



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

PROGRAMA DE MAESTRÍA Y DOCTORADO EN INGENIERÍA

FACULTAD DE QUÍMICA

**EVALUACIÓN DE UN SISTEMA DE TRATAMIENTO DE
AGUAS RESIDUALES EMPLEANDO PLANTAS
ACUÁTICAS FLOTANTES (*Pistia stratiotes*)**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN INGENIERÍA

INGENIERÍA AMBIENTAL

P R E S E N T A :

ING. OTONIEL CARRANZA DÍAZ

DIRECTOR DE TESIS:
DR. VÍCTOR MANUEL LUNA PABELLO

2007





Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

PROGRAMA DE MAESTRÍA Y DOCTORADO EN INGENIERÍA

EVALUACIÓN DE UN SISTEMA DE TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES EMPLEANDO PLANTAS ACUÁTICAS FLOTANTES (Pistia stratiotes)

T E S I S

PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRO EN INGENIERÍA (INGENIERÍA AMBIENTAL)

Presenta:

Ing. Otoniel Carranza Díaz

Director de tesis: Dr. Víctor Manuel Luna Pabello

2007

JURADO ASIGNADO

CARGO	NOMBRE
<u>Presidente</u>	Dra. Moeller Chávez Gabriela
<u>Secretario</u>	Dr. Luna Pabello Víctor Manuel
<u>Vocal</u>	Dra. Salazar González Margarita
<u>Primer suplente</u>	Dr. González Martínez Simón
<u>Segundo suplente</u>	M.C. Gutiérrez Palacios Constantino

Lugar donde se realizó el trabajo de investigación

La investigación se realizó en el Laboratorio de Microbiología Experimental de la Facultad de Química de la UNAM, México, D. F.

Sustentante:

Ing. Otoniel Carranza Díaz

Tutor Principal:

Dr. Víctor Manuel Luna Pabello

RECONOCIMIENTOS

Se hace un amplio reconocimiento al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por la beca recibida durante la realización de mis estudios de maestría.

Asimismo, se reconoce el apoyo otorgado por los proyectos: DGAPA-UNAM-PAPIME EN-21310, PAIP-FQ-VMLP-2006 y PAPIIT-EN 215006 y al Convenio de colaboración académica entre la UNAM y la UAM: NÚM. 18029-314-13-III-06 “Estudios Integrales e Interdisciplinarios relacionados con la Sustentabilidad, la Conservación Ecológica y de la Biodiversidad de la Zona Lacustre de Xochimilco”, para la obtención de materiales y reactivos empleados en la realización de la presente tesis

AGRADECIMIENTOS

De manera muy especial al Dr. Víctor Manuel Luna Pabello a quien le agradezco enormemente toda la confianza que depositó en mí para la realización de este trabajo, Sus enseñanzas rebasaron por mucho el ámbito académico siendo para mí un ejemplo profesional y de persona que en todo momento de mi vida recordaré.

Muy especial a los miembros de mi comité tutorial: La Dra. Margarita Salazar González y al Dr. Simón González Martínez quienes con sus comentarios enriquecieron ampliamente este trabajo.

Al Centro de Investigación en Biología Acuática de Cuernavaca de la UAMX, especialmente al director M.C. Fernando Arana Magallón por el apoyo en la realización de esta tesis.

A la M.C. Guadalupe Tzuzuki Reyes y al MC Luciano Hernández Gómez técnicos académicos del Laboratorio de Microbiología Experimental de la Facultad de Química de la UNAM por el apoyo técnico recibido durante la etapa experimental de la tesis.

Al M.C. Agustín Reyo del laboratorio de Alimentos de la Facultad de Química de la UNAM por el apoyo en la realización de la técnica Nitrógeno Total Kjeldahl.

Al Dr. Agustín Quiroz del Instituto de Biología de la UNAM por su asesoría en la biología de las plantas.

A la maestra M.C. Maria Esther Sánchez Coronado del Instituto de Ecología de la UNAM por su asesoría y apoyo recibido en la medición de la luz.

A mis compañeros del Laboratorio de Microbiología Experimental de la Facultad de Química de la UNAM, Christopher, Paty, Mónica, Ernesto, Eva, Antonio, Héctor, Luís, Zixuan, Javier, Alicia, Miguel, Benjamín, Israel, Jacob.

DEDICATORIA

Agradezco infinitamente a mis padres Maria de la Luz Díaz Cuevas y Mario Carranza Aguilar por todo el apoyo que me han brindado mientras he estudiado, tanto en los buenos momentos como en los difíciles han estado conmigo y con todo mi amor y de todo corazón dedico esta tesis a ustedes.

A mis abuelas Maria y Carolina, a mis tíos Ernesto y Rodrigo, a mis tías Cecilia, Clementina, Josefina y Salud, afectuosamente a mis primos Berenice, Idalia, Pepe .Con mucho cariño a mis primas Vero y Cheli y muy especialmente a mi hermano Fer quien me ha impulsado día a día a ser un ejemplo en la vida.

Muy afectuosamente a mis compañeros de casa, aventureros como yo en la gran Ciudad de México, José Ángel Noriega, Fernando Astorga, Gabriel Hernández, Arturo Pérez y Gonzalo Abelino.

A todos mis amigos de la maestría, pero especialmente a Ricardo, Rodrigo, Pancho, Isarain y Jorge con quienes viví momentos inolvidables en esta etapa de mi vida tanto académica como socialmente.

Con mucho amor a Beatriz Eugenia González Moreno.

A dios por permitirme estar en este lugar, caminando juntos.

CONTENIDO

RESUMEN	8
ACRONISMOS	9
GLOSARIO	10
LISTA DE TABLAS	11
LISTA DE FIGURAS	13
I. INTRODUCCIÓN	15
I.1 Objetivos	18
I.2 Alcances	18
I.3 Hipótesis	18
II. FUNDAMENTOS TEÓRICOS	19
II.1 Agua residuales y su tratamiento	20
II.2 Tratamiento de aguas residuales por sistemas naturales	21
II.3 Generalidades de los humedales construidos	21
II.4 Definición de humedal construido	23
II.5 Clasificación de los humedales construidos	23
II.5.1 Humedales construidos de flujo subsuperficial	23
II.5.2 Humedales construidos de flujo horizontal	24
II.5.3 Humedales construidos de flujo vertical	24
II.5.4 Humedales construidos de flujo superficial	25
II.6 Sistemas con plantas acuáticas de libre flotación (PALF)	25
II.7 Factores que intervienen en un sistema PALF	27
II.7.1 Características del agua en un sistema PALF	27
II.7.2 Variables ambientales	28
II.7.2.1 Influencia de la luz en sistemas PALF	28
II.7.2.2 Influencia de la temperatura en sistemas PALF	29
II.7.3 Variables operativas en sistemas PALF	30
II.7.3.1 Tiempo de residencia hidráulico	30
II.7.3.2 Tipo de plantas	30
II.7.3.3 Cosecha de plantas en sistemas PALF	31
II.8 Productividad primaria en plantas vasculares	31
II.9 Plantas vasculares como suplemento alimenticio	31
II.10 Uso de <i>Pistia stratiotes</i> en el tratamiento de aguas residuales	32
III. MATERIALES Y MÉTODOS	34
III.1 Condiciones experimentales	35
III.2 Construcción del Sistema de Tratamiento con Plantas Acuáticas Flotantes	36
III.2.1 Construcción de los recipientes experimentales	36
III.2.2 Construcción de la estructura de control	37
III.2.3 Construcción de obras complementarias	38
III.3 Pruebas y operación del Sistema de Tratamiento con Plantas Acuáticas Flotantes	40
III.4 Medición del crecimiento de plantas	41
III.5 Mediciones analíticas en el agua	41
III.6 Proceso experimental	42
III.6.1 Primera etapa experimental	43
III.6.2 Segunda etapa experimental	43
III.7 Análisis nutricional de las plantas	43

