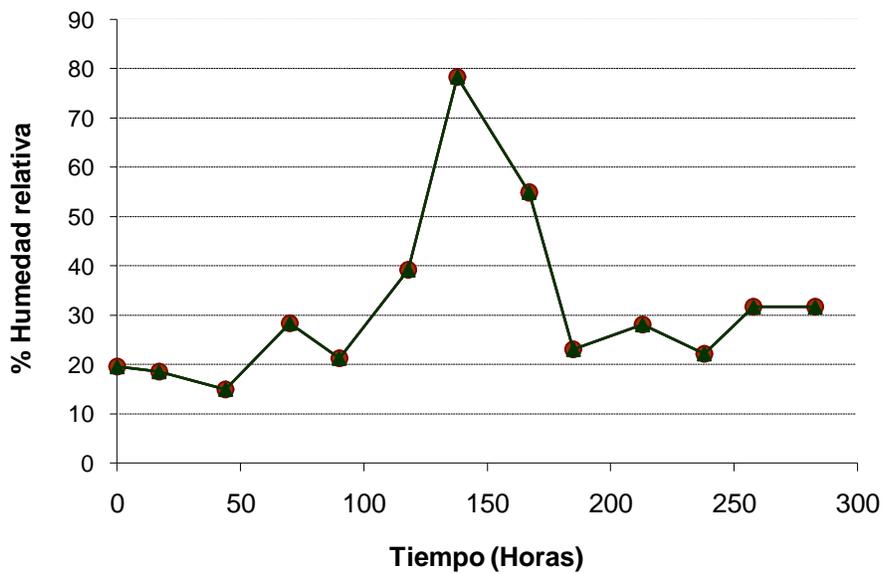


Fig. 3.11 Variación diaria de la humedad relativa

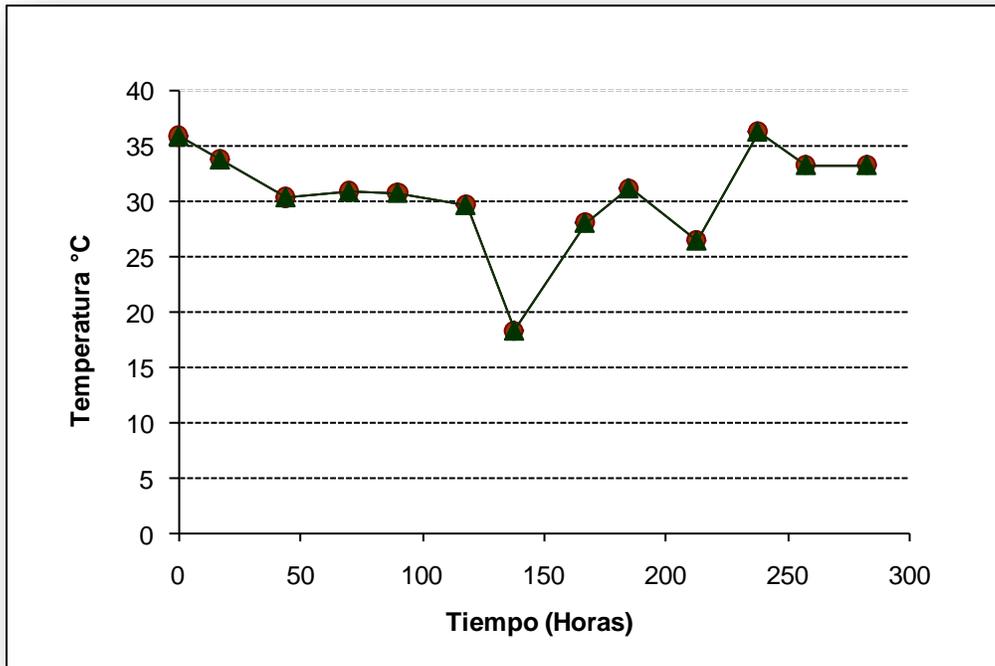


Fig. 3.12 Variación diaria de la temperatura del aire

3.2 RESULTADOS EXPERIMENTALES DE LAS TRES COLUMNAS CON ORINA HUMANA

Dentro de este inciso se muestran los resultados de caracterización de la orina, se representan los resultados gráficos de los análisis de laboratorio, analíticos y ambientales que se obtuvieron al experimentar con las plantas acuáticas (*Phragmites australis*, *Schoenoplectus tabernaemontanii* y *Typha domingensis*). Dichas pruebas se llevaron a cabo con diferentes dosis de orina humana como fuente de nitrógeno, para comprobar y comparar la capacidad que tienen las plantas para asimilar el nitrógeno, así como la cantidad de biomasa que se generó durante la experimentación.



Una vez que las plantas fueron adaptadas a la dosis de urea, las pruebas con orina se llevaron a cabo incrementando la concentración para que las plantas

fueran adaptándose gradualmente a dicha agua residual, la cual contiene elevados niveles de nitrógeno ureico; se reporta (véase antecedentes) que la orina contiene en promedio 20 g de urea por litro (Maurer *et al.*, 2006).

En la primera prueba se dosificó orina, en una relación de 1ml en un litro de agua, donde la concentración de nitrógeno total inicial para cada planta fue del orden de 10 mg/L. Durante la experimentación se monitorearon el contenido de nitrógeno en sus diferentes formas ($N_{\text{-ureico}}$, N_{total} , $N\text{-NO}_2$, $N\text{-NO}_3$, $N\text{-NH}_3$), pH, conductividad, así como también se evaluaron las condiciones ambientales a las que estuvieron expuestas las plantas.

3.2.1 Caracterización de la orina

Antes de iniciar las pruebas se requirió caracterizar la orina humana para que, con base en la información recopilada de la bibliografía citada y en la caracterización, se definieran el volumen requerido para cada una de las pruebas propuestas en la metodología. Como se describió en el capítulo 2, los parámetros que se determinaron a la orina fueron los siguientes: nitrógeno total y amoniacal, demanda biológica de oxígeno (DBO), demanda química de oxígeno (DQO), Nitritos ($N\text{-NO}_2$), Nitratos ($N\text{-NO}_3$), pH, conductividad, sólidos en sus diferentes formas y metales (Ca, Na y Mg).

La orina se recolectó en un recipiente plástico y se mantuvo el mayor tiempo posible en refrigeración durante la experimentación con objeto de minimizar la hidrólisis de la urea que ésta contiene. En la tabla 3.1 se resumen los resultados de la caracterización de dicho residuo.



Como se observa, el pH es ligeramente ácido, prácticamente no contiene sedimentos y el contenido de sólidos fijos y volátiles es semejante próximos a 15000 mg/L, y que el 91 % de los sólidos está en forma soluble.

El contenido de sodio es elevado, corresponde a 1213 mg/L. La concentración de nitrógeno total es del orden de 12 g/L y prácticamente el contenido de nitrógeno amoniacal es de 5.5 %, lo cual indica que la urea no se encuentra hidrolizada como consecuencia de mantener la orina en refrigeración a 4 °C. La DBO es el 59 % de la DQO, lo que indica que hay gran cantidad de residuos poco degradables, como por ejemplo sustancias inorgánicas.

Tabla 3.1 Caracterización de la orina humana

Parámetro**	Valor	Método utilizado
pH	6.54	Potenciómetro
Conductividad (μS)	36800	Potenciómetro
NO_2^-	3.8	Fotométrico
NO_3^-	20.3	Fotométrico
N-NH ₃	644	Kjeldahl y colorimétrico
N-Total	11620	Kjeldahl
DBO	10500	Respirometría
DQO	17760	Fotométrico
Fosfatos	1487	Fotométrico
Sólidos sedimentables(ml/L)	2	Gravimétrico
Sólidos totales	29440	Gravimétrico
Sólidos fijos	15280	Gravimétrico
Sólidos volátiles	14160	Gravimétrico
Sólidos solubles	26908	Gravimétrico
Sólidos suspendidos	2532	Gravimétrico
Sodio*	1213	Absorción Atómica
Calcio*	21	Absorción Atómica
Magnesio *	17.8	Absorción Atómica
Potasio	N.D	

* Representan el valor promedio de dos diluciones; **, mg/L, excepto donde se indican las unidades

N.D. No se determinó



3.2.2 Remoción de N-total

Los resultados y condiciones ambientales de las pruebas se representan gráficamente en las figuras 3.13 a 3.15 para las diferentes cargas de nitrógeno a partir de orina humana de las tres plantas en su correspondiente columna.

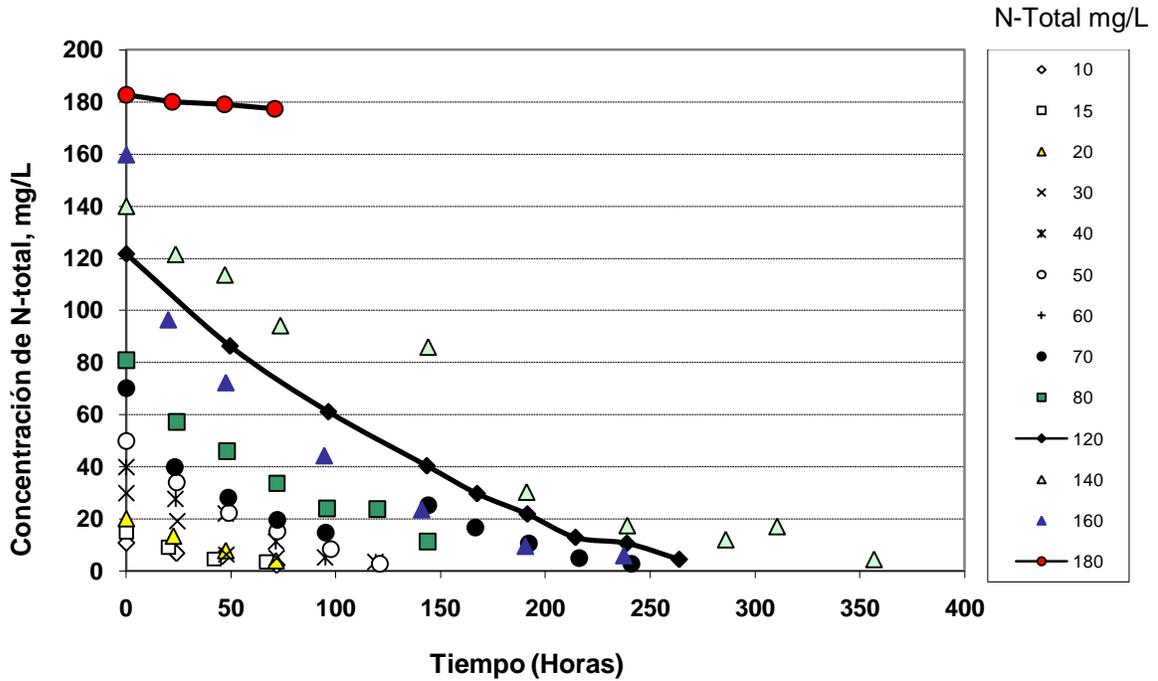


Fig. 3.13 Remoción de N-total en la columna 1 *Phragmites australis*

En la figura 3.13, que representa los resultados de remoción de N-total en la columna 1 (*Phragmites australis*), se observa que la concentración de N-total disminuye conforme transcurre el tiempo, siendo el mismo comportamiento al incrementarse la carga de nitrógeno total, aunque la planta tarda más tiempo en lograr los mismos niveles de concentración al final de cada prueba.



Por ejemplo, para una carga inicial de 20 mg/L de N-total la planta remueve en casi 72 horas (3 días) el 100 %; en cambio, para una carga inicial de 50 mg/L de N-total, tarda 50 horas (2.1 días) en lograr reducir la concentración inicial a 25 mg/L y más de 100 horas (4.2 días) para llegar a 5 mg/L. Esto quiere decir que la planta tiene capacidad para remover mayor concentración de nutriente.

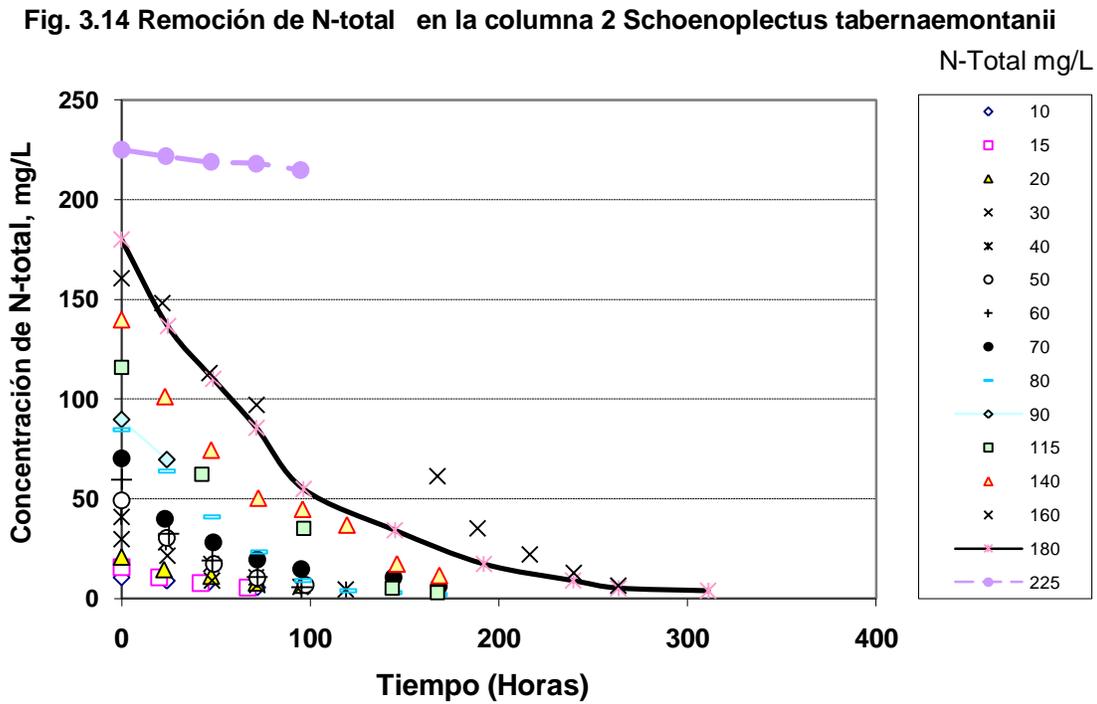
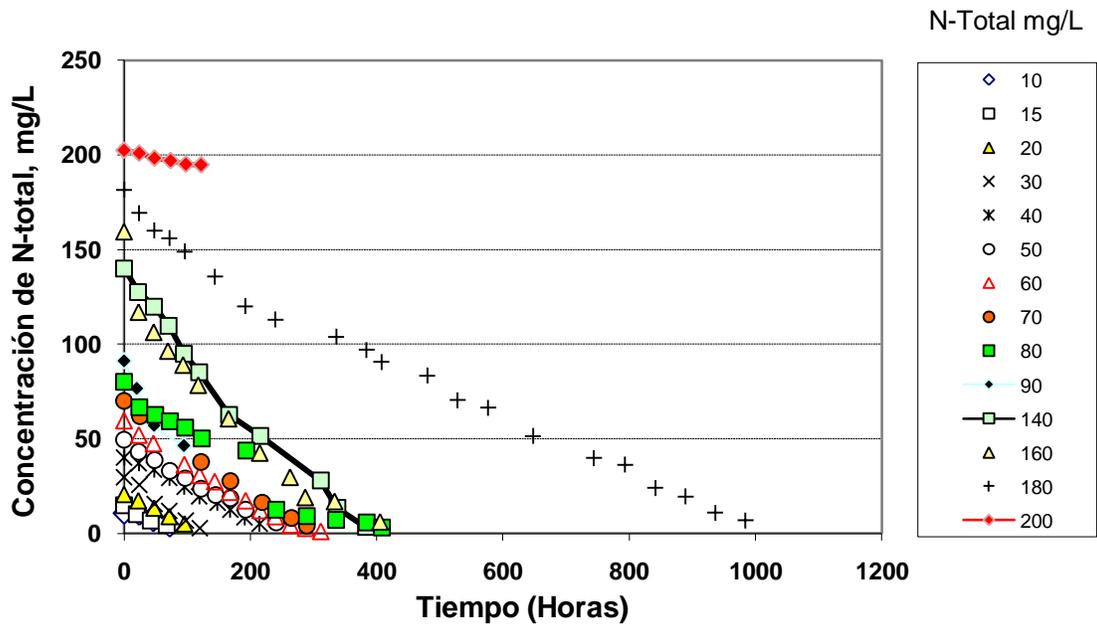
Es claro que al incrementar la cantidad de orina o concentración inicial de N-total la planta cada vez tardó más en lograr la concentración final deseada menor a 5 mg/L. Cuando la concentración inicial de prueba de N-total fue del orden de 180 mg/L la planta no soportó las condiciones de carga y murió.

En el caso de *Schoenoplectus tabernamontanii* (columna 2), el comportamiento fue semejante al de la columna 1, esto fue hasta la concentración inicial de 30 mg/L de N-total. En las pruebas de mayor concentración la duración se incrementó como consecuencia de las características de la propia planta y del menor peso de la misma (figura 3.14) para lograr el nivel deseado del efluente. En este caso la planta soportó, a pesar de su menor rapidez de asimilación del nutriente, una concentración inicial de 180 mg/L de N-total, 20 mg/l más que *Phragmites australis*, con una duración de prueba del orden de 1000 horas (42 días) para agotar el nutriente.

En lo que compete a la columna 3, con *Typha domingensis*, aunque el comportamiento de N-total fue similar al de las otras columnas, la remoción fue más rápida y la planta toleró la dosis de 180 mg/L sin ningún problema, pues logró el nivel de N-total deseado en las 300 horas (12.5 días) de prueba que la columna 2 tardó 42 días en hacerlo. En la figura 3.15 se puede observar el comportamiento descrito, inclusive que en algunas pruebas como la de 180 mg/L de N-total inicial la planta responde al consumo de nitrógeno como en el caso de la de 160 mg/L.



De igual forma que *Schoenoplectus tabernaemontanii*, *Typha domingensis* que estaba en la columna 3 soportó la dosis de 180 mg/L de N-total.





3.2.3 Remoción de N-NH_3 y comportamiento de NO_2^- y NO_3^-

En las figuras 3.16 a la 3.18 se representan gráficamente los resultados experimentales que se resumen en las tablas del anexo 9. En general, en dichas figuras, se observa que al hidrolizarse la urea se va formando el nitrógeno amoniacal que es asimilado por la planta hasta consumirlo totalmente, por eso existe la tendencia de incremento de la concentración para que con el tiempo disminuya hasta concluir la prueba. También se aprecia que al incrementarse la concentración de N-total, las concentraciones de N-NH_3 se desfasan por el retardo de la hidrólisis de la urea, por lo que a mayor concentración de orina la planta se vuelve más lenta para la asimilación del nutriente.

Cuando la concentración inicial de N-total en la columna 1, 2 y 3 es de 180, 200 y 225 mg/L, respectivamente, la de nitrógeno amoniacal ya no desciende al transcurrir los días, lo que indica que la planta dejó de asimilar el nutriente, y como consecuencia de tales condiciones esta feneció. El comportamiento de este parámetro durante las pruebas responde al que ocurre con N-total, es decir, en algunos casos la rapidez de asimilación se incrementa a mayor concentración inicial de N-total; hecho que se atribuye directamente a la respuesta que tiene la planta al consumo de N-NH_3 como parte del N-total.

Se evidencia el consumo o asimilación de N-NH_3 por *Typha domingensis* y *Phragmites australis* debido a que no permiten que la concentración sea mayor que 80 mg/L hasta las pruebas con 140 mg/L de N-total inicial, lo cual no sucede con *Schoenoplectus tabernaemontanii* porque al ser más lento que el proceso de hidrólisis de urea, la concentración de nitrógeno amoniacal se incrementa hasta casi 100 mg/l en condiciones similares de prueba.



En lo que concierne a la formación de nitritos y nitratos, los niveles cuantificados en las columnas con *Typha domingensis* y *Phragmites australis* son menores, en términos generales a 1 mg/L, en cambio en el caso de *Schoenoplectus tabernaemontanii* la concentración de nitratos es irregular y menor a 10 mg/L. Tal comportamiento se atribuye a la falta de soporte para que se fijen los microorganismos nitrificante y a la rapidez con que las plantas asimilan el nitrógeno amoniaco.

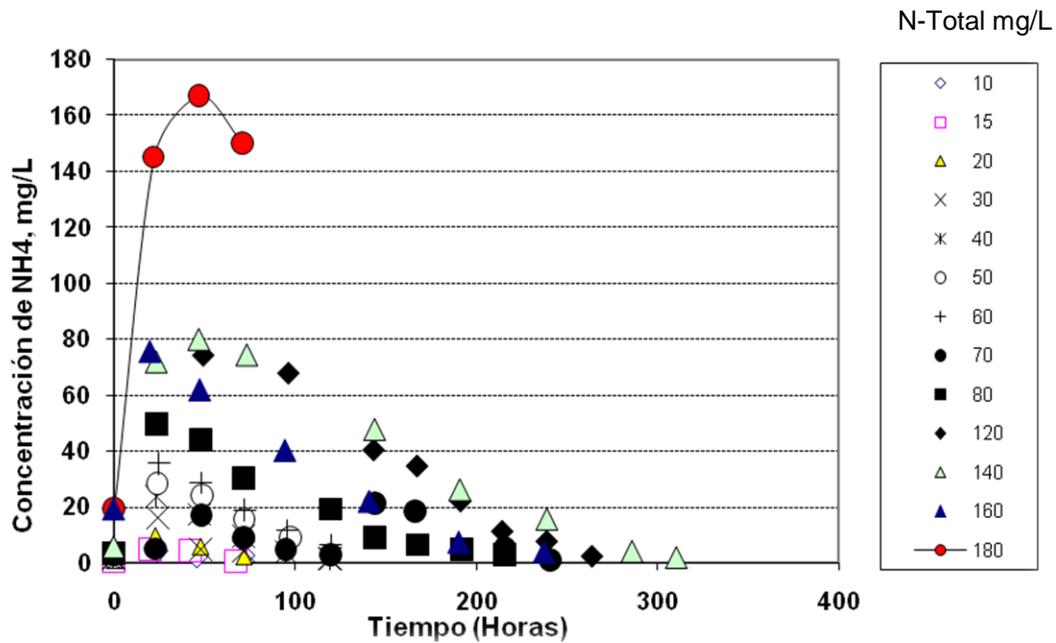


Fig. 3.16 Remoción de N-NH_3 Columna 1 *Phragmites australis*

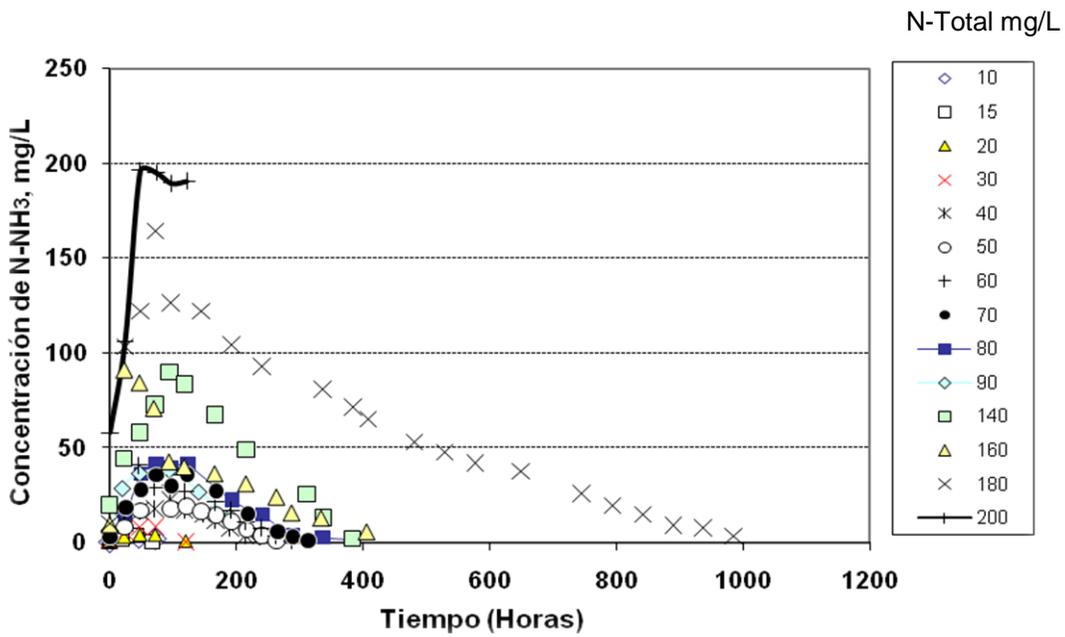


Fig. 3.17 Remoción de N-NH₃ Columna 2 *Schoenoplectus tabernaemontanii*

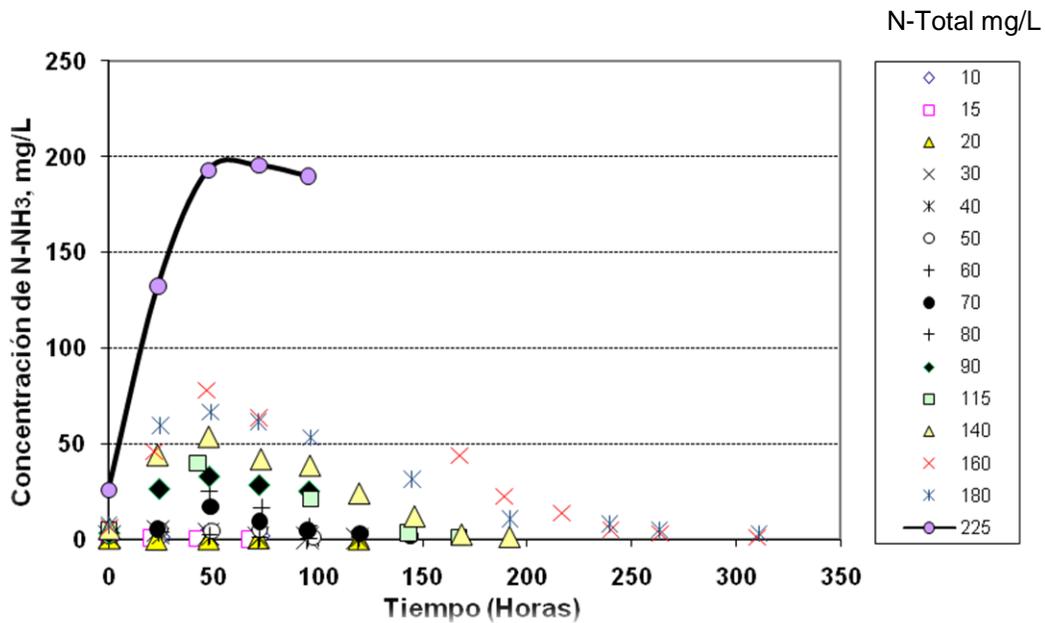


Fig. 3.18 Remoción de N-NH₃ en la columna 3 *Typha domingensis*



3.2.4 Resultados de remoción de N-total respecto al peso de la planta y su raíz

Al final de todas las pruebas se pesó cada una de las plantas y la correspondiente raíz para relacionar el consumo con respecto al peso de cada una de ellas en las columnas. En la tabla 3.2 se resumen los pesos registrados de la planta completa y el de la raíz, respectivamente.

TABLA 3.2 Peso húmedo de las plantas (Kg) al término de la última de las pruebas

Sección de la planta	Columna 1*	Columna 2 **	Columna 3***
Completa	9.3	4.9	15.3
Raíz	4.55	2.5	6.35

Phragmites australis*, *Schoenoplectus tabernaemontani*, ****Typha domingensis*

De acuerdo con los datos de la tabla 3.2 y los correspondientes de las pruebas de concentración inicial de N-total, mg/L, de 160, 180 y 180 para las columnas 1, 2 y 3, respectivamente, se obtuvieron las figuras 3.19 y 3.20, las cuales relacionan el consumo de nitrógeno con respecto al peso de la planta, de la raíz y el tiempo de prueba.

En general, se observa que *Schoenoplectus tabernaemontanii* es más lenta para asimilar el N-total y que tiene mayor capacidad que *Phragmites australis* para soportar concentraciones iniciales de N-total superiores a los 180 mg/L. Algo semejante ocurre con *Typha domingensis*, la cual tarda la mitad del tiempo que las otras dos especies para asimilar el N-total También es claro que todas las plantas, a las condiciones de prueba, no soportaron concentraciones > 200 mg/l de N-total lo cual se refleja entre otros aspectos en una disminución en su capacidad de transpiración.

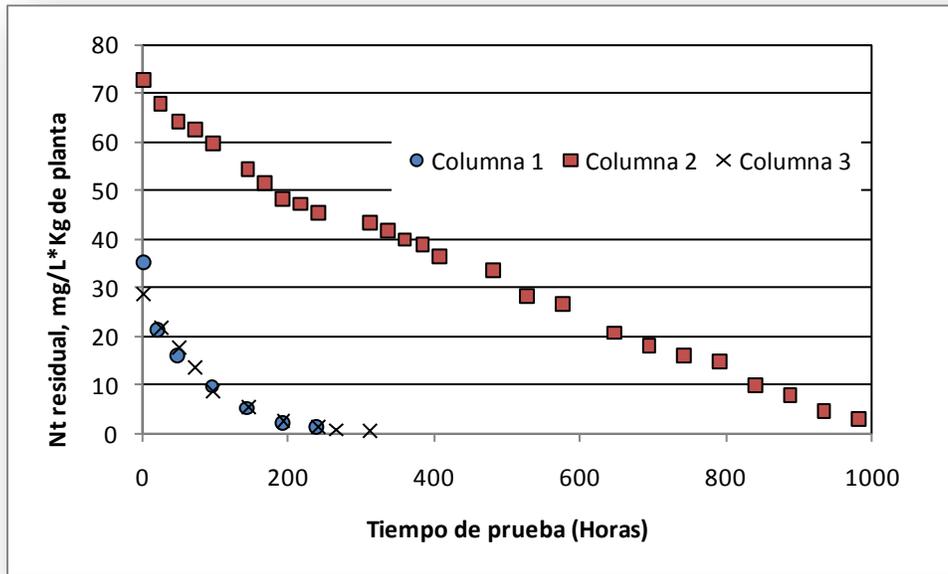


Fig. 3.19 Consumo de N-total por Kg de planta completa para una concentración inicial en las columnas 1, 2 y 3 de 160, 180, y 180 mg/L, respectivamente

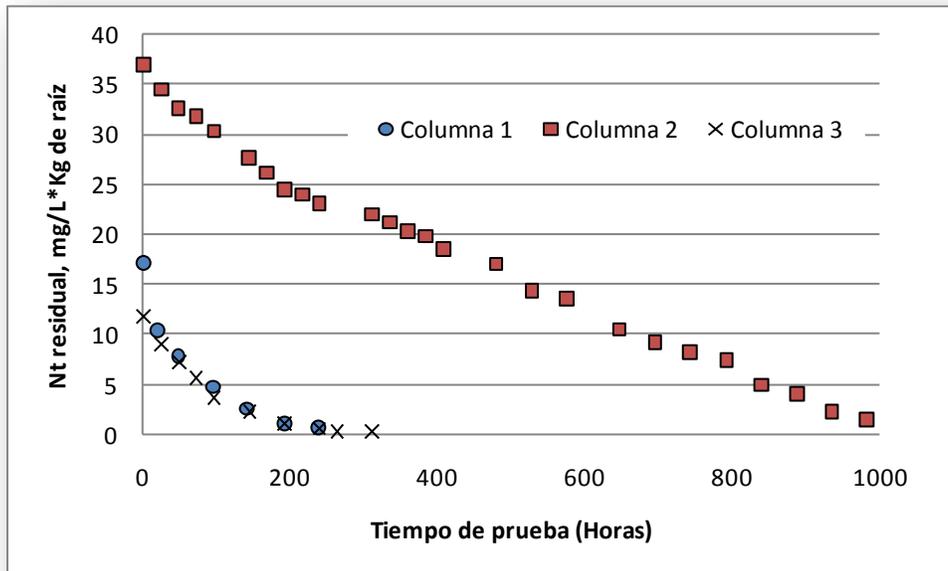


Fig. 3.20 Consumo de N-total por Kg de raíz de planta para una concentración inicial en las columnas 1, 2 y 3 de 160, 180 y 180 mg/L, respectivamente



3.2.5 Resultados de variación de pH y conductividad

Durante la hidrólisis de la urea contenida en la orina y la asimilación del nitrógeno amoniacal, $N-NH_3$, el pH tiene un comportamiento muy similar en los tres tipos de plantas. Bajo condiciones normales y de óptima actividad de las plantas, el pH inicia con un valor entre 7.3 y 7.8, y, posteriormente, disminuye más o menos en una unidad conforme la prueba avanza por la asimilación de dicho parámetro. En las figuras 3.21, 3.22 y 3.23 es posible observar tal comportamiento

Cabe señalar que, cuando estos sistemas fueron sometidos a condiciones de concentración altas, el pH se incrementa rápidamente superando el valor de 8 como resultado de la poca asimilación de $N-NH_3$ hidrolizado. Bajo esas condiciones el metabolismo de las plantas es afectado, reflejándose como consecuencia en la disminución sustancial de la capacidad de evapotranspiración; de ahí que se considere como un indicador del estado en que se encuentra la planta.

En la figura 3.21 se confirma que al incrementarse el pH por la hidrólisis de la urea a 8.5, la planta deja de evapotranspirar, tal como ocurrió en la prueba con dosis inicial de 180 mg/L.

En el caso de la columna 2, *Schoenoplectus tabernaemontanii*, la planta no soportó la dosis de 200 mg/L, a pesar de que el pH no fue superior a 8.2 (Ver figura 3.22); en cambio la columna 3, *Typha domingensis*, aunque el pH no llegó a 8.0 la concentración de 220 mg/L de N-total inicial fue suficiente para inhibir la capacidad de evapotranspirar (ver figura 3.23).