CONTENIDO

Continuación del Índice

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	44
IV.1 Caracterización del agua residual	45
IV.2 Valores de la demanda química de oxígeno (DQO)	45
IV.3 Valores de los sólidos suspendidos totales (SST)	48
IV.4 Valores de ortofosfatos (P-PO ₄)	51
IV.5 Valores de nitrógeno total (NT)	54
IV.6 Análisis de la productividad primaria de las plantas	58
IV.7 Análisis integrado por tipo de agua	62
IV.8 Calidad nutricional de las plantas	63
IV.9 Curvas de diseño y cosecha	66
IV.10 Balance de masa (Caso: Nitrógeno)	68
IV.11 Comentario general	70
V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	71
V.1 Recomendaciones	72
VI. BIBLIOGRAFÍA	74
ANEXOS	80
Anexo A. Galería de imágenes	81
Anexo B. Métodos analíticos empleados	85
Anexo C. Datos experimentales	100

RESUMEN

Las pequeñas comunidades rurales enfrentan graves problemas de salud pública y deterioro en su calidad de vida ocasionados, en gran parte, por la falta de tratamiento de sus aguas residuales. En la actualidad en nuestro país son vertidos al medio ambiente cerca del 80% de las aguas residuales crudas procedentes de distintos rubros tales como el doméstico, agrícola e industriales (CONAGUA, 2006). Los sistemas de tratamiento a base de plantas acuáticas flotantes, representan una opción interesante, cuyo desarrollo y diseño se ha basado en procedimientos empíricos debido principalmente a que no se han generado los datos suficientes que permitan crear modelos generales de diseño. Representan una alternativa viable al tratamiento de aguas puesto que sus costos de operación y mantenimiento son comparativamente más bajos que los sistemas convencionales y sus porcentajes de remoción son hasta 90 % para sólidos totales y del 70 a 80% de compuestos carbonosos (Koné, 2002). En estudios previos se ha evaluado el efecto de diversas plantas acuáticas flotantes en este tipo de sistemas, principalmente *Eichornia crassipes* y *Lemna minor* (Skillicorn, 1993, Roy, 1994) para la remoción de Carbono, Nitrógeno y Fósforo (Alaerts, 1996). Sin embargo, la obtención de metodologías de diseño menos empíricas para este tipo de sistemas, empleando la planta *Pistia stratiotes* y donde se considere la complejidad del proyecto, los factores ambientales que intervienen en él, la relación que existe entre la máxima productividad primaria, el tiempo de residencia hidráulico mínimo requerido para dar tratamiento a las aguas residuales y la frecuencia de cosecha que permita mantener rendimientos constantes en este tipo de sistemas aun se encuentra en desarrollo.

Se diseñó y construyó el “Sistema de tratamiento con plantas acuáticas flotantes” (STPAF) el cual consta de 45 recipientes con volúmenes de 1.5 L y espejo de agua de 4 pulgadas cada uno. En los experimentos se controlaron intensidad de luz ($42\mu\text{E}/\text{m}^2\cdot\text{s}$), humedad relativa (100%), fotoperiodo (12x12) y temperatura (20-25°C) con el fin de que estas variables no intervinieran en el desarrollo de la investigación (Tarlyn, 1997). La metodología propuesta permitió conocer con detalle los tiempos y cantidades de cosecha de plantas acuáticas flotantes en el STPAF sin el detrimento de la calidad del efluente deseado. Esto fue posible a partir de establecer el nivel de tratamiento del agua para los parámetros SST y NT de acuerdo a la NOM-001-SEMARNAT-1996. Se determinó el tiempo de residencia hidráulico mínimo necesario asociado a la máxima productividad primaria utilizando la planta *Pistia stratiotes* como agente activo en la degradación de contaminantes, para aguas residuales municipales crudas y tratadas, bajo condiciones por lotes. La experimentación consistió en dos etapas. En la primera se estudió el efecto de una cantidad constante de plantas (10 g peso húmedo) en el tiempo de residencia hidráulico se probó simultáneamente con tres tipos de agua las cuales fueron, agua residual cruda, agua residual tratada y agua de la llave (blanco), las primeras dos obtenidas del influente y del sedimentador secundario de la planta de tratamiento de aguas residuales de Ciudad Universitaria (PTARCU) en la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM) respectivamente y la segunda de una toma de agua común. En una segunda etapa se evaluó el efecto del incremento geométrico de la biomasa vegetal en el tiempo de residencia hidráulico. Se experimentó con 15, 20, 25 y 30 g. peso húmedo de plantas.

Los mejores resultados se obtuvieron en el experimento con agua residual tratada donde se encontró que con 15 g peso húmedo de biomasa vegetal se tiene la máxima productividad primaria en un tiempo de tratamiento del agua de 7 días con un aumento en la biomasa de las plantas del 35% respecto a su peso húmedo inicial y remociones de contaminantes en el agua del 81.1 % en DQO, 51.4% en NT, 17% en P-PO₄ y 91.6% en SST. Para el experimento con agua residual cruda la máxima productividad primaria se alcanzó en la corrida con 10 g peso húmedo de planta a los 12 días de tratamiento del agua con una ganancia en biomasa del 15.8% y obteniendo remociones del 70% en DQO, 38.5% en NT, 48.3% en P-PO₄ y 63% en SST. El blanco de agua limpia sin planta sirvió para comparar los tratamientos anteriores. Se determinó el tiempo de cosecha para las dos experimentos anteriores el cual fue de 7 y 12 días respectivamente y la cantidad a cosechar fue de 0.92 g peso húmedo de planta para agua residual cruda y de 5.32 g peso húmedo para agua residual tratada ambas respecto al peso húmedo inicial. Se determinó la evapotranspiración en el sistema. Se construyeron las gráficas de diseño y cosecha para estas corridas experimentales y se realizó un balance de masa para NT con el fin de determinar el equilibrio másico en el sistema así como conocer más a fondo el transporte de contaminantes dentro de los recipientes experimentales. Finalmente a las plantas cosechadas de los tres tipos de aguas se le realizaron análisis proximales con el fin de conocer la composición de las mismas y proponer posibles usos de la biomasa cosechada.