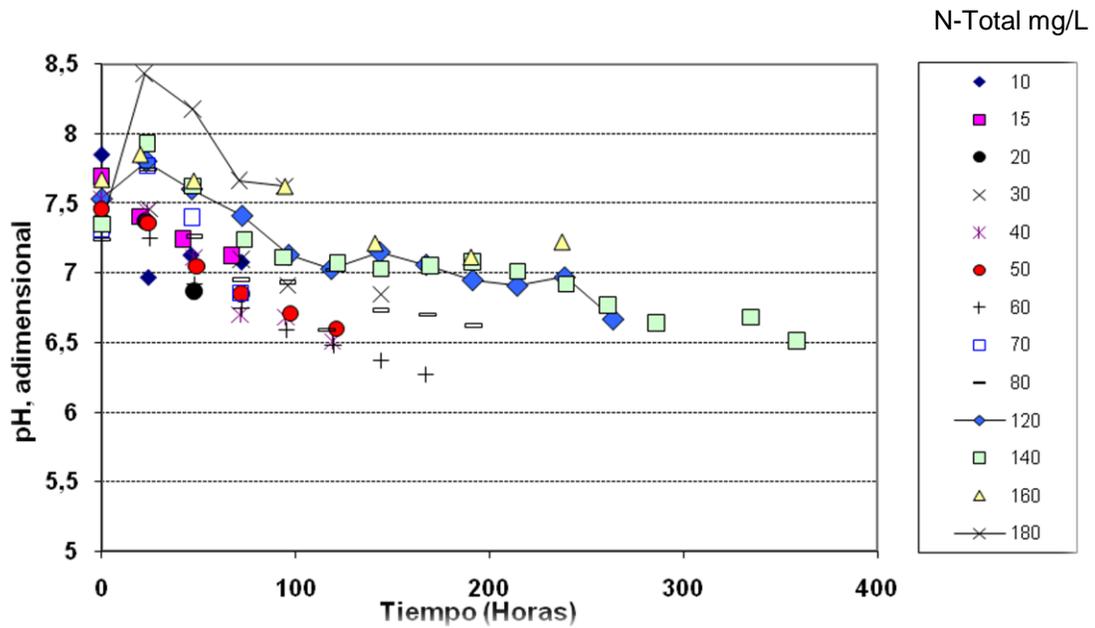


Fig. 3.21 Variación del pH en la col 1 (*Phragmites australis*)

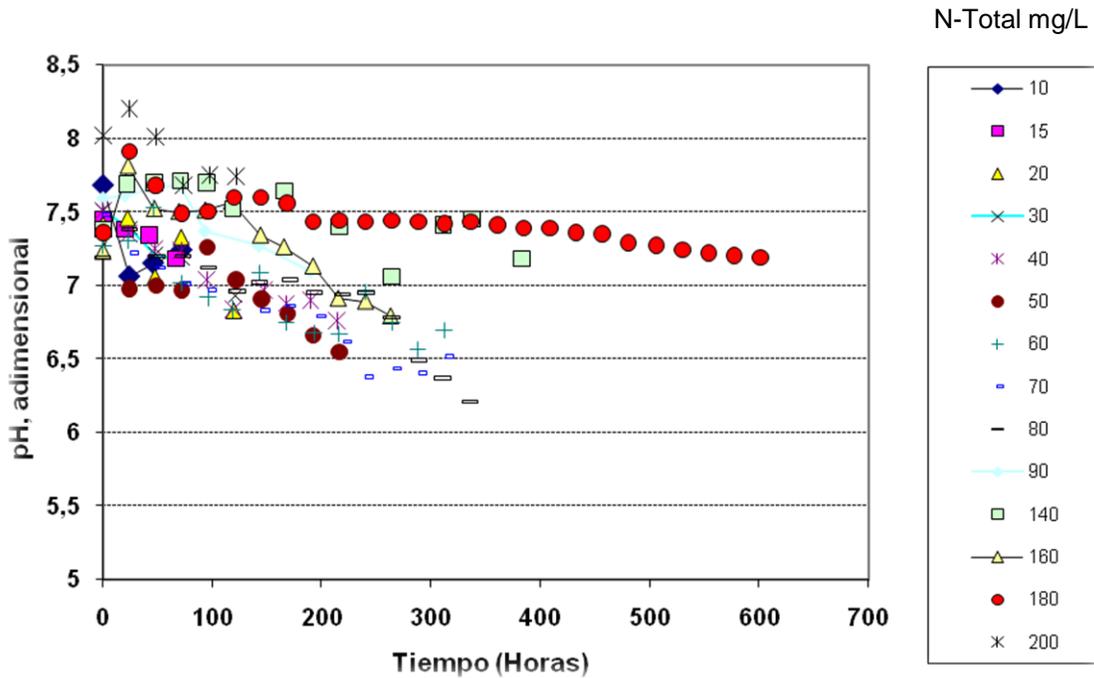


Fig. 3.22 Variación pH en la col 2 (*Schoenoplectus tabernaemontanii*)

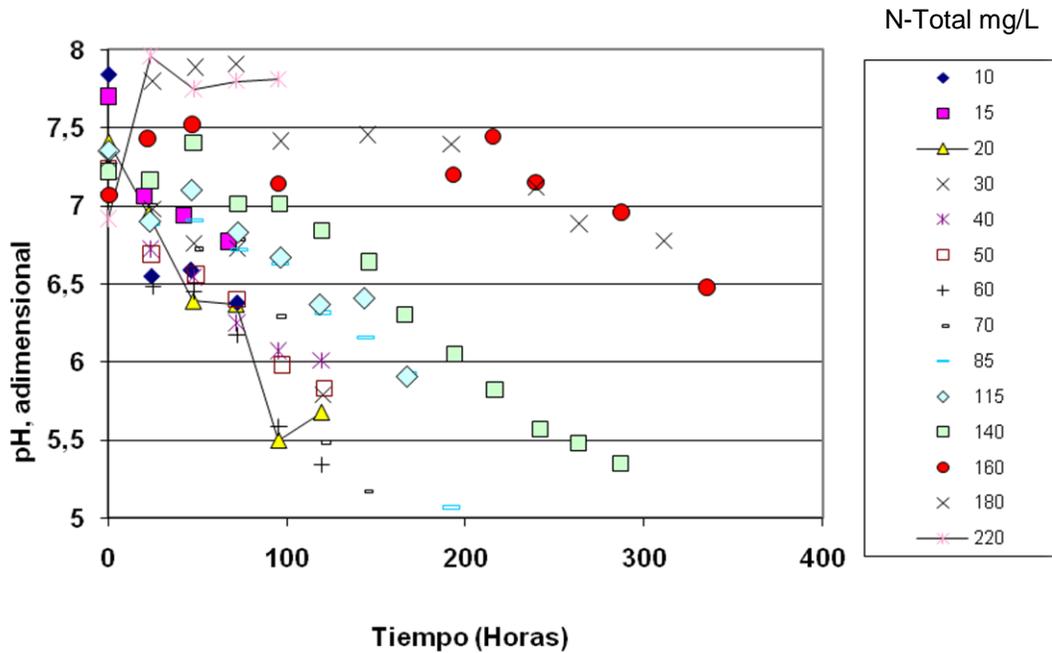


Fig. 3.23 Variación pH en la col 3 (*Typha domingensis*)

En las siguientes figuras, 3.24 a 3.26, se representa el comportamiento de la conductividad para cada una de las pruebas en el transcurso de la investigación, como parámetro utilizado frecuentemente para determinar la pureza relativa del agua.

La conductividad eléctrica según la NOM-021-RECNAT-2000 es la capacidad de una solución acuosa para transportar una corriente eléctrica, que generalmente se expresa en $\mu\text{S}/\text{cm}$ a 25°C . Es una propiedad de las soluciones que se encuentran muy relacionadas con el tipo y valencia de los iones presentes, su concentración total y relativa, su temperatura y su contenido de sólidos disueltos.

El comportamiento de la conductividad también responde a la actividad de las plantas, incrementándose particularmente cuando se llegó al límite de concentración que soportan las plantas.



Se demuestra que la *Typha domingensis* tiene mayor capacidad para disminuir la conductividad, posiblemente porque requiere consumir los únicos nutrientes e iones en solución que existen en el agua; en cambio en las otras plantas se mantiene en niveles del orden de los 500 a 800 $\mu\text{S}/\text{cm}$.

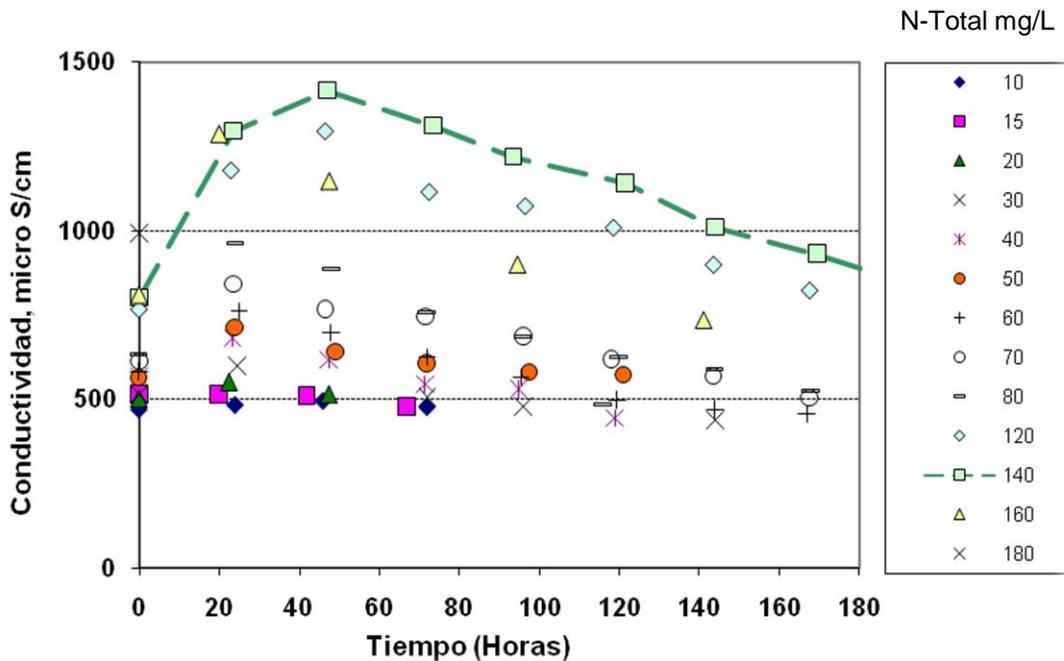


Fig. 3.24 Variación de la conductividad para las pruebas con *Phragmites australis*

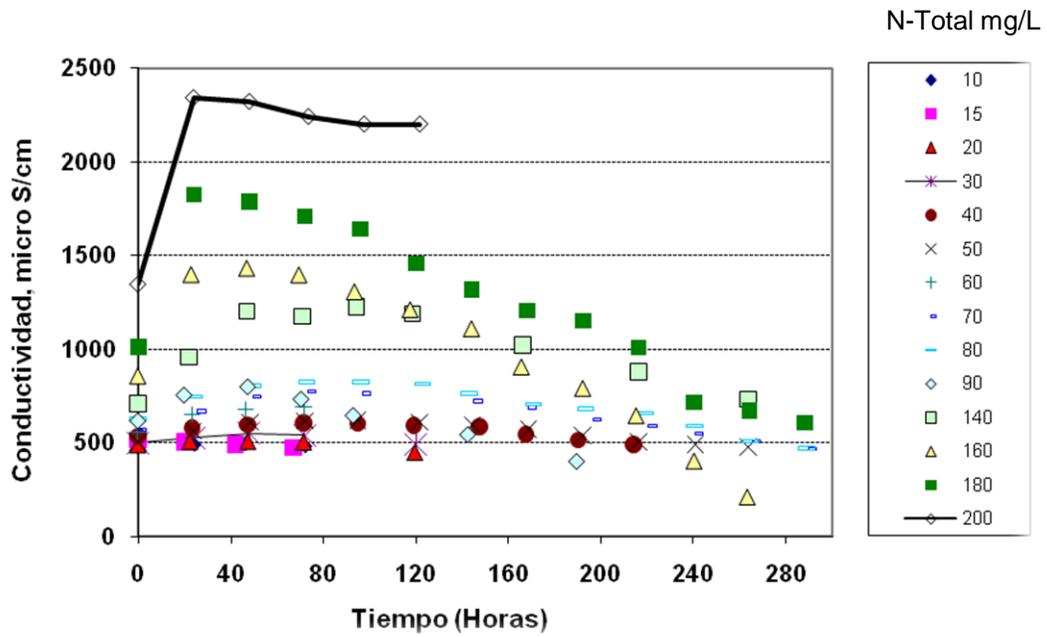


Fig. 3.25 Variación de la conductividad *Schoenoplectus tabernaemontanii*

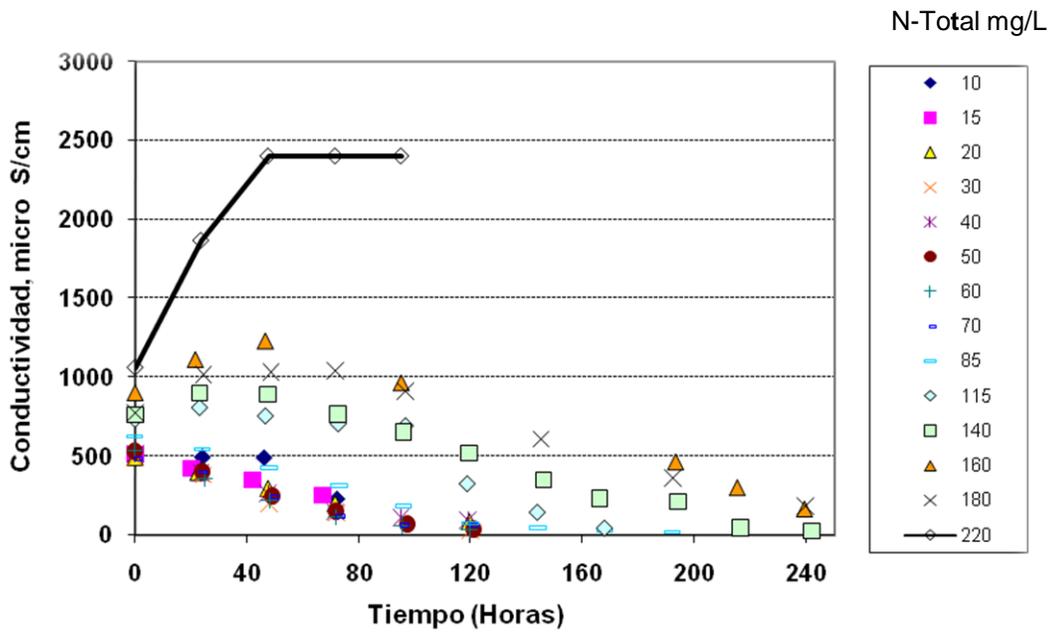


Fig. 3.26 Variación de la conductividad *Typha domingensis*



3.2.6 Condiciones climáticas

Durante las pruebas se tuvo cuidado de las mediciones de los parámetros ambientales tales como son la humedad relativa (HR), la temperatura del aire, la del agua, la evapotranspiración, la intensidad de luz que prevalecía en el momento del análisis, la temperatura máxima y mínima del ambiente.

En la figura 3.27 se representan los resultados de esos parámetros ambientales que se obtuvieron durante el proceso de experimentación.

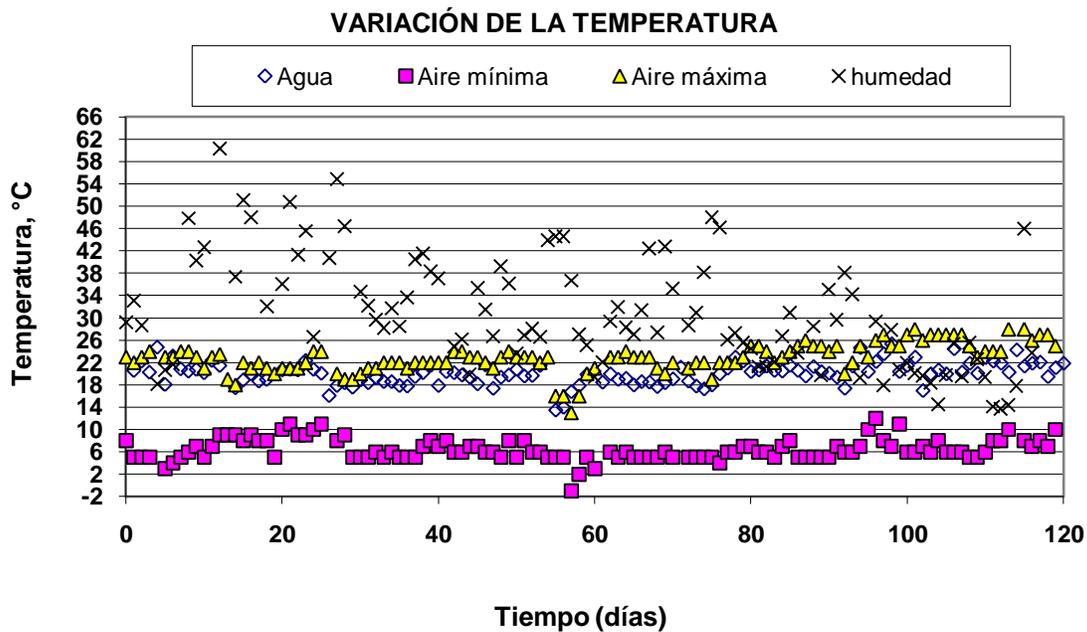


Fig. 3.27 Variación de las temperaturas y la humedad

En la tabla 3.3 se resumen los valores promedio de algunos de esos parámetros con sus respectivas desviaciones estándar.



TABLA 3.3 Valores promedio y variación de la temperatura y humedad durante las pruebas

PROMEDIO	20.10*	6.41**	22.89***	29.89****
DESV. STD	2.15	1.95	2.49	9.15

*Temperatura agua, **Temperatura mínima, *** Temperatura máxima, **** % humedad

En lo que respecta a la evapotranspiración del agua por las plantas en cada columna, a continuación se representa la información en la figura 3.28.

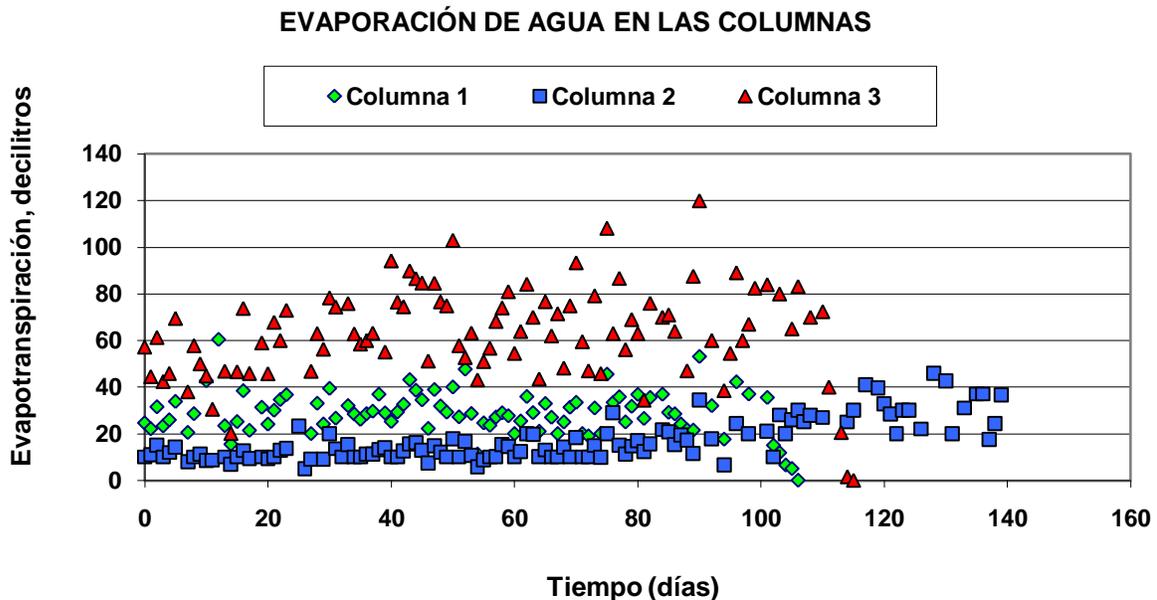


Fig. 3.28 Evapotranspiración de agua de las tres columnas

Como se puede apreciar, la planta de la columna 3, *Typha domingensis*, es la que transpiró más, durante el tiempo que duro la experimentación con respecto a las otras dos plantas, como consecuencia del crecimiento que tuvo, de su capacidad natural para transpirar y de su peso. Esto se considera que ocurrió porque *Typha domingensis* tiene mayor superficie de fotosíntesis que las otras plantas y porque generó biomasa abundante durante la prueba

Nótese que a partir del día 100 fue decayendo el nivel de evapotranspiración, esto es debido a que la planta está llegando al límite de remoción de nitrógeno



presente en el agua. Después le sigue la planta de la columna 1 *Phragmites australis* y finalmente *Schoenoplectus tabernaemontanii*.

3.3 ANÁLISIS DE RESULTADOS

3.3.1 Pruebas de acondicionamiento con urea

En las pruebas de acondicionamiento, cuyos resultados se representan en las figuras 3.1 a 3.3, se demuestra claramente que se lograron los objetivos de adaptación de las plantas, pues se aprecia la disminución del nitrógeno total inicial (40 mg/L) y el incremento de nitrógeno amoniacal, así como su disminución al ser asimilado por las plantas al transcurrir la prueba.

De acuerdo con la figura 3.6, el pH varía entre 7.8 y 6.5 para las pruebas con las tres plantas como consecuencias del consumo de nitrógeno amoniacal; esas pruebas tienen duración entre 12 y 16 días para el caso de *Phragmites australis* y *Typha domingensis*, y más de 18 días, para *Schoenoplectus tabernaemontanii*, porque al parecer la planta es más lenta para asimilar el nutriente, posiblemente por su menor peso y menor capacidad de evapotranspiración.

En general, se observó que no es significativa en ninguna de las columnas las concentraciones de nitritos y nitratos (< 4.0 mg/L), atribuible a la rápida asimilación del nitrógeno amoniacal formado de la hidrólisis de la urea. En términos generales, para las condiciones experimentadas, el *Phragmites australis* asimila con mayor rapidez ese nutriente que *Typha domingensis* y, ésta a su vez que el *Schoenoplectus tabernaemontanii*, como se observa en la figura 3.4; aunque al final las dos primeras plantas logran los mismos niveles de remoción o asimilación.

Es de resaltar la capacidad que muestra *Typha domingensis* para disminuir la conductividad del medio acuoso que no logran las otras plantas.



3.3.2 Condiciones ambientales

Las condiciones ambientales juegan un papel importante dentro del comportamiento de las plantas, ya que al disminuir o aumentar tienen efecto en la evapotranspiración de las plantas y actividad fotosintética.

3.3.3 Características de la orina

De acuerdo con la caracterización de la orina resumida en la tabla 3.1, el pH cuando está recién recolectada es ligeramente ácido, del orden de 6.54, con un 91 % de sólidos disueltos con respecto a los totales, un alto contenido de sodio, 1213 mg/L, alto contenido de nitrógeno total (11, 620 mg/L), comparable con los valores reportados en la bibliografía (8830 mg/L Maurer, 2006), pero relativamente poca concentración (644 mg/L) de nitrógeno amoniacal, que se forma por la hidrólisis de la urea. Observándose también que la concentración de NO_2^- y NO_3^- es baja como consecuencia que las condiciones no favorecen la oxidación.

3.3.4 Resultados de las pruebas de remoción de nitrógeno de la orina

Conforme a la asimilación de N-total, la concentración disminuye con el tiempo de prueba, llegando a un punto en donde la concentración se aproxima a la de N-NH_3 , por lo que se considera que toda la urea contenida en la orina se ha hidrolizado.

Como se observa en las graficas 3.13 a 3.15, las plantas acuáticas que resistieron la concentración más alta (180 mg/L) de nitrógeno total fueron *Typha domingensis* y *Schoenoplectus tabernaemontanii*, aunque con la primera se puede apreciar que las remoción en sus diferentes concentraciones se efectuaron en un tiempo relativamente corto (11 días) en comparación de esta última (41 días), que es consecuencia de la diferencia de peso y características de la las plantas.



3.3.5 Remoción de nitrógeno amoniacal

En estas pruebas el comportamiento de la formación y consumo de nitrógeno amoniacal es semejante a las pruebas de adaptación de las plantas con urea. Las plantas con sus diferencias particulares de asimilación del nutriente respondieron satisfactoriamente al consumo de nitrógeno total (Tasa de consumo) y amoniacal hasta que se iniciaron las pruebas con 180 mg/l de N-total. Bajo tales circunstancias, en la columna 1 se observaron irregularidades que se manifiestan con incremento del pH y disminución de la evapotranspiración. Las condiciones ambientales tales como disminución de la temperatura e incremento de la humedad ocasionan el efecto de disminución de la evapotranspiración pero no son la causa por la que la planta se marchite. Así que la causa de ese comportamiento se atribuyen al incremento de la concentración de nitrógeno amoniacal para el que la planta no tiene capacidad de consumo, se modifica el pH a básico (8.5), que reporta la bibliografía como tóxico, y la planta deja de transpirar, se marchita y muere.

3.3.6 pH y conductividad

Todo parece indicar que, de acuerdo con los resultados, el incremento del pH es el factor determinante por el que *Phragmites australis* muere como consecuencia de la hidrólisis de la urea y formación de nitrógeno amoniacal, eso sin tomar en cuenta el efecto que puedan ocasionar los otros constituyentes contenidos en la orina.

Durante la hidrólisis de la urea en la orina y la asimilación del nitrógeno amoniacal, $N-NH_3$, el comportamiento del pH es similar en los tres tipos de plantas, pero en *Schoenoplectus tabernaemontanii* el pH de la última prueba incrementó por arriba de 8.2, pero la planta tuvo la capacidad de soportarlo y de que disminuyera a un nivel inferior a 8.



Remoción de Nitrógeno amoniaco con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

En términos generales *Typha domingensis* colocada en la columna 3 tiene la característica de disminuir la conductividad de la solución a niveles inferiores ($< 100 \mu\text{S}/\text{cm}$) que en el caso de las otras plantas ($>400 \mu\text{S}/\text{cm}$), posiblemente porque esa planta requiere los iones que se encuentran disueltos en el medio acuoso. En el caso de la última prueba, cuya concentración inicial fue de $220 \text{ mg}/\text{L}$ de nitrógeno total, la conductividad se incrementó porque la planta no asimiló el nitrógeno y, por tanto, no soportó las condiciones de dicha prueba.



CAPÍTULO 4

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

4.1 CONCLUSIONES

En este capítulo se describen las conclusiones que se obtienen después de analizar los resultados de la experimentación con urea (de adaptación de las plantas) y con orina, involucrando el efecto de la variación de las condiciones ambientales para remover el nitrógeno total y amoniaco del residuo y plantas en estudio, que se describen en el capítulo 3.

La refrigeración de la orina a 3 °C inhibe la hidrólisis de la urea y permite que el pH se mantenga a 6.5, que fue la condición de pH inicial durante las pruebas con orina en las columnas y diferentes plantas.



Las plantas sin soporte en las columnas tienen capacidad de remover de nitrógeno amoniacal producto de la hidrólisis de la urea presente en la orina.

En la prueba en que se dosificó 180 mg/L (máxima concentración de prueba) de N-total *Typha domingensis* y *Schoenoplectus tabernaemontanii* logran una tasa de remoción o asimilación del orden de 25 mg Kg⁻¹de planta día⁻¹; en cambio *Phragmites australis* no soporta esas condiciones de prueba y muere por efecto del pH (8.5), sin embargo para la prueba de 160 mg/L la tasa de remoción es del orden de los 45 mg Kg⁻¹de planta día⁻¹.

El crecimiento de las plantas con los nutrientes de la orina fue satisfactorio porque se lograron al final de las pruebas tallas promedio de *Phragmites australis* (24 plantas), de *Schoenoplectus tabernaemontanii* (30 plantas) y de *Typha domingensis* (52 plantas) de 2.56±0.77 , 2.0±0.77 y 1.33±0.99 m, respectivamente.

En términos generales la remoción de nitrógeno total por las tres plantas responde a una cinética de primer orden para una correlación mayor de 0.9. La constante, k, varía de 0.009 a 0.028 hora⁻¹ para la columna 1 (*Phragmites australis*), de 2.6x10⁻³ a 0.015 hora⁻¹ para la columna 2 (*Schoenoplectus tabernaemontanii*) y de 8.7x10⁻³ a 0.025 hora⁻¹ para las condiciones específicas de pruebas de este trabajo, lo cual indica que la remoción para cada planta varía dependiendo de la concentración inicial dosificada.

La concentración de nitrógeno amoniacal producto de la hidrólisis de la urea en la orina y, por ende la variación del pH, son factores que deben controlarse en las pruebas para hacer eficiente el proceso. Las plantas dejaron de evapotranspirar cuando el pH y la concentración de N-NH₃ fueron mayores que 8.0 y 180 mg/L, respectivamente. Por tanto, es muy importante que el incremento de la concentración de orina en cada una de las pruebas siga la dinámica de crecimiento de la planta.



Las condiciones climáticas juegan un papel muy importante en el proceso de tratamiento porque cuando la temperatura disminuye y la humedad aumenta las plantas responden inhibiendo la actividad con menos evapotranspiración y menos remoción de nitrógeno. En caso contrario, la actividad se acelera, sobre todo cuando la fotosíntesis se favorece por la radiación solar.

Las plantas durante el crecimiento, y al no disponer de un sustrato, demandan el consumo de iones que se encuentran en solución. Así que durante la hidrólisis hay un incremento de ese parámetro hasta del orden de los 1800 $\mu\text{S}/\text{cm}$ que las plantas disminuyen a 500 $\mu\text{S}/\text{cm}$, pero en el caso de *Typha domingensis* ésta tiene la característica de disminuirla a niveles de unidades.

4.2 RECOMENDACIONES

Es conveniente realizar pruebas en proceso continuo para evaluar el sistema, ya que en este proyecto se trabajó el proceso intermitente (“batch”).

Se requiere evaluar también la remoción de otros parámetros como fósforo, materia orgánica y potasio involucrados en el residuo para conocer la bondad del sistema de tratamiento.

Debido a la variación observada de la conductividad en las pruebas es interesante estudiar el comportamiento en las plantas. También es conveniente llevar un control más detallado con respecto a la variación del peso de las plantas durante el proceso de tratamiento del residuo.

El cuidado que se tenga con las plantas y el trato que se les de se verá reflejado en los resultados experimentales esperados.



BIBLIOGRAFÍA

APHA-AWWA-WPCF (1992) Métodos Normalizados para el análisis de aguas potables y residuals. 17 edición.

Bachand P.A.M., and Horne A.J. (2000) Denitrification in constructed free-water surface wetlands: II. Effects of vegetation and temperature. Ecological Engineering, Vol.14: 17-32,

Bell R.W, Edwards D.G, Asher C.J. 1990. Growth and nodulation of tropical food legumes in dilute solution culture plant and soil. Ecological Engineering. Vol. 122: 249-258.

Brix, H. (1994) Use of constructed wetlands in water pollution control: Historical development, present status, and future perspectives. Water science technology. Vol.30 N° 8: 209-223

Brix, H. (1997) Do macrophytes play a role in constructed wetlands. Water Science Technology. Vol.35 N° 5:11-17



Bulc.T.G, Ojstrsek.A. (2008) The use of constructed wetland for dye-rich textile wastewater treatment. *Journal of Hazardous Materials*. Vol.155: 76-82

Cameron.K, Madramootoo.Ch, Crolla. A, Kinsley.Ch. (2003) Pollutant removal from municipal sewage lagoon effluents with a free-surface wetland. *Water Research*, Vol. 37: 2803-2812

Clarke.E and Baldwin.A.H (2002) Responses of wetland plants to ammonia and level. *Ecological Engineering*. Vol. 18:257-264.

Clevering.O and Lissner.J. (1999) Taxonomy, chromosome number, clonal diversity and population dynamics of *Phragmites australis*. *Aquatic Botany*. Vol. 64: 185-208

Conagua Estadísticas del agua edición 2010

Chen.T.Y, Kao.C.M, Yeh.T.Y.Chien.H.Y, Chao.A.C (2006) Application of constructed wetland for industrial wastewater treatment: A pilot-scale study. *Chemosphere* Vol. 64:497-502.

Demirezen.D and Aksoy.A. (2004) Accumulation of heavy metals in *Typha angustifolia* (L.) and *Potamogeton pectinatus* (L.) living in Sultan Marsh (Kayseri, Turkey). *Chemosphere*. Vol. 56: 685-696.

Farahbakhshazad, N. and Morrison,G. (2006) Ammonia removal processes for urine in an upflow macrophyte system. Vol. 31: 3314-3317

Gasiunas V, Strusevicius Z, Struseviciene M. (2005) Pollutant removal by horizontal subsurface flow constructed wetland in Lithuania. *Journal of Environmental Science and Health*, Vol. 40: 1467-1478.



Huddleston.G.M, Gillespie.W.B, Rodgers.J.H (2000) Using constructed wetlands to treat biochemical oxygen demand and ammonia associated with a refinery effluent. *Ecotoxicology and Environmental Safety*. Vol. 45: 188-193.

Karathanasis.A.D, Potter.C.L, Coyne.M.S. (2003) Vegetation effects on fecal bacterial, BOD, and suspended solid removal in constructed wetlands treating domestic wastewater. *Ecological Engineering*. Vol. 20: 157-169.

Keffala.C and Ghrabi.A. (2005) Nitrogen and bacterial removal in constructed wetlands treating domestic waste water. *Desalination*. Vol. 185: 383-389

León. A, (2007) Estudio de un Sistema de Humedales Artificiales: mecanismos de transferencia de oxígeno a la zona radicular, a través de mediciones de potenciales de oxido-reducción (pOR). Facultad de Química UNAM

Lot, A. Novelo, A. (2004) Iconografía y estudio de plantas acuáticas de la ciudad de México y sus alrededores. Primera edición, UNAM. . pp.63-65,72-73,

Luna, V. (2006) Atlas de ciliados y otros microorganismos frecuentes en sistemas de tratamiento aerobio de aguas residuales. Facultad de Química UNAM

Machate.T, Noll.H, Behrens.H, Kettrup.A. (1997) Degradation of phenanthrene and hydraulic characteristics in a constructed wetland. *Water research*. Vol.31:554-560

Maurer.M, Pronk.W, Larsen. T.A (2006) Treatment processes for source-separated urine. *Water Research*, Vol. 40: 3151-3166

Mays.P.A, Edwards.G.S (2001) Comparison of heavy metal accumulation in a natural wetland and constructed wetlands receiving acid mine drainage. *Ecological Engineering*. Vol. 36: 487-500



Meuleman.A.F.M, Logtestijn.R.V. Rijs.G.B.J, Verhoeven.J.T.A. (2003) Water and mass budget of a vertical-flow constructed wetland used for wastewater treatment. *Ecological Engineering*. Vol.20:31-44

Prochaska.C.A and Zouboulis.A.I. (2006) Renoval of phosphates by vertical-flow constructed wetlands using a mixture of sand and dolomite as substrate. *Ecological Engineering*. Vol. 26: 293-303

Reyes, I (2006), Remoción de Fósforo de un Sistema de Humedales Artificiales a Escala de Laboratorio. Facultad de Química UNAM

Rodríguez,J (2004) Estudio de la Remoción en Sistemas de Tratamiento de Aguas Residuales Usando Humedales Artificiales de Flujo Vertical a Escala de Banco. Facultad de Química UNAM

Vymazal, J. (2005) Horizontl sub-surface flow and hybrid constructed wetlands systems for wastewater treatment. *Ecological Engineering*. Vol. 25: 478-490

Windham.L, Weis.J.S, Weis.P.(2003) Uptake and distribution of metals in two dominant salt march macrophytes, *Spartina alterniflora* (cordgrass) and *Phragmites australis* (common reed). *Estuarine coastal and shelf science*. Vol.56: 63-72

Whitney, D. Rossman,N. (2003) Evaluating an existing subsurface flow constructed wetland in Akumal, Mexico. *Ecological Engineering*. Vol. 20: 105-111

Wiessner, U. Kappelmeyer, P. (2005) Sulphate reduction and the removal of carbon and ammonia in a laboratory-scale constructed wetland. *Water Research* vol. 39: 4643-4650



ANEXOS



Anexo 1 Metodología para la cuantificación de Nitritos (N-NO₂)

Anexo 2 Anexo 2 Metodología para la cuantificación de Nitratos (N-NO₃)

Anexo 3 Metodología para la cuantificación de Nitrógeno Amoniacal (N-NH₄)

Anexo 4 Metodología para la determinación de nitrógeno total por kjeldahl

Anexo 5 Metodología para Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO)

Anexo 6 Metodología para Demanda Química de Oxígeno (DQO)

Anexo 7 Metodología para determinar metales pesados

Anexo 8 Determinación de sólidos en sus diferentes formas



Anexo 1 Metodología para la realización de Nitritos (N-NO₂)

Este método menciona que en una solución ácida de los iones nitrito forman con el ácido sulfanílico una sal de diazonio que reacciona con el diclorhidrato de N-(1-naftil)-etilendiamina, dando un azocolorante violeta rojizo.