ACRONISMOS

Palabra	Definición
ARC	Agua Residual Cruda
ART	Agua Residual Tratada
C	Concentración de sales
CE	Conductividad Eléctrica
CEi	Conductividad Eléctrica del agua
CIBAC	Centro de Investigación en Biología Acuática de Cuernavaca
CNA	Comisión Nacional del Agua
DBO ₅	Demanda Bioquímica de Oxígeno a los cinco días
DQO	Demanda Química de Oxígeno
dS	Decisimens
FAO	Food and Agriculture Organization
HC	Humedales Construidos
IMTA	Instituto Mexicano de Tecnología del agua
INEGI	Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Información
LME	Laboratorio de Microbiología Experimental
N-NH ₃	Nitrógeno Amoniacal
N-NO ₂	Nitrógeno como Nitritos
N-NO ₃	Nitrógeno como Nitratos
NOM	Norma Oficial Mexicana
NT	Nitrógeno Total
NTK	Nitrógeno Total Kjeldahl
PALF	Plantas Acuáticas de Libre Flotación
P-PO ₄	Fósforo como ortofosfatos
pH	Potencial de Hidrógeno
PS	<i>Pistia stratiotes</i>
PTARCU	Planta de Tratamiento de Aguas Residuales de Ciudad Universitaria
PVA	Protección a la Vida Acuática
PVC	Policloruro de vinilo
RA	Riego Agrícola
RAFA	Reactor Anaerobio de Flujo Ascendente
SEMARNAT	Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales
SS	Sólidos Sedimentables
STPAF	Sistema de Tratamiento con Plantas Acuáticas Flotantes
SST	Sólidos Suspendidos Totales
TRH	Tiempo de Residencia Hidráulico
UNAM	Universidad Nacional Autónoma de México

GLOSARIO

Palabra	Definición
Adsorción	Separación de líquidos, de gases, de coloides o de materia suspendida en un medio por adherencia química a la superficie o a los poros de un sólido.
Detritus	Del latín, detritus, desgastado. Residuo de una masa sólida que se descompone en partículas.
Efluente	Agua obtenida después de algún tratamiento
Eutrofización	Enriquecimiento de nutrientes del agua, la cual causa un crecimiento excesivo de plantas acuáticas, disminuyen los niveles de oxígeno en el agua y se incrementa la actividad de microorganismos anaeróbios. Es causante del enverdecimiento del agua.
Espejo de agua	Área de agua expuesta al exterior donde se pueden sembrar las plantas acuáticas
Filtración	Separación de sólidos y líquidos usando una sustancia porosa que solo permite pasar al líquido a través de él.
Fotosíntesis	Proceso metabólico específico de ciertas células de los organismos autótrofos por el que se sintetizan sustancias orgánicas a partir de otras inorgánicas para nutrirse, este proceso tiene lugar en presencia de clorofila y es activada por la luz solar. Durante el proceso se libera oxígeno.
Humedales naturales	Se definen como zonas de transición entre los sistemas acuáticos y terrestres que constituyen áreas de inundación temporal o permanente cuyos límites los constituyen los tipos de vegetación hidrófila de presencia permanente o estacional (NOM-001-SEMARNAT-1996).
Influente	Agua que entra a algún sistema de tratamiento
Macrófita	Plantas que crecen en o cerca del agua y que pueden ser emergentes, subemergentes o flotantes.
Retrolavado	Lavado de un filtro por efecto hidráulico inverso.
Rizósfera	Zona de suelo o agua muy próxima a la raíz de las plantas por debajo de la superficie libre del agua o terreno la cual sirve para el soporte y desarrollo de microorganismos responsables de gran parte del tratamiento biológico. En la rizósfera se presentan tanto condiciones aeróbicas como anaeróbicas dependiendo de la liberación de oxígeno por parte de las plantas. Bajo condiciones aeróbicas es posible la oxidación de compuestos nitrogenados y sulfurados así como la mineralización de materia orgánica (Kuschik <i>et al.</i> , 2001).
Sedimentación	Asentamiento de partículas sólidas en un sistema líquido debido a la gravedad La sedimentación de sólidos en líquidos está gobernada por la ley de Stokes, que indica que las partículas sedimentan más fácilmente cuando mayor es su diámetro, su peso específico comparado con el del líquido, y cuando menor es la viscosidad del líquido.
Vascular	Pertenciente o relativo a los vasos de las plantas o de los animales
Xochimilco	Zona lacustre de la Ciudad de México donde persisten actividades prehispánicas

LISTA DE TABLAS

Tabla	Nombre de la tabla	Página
Tabla II.1	Tratamientos de aguas residuales más comunes en México.	20
Tabla II.2	Tipos de plantas que se pueden usar en sistemas PALF	30
Tabla II.3	Componentes de <i>P. stratiotes</i> .	33
Tabla III.1	Condiciones experimentales	35
Tabla III.2	Métodos analíticos empleados	41
Tabla III.3	Características de las plantas	43
Tabla III.4	Materiales utilizados por corrida experimental	43
Tabla IV.1	Caracterización del agua residual cruda PTARCU	45
Tabla IV.2	Caracterización del agua tratada PTARCU	45
Tabla IV.3	Comparación entre resultados por tipo de agua	62
Tabla IV.4	Resultados del análisis proximal de la planta	63
Tabla IV.5	Composición proximal de algunos alimentos	64
Tabla IV.6	Composición proximal de algunos invertebrados	64
Tabla IV.7	Análisis comparativo de los resultados proximales	65
Tabla IV.8	Análisis de la biomasa cosechada para 15 g peso húmedo de planta	69
Tabla IV.9	Análisis de la evapotranspiración por recipiente experimental en el STPAF	70
Tabla B.1	Procedimiento de la DQO	85
Tabla B.2	Preparación de la curva de calibración de la DQO	86
Tabla B.3	Procedimiento SST	88
Tabla B.4	Preparación de la curva de calibración NH ₃	90
Tabla B.5	Preparación de la curva de calibración NO ₂	92
Tabla B.6	Preparación de la curva de calibración NO ₃	95
Tabla B.7	Preparación de la curva de calibración P-PO ₄	99
Tabla C.1	Registro de los parámetros de campo en la primer corrida experimental	100
Tabla C.2	Registro de los parámetros de campo en la segunda corrida experimental	102
Tabla C.3	Registro de los parámetros de campo en la tercera corrida experimental	103
Tabla C.4	Registro de los parámetros de campo en la cuarta corrida experimental	105
Tabla C.5	Registro de los parámetros de campo en la quinta corrida experimental	107
Tabla C.6	Registro de la temperatura en la primer corrida experimental	108
Tabla C.7	Registro de la temperatura en la segunda corrida experimental	109
Tabla C.8	Registro de la temperatura en la tercer corrida experimental	109
Tabla C.9	Registro de la temperatura en la cuarta corrida experimental	109
Tabla C.10	Registro de la temperatura en la quinta corrida experimental	110
Tabla C.11	Registro de la humedad relativa en la primera corrida experimental	110
Tabla C.12	Registro de la humedad relativa en la segunda corrida experimental	110
Tabla C.13	Registro de la humedad relativa en la tercera corrida experimental	111
Tabla C.14	Registro de la humedad relativa en la cuarta corrida experimental	111
Tabla C.15	Registro de la humedad relativa en la quinta corrida experimental	111
Tabla C.16	Temperaturas promedio en el interior del STPAF	111
Tabla C.17	Humedad relativa promedio en el interior del STPAF	112
Tabla C.18	Remociones de DQO en las 5 corridas experimentales. (Agua cruda)	112
Tabla C.19	Remociones de DQO en las 5 corridas experimentales. (Agua tratada)	112
Tabla C.20	Monitoreo de la DQO en las 5 corridas experimentales. (Agua limpia)	113
Tabla C.21	Remociones de SST en las 5 corridas experimentales. (Agua cruda)	113
Tabla C.22	Remociones de SST en las 5 corridas experimentales. (Agua tratada)	114
Tabla C.23	Monitoreo de los SST en las 5 corridas experimentales. (Agua limpia)	114
Tabla C.24	Remociones de PO ₄ en las 5 corridas experimentales. (Agua cruda)	115
Tabla C.25	Remociones de PO ₄ en las 5 corridas experimentales. (Agua tratada)	115
Tabla C.26	Monitoreo de PO ₄ en las 5 corridas experimentales. (Agua limpia)	116

LISTA DE TABLAS

Continuación de la Lista de Tablas

Tabla	Nombre de la tabla	Página
Tabla C.27	Remociones de NT en las 5 corridas experimentales. (Agua cruda)	116
Tabla C.28	Remociones de NT en las 5 corridas experimentales. (Agua tratada)	117
Tabla C.29	Monitoreo de NT en las 5 corridas experimentales. (Agua limpia)	117
Tabla C.30	Crecimiento de biomasa vegetal (Agua cruda)	118
Tabla C.31	Crecimiento de biomasa vegetal (Agua tratada)	118
Tabla C.32	Crecimiento de biomasa vegetal (Agua limpia)	119
Tabla C.33	Registro de detritus durante las corridas experimentales	119

LISTA DE FIGURAS

Figura	Nombre de la figura	Página
Figura II.1	Transformaciones del Carbono en un Humedal.	22
Figura II.2	Humedales construidos de flujo superficial.	25
Figura II.3	Mecanismos de remoción de materia orgánica dentro del sistema.	26
Figura II.4	Diagrama de flujo del análisis proximal.	32
Figura II.5	<i>Pistia stratiotes</i> .	33
Figura III.1	Diagrama de flujo de la estrategia de trabajo	35
Figura III.2	Esquema del STPAF	36
Figura III.3	Recipiente experimental	37
Figura III.4	Perspectiva Isométrica de la estructura de control	38
Figura III.5	Sistema de Tratamiento con Plantas Acuáticas Flotantes (STPAF)	40
Figura III.6	Configuración experimental dentro del STPAF	42
Figura IV.1	Porcentajes de remoción de DQO para agua cruda	46
Figura IV.2	Porcentajes de remoción de DQO para agua tratada	47
Figura IV.3	Perfil de concentraciones de DQO en agua limpia	48
Figura IV.4	Porcentajes de remoción de SST para agua cruda	49
Figura IV.5	Porcentajes de remoción de SST para agua tratada	50
Figura IV.6	Perfil de concentraciones de SST en agua limpia	51
Figura IV.7	Porcentajes de remoción de PO ₄ para agua cruda	52
Figura IV.8	Porcentajes de remoción de PO ₄ para agua tratada	53
Figura IV.9	Perfil de concentraciones de PO ₄ en agua limpia	54
Figura IV.10	Porcentajes de remoción de NT para agua cruda	55
Figura IV.11	Porcentajes de remoción de NT para agua tratada	56
Figura IV.12	Perfil de concentraciones de NT en agua limpia	57
Figura IV.13	Crecimiento de <i>Pistia stratiotes</i>	57
Figura IV.14	Crecimiento de biomasa vegetal en agua cruda	58
Figura IV.15	Crecimiento de biomasa vegetal en agua tratada	59
Figura IV.16	Afectación de las plantas dentro del recipiente experimental	60
Figura IV.17	Crecimiento de biomasa vegetal en agua limpia	61
Figura IV.18	Imagen comparativa entre el crecimiento de las plantas	62
Figura IV.19	Gráfica de diseño y cosecha	67
Figura A.1	Invernadero Laboratorio de Microbiología Experimental FQUNAM	81
Figura A.2	Interior del Invernadero	81
Figura A.3	Transporte de la herrería	81
Figura A.4	Herrería dentro del invernadero	81
Figura A.5	Habilitado de instalaciones	81
Figura A.6	STPAF con instalaciones habilitadas	81
Figura A.7	Prueba hidráulica de los recipientes experimentales	82
Figura A.8	Trampas de detritus	82
Figura A.9	Descarga de efluente a ramal secundario de descarga	82
Figura A.10	Tanques de almacenamiento-distribución de agua	82
Figura A.11	STPAF Descubierta	82
Figura A.12	STPAF cubierta y en operación	82
Figura A.13	Estanques de adaptación de plantas	83
Figura A.14	Área de lavado de plantas	83
Figura A.15	STPAF en operación	83
Figura A.16	Colecta de plantas en CIBAC-Xochimilco	83
Figura A.17	Descarga general del STPAF	83
Figura A.18	Plantas en adaptación	83

LISTA DE FIGURAS

Continuación de la Lista de Figuras

Figura	Nombre de la figura	Página
Figura A.19	Sitio de colecta de agua residual cruda	84
Figura A.20	Sitio de colecta de agua residual tratada	84
Figura A.21	Materiales para transportar el agua residual	84
Figura A.22	Filtrado y habilitado del agua residual	84

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

I. INTRODUCCIÓN

El problema de la contaminación y la disponibilidad del agua para las diversas actividades económicas, sociales y productivas de México son cada vez más crecientes. En la actualidad en nuestro país son descargados al medio ambiente el 77.2% de las aguas residuales procedentes de distintos rubros tales como el doméstico, agrícola e industriales los cuales son vertidos sin ningún tipo de tratamiento a los cuerpos de agua naturales ocasionando un grave impacto a la salud pública y al entorno natural, como es el caso de los ríos y lagos aledaños (Bibliografía electrónica 2).

Los sistemas con plantas acuáticas flotantes son una variante importante de los humedales construidos. Se clasifican de acuerdo a la forma de vida de las plantas vasculares dominantes como sistemas con plantas de libre flotación (PALF), sistemas con plantas de raíces emergentes y sistemas con plantas subemergentes (IWA, 2000). Adicionalmente se subclasifican de acuerdo a la condición predominante del flujo del agua como sistemas de flujo superficial ó subsuperficial. Los sistemas PALF al igual que otro tipo de humedales se fundamentan en los principios básicos siguientes la actividad biológica de los microorganismos, el aporte de oxígeno a través de las plantas y fenómenos de convección del aire hacia el sistema, mas un medio que sirva como soporte para las plantas, que puede ser el agua (sistemas PALF) o bien un lecho que sirva de soporte para los microorganismos y vegetales en el humedal que funja además como material filtrante (Brix, 1993). En conjunto las interacciones entre estos elementos son los que determinan los rendimientos de este tipo de sistemas eliminando materiales disueltos y suspendidos en el agua y biodegradando los materiales orgánicos hasta mineralizarlos. Este tipo de sistemas, representan una opción interesante desde el punto de vista económico para países en vías de desarrollo especialmente para el tratamiento de aguas residuales domésticas (Charbonnel, 1989) donde la construcción de sistemas convencionales de tratamiento de aguas resulta incosteable y donde en ocasiones el costo de las obras de conducción del agua residual resulta mayor que el sistema de tratamiento en sí. A la fecha este tipo de sistemas en su mayoría se han implementado como sistemas de pulimento o tratamiento terciario complementarios en las plantas de tratamiento ya existentes (Chin, 2006). Sin embargo, si se cuenta con los espacios adecuados y un buen diseño este tipo de sistemas pueden ser implementados para el tratamiento de aguas industriales como es el caso de la remoción de metales puesto que las macrófitas presentan buenos rendimiento en la remoción de estos contaminantes (Miretzky, 2005). Experiencias en México (Bibliografía electrónica 4 y 5) han demostrado que el uso de este tipo de sistemas se viable y muy prometedor.