Para realizarlo se necesitan 5 ml. de una muestra de agua, colocarla con la ayuda de una micro pipeta en un tubo de ensaye y verterle del reactivo NO₂-AN una micro cuchara al tubo, taponarlo y agitar vigorosamente hasta que se disuelva por completo el reactivo en el agua.

Dejar reposar durante 10 minutos. Pasado este tiempo se coloca parte de la muestra en una cubeta de cuarzo limpia y seca de 10 mm. Colocándola después en el fotómetro para su previo análisis.

Este método de Nitritos va a dar una lectura de entre 0.02 a 1.0 mg/L de nitritos presentes en una muestra. Este procedimiento se realiza para las tres columnas que se encuentran trabajando.

Anexo 2 Metodología para la realización de Nitratos (N-NO₃)

Para la determinación de Nitratos se realiza de igual manera con método de Nitratos 1.09713.0001.

El cual refiere que en la solución sulfúrica y fosfórica los iones nitratos forman con 2,6-dimetilfenol (DMP) el compuesto 4-nitro-2,6-dimetilfenol que se determina fotométricamente,

Este proceso se realiza con una muestra de 0.5 ml de agua, colocándola en un tubo de ensaye, ahí mismo se le agregan 4ml de reactivo NO₃-1 y 0.5ml de



reactivo NO_3^- , los cuales se agitan sujetándolo de la tapa del tubo, ya que se calienta la reacción.

Se deja reposar por 10 minutos, colocándose después en una cubeta de 10mm e introduciéndola al fotómetro para su previo análisis.

Este Test tiene un rango de lectura para medir concentraciones de 1.0 a 25 mg/L de nitratos presentes en una muestra.

Tanto en Nitritos como en Nitratos, las muestras deben tener un pH alcalino y una temperatura entre 5 y 25°C.

Anexo 3 Metodología para la realización de Nitrógeno Amoniacal (N-NH_4)

Para realizar nitrógeno amoniacal se debe hacer el siguiente procedimiento.

Colocar 0.20 ml de muestra igualmente en un tubo de ensaye y agregarle 5 ml de reactivo NH_4^- -1 y 1 micro cuchara de reactivo NH_4^- -2, se deja reposar por 15 minutos.

Se coloca en una cubeta de 10mm y se introduce en el fotómetro para conocer que cantidad de Nitrógeno Amoniacal existe en la muestra.

El nitrógeno amoniacal se presenta en parte en forma de iones amonio y en parte en forma de amoniaco. Entre ambas formas de aparición existe un equilibrio dependiente del pH.

En solución fuertemente alcalina, en la que prácticamente sólo existe amoniaco, tiene lugar con iones hipoclorito una transformación en monocloramina.



Esta forma con un fenol substituido un derivado de azul de indofenol que se determina fotométricamente.

Estos análisis se realizan con mucho cuidado ya que en primer lugar se manejan ácidos y en segundo lugar, si hay error en las cantidades de muestra, los resultados van a variar considerablemente y a la postre la prueba que se esta realizando no va a tener los resultados esperados.

Anexo 4 Metodología para la determinación de nitrógeno total por kjeldahl

El método Kjeldahl se basa en la transformación del nitrógeno contenido en la muestra en sulfato de amonio mediante la digestión con ácido sulfúrico en presencia de un catalizador. El ion amonio obtenido se transforma en medio básico en amoníaco que se destila y valora con una solución de ácido patrón.

Para empezar a realizar estas determinaciones, es necesario tener una muestra significativa de agua (de preferencia unos 100 ml) para tener un sobrante por si se llegara a tener que repetirse la prueba.

Las muestras que hayan sido tomadas en días anteriores se deberán de conservar en refrigeración y un pH bajo "2" para ello se debe agregar a la muestra de 2 a 3 gotas de ácido sulfúrico concentrado, teniendo la máxima precaución posible en su manejo.

Las muestras que ya se tengan preparadas se vierten en los tubos del equipo (una muestra por tubo) y van a ser 25ml de cada una, asegurándose de enjuagar con agua destilada la pipeta volumétrica entre muestra y muestra.

Después de colocar las muestras, se le agrega con cuidado 10 ml de reactivo digestor, el cual se encuentra en el cuarto caliente.



El reactivo después de usarlo se debe colocar nuevamente en su lugar, ya que si se le baja la temperatura tiende a cristalizarse. También a cada tubo se le colocan 5 perlas de ebullición, estas se enjuagan muy bien con agua destilada antes de colocarlas en los tubos.

Con las muestras ya en los tubos y con el cabezal en su posición se procede a colocar el rack de tubos en el digestor, colocándolo siempre con la boquilla hacia fuera, para que se le coloque un tapón de succión.



Foto de equipo de digestión Büchi K-424

Antes de iniciar este análisis es necesario prender la bomba de vacío y abrir la válvula de agua de enfriamiento. Es muy importante que el matraz en donde se recupera el ácido de la digestión este en un nivel de volumen bajo, ya que si se encuentra en $\frac{3}{4}$ de su capacidad se corre el riesgo de que se inunde el sistema y por consecuencia el análisis no se obtengan los resultados esperados.

Si este matraz se encuentra en un nivel de volumen alto, lo que se debe de hacer es quitar el serpentín con todo y tapón de corcho, y con la ayuda de una pequeña tina o bandeja se vierte el ácido en esta, y se vuelve a colocar en su posición inicial el serpentín y tapón. El ácido que se recupero se coloca en la campana y se le agrega unas hojuelas de KOH para subir el pH (entre 9 y 12) y así poder depositarlo en el desagüe.



La rampa de temperatura que se va a utilizar para llevar a cabo la digestión es la siguiente:

<i>Nivel</i>	<i>Tiempo (minutos)</i>
4	30
5	30
6	20
7	70

Nota importante: Para evitar un incidente, hay que tratar de estar al pendiente durante la digestión, si no todo el tiempo, por lo menos darle de vez en cuando una visita al equipo para ver si su operación es la adecuada.

Cuando ya se llevo a cabo el tiempo de la digestión, se procede a apagar el equipo, esto se realiza girando primero la perilla de nivel hasta llevarla al número cero o en su caso off, y después oprimir el interruptor de encendido y apagado hasta que la luz se apague. (Es importante que se lleve este orden para evitar que se descomponga el equipo).

Nota importante: Solo se tiene que apagar el equipo de digestión, el agua y la bomba de vacío no se apaga como el equipo sigue a una temperatura alta, se siguen generando vapores, es por eso que se apagan hasta que los tubos se encuentran a temperatura ambiente o tibios, es cuando ya se procede a apagar la bomba y a cerrar el paso de agua.

Ya cuando se a realizado lo anterior se procede a quitar el cabezal de los tubos, haciéndolo con mucho cuidado ya que es un equipo delicado y costoso. Cuando el cabezal ya esta en lugar seguro, se le agregan a cada tubo 100 ml de agua destilada.



Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

Al realizar este paso por lo regular se forman unos pequeños sedimentos en el fondo del tubo entonces hay que agitar suavemente para no salpicar la muestra, no es necesario que se disuelva por completo pero hay que tratar de que se disuelva lo suficiente.



Foto del equipo de digestión y de la trampa de vapor

En unos matraces de 250 ml se coloca el indicador (este indicador se realiza con azul de metileno y rojo de metilo), se van a colocar 25 ml en cada matraz (uno por tubo) para proceder a realizar la destilación.

Se procede a la realización de la destilación con el equipo Büchi 323 (como se muestra en la fotografía)



Fotografía de equipo Büchi 323 para destilación.



Para la titulación se ocupó ácido sulfúrico al 0.02 molar.

La ecuación que se utiliza para conocer la cantidad de nitrógeno total presente en las muestras es:

$$N_{\text{total}} = \text{ml de H}_2\text{SO}_4 (280) / \text{Vol. De muestra (ml)}$$

Anexo 5 Metodología para Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO₅)

También denominada demanda biológica de oxígeno, es un parámetro que mide la cantidad de materia susceptible de ser consumida u oxidada por medios biológicos que contiene una muestra líquida, y se utiliza para determinar su grado de contaminación. Normalmente se mide transcurridos 5 días (DBO₅) y se expresa en mg O₂/ L.

Es un método aplicable en diferentes tipos de aguas (ríos, lagos, acuíferos, etc.) en aguas residuales o cualquier agua que pueda contener una cantidad apreciable de materia orgánica. No es aplicable para el agua potable debido al valor mínimo que se obtendría.

La prueba se realizó para una dilución 1:20 (50 ml de orina en 100 ml de agua destilada). Se tomaron dos pruebas con 97 ml de muestra y un blanco.

Las pruebas quedan así:

A: INOCULO + INHIBIDOR

B: INOCULO SIN INHIBIDOR

El inocular es una muestra de lodo que se tomó de la planta de tratamiento de agua de ciudad universitaria. El inocular se toma el mismo día que se van a realizar las pruebas. Se prepara 1 ml de lodo activado en 10 ml de agua destilada (1:10), y se agrega 1 ml en cada muestra. El inhibidor se agrega 1 gota también en cada botella de oxytop.



Se debe tener en cuenta que disolución de orina y agua debe de estar en pH neutro.

Anexo 6 Metodología para Demanda Química de Oxígeno (DQO)

La demanda química de oxígeno (DQO) es un parámetro que mide la cantidad de materia orgánica susceptible de ser oxidada por medios químicos que hay en una muestra líquida. Se utiliza para medir el grado de contaminación y se expresa en mg/L. El método mide la concentración de materia orgánica.

El proceso se basa en la oxidación de la materia utilizando dicromato de potasio como oxidante en presencia de ácido sulfúrico y iones de plata como catalizador.

La disolución se calienta durante 2 horas a 148 °C, al término del tiempo de digestión y mediante mediciones fotométricas de color producido por la reducción de dicromato a cromato posterior a la lectura.

Se realiza una dilución (1:10) siendo 5 ml de orina y 50 ml de agua destilada, colocándose en alícuotas de la siguiente manera:

TUBO	MUESTRA	H ₂ O DESTILADA
1	1 ml	2 ml
2	2 ml	1 ml
3	3 ml	_____

El pH de las disoluciones debe de estar en neutro (7)



Anexo 7 Metodología para determinar metales pesados

La determinación del análisis de los metales en la muestra de orina se realizó para dar complemento a la información que se establece dentro del capítulo de resultados y proporcionar más información al lector sobre el trabajo realizado.

Se realiza una digestión a la orina con ácido sulfúrico y ácido nítrico para eliminar toda la materia orgánica presente en la orina. Este procedimiento de digestión por lo regular tiene una duración de 2 horas, apoyándonos con material como lo son: matraces, vidrios de reloj, parilla de calentamiento, perlas de ebullición, micro pipeta, termómetro, papel filtro, embudos, matraz volumétrico de 100 ml, embudos de tallo corto y piceta.

Lo que se obtiene de la digestión se filtra en un papel de 0.45 micras con la ayuda de un embudo de tallo corto, esto se realiza en un matraz aforado de 100 ml.

En el equipo de absorción atómica se colocan las digestiones y dependiendo que metal se vaya a determinar, es la lámpara que se utiliza para la prueba.



Equipo de Absorción Atómica para metales

Anexo 8 Determinación de sólidos en sus diferentes formas



- **Sólidos sedimentables:** Se colocan 100 ml de la muestra de orina bien mezclada y se coloca en un embudo imhoff y se deja reposar durante 1 hora para que sedimente. Terminado el tiempo de sedimentado se hace la medición en (ml/L)
- **Sólidos totales:** Se colocan 50 ml de muestra de orina bien mezclada en una capsula de porcelana previamente llevada a peso constante a 150 °C, se coloca la muestra en una estufa a 103 °C por espacio de 1 hora. Transcurrido el tiempo se saca de la estufa y se coloca en un desecador, se enfría y se pesa la capsula.

$$\text{Concentración} = P_2 - P_1 / \text{ml}$$

- **Sólidos solubles:** Se colocan 50 ml de la muestra de sobrenadante de sedimentables y se filtra en papel filtro de 0.45 micras. El volumen filtrado se coloca en una capsula de porcelana previamente puesta a peso constante. Se coloca en la estufa a 103 °C durante 1 hora. Transcurrido el tiempo se coloca en el desecador, hasta llevar la muestra a temperatura ambiente, se pesa la capsula para obtener el resultado.

$$\text{Concentración} = P_2 - P_1 \text{ (mg)} / \text{volumen de muestra (100)} = \text{mg/L}$$

- **Sólidos suspendidos:**

$$\text{Sólidos suspendidos} = \text{Sólidos totales} - \text{sólidos solubles}$$

- **Sólidos fijos:** Se colocan 50 ml de muestra de orina en una capsula de porcelana previamente llevada a peso constante, se coloca en una mufla a 500 °C por espacio de 1 hora. La diferencia del peso inicial y el peso final es la concentración de sólidos fijos en mg/L

- **Sólidos volátiles:**

$$\text{Sólidos volátiles} = \text{Sólidos totales} - \text{Sólidos fijos.}$$



TABLA 3.4 RESUMEN DE RESULTADOS DE REMOCIÓN DE N-NH₃ POR LAS TRES PLANTAS

Tiempo (días)	<i>Phragmites australis</i>				<i>Schoenoplectus tabernaemontani</i>				<i>Typha domingensis</i>			
	NO ₂	NO ₃	N-NH ₃	N-Total	NO ₂	NO ₃	N-NH ₃	N-Total	NO ₂	NO ₃	N-NH ₃	N-Total
0	0	0	0	37.52	0	0	0	36.96	0	0	0	38.08
1	0.04	0.5	10.1	32.48	0.02	1.7	18.9	35.28	0.04	1.3	4.4	34.72
2	0.01	0.3	16.4	25.76	0.03	1.9	8.4	33.6	0.02	0.5	8.2	29.68
6	0.01	0.4	10.4	14	0.05	1	8.1	29.68	0.01	0.5	9.1	22.96
8	0.01	0.1	4.3	5.04	0.06	0.9	8.5	26.32	0.01	0.3	7.6	12.88
10	0.01	0.5	2	2.24	0.13	1	8.9	22.4	0.02	0.3	5.6	9.52
12	0.02	0.5	0.4	1.16	0.19	1.2	6.9	18.48	0.02	0.1	1.5	3.36
14	0.02	0.2	0.7	n.d.	0.34	2	6.2	14	0.01	0.1	1.2	1.12
15					0.5	2.7	5.5	n.d.	0.02	0.2	1	n.d.
19					0.5	4.3	4.8	n.d.	0.02	0.6	0.7	n.d.