Los sistemas con plantas acuáticas flotantes son sistemas en los que se llevan a cabo distintos proceso de remoción de contaminantes y microorganismos patógenos. En general estos procesos son de transferencia y/o de transformación de masa como son *transferencia de gases, adsorción, intercambio iónico, precipitación química, oxidación y reducción química y conversión y descomposición biológica* y algunas operaciones unitarias como *sedimentación y filtración* (Metcalf y Eddy, 1996). La calidad del agua, las variables ambientales que intervienen en él, la operación de sistema y las condiciones fisiológicas de las plantas son algunos de los parámetros de control de este tipo de sistemas que pueden afectar al rendimiento y control de los mismos.

Estudios realizados con sistemas PALF (Koné, 2002) han demostrado que este tipo de sistemas requieren de la implementación de un pretratamiento (cribado, sedimentación primaria, digestión anaerobia), que permita la remoción de sólidos (sedimentables y suspendidos) antes de entrar al sistemas PALF protegiendo al sistemas y prolongando la vida útil del mismo. Los principales factores que intervienen en el diseño de un sistema con plantas acuáticas flotantes son las condiciones climáticas (Luz y temperatura), tipo de plantas y la hidráulica del sistema. Este último, es uno de los factores con los que comúnmente presentan problemas este tipo de sistemas. Frecuentemente estos sistemas son construidos en forma de lagunas como canales, éstas se conceptualizan como reactores de flujo pistón en los que las velocidades del agua son bajas. Para asegurar un buen comportamiento hidráulico que tienda a dichas condiciones es necesario diseñarlos con relaciones largo ancho comúnmente de 1:10 procurando que exista la pendiente adecuada para el transito del agua y el régimen laminar. Los azolvamientos en los canales son una de las principales causas de falla de este tipo de sistema. El tirante de agua en este tipo de sistemas en su mayoría es de unos 30 a 50 cm. Sin embargo, se ha experimentado con profundidades mayores de hasta 1.20 de profundidad. (Ran, 2003). A profundidades bajas es posible una buena interacción entre el material contaminante disuelto en el agua a tratar y la zona radicular

o rizósfera que es la zona de raíces de las plantas situadas por debajo de la superficie libre del agua el cual sirve para el soporte y desarrollo de los microorganismos, responsables de gran parte del tratamiento biológico. El grosor de la rizósfera en este tipo de sistemas es de unos 20 a 30 cm. en promedio y depende del tipo específico de planta (IWA, 2000) las cuales fungen como un filtro biológico del agua. Este tipo de sistemas son considerados como aerobio-facultativo puesto que las bacterias aerobias presentan constantes de rapidez de transformación de la materia orgánica contaminante a biomasa y CO₂ mucho más altas que las bacterias anaerobias. Las plantas aportan el oxígeno que les sirve a los microorganismos en la zona radicular a través de espacios gaseosos dentro de ellas como son tallos y rizomas manteniendo una simbiosis entre ambos (Guido, 2006). Es recomendable mantener a nivel constante el volumen de agua en el sistema PALF para efectos de evitar concentraciones de contaminantes en el sistema que puedan afectar a las plantas

Antes de la puesta en marcha del sistema es necesario adaptar las plantas al agua residual para ello pueden implementarse diluciones del agua a tratar o bien poner en marcha el sistema con agua no contaminada aumentando gradualmente el nivel de contaminación del agua hasta que las plantas logren adaptarse (Ran, 2003). La importancia y trascendencia de este tipo de sistemas se encuentra en que son mas económicos que los sistemas convencionales y son fácilmente adaptables a las condiciones climáticas de México, no obstante que los sistemas PALF son viables para ser implementados como sistemas de saneamiento es necesario para mejorar su operación, rendimientos y mantenimientos, entender las interacciones y los mecanismos de remoción de contaminantes que se llevan a cabo dentro de ellos,

Dentro de las ventajas de este tipo de sistemas se encuentran el ser “fáciles” de operar pues al estar compuestos de plantas acuáticas flotantes se facilita su cosecha y el mantenimiento puede ser implementado por personas de las comunidades donde se instalen este tipo de sistemas no requieren consumos excesivos de energía eléctrica y bien diseñados pueden llegar a tener una vida útil de hasta 25 años (Shutes, 1997) no presentar malos olores ser estéticamente agradables y servir de hábitat para muchas especies de insectos, aves, reptiles y algunos mamíferos, además es posible encontrarle un uso a las plantas cosechadas. De las principales desventajas de este tipo de sistemas se encuentran el requerir de grandes áreas superficiales para su implementación variación en la eficiencia del tratamiento debido a las condiciones climáticas y posible proliferación de plagas sobretodo si se trata de un monocultivo (Guido, 2006).

Atendiendo a la importancia que tienen este tipo de sistemas para el tratamiento de aguas, siendo sensibles a la necesidad de buscar nuevas alternativas para el tratamiento de aguas residuales y con el objeto claro de hacer menos empírico el diseño de ese tipo de sistemas de tratamiento así como el determinar criterios útiles para su operación como son los tiempos de cosecha y la productividad primaria, la realización del presente proyecto pretende contribuir, mediante el uso del STPAF, a la obtención experimental de dichos parámetros de diseño útiles para la construcción de sistemas a escala piloto y real.

Este trabajo fue presentado en cuatro foros. Como presentación oral en el Seminario de Investigación 2007 organizado por el Subcomité Académico por Área de Conocimiento (SAAC) de Ingeniería Ambiental de la UNAM llevado a cabo el 11 y 12 de Enero 2007 en la torre de Ingeniería de la UNAM con el nombre “Evaluación de la calidad operante de un sistema experimental con plantas acuáticas flotantes alimentado con aguas residuales domésticas”. Como Conferencia en el VIII Congreso AIDIS REGIÓN I y VI Congreso ACIS realizado en la Ciudad de La Habana, Cuba del 22 al 25 de Mayo 2007; con el nombre “Metodología general para la cosecha de plantas acuáticas flotantes presentes en humedales acuáticos para el tratamiento de aguas residuales”. Como cartel en el XII Congreso Nacional de Biotecnología y Bioingeniería realizado en la Ciudad de Morelia México del 25-29 de junio, 2007 con el nombre “Tratamiento de aguas residuales municipales empleando plantas acuáticas flotantes (*Pistia stratiotes*)” y como presentación oral en el Taller “El agua” organizado por el Posgrado en Ciencias de la Tierra de la UNAM con el nombre “Fundamentos y diseño de humedales acuáticos para el tratamiento de aguas residuales, realizado en el Instituto de Geofísica de la UNAM, México D.F. el día 28 de septiembre de 2007.

I.1. Objetivo General

Evaluar la capacidad de depuración de un sistema de tratamiento con plantas acuáticas flotantes (STPAF) para la eliminación de contaminantes básicos en aguas residuales crudas y tratadas.

I.1.1. Objetivos particulares

Diseñar y construir el Sistema de Tratamiento con Plantas Acuáticas Flotantes (STPAF).

Determinar el tiempo de residencia hidráulico mínimo requerido en el STPAF para obtener aguas tratadas con calidad apta para riego agrícola (RA) y para protección de la vida acuática (PVA).

Determinar el número de plantas *Pistia stratiotes*, por persona equivalente (150 L/habitante por día), necesarias en el STPAF para obtener calidad de agua para RA y PVA a partir de aguas residuales domésticas crudas y tratadas.

Determinar los tiempos de cosecha asociados a la máxima productividad primaria en el STPAF.

Analizar la calidad nutricia de la planta cosechada en el STPAF y compararla con la de alimentos empleados comercialmente como forraje.

I.2 Alcances

1. Construir el Sistema de Tratamiento con Plantas Acuáticas Flotantes (STPAF) para determinar parámetros básicos útiles extrapolables al diseño de sistemas de tratamiento de aguas residuales a base de plantas acuáticas flotantes.
2. Registrar y evaluar el funcionamiento del STPAF al ser alimentado por lotes, tanto con aguas residuales crudas, como con aguas residuales tratadas provenientes de la Planta de Tratamiento de Aguas Residuales de Ciudad Universitaria (PTARCU).
3. Para delimitar los alcances del trabajo se considerarán únicamente los parámetros de SST y NT, como los valores de norma a alcanzar, esto es, obtener calidad del agua apta para riego agrícola y para protección de la vida silvestre de acuerdo a la NOM-001-SEMARNAT-1996.

I.3 Hipótesis

1. La variación en la cantidad de biomasa vegetal (gramos) presente en el Sistema de Tratamiento con Plantas Acuáticas Flotantes (STPAF) tiene un efecto directo con el tiempo de tratamiento del agua.
2. La tasa de crecimiento de las plantas dentro del STPAF esta intrínsecamente ligada a la remoción de contaminantes en el agua residual.
3. La biomasa vegetal cumplirá con la composición proximal necesaria para ser implementada como suplemento alimenticio.

CAPÍTULO II

FUNDAMENTOS TEÓRICOS

II. FUNDAMENTOS TEÓRICOS

II.1 Aguas residuales y su tratamiento

Las aguas residuales se definen como una mezcla de compuestos indeseables de tipo orgánico e inorgánico que se pueden presentar tanto en suspensión como disueltos (Magaña, 2002). En general existen dos tipos de aguas residuales, las de origen municipal y las industriales. Las aguas residuales industriales son aquellas provenientes de efluentes tales como textiles, químicos, de industrias alimenticias, entre otras, mientras que las municipales tienen su procedencia principalmente de efluentes domésticos.

México produce diariamente caudales de 255 m³/s de aguas residuales municipales lo que representa 2.17 millones de toneladas de DBO₅ al año. Los caudales de aguas residuales industriales son del orden de 178 m³/s equivalente a 6.57 millones de toneladas de DBO₅ al año. De estas cantidades solo el 28.1% de las aguas residuales municipales se trata y el 15.05% de las aguas residuales industriales (CONAGUA, 2006).

Para dar tratamiento a dichos efluentes México cuenta con 1593 plantas de tratamiento de aguas residuales municipales y 1869 plantas de tratamiento de aguas residuales industriales, de estas últimas 725 están destinadas a procesos primarios, 1047 a procesos secundarios y 71 cuentan con la tecnología para desarrollar procesos avanzados o terciarios. Solo el 0.6 % de las aguas residuales municipales se depura mediante humedales construidos (CONAGUA, 2006). La tabla II.1 muestra los sistemas de tratamiento de aguas residuales más comunes en México, así como los porcentajes de remoción que representan respecto al caudal total producido en el país.

Tabla II.1 Principales procesos de tratamiento de aguas residuales municipales (CONAGUA, 2006).

Tipo de tratamiento	Caudal tratado (m ³ /s)	Porcentaje respecto al total tratado
Biodiscos	0.48	0.6
Dual	4.05	5.4
Filtros biológicos	3.49	4.7
Laguna de estabilización	13.81	18.6
Lagunas aireadas	5.07	6.8
Lodos activados	30.93	41.6
Primario	2.09	2.8
Primario avanzado	9.85	13.2
RAFA	1.06	1.4
Reactor enzimático	0.09	0.1
Tanque Imhoff	0.42	0.6
Tanque séptico	0.16	0.2
Humedales construidos	0.42	0.6
Zanjas de oxidación	2.17	2.9
Otros	0.28	0.4
Total	74.39	100

El tratamiento de aguas residuales consiste en eliminar de ellas los compuestos indeseables que pueden ser nocivos tanto a la salud pública como al medio ambiente. En general los tratamientos de aguas residuales se llevan a cabo mediante dos procesos, por transferencia de masa y/o por transformación de masa. Los primeros son comúnmente llamados tratamientos fisicoquímicos mientras que los segundos son llamados procesos biológicos. Un tratamiento de aguas residuales puede tener tanto uno de ellos como ambos.

Para garantizar que la composición de un agua residual tratada no represente problemas tanto al medio ambiente como a la salud de la población los gobiernos de los países han implementado una serie de normas que indican las características deseables que deben tener dichas aguas ya sea para reúso, descarga a un cuerpo de agua u otro fin. En México las normas que regulan la calidad del agua residual tratada se establecen en las NOM-001-SEMARNAT-1996, NOM-002-SEMARNAT-1996, NOM-003-SEMARNAT-1996. La primera

establece los límites máximos permisibles de contaminantes que se pueden descargar en aguas y bienes nacionales. La segunda establece los límites máximos permisibles de contaminantes en las descargas de aguas residuales a los sistemas de alcantarillado urbano o municipal y la tercera establece los límites máximos permisibles de contaminantes para las aguas residuales tratadas que se reúsen en servicios al público.

II.2 Tratamiento de aguas residuales por sistemas naturales

Los sistemas de tratamiento naturales se implementan con el fin de aprovechar las diversas relaciones físicas químicas y biológicas que tiene el medio ambiente natural cuando interactúan el agua, el suelo, la atmósfera (Kadlec y Knight, 1996), así como principalmente procesos bioquímicos entre las plantas y los microorganismos. Los procesos que intervienen en los sistemas naturales de tratamiento de aguas incluyen muchos de los utilizados en plantas de tratamiento tradicionales como son sedimentación, filtración, transferencia de gases, adsorción, intercambio iónico, precipitación química, oxidación y reducción química y conversión y descomposición biológica, junto con procesos propios de los sistemas de tratamiento naturales como son la fotosíntesis, foto-oxidación y la asimilación por parte de las plantas (Metcalf y Eddy, 1996; Shutes, 2005). El tratamiento de aguas residuales utilizando sistemas naturales, es una tecnología con reciente aplicación y bastante prometedora con la cual es posible obtener buenas calidades en los efluentes los cuales implican un bajo costo constructivo y aportan un ahorro energético considerable puesto que la depuración se lleva a cabo en un mismo reactor. Este tipo de sistemas tienen variantes como son lagunas de estabilización, estanques aerobios y anaerobios, lagunas facultativas, humedales naturales (recomendados como sistema de pulimento para la dilución de un efluente tratado) y humedales construidos. En México se han implementado con éxito este tipo de sistemas tal es el caso del humedal artificial que trata los residuales generados por la comunidad de Cucuchuco Michoacán como parte de la “Recuperación ambiental de la cuenca del lago de Patzcuaro” (bibliografía electrónica 5) así como el humedal de flujo combinado diseñado para el tratamiento de aguas eutrofizadas de los canales de Xochimilco México (bibliografía electrónica 4).