Nota. Concentraciones en mg/L ; n.d., no se determinó

TABLA 3.5 CONDICIONES AMBIENTALES DE OPERACIÓN DE LAS COLUMNAS

Tiempo (días)	<i>Phragmites spp</i>			<i>Schoenoplectus tabernaemontani</i>		<i>Typha domingensis</i>	
	Humedad (%)	T. Agua (°C)	Evaporación (ml)	T. Agua (°C)	Evaporación (ml)	T. Agua (°C)	Evaporación (ml)
0			0		0		0
0.8	19.6	24.3	830	22.8	380	21.8	730
2.0	18.6	30.0	2885	30	1110	30	2300
3.9	28.4	29.5	1460	30	615	27.5	1200
5.9	39.2	22.8	1180	25.1	530	24.5	1000
7.7	54.9	25.0	615	22.2	510	24	500
11.4	23.1	21.8	3520	22.2	1215	21.8	3085
13.3	22.2	22.8	1160	22.9	622	23.2	1232
14.3	31.7	23.0	1710	23	1050	22.9	2570
18.3	47.2	20.5	4490	20.5	1760	20.5	4380

Tabla 3.6 RESULTADO DE PRUEBAS ANALÍTICAS COLUMNA 1 (*Phragmites spp*)

FECHA	TIEMPO	N-NO ₂	N-NO ₃	N-NH ₃	N-TOTAL
Prueba 1	horas	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l
07/Nov/2007	0.00	N.D	N.D	0.403	10.64
08/Nov/2007	24.00	0.02	0.8	4.2	6.72
09/Nov/2007	46.00	0.03	0.5	2.1	5.6
10/Nov/2007	72.00	0.02	0.5	2.5	2.24
Prueba 2					
10/Nov/2007	0.00	N.D	N.D	0.605	14.96
11/Nov/2007	20.00	0.02	0.3	4.8	8.96
12/Nov/2007	42.00	0.03	0.3	4.3	4.48
13/Nov/2007	67.00	0.02	0.4	0.5	3.36



Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

Prueba 3					
14/Nov/2007	0.00	N.D	N.D	0.806	20.16
15/Nov/2007	22.50	0.03	0.5	9.4	13.44
16/Nov/2007	47.50	0.04	0.7	5.6	7.84
17/Nov/2007	71.50	0.03	0.7	2.1	3.92
Prueba 4					
20/Nov/2007	0.00	N.D	N.D	1.21	29.84
21/Nov/2007	24.50	0.04	0.6	16	19.04
23/Nov/2007	48.00	0.03	0.7	4.5	6.16
24/Nov/2007	72.00	0.03	0.6	3.8	4.8
25/Nov/2007	98.00	N.D	N.D	N.D	N.D
26/Nov/2007	120.00	0.02	0.6	1.2	N.D
Prueba 5					
27/Nov/2007	0.00	N.D	N.D	1.61	39.77
28/Nov/2007	23.50	0.05	1.2	23.8	27.44
29/Nov/2007	47.50	0.06	1.4	17.2	21.84
30/Nov/2007	71.50	0.06	1.5	9.5	11.2
01/Dic/2007	95.00	0.04	1.7	3.7	5.04
02/Dic/2007	119.00	0.03	1.7	1.3	3.36
Prueba 6					
05/Dic/2007	0.00	N.D	N.D	2.02	49.83
06/Dic/2007	24.00	0.05	0.7	28.4	33.94
07/Dic/2007	49.00	0.06	0.6	24.1	22.4
08/Dic/2007	72.00	0.06	0.7	15.8	15.12
09/Dic/2007	97.50	0.04	0.7	9	8.4
10/Dic/2007	121.00	N.D	N.D	N.D	2.8
Prueba 7					
11/Dic/2007	0.00	N.D	N.D	2.42	59.44
12/Dic/2007	25.00	0.1	0.3	35.5	37.52
13/Dic/2007	48.00	0.06	0.5	28.6	28.56
14/Dic/2007	72.00	0.05	0.5	18.9	19.6

N.D: No se determinó



Tabla 3.6 COLUMNA 1 (continuación)

FECHA	TIEMPO	N-NO ₂	N-NO ₃	N-NH ₃	N-TOTAL
Cont. (7)	horas	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l
15/Dic/2007	95.50	0.05	0.6	11.7	14
16/Dic/2007	119.50	0.06	0.6	6.5	N.D
Prueba 8					
17/Dic/2007	0.00	N.D	N.D	2.82	70.17
18/Dic/2007	23.00	0.05	0.7	5.1	39.92
19/Dic/2007	48.50	0.04	0.8	16.8	28.17
20/Dic/2007	72.00	0.07	0.9	9.1	19.56
21/Dic/2007	95.00	0.08	0.3	4.7	14.73
22/Dic/2007	120.00	0.07	0.1	2.9	N.D
23/Dic/2007	144.00	0.03	0.6	21.2	25.2
24/Dic/2007	166.50	0.04	0.6	18.4	16.8
25/Dic/2007	192.00	N.D	N.D	N.D	10.64
26/Dic/2007	216.00	0.05	0.6	5.4	5.04
27/Dic/2007	241.00	0.05	0.7	1.1	2.8
Prueba 9					
28/Dic/2007	0	N.D	N.D	3.23	80.96
29/Dic/2007	24	0.07	0.9	49.9	57.12
30/Dic/2007	48	0.09	1.3	44	45.92
31/Dic/2007	72	0.08	1.4	30.4	33.6
01/Ene/2008	96	N.D	N.D	N.D	24.03
02/Ene/2008	120	0.08	1.3	19.2	23.64
03/Ene/2008	144	0.09	1.2	9	11.2
04/Ene/2008	168	0.08	1.1	6.2	N.D
05/Ene/2008	192	0.09	1.3	4.7	N.D
06/Ene/2008	216	0.09	1.2	2.6	N.D
Prueba 10					
07/Ene/2008	0	N.D	N.D	4.83	121.52
09/Ene/2008	49.5	0.09	1.3	74.3	86.24
11/Ene/2008	96.5	0.08	1.2	67.9	61.04
13/Ene/2008	143.5	0.09	1.3	40.4	40.32
14/Ene/2008	167.5	0.09	1.3	34.7	29.68



Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

15/Ene/2008	191.5	0.09	1.4	22.2	21.84
16/Ene/2008	214.5	N.D	N.D	11.3	12.88
17/Ene/2008	239	N.D	N.D	7.7	10.64
18/Ene/2008	264	N.D	N.D	2.4	4.48
Prueba 11					
18/Ene/2008	0	N.D	N.D	5.64	140
19/Ene/2008	23.5	0.05	1.2	71.9	121.52
20/Ene/2008	47	0.05	1.1	79.9	113.63
21/Ene/2008	73.5	N.D	N.D	74.4	94.15

N.D: No se determinó

Tabla 3.6 COLUMNA 1 (continuación)

FECHA	TIEMPO	N-NO ₂	N-NO ₃	N-NH ₃	N-TOTAL
Cont. (11)	horas	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l
24/Ene/2008	144	N.D	N.D	47.7	85.91
26/Ene/2008	191	N.D	N.D	26.1	30.24
28/Ene/2008	239	N.D	N.D	15.6	17.36
30/Ene/2008	286	N.D	N.D	4.1	11.97
01/Feb/2008	310.50	N.D	N.D	1.9	17.01
03/Feb/2008	356.75	N.D	N.D	N.D	4.37
Prueba 12					
05/Feb/2008	0	N.D	N.D	19.4	159.6
06/Feb/2008	20	N.D	N.D	75.7	96.32
07/Feb/2008	47.5	N.D	N.D	62	72.24
09/Feb/2008	94.5	N.D	N.D	40.3	44.24
11/Feb/2008	141	N.D	N.D	22.1	23.52
12/Feb/2008	190.5	0.07	3.1	7.5	9.52
13/Feb/2008	237.5	N.D	N.D	3.9	5.92
18/Feb/2008	311	N.D	N.D	N.D	N.D
Prueba 13					
18/Feb/2008	0	0.3	5.9	19.2	182.72
19/Feb/2008	22	N.D	N.D	145	180.03
20/Feb/2008	47	N.D	N.D	67.1	178.93
21/Feb/2008	71	N.D	N.D	150	177.21
22/Feb/2008	94.5	N.D	N.D	N.D	N.D



N.D: No se determinó

Tabla 3.7 RESULTADO DE PRUEBAS ANALÍTICAS COLUMNA 2 (*Schoenoplectus spp*)

FECHA	TIEMPO	N-NO ₂	N-NO ₃	N-NH ₃	N-TOTAL
Prueba 1	horas	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l
07/Nov/2007	0.00	N.D	N.D	0.403	10.64
08/Nov/2007	24.00	0.17	6.8	6.5	10.08
09/Nov/2007	46.00	0.18	8.6	2.7	6.72
10/Nov/2007	72.00	0.16	9.2	2	3.92
Prueba 2					
10/Nov/2007	0.00	N.D	N.D	0.605	14.84
11/Nov/2007	20.00	0.16	5	1.4	10.08
12/Nov/2007	42.00	0.21	5.8	4	6.72
13/Nov/2007	67.00	0.19	7.5	0.4	4.48
Prueba 3					
14/Nov/2007	0.00	N.D	N.D	0.806	20.72
15/Nov/2007	22.50	0.1	4.3	3	17.36
16/Nov/2007	47.50	0.13	6.8	4.1	13.44
17/Nov/2007	71.50	0.14	7	4	8.96
18/Nov/2007	95.50	N.D	N.D	N.D	5.04
19/Nov/2007	119.50	0.07	9.8	0.7	N.D
Prueba 4					
20/Nov/2007	0.00	N.D	N.D	1.21	29.68
21/Nov/2007	24.50	0.08	6.1	5.6	25.76
23/Nov/2007	48.00	0.13	9.7	8.2	15.68
24/Nov/2007	72.00	0.14	9.9	8.7	11.76
25/Nov/2007	98.00	N.D	N.D	N.D	6.72
26/Nov/2007	120.00	0.14	10.2	0.4	2.8
Prueba 5					
27/Nov/2007	0.00	N.D	N.D	1.61	39.93
28/Nov/2007	23.50	0.1	4.9	10.6	36.96
29/Nov/2007	47.50	0.09	4.6	16.5	33.6
30/Nov/2007	71.50	0.08	4.6	18	29.12
01/Dic/2007	95.00	0.06	3.9	22.7	24.64
02/Dic/2007	119.00	0.04	2.8	17.1	19.6



Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

03/Dic/2007	147.50	0.05	2.6	14.7	16.24
04/Dic/2007	167.50	0.14	11.5	11.6	12.32
05/Dic/2007	190.00	0.11	12.9	7.6	8.4
06/Dic/2007	214.00	0.1	15.6	3.7	5.04
Prueba 6					
07/Dic/2007	0.00	N.D	N.D	2.02	49.61
08/Dic/2007	23.00	0.09	3.4	8.2	43.12
09/Dic/2007	48.50	0.13	7.2	16.8	38.64
10/Dic/2007	72.00	N.D	N.D	N.D	33.04
11/Dic/2007	96.50	0.08	0.3	17.7	29.12
FECHA	TIEMPO	N-NO₂	N-NO₃	N-NH₃	N-TOTAL
Cont. (6)	horas	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l
12/Dic/2007	121.50	0.08	0.3	19.2	23.52
13/Dic/2007	144.50	0.09	0.2	16.4	20.16
14/Dic/2007	168.50	0.09	0.2	14.4	18.48
15/Dic/2007	192.00	0.09	0.2	10.9	12.32
16/Dic/2007	216.00	0.07	0.3	6.7	N.D
17/Dic/2007	240.50	0.06	0.2	3.9	5.6
18/Dic/2007	263.50	0.05	0.2	1	N.D

Prueba 7					
19/Dic/2007	0.00	N.D	N.D	2.42	59.68
20/Dic/2007	23.50	0.1	0.7	16.3	52.08
21/Dic/2007	46.50	0.9	0.5	40.6	47.6
22/Dic/2007	71.50	0.9	0.5	29	N.D
23/Dic/2007	95.50	0.09	0.7	30.1	36.4
24/Dic/2007	119.50	0.08	0.7	27.1	30.8
25/Dic/2007	143.50	N.D	N.D	N.D	27.44
26/Dic/2007	167.50	0.07	0.9	21.3	21.84
27/Dic/2007	192.50	0.08	0.9	17	17.36
28/Dic/2007	215.50	0.07	0.9	11.1	12.2
29/Dic/2007	239.50	0.06	0.9	7.7	8.96
30/Dic/2007	263.50	0.08	1	3.7	4.48
31/Dic/2007	287.50	0.07	1.3	1.1	2.8
01/Ene/2008	311.50	N.D	N.D	N.D	1.1



Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

Prueba 8					
02/Ene/2008	0	N.D	N.D	2.82	70.08
03/Ene/2008	25.5	0.03	0.7	18.7	61.9
04/Ene/2008	49.5	0.04	0.7	28	N.D
05/Ene/2008	73	0.05	0.8	35.8	N.D
06/Ene/2008	97	0.04	0.8	30.1	N.D
07/Ene/2008	122	0.05	0.8	36.2	37.52
09/Ene/2008	168.5	0.07	0.7	27.5	27.44
11/Ene/2008	218.5	0.05	0.8	15.3	16.24
13/Ene/2008	265.5	0.05	0.8	6.1	7.84
14/Ene/2008	289.5	0.04	0.9	3.1	3.92
15/Ene/2008	313.5	0.03	0.9	1.1	N.D
Prueba 9					
16/Ene/2008	0	N.D	N.D	3.23	80.08
17/Ene/2008	24.5	0.05	0.9	14.1	66.64
18/Ene/2008	49.5	0.05	1.1	36.2	62.72
19/Ene/2008	73	0.05	1.2	41.4	59.36
20/Ene/2008	96.5	0.04	1.1	39.2	56
FECHA	TIEMPO	N-NO₂	N-NO₃	N-NH₃	N-TOTAL
Cont. (9)	horas	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l
21/Ene/2008	123	N.D	N.D	41.1	50
24/Ene/2008	193.5	N.D	N.D	22.3	43.77
26/Ene/2008	240.5	N.D	N.D	14.7	12.32
28/Ene/2008	289	N.D	N.D	3.9	9.04
30/Ene/2008	335.5	N.D	N.D	2.5	6.97
01/Feb/2008	384	N.D	N.D	1.4	5.73
02/Feb/2008	408	N.D	N.D	N.D	3.04
03/Feb/2008	430.25	N.D	N.D	N.D	N.D
04/Feb/2008	455.5	N.D	N.D	N.D	N.D
05/Feb/2008	482	N.D	N.D	N.D	N.D
Prueba 10					
05/Feb/2008	0	N.D	N.D	6.8	91.17
06/Feb/2008	20	N.D	N.D	28.8	76.64
07/Feb/2008	47.5	N.D	N.D	36.7	57.12



Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

09/Feb/2008	94.5	N.D	N.D	38.4	46.48
11/Feb/2008	141	N.D	N.D	26.9	N.D
13/Feb/2008	190.5	0.06	6.1	13.8	14
15/Feb/2008	237.5	N.D	N.D	3.2	7.92
18/Feb/2008	311	N.D	N.D	N.D	N.D
Prueba 11					
18/Feb/2008	0	0.07	6.6	19.8	140
19/Feb/2008	22	N.D	N.D	44.1	127.68
20/Feb/2008	47	N.D	N.D	58	119.84
21/Feb/2008	71	N.D	N.D	72.7	109.76
22/Feb/2008	94.5	0.08	4.3	89.6	95.04
23/Feb/2008	118.5	N.D	N.D	83.44	85.12
25/Feb/2008	166	N.D	N.D	67.2	62.72
27/Feb/2008	216	0.11	1.7	48.72	51.52
02/Mar/2008	311	N.D	N.D	25.33	27.78
03/Mar/2008	337.5	N.D	N.D	12.88	13.44
05/Mar/2008	383	0.1	1	2.09	3.36
07/Mar/2008	431	N.D	N.D	N.D	N.D
Prueba 12					
07/Mar/2008	0	0.09	6.3	9.52	159.6
08/Mar/2008	23	N.D	N.D	90.72	117.04
09/Mar/2008	47	0.04	0.8	84	106.4
10/Mar/2008	69.5	0.05	1	70.56	96.45
11/Mar/2008	93.5	N.D	N.D	42.52	89.04
12/Mar/2008	117.5	0.1	1.2	39.76	78.4
13/Mar/2008	144	N.D	N.D	N.D	N.D
FECHA	TIEMPO	N-NO₂	N-NO₃	N-NH₃	N-TOTAL
Cont. (12)	horas	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l
14/Mar/2008	165.5	N.D	N.D	36.26	60.7
15/Mar/2008	192	N.D	N.D	N.D	N.D
16/Mar/2008	215	N.D	N.D	31.01	42.56
17/Mar/2008	240	N.D	N.D	N.D	N.D
18/Mar/2008	263	0.06	1.5	23.97	29.73
19/Mar/2008	287	0.08	1.6	15.68	19.04
20/Mar/2008	312	N.D	N.D	N.D	N.D



Remoción de Nitrógeno amoniaco con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

21/Mar/2008	333.5	N.D	N.D	12.96	16.91
22/Mar/2008	360	N.D	N.D	N.D	N.D
23/Mar/2008	384	N.D	N.D	N.D	N.D
24/Mar/2008	405.5	0.08	1.7	5.71	6.14
Prueba 13					
25/Mar/2008	0	0.08	7.6	10.1	181.73
26/Mar/2008	24	0.07	2.1	103.2	169.42
27/Mar/2008	48	0.08	1.4	122.08	160.16
28/Mar/2008	72	0.15	1.3	164.16	156.14
29/Mar/2008	96	0.08	0.9	126.56	149.04
31/Mar/2008	120	0.07	0.9	121.93	135.71
01/Abr/2008	144	N.D	N.D	N.D	N.D
02/Abr/2008	168	0.06	0.9	104.16	120.13
03/Abr/2008	192	N.D	N.D	N.D	N.D
04/Abr/2008	216	0.08	0.8	92.96	113.06
07/Abr/2008	240	N.D	N.D	N.D	N.D
08/Abr/2008	264	0.07	0.9	80.8	103.91
09/Abr/2008	288	N.D	N.D	N.D	N.D
10/Abr/2008	312	0.08	1.3	71.33	97.16
11/Abr/2008	336	0.09	0.9	65.07	90.64
14/Abr/2008	360.5	0.09	0.9	53	83.56
16/Abr/2008	384.5	0.08	0.8	47.41	70.51
18/Abr/2008	408.5	0.07	1.1	41.96	66.47
21/Abr/2008	432	0.07	1	37.6	51.57
23/Abr/2008	456	N.D	N.D	N.D	N.D
25/Abr/2008	480	0.08	0.7	25.8	40.01
27/Abr/2008	505.5	0.06	0.8	19.43	36.37
29/Abr/2008	529.5	0.09	1.1	14.67	24.11
01/May/2008	553.5	0.09	1.3	9.01	19.61
03/May/2008	577	0.08	1.1	7.43	11.07
05/May/2008	601	0.06	0.9	3.39	6.91
FECHA	TIEMPO	N-NO₂	N-NO₃	N-NH₃	N-TOTAL
Prueba 14	horas	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l
05/May/2008	0	0.33	6.5	57.8	202.51
06/May/2008	24	0.06	0.7	106.1	200.97



07/May/2008	48	N.D	N.D	196	198.36
08/May/2008	73.5	0.06	1	194.88	197.04
09/May/2008	97.5	0.06	0.7	189.28	195.19
10/May/2008	121.5	0.06	0.7	190.4	194.86

N.D: No se determinó

Tabla 3.8 RESULTADO DE PRUEBAS ANALÍTICAS COLUMNA 3 (*Typha domingensis*)

FECHA	TIEMPO	N-NO ₂	N-NO ₃	N-NH ₃	N-TOTAL
Prueba 1	horas	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l
07/Nov/2007	0.00	N.D	N.D	0.403	10.64
08/Nov/2007	24.00	0.05	5.1	1.4	8.96
09/Nov/2007	46.00	0.04	4.9	1.9	7.84
10/Nov/2007	72.00	0.04	3.4	1.9	5.6
Prueba 2					
10/Nov/2007	0.00	N.D	N.D	0.605	15.68
11/Nov/2007	20.00	0.04	2.5	1.2	10.64
12/Nov/2007	42.00	0.04	0.8	0.7	7.84
13/Nov/2007	67.00	0.02	0.4	0.2	5.6
Prueba 3					
14/Nov/2007	0.00	N.D	N.D	0.806	20.91
15/Nov/2007	22.50	0.07	1.6	0.2	14.56
16/Nov/2007	47.50	0.02	0.5	0.4	11.2
17/Nov/2007	71.50	0.02	0.5	1	7.84
18/Nov/2007	95.50	N.D	N.D	N.D	6.72
19/Nov/2007	119.50	0.02	1.2	0.4	N.D
Prueba 4					
20/Nov/2007	0.00	N.D	N.D	1.21	29.68
21/Nov/2007	24.50	0.07	3	1.6	21.28
23/Nov/2007	48.00	0.04	0.7	0.7	8.96
24/Nov/2007	72.00	0.04	0.6	0.7	6.72
25/Nov/2007	98.00	N.D	N.D	N.D	N.D
26/Nov/2007	120.00	0.03	0.4	0.3	N.D
Prueba 5					
27/Nov/2007	0.00	N.D	N.D	1.61	40.88
28/Nov/2007	23.50	0.2	4	4.5	28



Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

29/Nov/2007	47.50	0.03	0.5	3	17.36
30/Nov/2007	71.50	0.04	0.7	0.9	10.64
01/Dic/2007	95.00	0.02	0.9	0.8	5.6
02/Dic/2007	119.00	0.02	0.9	0.7	4.48
Prueba 6					
05/Dic/2007	0.00	N.D	N.D	2.02	49.04
06/Dic/2007	24.00	0.12	2.9	5.2	30.24
07/Dic/2007	49.00	0.11	2.1	4.2	17.36
08/Dic/2007	72.00	0.11	2	5.1	10.08
09/Dic/2007	97.50	0.03	0.04	1	6.72
Prueba 7					
11/Dic/2007	0.00	N.D	N.D	2.42	59.69
12/Dic/2007	25.00	0.04	0.6	3.6	32.48
13/Dic/2007	48.00	0.03	0.5	2	19.04
FECHA	TIEMPO	N-NO₂	N-NO₃	N-NH₃	N-TOTAL
Cont. (7)	horas	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l
14/Dic/2007	72.00	0.03	0.6	0.7	10.74
15/Dic/2007	95.50	0.02	0.5	0.4	5.6
16/Dic/2007	119.50	0.02	0.6	0.7	N.D
Prueba 8					
17/Dic/2007	0.00	N.D	N.D	2.82	70.17
18/Dic/2007	23.00	0.05	0.7	5.1	39.92
19/Dic/2007	48.50	0.04	0.8	16.8	28.17
20/Dic/2007	72.00	0.07	0.9	9.1	19.56
21/Dic/2007	95.00	0.08	0.3	4.7	14.73
22/Dic/2007	120.00	0.07	0.1	2.9	N.D
23/Dic/2007	144.00	0.06	0.2	1.7	10.76
24/Dic/2007	168.00	N.D	N.D	N.D	6.17
Prueba 9					
24/Dic/2007	0.00	N.D	N.D	3.23	84.56
25/Dic/2007	24.00	N.D	N.D	N.D	63.84
26/Dic/2007	48.00	0.08	0.9	25.2	40.88
27/Dic/2007	73.00	0.07	0.8	16.9	23.19



Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

28/Dic/2007	96.00	0.09	1.1	7.3	8.96
29/Dic/2007	120.00	0.08	1	3.1	3.92
30/Dic/2007	144.00	0.09	1	2.9	2.8
31/Dic/2007	168.00	0.08	1.1	1.3	1.9
01/Ene/2008	192.00	N.D	N.D	N.D	N.D
02/Ene/2008		N.D	N.D	N.D	N.D
Prueba 10					
02/Ene/2008	0.00	N.D	N.D	3.63	89.82
03/Ene/2008	24.00	0.07	1.3	26.6	69.71
04/Ene/2008	48.00	0.08	1.2	33.1	N.D
05/Ene/2008	72.00	0.09	1.1	28.6	N.D
06/Ene/2008	96.00	0.08	1	25.4	N.D
07/Ene/2008	N.D	N.D	N.D	N.D	N.D
Prueba 11					
7/Ene/2008	0.00	N.D	N.D	4.83	115.92
9/Ene/2008	42.50	0.09	1.1	39.8	62.16
11/Ene/2008	96.50	0.09	1.4	21.1	35.2
13/Ene/2008	143.50	0.08	1.5	3.2	5.04
14/Ene/2008	167.50	0.09	1.4	1	2.8
Prueba 12					
15/Ene/2008	0.00	N.D	N.D	5.64	139.96
16/Ene/2008	23.00	0.09	1.2	44.1	101.36
17/Ene/2008	47.50	0.08	1.2	53.7	74.48
FECHA	TIEMPO	N-NO₂	N-NO₃	N-NH₃	N-TOTAL
Cont. (12)	horas	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l
18/Ene/2008	72.50	0.09	1	42	50.4
19/Ene/2008	96.00	N.D	N.D	38.6	44.8
20/Ene/2008	119.50	N.D	N.D	24.1	36.91
21/Ene/2008	146.00	N.D	N.D	12.1	17.37
24/Ene/2008	168.50	N.D	N.D	2.6	11.54
26/Ene/2008	191.50	N.D	N.D	1.3	N.D
Prueba 13					
28/Ene/2008	0.00	N.D	N.D	6.45	160.72
29/Ene/2008	21.50	0.09	1	45.8	148.4



Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

30/Ene/2008	46.50	0.09	0.9	77.9	113.12
1/Feb/2008	71.5	N.D	N.D	63.7	97.07
5/Feb/2008	167.5	N.D	N.D	43.8	61.45
6/Feb/2008	189	N.D	N.D	22.5	35.04
7/Feb/2008	216.5	N.D	N.D	13.7	21.96
8/Feb/2008	240	N.D	N.D	5.1	12.71
9/Feb/2008	263.5	N.D	N.D	3	6.44
11/Feb/2008	310	N.D	N.D	1.1	N.D
Prueba 14					
12/Feb/2008	0	N.D	N.D	7.25	180.01
13/Feb/2008	24.5	N.D	N.D	59.5	136.48
14/Feb/2008	48.5	N.D	N.D	66.4	110.16
15/Feb/2008	71.5	N.D	N.D	61.6	85.6
16/Feb/2008	96.5	N.D	N.D	53.1	54.88
18/Feb/2008	145	0.38	2.4	31.4	34.16
20/Feb/2008	192	N.D	N.D	10.6	17.32
22/Feb/2008	239.5	N.D	N.D	7.91	8.96
23/Feb/2008	263.5	N.D	N.D	5.04	5.23
25/Feb/2008	311	0.4	0.8	3.1	3.87
27/Feb/2008	361	N.D	N.D	N.D	N.D
Prueba 15					
27/Feb/2008	0	0.03	6.1	26.32	225.24
28/Feb/2008	23.5	N.D	N.D	132.72	221.92
29/Feb/2008	47.5	N.D	N.D	193.2	219.01
1/Mar/2008	71.5	N.D	N.D	195.7	218.3
2/Mar/2008	95	N.D	N.D	190.2	215
3/Mar/2008	142	N.D	N.D	N.D	N.D

N.D: No se determinó

Tabla 3.9 RESULTADOS AMBIENTALES COLUMNA 1 (*Phragmites australis*)

FECHA	TIEMPO	TEMP. AGUA	pH	CONDUCTIVIDAD	EVAPORACIÓN
Prueba 1	Horas	°C	Adim.	µs/cm	dl
7-Nov-07	0.00	20.8	7.85	471	N.D
8-Nov-07	24.00	19.3	6.97	484	24.6
9-Nov-07	46.00	19.5	7.13	496	22.1



Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

10-Nov-07	72.00	25.2	7.08	478	31.5
Prueba 2					
10-Nov-07	0.00	17.7	7.69	515	N.D
11-Nov-07	20.00	23.2	7.4	516	23.3
12-Nov-07	42.00	20.8	7.24	511	25.9
13-Nov-07	67.00	20.3	7.12	478	33.8
Prueba 3					
14-Nov-07	0.00	21.2	7.36	503	N.D
15-Nov-07	22.50	20.7	7.37	550	20.5
16-Nov-07	47.50	23.3	6.87	515	28.55
Prueba 4					
20-Nov-07	0.00	19	7.46	512	N.D
21-Nov-07	24.50	21.7	7.46	598	23.4
23-Nov-07	72.00	18.7	7.1	504	15.45
24-Nov-07	96.00	19	6.91	478	25.15
25-Nov-07	122.00	N.D	N.D	N.D	38.4
26-Nov-07	144.00	20.7	6.85	436	21.4
Prueba 5					
27-Nov-07	0.00	20.3	7.53	568	N.D
28-Nov-07	23.50	20.7	7.44	682	31.3
29-Nov-07	47.50	21.5	7.11	617	24.05
30-Nov-07	71.50	22.2	6.7	546	30
1-Dic-07	95.00	21.2	6.68	531	34.6
2-Dic-07	119.00	19.4	6.51	445	36.7
Prueba 6					
5-Dic-07	0.00	17.9	7.46	565	N.D
6-Dic-07	24.00	17.6	7.36	713	20
7-Dic-07	49.00	19.5	7.05	642	33
8-Dic-07	72.00	16.9	6.85	607	24.1
9-Dic-07	97.50	18.5	6.71	581	39.4
10-Dic-07	121.00	18.3	6.6	572	26.6
Prueba 7					
11-Dic-07	0.00	20.1	7.35	583	N.D
12-Dic-07	25.00	18.6	7.25	762	32.00



Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

13-Dic-07	48.00	17.9	6.92	699	28.40
14-Dic-07	72.00	17.2	6.75	627	26.10
15-Dic-07	95.50	17.3	6.59	566	28.55

N.D: No se determinó

Tabla 3.9 COLUMNA 1 (continuación)

FECHA	TIEMPO	TEMP. AGUA	pH	CONDUCTIVIDAD	EVAPORACIÓN
Cont. (7)	Horas	°C	Adim.	µs/cm	dl
16-Dic-07	119.50	19.1	6.48	499	29.60
17-Dic-07	144.00	19.9	6.37	471	36.90
18-Dic-07	167.00	21.8	6.27	458	28.90
19-Dic-07	192.50	N.D	N.D	N.D	25.20
Prueba 8					
19-Dic-07	0.00	19.4	7.32	611	N.D
20-Dic-07	23.50	20.3	7.77	840	29.25
21-Dic-07	46.50	20.1	7.4	766	32.60
22-Dic-07	71.50	19.4	6.86	745	43.15
23-Dic-07	96.00	18.8	6.77	687	38.6
24-Dic-07	118.00	18.1	6.64	618	34.5
25-Dic-07	143.50	20.4	6.83	568	22.2
26-Dic-07	167.50	17.4	6.52	504	38.9
27-Dic-07	192.50	19.1	6.53	479	31.85
28-Dic-07	215.50	N.D	N.D	N.D	29.2
Prueba 9					
28-Dic-07	0.00	18.3	7.24	633	N.D
29-Dic-07	24.00	20.9	7.74	963	40
30-Dic-07	48.00	19.3	7.26	888	27.2
31-Dic-07	72.00	19.5	6.95	759	47.65
1-Ene-08	96.00	22.2	6.93	687	28.6
2-Ene-08	120.00	13.2	7.02	625	11.25
3-Ene-08	144.00	13.8	6.73	590	24.6
4-Ene-08	168.00	16.2	6.7	526	23.55
5-Ene-08	192.00	17.7	6.62	504	27.1
6-Ene-08	116.00	19.5	6.59	486	28.9
7-Ene-08	141.00	N.D	N.D	N.D	27.65



Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

Prueba 10					
7-Ene-08	0.00	17	7.53	767	N.D
8-Ene-08	23.00	17.9	7.8	1179	20
9-Ene-08	46.50	20.5	7.6	1295	25.4
10-Ene-08	72.50	21.2	7.41	1115	35.9
11-Ene-08	96.50	19.9	7.13	1073	29
12-Ene-08	118.50	17.3	7.03	1009	21
13-Ene-08	143.50	18.7	7.15	899	32.9
14-Ene-08	167.50	18.6	7.06	823	27
15-Ene-08	191.50	17.8	6.95	747	20
16-Ene-08	214.50	20.4	6.91	685	25
17-Ene-08	239.00	21.1	6.97	619	31.3
18-Ene-08	264.00	18.7	6.67	567	33.4

N.D: No se determinó

Tabla 3.9 COLUMNA 1 (continuación)

FECHA	TIEMPO	TEM. AGUA	pH	CONDUCTIVIDAD	EVAPORACIÓN
Prueba 11	Horas	°C	Adim.	µs/cm	dl
18-Ene-08	0.00	18.3	7.35	801	N.D
19-Ene-08	23.50	17.5	7.93	1294	20
20-Ene-08	47.00	18.1	7.62	1414	19
21-Ene-08	73.50	18.2	7.24	1310	31
22-Ene-08	93.50	18.5	7.11	1219	20
23-Ene-08	121.50	20.5	7.07	1140	45.5
24-Ene-08	144.00	23.5	7.03	1009	33.4
25-Ene-08	169.50	19.7	7.05	930	35.8
26-Ene-08	191.00	20.4	7.08	848	25
27-Ene-08	214.50	20.5	7.01	787	31.7
28-Ene-08	239.50	21.5	6.92	714	36.8
29-Ene-08	261.00	20.6	6.77	641	26.5
30-Ene-08	286.00	21.4	6.64	592	35.5
1-Feb-08	334.50	21.1	6.68	539	36.9
2-Feb-08	358.50	22.9	6.51	512	29.1
3-Feb-08	379.75	N.D	N.D	N.D	28.5
4-Feb-08	406.00	N.D	N.D	N.D	24.1
5-Feb-08	432.50	N.D	N.D	N.D	21.6



Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

		Prueba 12			
5-Feb-08	0.00	21.5	7.67	810	N.D
6-Feb-08	20.00	21.7	7.85	1287	21.5
7-Feb-08	47.50	20	7.66	1147	53.1
9-Feb-08	94.50	19.2	7.62	900	32
11-Feb-08	141.00	17.5	7.21	735	17.6
13-Feb-08	190.50	21.7	7.11	597	42.2
15-Feb-08	237.50	23.2	7.22	536	37
18-Feb-08	311.00	N.D	N.D	N.D	35.5
		Prueba 13			
18-Feb-08	0.00	20.3	7.34	992	N.D
19-Feb-08	22.00	22.6	8.43	1870	15
20-Feb-08	47.00	25.4	8.17	2420	11.8
21-Feb-08	71.00	26.1	7.66	2410	6.5
22-Feb-08	94.50	20.4	7.62	2490	5
23-Feb-08	119.50	N.D	N.D	N.D	0

N.D: No se determinó

Tabla 3.10 RESULTADOS AMBIENTALES COLUMNA 2 (*Schoenoplectus tabernaemontanii*)

FECHA	TIEMPO	TEMP. AGUA	pH	CONDUCTIVIDAD	EVAPORACIÓN
Prueba 1	Horas	°C	Adim.	µs/cm	dl
7-Nov-07	0.00	20.6	7.68	485	N.D
8-Nov-07	24.00	22.3	7.06	491	10
9-Nov-07	46.00	20.3	7.15	494	11
10-Nov-07	72.00	24.8	7.24	482	15.1
Prueba 2					
10-Nov-07	0.00	18.1	7.45	514	N.D
11-Nov-07	20.00	23.2	7.38	505	10
12-Nov-07	42.00	20.9	7.34	491	11.9
13-Nov-07	67.00	20.5	7.18	475	14.25
Prueba 3					
14-Nov-07	0.00	20.8	7.42	489	N.D
15-Nov-07	22.50	20.2	7.46	508	7.85
16-Nov-07	47.50	22.4	7.06	507	10



Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

17-Nov-07	71.50	21.5	7.33	504	11.2
18-Nov-07	95.50				8.4
19-Nov-07	119.50	17.5	6.83	448	8.6
Prueba 4					
20-Nov-07	0.00	18.9	7.51	500	N.D
21-Nov-07	24.50	20	7.39	527	10
23-Nov-07	48.00	18.7	7.21	552	6.9
24-Nov-07	72.00	19	7.18	541	10
25-Nov-07	98.00	N.D	N.D	N.D	12.7
26-Nov-07	120.00	20.7	6.93	491	9.4
Prueba 5					
27-Nov-07	0.00	20.6	7.51	535	N.D
28-Nov-07	23.50	20.8	7.35	581	10
29-Nov-07	47.50	20.7	7.25	597	9.15
30-Nov-07	71.50	22.4	7.24	609	10
1-Dic-07	95.00	20.8	7.04	605	12.9
2-Dic-07	119.00	20.1	6.84	593	13.7
3-Dic-07	147.50	16.1	6.97	588	11.6
4-Dic-07	167.50	17.9	6.88	546	23.3
5-Dic-07	190.00	18.4	6.9	515	4.9
6-Dic-07	214.00	17.6	6.76	491	9
Prueba 6					
7-Dic-07	0.00	17.7	7.38	505	N.D
8-Dic-07	24.00	16.9	6.98	563	9.1
9-Dic-07	48.50	18.9	7	610	19.9
10-Dic-07	72.00	18.4	6.97	617	13.5
11-Dic-07	95.00	19.3	7.26	621	10

N.D: No se determinó

Tabla 3.10 COLUMNA 2 (continuación)

FECHA	TIEMPO	TEMP. AGUA	pH	CONDUCTIVIDAD	EVAPORACIÓN
Cont.(6)	Horas	°C	Adim.	µs/cm	dl
12-Dic-07	121.50	18.6	7.04	610	15.3
13-Dic-07	144.50	18.6	6.91	596	10
14-Dic-07	168.50	17.9	6.81	571	10