II.3 Generalidades de los humedales construidos

La creación de los primeros humedales construidos se remonta a Alemania hacia el año 1950, investigaciones realizadas por la Dra. Käthe Seidel partían de la hipótesis de que las plantas en los humedales naturales eran capaces de remover altas cantidades de sustancias inorgánicas presentes en las aguas residuales, esto llevó a la creación de los primeros humedales construidos, imitando las características de los humedales naturales pero implementados para el tratamiento de aguas residuales (Brix y Arias, 2007).

Las actividades bioquímicas que se presentan entre las plantas y los microorganismos que viven en los humedales presentan en su mayoría procesos aerobios en las áreas próximas a las raíces, aunque también siguen comportamientos anóxico-anaerobios en las zonas más alejadas de las mismas. Esto permite el desarrollo de una gran variedad de microorganismos depuradores encargados de transformar los materiales orgánicos biodegradables en materiales gaseosos como el CO_2 y H_2S o en sales inorgánicas, este proceso es conocido como “mineralización” (Rodríguez y Varela, 2003) y ha sido base para la implementación de humedales para el tratamiento de aguas residuales. Los procesos de remoción de contaminantes en humedales construidos que más se han estudiado son los del carbono, el nitrógeno y el fósforo. La degradación de estos está intrínsecamente ligada a la transferencia de oxígeno dentro del humedal.

La transferencia de oxígeno en los humedales construidos es un proceso que consiste en transportar el oxígeno molecular desde la atmósfera hacia el interior del humedal, esto se logra principalmente por tres fenómenos, la convección de oxígeno desde la atmósfera hasta los lechos del humedal (para el caso de humedales de flujo subsuperficial), la difusión del oxígeno desde la superficie del agua (para el caso de humedales de flujo superficial) y las plantas quienes transportan el oxígeno hasta la zona de rizosfera (para ambos casos) (Kadlec y Knight, 1996). La fina capa de oxígeno que cubre a las raíces de las plantas soportan a una población diversa de microorganismos aerobios heterótrofos que una vez ahí degradan material contaminante liberando dióxido de carbono y agua. Dichos fenómenos tienen influencia directa en el potencial redox dentro del sistema (Colmer, 2003). Los transportes de gases desde la atmósfera hasta la rizosfera se ven influenciados por las características de cada planta así como por la intensidad de la luz (día y noche) y las estaciones del año (Wiebner, 2004).

Dependiendo el fin del tratamiento del agua se consideran importantes diversos parámetros. Sin embargo, las normas de descarga mexicanas establece tres tipos de contaminantes como los más importantes, estos son, los contaminantes básicos, los contaminantes microbiológicos y los metales pesados y cianuros. Para el caso del tratamiento de aguas municipales empleando humedales construidos los parámetros que presentan mayor significancia después del tratamiento son la Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO_5), Sólidos Suspendidos Totales (SST), Demanda Química de Oxígeno (DQO), Nitrógeno Amoniacal (NH_3), Nitratos (NO_3), Fósforo total (FT) y Coliformes Totales y Fecales (Ibekwe, 2003). Recientemente y debido al calentamiento del planeta los procesos de transformación del carbono en humedales han adquirido especial interés. Los humedales son considerados como los mitigadores naturales más importantes de los gases de efecto invernadero (CO_2 principalmente), esto debido a que el carbono entra al sistema desde la atmósfera mediante transferencia de gases entre esta y la superficie del agua así como través de las plantas. El CO_2 es transformado y utilizado en el humedal para su funcionamiento. En la figura II.1 se muestra como se llevan a cabo los procesos de transformación del carbono en un humedal.

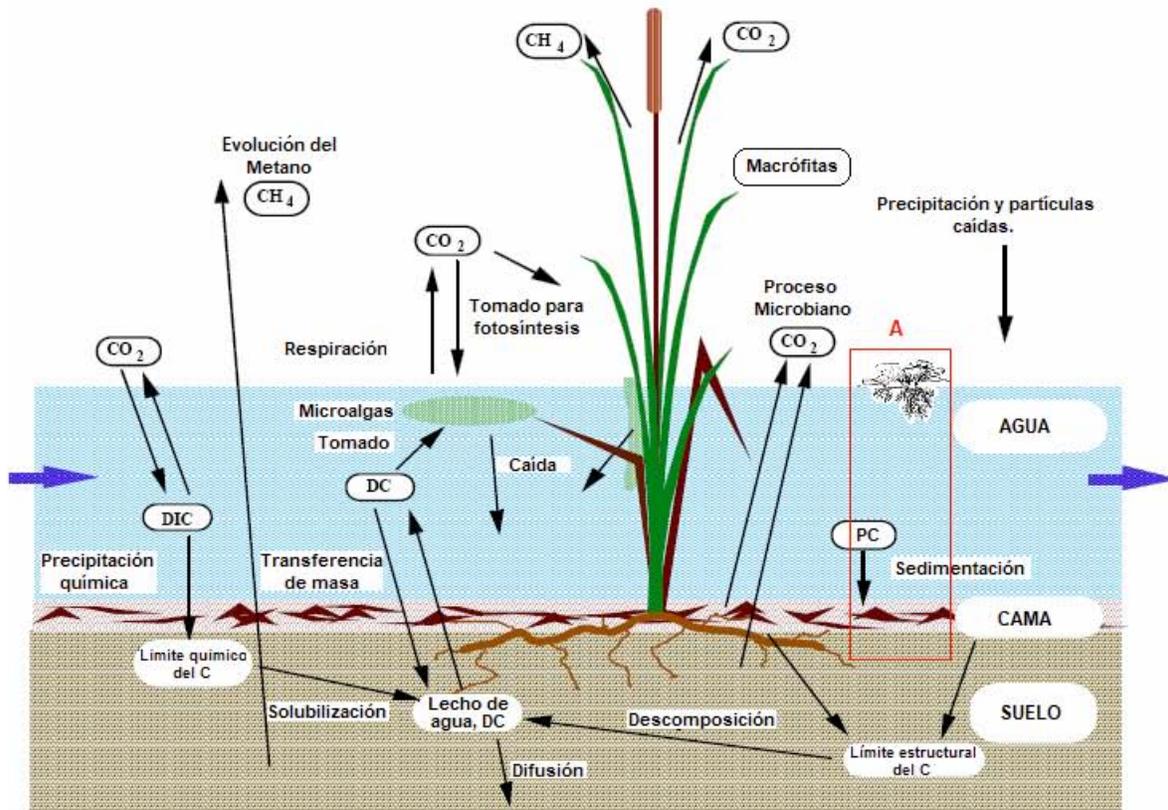


Figura II.1 Transformaciones del Carbono en un Humedal. DC: Carbono disuelto, DIC: Carbono no disuelto, PC: Partículas sedimentadas, A: Elemento diferencial en el humedal. (Adaptado de Brix, 2006).