Remoción de Nitrógeno amoniaco con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

15-Dic-07	192.00	17.8	6.66	539	11.1
16-Dic-07	216.00	19.5	6.55	507	11.1
17-Dic-07	240.50	20.2	6.74	491	13.2
18-Dic-07	263.50	21.5	6.8	477	13.85
19-Dic-07	289.00	N.D	N.D	N.D	10
Prueba 7					
19-Dic-07	0.00	17.9	7.27	559	N.D
20-Dic-07	23.50	20.4	7.31	653	10
21-Dic-07	46.50	20.2	7.53	678	12.6
22-Dic-07	71.50	19.8	7.02	691	15.5
23-Dic-07	96.00	19.4	6.92	688	16.1
24-Dic-07	118.00	18.2	6.84	672	12.95
25-Dic-07	143.50	21.6	7.09	689	7.3
26-Dic-07	167.50	17.4	6.75	617	14.8
27-Dic-07	192.50	19.4	6.68	579	12.1
28-Dic-07	215.50	19.8	6.67	543	10
29-Dic-07	239.50	20.8	6.96	505	17.7
30-Dic-07	263.50	19.6	6.75	464	10
31-Dic-07	287.50	19.7	6.57	422	1660
1-Ene-08	311.50	21.5	6.7	410	10.7
2-Ene-08	334.50	N.D	N.D	N.D	5.8
Prueba 8					
2-Ene-08	0	13.5	7.48	569	N.D
3-Ene-08	25.5	14	7.22	667	8.75
4-Ene-08	49.5	16.8	7.12	743	10
5-Ene-08	73	17.9	7.01	770	10.1
6-Ene-08	97	19.9	6.97	763	15.25
7-Ene-08	122	N.D	N.D	N.D	14.5
8-Ene-08	145	18.5	6.83	719	10
9-Ene-08	168.5	20	6.86	687	12.3
10-Ene-08	196.5	19	6.79	622	20
11-Ene-08	220.5	19.2	6.62	589	19.6
12-Ene-08	240.5	18	6.38	546	10.1



Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

13-Ene-08	265.5	18.6	6.44	506	13
14-Ene-08	289.5	18.5	6.41	467	10
15-Ene-08	313.5	17.7	6.52	437	10
16-Ene-08	336.5	18.4	N.D	N.D	14.1

N.D: No se determinó

Tabla 3.10 COLUMNA 2 (continuación)

FECHA	TIEMPO	TEMP. AGUA	pH	CONDUCTIVIDAD	EVAPORACIÓN
Prueba 9	Horas	°C	Adim.	µs/cm	dl
16-Ene-08	0	19.1	7.19	627	N.D
17-Ene-08	24.5	21.2	7.38	746	10
18-Ene-08	49.5	18.7	7.2	801	18.2
19-Ene-08	73	17.8	7.2	824	10
20-Ene-08	96.5	17.3	7.12	821	10
21-Ene-08	123	18	6.96	813	14.9
22-Ene-08	143	20	7.02	761	9.9
23-Ene-08	171	21	7.04	704	20
24-Ene-08	193.5	23	6.95	680	29
25-Ene-08	219	22.3	6.94	658	15.1
26-Ene-08	240.5	20.4	6.95	591	11.2
27-Ene-08	264	20.7	6.78	510	14.6
28-Ene-08	289	21.4	6.49	470	17
29-Ene-08	310.5	20.6	6.37	436	12.2
30-Ene-08	335.5	20.5	6.21	411	15.6
1-Feb-08	360	21.5	6.17	349	21.7
2-Feb-08	384	20.6	6.09	310	20.7
3-Feb-08	406.25	19.6	6	301	15.4
4-Feb-08	431.5	N.D	N.D	N.D	19.3
5-Feb-08	458	N.D	N.D	N.D	17.1
Prueba 10					
5-Feb-08	0	21.3	7.59	616	N.D
6-Feb-08	20	20.4	7.61	754	11.5
7-Feb-08	47.5	20.1	7.66	798	34.4
09-Feb-08	70.5	19.4	7.68	732	17.8
11-Feb-08	93	17.4	7.37	645	6.6



Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

13-Feb-08	142.5	21.4	7.27	543	24.2
15-Feb-08	189.5	24.7	7.1	400	20
18-Feb-08	263	N.D	N.D	N.D	21
Prueba 11					
18-Feb-08	0	20.4	7.38	704	N.D
19-Feb-08	22	22.2	7.69	955	10
20-Feb-08	47	23.6	7.7	1200	28
21-Feb-08	71	25.4	7.71	1170	20
22-Feb-08	94.5	20.4	7.7	1224	26
23-Feb-08	118.5	21.5	7.52	1184	30
24-Feb-08	142.5	N.D	N.D	N.D	25.2
25-Feb-08	166	23	7.64	1018	27.9
27-Feb-08	216	17	7.4	877	26.9
29-Feb-08	263.5	20	7.06	731	N.D

N.D: No se determinó

Tabla 3.10 COLUMNA 2 (continuación)

FECHA	TIEMPO	TEMP. AGUA	pH	CONDUCTIVIDAD	EVAPORACIÓN
Cont. (11)	Horas	°C	Adim.	µs/cm	dl
02-Mar-08	311	20.7	7.41	585	25
03-Mar-08	337.5	20	7.45	533	30
05-Mar-08	383	24.5	7.18	352	41
07-Mar-08	431	N.D	N.D	N.D	39.5
Prueba 12					
07-Mar-08	0	20.3	7.23	857	N.D
08-Mar-08	23	21.9	7.81	1400	32.8
09-Mar-08	47	20.1	7.52	1434	28.4
10-Mar-08	69.5	22.9	7.5	1399	20
11-Mar-08	93.5	22.3	7.51	1309	30
12-Mar-08	117.5	21.9	7.57	1212	30
13-Mar-08	144	N.D	N.D	N.D	N.D
14-Mar-08	165.5	20.3	7.34	1110	22
15-Mar-08	192	N.D	N.D	N.D	N.D
16-Mar-08	215	24.3	7.26	906	45.9
17-Mar-08	240	N.D	N.D	N.D	N.D



Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

18-Mar-08	263	21.4	7.13	791	42.5
19-Mar-08	287	21.9	6.91	645	20
20-Mar-08	312	N.D	N.D	N.D	N.D
21-Mar-08	333.5	22.1	6.89	402	31
22-Mar-08	360	N.D	N.D	N.D	N.D
23-Mar-08	384	N.D	N.D	N.D	N.D
24-Mar-08	405.5	19.5	6.79	209	74
25-Mar-08	429.5	N.D	N.D	N.D	17.5
Prueba 13					
25-Mar-08	0	21.1	7.36	1010	N.D
26-Mar-08	24	21.9	7.91	1822	24.2
27-Mar-08	70	25.2	7.68	1785	36.6
28-Mar-08	93	26.1	7.49	1708	22
29-Mar-08	117	25.3	7.5	1640	25.8
31-Mar-08	162.5	25.1	7.6	1455	50
01-Abr-08	187.5	25.3	7.6	1315	47.1
02-Abr-08	211.5	24.1	7.56	1206	30
03-Abr-08	234.5	24.4	7.43	1151	35
04-Abr-08	256.5	23.9	7.44	1006	33.5
07-Abr-08	331	23.4	7.43	713	39.5
08-Abr-08	255	24	7.44	671	40
09-Abr-08	378.5	25.1	7.43	607	35.5
10-Abr-08	401.5	25.1	7.42	593	30
11-Abr-08	424	24.2	7.43	569	32

N.D: No se determinó

Tabla 3.10 COLUMNA 2 (continuación)

FECHA	TIEMPO	TEMP. AGUA	pH	CONDUCTIVIDAD	EVAPORACIÓN
Cont. (13)	Horas	°C	Adim.	µs/cm	dl
14-Abr-08	500	24	7.41	510	34.5
16-Abr-08	547	23.9	7.39	496	37
18-Abr-08	589.5	24.4	7.39	477	41
21-Abr-08	666	25	7.36	422	42.5
23-Abr-08	715	24.1	7.35	400	30



Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

25-Abr-08	764.5	24.6	7.29	374	31
27-Abr-08	812.5	23.9	7.27	326	28
29-Abr-08	860.5	22.4	7.24	301	23
01-May-08	909.5	21.6	7.22	257	23.5
03-May-08	958	20.4	7.2	216	21
05-May-08	1006.5	20.1	7.19	184	21
Prueba 14					
05-May-08	0	23.3	8.02	1348	N.D
06-May-08	24	26	8.2	2340	23
07-May-08	48	24.2	8.01	2320	20
08-May-08	72	24.2	7.68	2240	10
09-May-08	96	25.4	7.75	2200	7.1
10-May-08	120	24.3	7.74	2200	7

N.D: No se determinó

Tabla 3.11 RESULTADOS AMBIENTALES COLUMNA 3 (*Typha domingensis*)

FECHA	TIEMPO	TEMP. AGUA	pH	CONDUCTIVIDAD	EVAPORACIÓN
Prueba 1	Horas	°C	Adim.	µs/cm	dl
7-Nov-2007	0.00	20.6	7.84	489	N.D
8-Nov-2007	24.00	21.1	6.55	497	57.2
9-Nov-2007	46.00	19.7	6.59	494	44.5
10-Nov-2007	72.00	23.5	6.38	228	61.3
Prueba 2					
10-Nov-2007	0.00	17.9	7.7	513	N.D
11-Nov-2007	20.00	22.3	7.06	427	42.4
12-Nov-2007	42.00	20.8	6.94	354	45.85
13-Nov-2007	67.00	20.4	6.77	257	69.5
Prueba 3					
14-Nov-2007	0.00	20.9	7.41	492	N.D
15-Nov-2007	22.50	20.3	6.95	397	38
16-Nov-2007	47.50	21.9	6.39	295	57.8
17-Nov-2007	71.50	21.2	6.37	200	50
18-Nov-2007	95.50	22	5.5	N.D	44.8
19-Nov-2007	119.50	17.7	5.68	84	30.5



Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

Prueba 4					
20-Nov-2007	0.00	19.4	7.29	491	N.D
21-Nov-2007	24.50	19.7	6.98	382	46.85
23-Nov-2007	48.00	18.6	6.76	199	20.1
24-Nov-2007	72.00	19.3	6.73	142	46.6
25-Nov-2007	98.00	N.D	N.D	N.D	73.8
26-Nov-2007	120.00	20.3	5.79	32	45.85
Prueba 5					
27-Nov-2007	0.00	20.9	7.22	515	N.D
28-Nov-2007	23.50	20.3	6.72	392	59
29-Nov-2007	47.50	21	6.54	262	45.75
30-Nov-2007	71.50	20.8	6.25	147	67.85
1-Dic-2007	95.00	21.1	6.07	113	60
2-Dic-2007	119.00	20.2	6.01	93	73
Prueba 6					
5-Dic-2007	0.00	18.2	7.24	535	N.D
6-Dic-2007	24.00	17	6.69	405	46.8
7-Dic-2007	49.00	19.9	6.56	251	63
8-Dic-2007	72.00	16.8	6.4	155	56.3
9-Dic-2007	97.50	20.3	5.98	73	78.3
10-Dic-2007	121.00	18.4	5.83	40	74.4
Prueba 7					
11-Dic-2007	0.00	20.3	7.08	536	N.D
12-Dic-2007	25.00	18.9	6.48	361	75.9

N.D: No se determinó

Tabla 3.11 COLUMNA 3 (continuación)

FECHA	TIEMPO	TEMP. AGUA	pH	CONDUCTIVIDAD	EVAPORACIÓN
Cont.(7)	Horas	°C	Adim.	μs/cm	dl
13-Dic-2007	48.00	20.2	6.45	223	62.85
14-Dic-2007	72.00	20.5	6.17	118	58.5
15-Dic-2007	95.50	19.4	5.58	65	60
16-Dic-2007	119.50	20.3	5.34	40	63.2
Prueba 8					
17-Dic-2007	0.00	19.7	7.26	482	N.D



Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

18-Dic-2007	23.00	23.8	7	396	55.1
19-Dic-2007	48.50	22.6	6.72	242	94.2
20-Dic-2007	72.00	20.1	6.78	122	76.5
21-Dic-2007	95.00	21.1	6.29	62	74.5
22-Dic-2007	120.00	22.2	5.48	62	89.9
23-Dic-2007	144.00	20.8	5.17	24	86.6
24-Dic-2007	168.00	N.D	N.D	N.D	84.7
Prueba 9					
24-Dic-2007	0.00	18	7.2	625	N.D
25-Dic-2007	24.00	19.2	6.89	547	51.2
26-Dic-2007	48.00	19.3	6.91	428	84.6
27-Dic-2007	73.00	20.8	6.72	313	76.6
28-Dic-2007	96.00	23.8	6.63	183	74.9
29-Dic-2007	120.00	21.1	6.32	71	103
30-Dic-2007	144.00	21.7	6.16	43	57.8
31-Dic-2007	168.00	21.2	5.93	25	52.7
1-Ene-2008	192.00	18.8	5.07	16	63.2
2-Ene-2008	215.00	13.9	N.D	N.D	43.1
Prueba 10					
2-Ene-2008	0.00	13.9	7.26	N.D	N.D
3-Ene-2008	24.00	15.1	7.07	N.D	51
4-Ene-2008	48.00	17.6	7.08	N.D	56.7
5-Ene-2008	72.00	18.5	7.03	N.D	68.2
6-Ene-2008	96.00	19.4	6.6	N.D	74
7-Ene-2008	120.00	N.D	N.D	N.D	81
Se suspende	Prueba para	Aumentar	dosis		
Prueba 11					
7-Ene-2008	0.00	17	7.35	731	N.D
8-Ene-2008	23.00	18.9	6.9	805	54.50
9-Ene-2008	46.50	20.2	7.1	752	63.90
10-Ene-2008	72.50	20.3	6.83	703	84.20
11-Ene-2008	96.50	19.7	6.67	691	70.00
12-Ene-2008	118.50	17.7	6.37	325	43.50
13-Ene-2008	143.50	18.9	6.41	145	76.70



N.D: No se determinó

Tabla 3.11 COLUMNA 3 (continuación)

FECHA	TIEMPO	TEMP. AGUA	pH	CONDUCTIVIDAD	EVAPORACIÓN
Cont.(11)	Horas	°C	Adim.	µs/cm	dl
14-Ene-2008	167.50	18.5	5.91	45	62.00
15-Ene-2008	191.50	N.D	N.D	N.D	71.50
Prueba 12					
15-Ene-2008	0.00	16.3	7.22	766	N.D
16-Ene-2008	23.00	20	7.16	901	48.20
17-Ene-2008	47.50	21.1	7.4	895	74.90
18-Ene-2008	72.50	19.3	7.01	768	93.40
19-Ene-2008	96.00	18.1	7.01	655	59.50
20-Ene-2008	119.50	17.8	6.84	522	47.00
21-Ene-2008	146.00	19.2	6.64	352	79.20
22-Ene-2008	166.00	19.3	6.3	235	45.80
23-Ene-2008	194.00	19.1	6.05	215	10.820
24-Ene-2008	216.50	21.5	5.82	48	63.00
25-Ene-2008	242.00	21.1	5.57	31	86.70
26-Ene-2008	263.50	21.3	5.48	26	56.10
27-Ene-2008	287.00	20.5	5.35	20	69.00
28-Ene-2008	312.00	N.D	N.D	N.D	63.00
Prueba 13					
28-Ene-2008	0.00	18.6	7.07	903	N.D
29-Ene-2008	21.50	21.8	7.43	1114	34.40
30-Ene-2008	46.50	21.1	7.52	1232	76.00
1-Feb-2008	95	21.8	7.14	966	70.00
2-Feb-2008	119	N.D	N.D	N.D	71.00
3-Feb-2008	141.25	N.D	N.D	N.D	63.90
4-Feb-2008	166.5	N.D	N.D	N.D	N.D
5-Feb-2008	193	21.1	7.2	464	47.00
6-Feb-2008	215	20.3	7.44	300	87.60
7-Feb-2008	239	19.8	7.15	164	12.000
9-Feb-2008	287	19.7	6.96	76	60.00
11-Feb-2008	335	17.5	6.48	53	38.50



Remoción de Nitrógeno amoniacal con tres tipos de plantas acuáticas en ausencia de soporte

12-Feb-2008	359	N.D	N.D	N.D	54.500
Prueba 14					
12-Feb-2008	0	18.7	7.3	779	N.D
13-Feb-2008	24.5	20.5	7.8	1021	89.10
14-Feb-2008	48.5	21.5	7.89	1037	60.00
15-Feb-2008	71.5	24.5	7.91	1046	67.00
16-Feb-2008	96.5	25.7	7.42	916	82.50
18-Feb-2008	145	20.4	7.46	612	84.00
20-Feb-2008	192	24.6	7.4	366	80.00
22-Feb-2008	239.5	20.5	7.12	185	65.00

N.D: No se determinó

Tabla 3.11 COLUMNA 3 (continuación)

FECHA	TIEMPO	TEMP. AGUA	pH	CONDUCTIVIDAD	EVAPORACIÓN
Cont. (14)	Horas	°C	Adim.	µs/cm	dl
23-Feb-2008	263.5	21.7	6.89	120	83.20
25-Feb-2008	311	22.3	6.78	69	70.00
27-Feb-2008	361	N.D	N.D	N.D	72.40
Prueba 15					
27-Feb-2008	0	17.3	6.92	1060	N.D
28-Feb-2008	26	21.3	7.96	1865	40.00
29-Feb-2008	47	20	7.75	2400	N.D
1-Mar-2008	71	20.1	7.8	2400	20.50
2-Mar-2008	97.5	19.7	7.81	2400	15.0
3-Mar-2008	121.5	N.D	N.D	N.D	0

N.D: No se determinó