Otro proceso que ha despertado especial atención en la remoción de contaminantes es el de compuestos nitrogenados, con el aumento en las actividades antropogénicas, las concentraciones de nitrógeno en los efluentes de aguas residuales ha incrementado considerablemente, ello ha conducido a buscar nuevas formas de remoción de estos contaminantes, dado el ciclo biogeoquímico del nitrógeno, su remoción de las aguas se lleva a cabo principalmente por la transformación biológica de sus formas, partiendo de su estado más común en las aguas residuales como nitrógeno amoniacal (NH_3) es transformado por bacterias nitrificantes (*Nitrosomonas* y *Nitrobacter*) a nitritos y nitratos mismos que pueden ser aprovechados por las plantas, esenciales en el proceso de remoción de nitratos del agua (Lin, 2002) o bien eliminarlos por presencia de bacterias facultativas en condiciones anóxicas, a estos procesos se les conoce como nitrificación y desnitrificación respectivamente.

La nitrificación es posible debido a la gran variedad de microorganismos presentes en los HC así como a los tiempos de retención hidráulicos en dichos sistemas. Sin embargo, para que se genere la nitrificación el oxígeno en el medio debe ser de al menos 1.5 mg/L (Whitney, 2002). La nitrificación se logra principalmente en sistemas subsuperficiales de flujo vertical (Arias, 2007). Para la remoción de nitratos se han estudiado varias especies de plantas acuáticas entre las que se encuentra *Pistia stratiotes* utilizando aguas superficiales y subterráneas. Sin embargo, poco se ha estudiado acerca de la remoción de nitratos en aguas residuales domésticas. Otros procesos como son la reducción de sulfatos y oxidación de sulfuros se llevan a cabo en las rizósferas de las plantas (Fortin, 2000).

Los humedales construidos presentan una alternativa económica como sistemas en la depuración de aguas residuales municipales y en algunos casos en la depuración de aguas de origen industrial (Rodríguez y Varela, 2003). Con el paso de tiempo este tipo de sistemas se han popularizado para el tratamiento de aguas vertidas por comunidades menores a 5 mil habitantes que no cuentan con obras de alcantarillado (Batchelor y Loots, 1996 y Luna-Pabello, 1997) debido a los beneficios que estos tienen. Las aplicaciones de la tecnología de humedales construidos se ha aplicado en el tratamiento de efluentes provenientes de estanques de acuicultura (Lin, 2005), en el tratamiento de aguas residuales de la industria del petróleo (American Petroleum Institute, 1998 y Pardue, 2000), en residuales de industrias textiles (Lakatos, 2000), en la remoción de metales (Fortín, 2000 y Miretzky, 2005) y últimamente en aguas residuales de industrias de alimentos y agropecuarias llegando a obtener remociones del 75 % en color, 70 % de DQO (Stephen, 2004), en gran parte debido a que sus contaminantes son biodegradables.

Países como Alemania, Inglaterra y Estados Unidos han sido pioneros en la implementación de humedales construidos para el tratamiento de aguas residuales de diversos rubros (Wallace, 2005). Sin embargo, la importancia y trascendencia de estos sistemas para un país como México radica en que se pueden adaptar muy bien a las condiciones geográficas del país, son más económicos que otro tipo de tratamientos y de bajo costo constructivo.

II.4 Definición de humedal construido

Un humedal construido es un sistema de tratamiento de aguas residuales donde complejos procesos físicos, químicos y biológicos interactúan entre sí dentro de un ambiente apartado al entorno circundante donde hay presentes agua, plantas, microorganismos y en su caso un medio de soporte para las plantas y/o los microorganismos. Estos sistemas imitan el comportamiento de los humedales naturales pero son construidos por el hombre.

11.5 Clasificación de los humedales construidos

Los humedales construidos se clasifican de acuerdo al régimen hidráulico predominante dentro del sistema (IWA, 2000) en:

1. Humedales construidos de flujo subsuperficial
2. Humedales construidos de flujo horizontal
3. Humedales construidos de flujo vertical
4. Humedales construidos de flujo superficial

A partir de la clasificación anterior los humedales construidos se pueden subclasificar atendiendo a la forma de vida de las macrófitas presentes (IWA, 2000) como:

1. sistemas de plantas subemergentes
2. sistemas de plantas emergentes
3. sistemas de plantas de libre flotación

II.5.1 Humedales construidos de flujo subsuperficial

Este tipo de sistemas se caracterizan por que el nivel del agua permanece por debajo del nivel del material de soporte aproximadamente entre unos dos y cinco centímetros (Cooper, 1993), esto evita la proliferación de

mosquitos y la propagación de malos olores provenientes de la descomposición anaerobia del sistema (Guido, 2006). Los materiales de soporte que comúnmente se utilizan en este tipo de sistemas son la arena y la grava, aunque hay otros materiales que han sido utilizados como la calcita, el tezontle, la cuarcita, etc. No obstante las ventajas de todos estos materiales se recomienda utilizar el suelo perteneciente a la zona donde se instalará el humedal así como la vegetación circundante, aun y cuando las características hidráulicas no sean las idóneas, es preferible darle un tratamiento al suelo que movilizar grandes volúmenes de material de soporte, además de que la estabilización del humedal será mas rápido.

II.5.2 Humedales construidos de flujo horizontal

Este tipo de humedales son de tipo subsuperficial, el agua es suministrada al humedal desde uno de los extremos de tal manera que fluye a través del humedal de forma horizontal y bajo un régimen ideal de flujo pistón, la transferencia de oxígeno es menor en este tipo de sistemas respecto a los de flujo vertical ya que no existe una succión considerable al momento en el que el agua se desplaza a través del humedal. La degradación de los contaminantes se lleva a cabo a medida que el agua entra en contacto con la rizósfera a través de la línea horizontal del flujo. El tránsito del agua a través del humedal se lleva a cabo por gravedad mediante una pendiente que se le da al sistema evitando el uso de equipo de bombeo, reduciendo los costos de operación. Para mayores rendimientos este tipo de sistemas deben funcionar con un pretratamiento que comúnmente consiste en una o más de las siguientes unidades Cribas, Sedimentadores, Fosas Sépticas y en algunos casos reactores anaerobios de flujo ascendente (RAFA). La profundidad promedio de los humedales de flujo horizontal es de 0.6 m. Sin embargo, esto dependerá del tipo específico de planta que se esté utilizando y de la capacidad de penetración en el medio de soporte de cada una de ellas. El diámetro del empaque de este tipo de sistemas es en promedio de 3-6 mm o de 5-10 mm (Cooper, 1993). Se debe tener en cuenta que cualquier material susceptible a utilizarse como medio de soporte en un humedal construido debe permitir el flujo uniforme del agua (conductividad hidráulica) y no contener sustancias tóxicas que limiten o supriman el crecimiento de las plantas y de los microorganismos (Guido, 2006). La distribución del Influyente debe aplicarse lo mas uniforme posible, buscando lograr en todo momento condiciones de flujo pistón.

II.5.3 Humedales construidos de flujo vertical

Este tipo de humedales son de flujo subsuperficial, en ellos, el agua es alimentada de manera uniforme a lo largo y ancho de la superficie del humedal evitando flujos preferenciales y zonas muertas dentro del sistema. Esto es posible a través de una serie de tuberías con una configuración especial colocada unos cuantos centímetros arriba de la superficie del humedal, de modo tal que permite el riego del mismo bajo las características antes mencionadas. La transferencia de oxígeno en este tipo de sistemas es mucho mayor que en los sistemas de flujo horizontal puesto que cuando el sistema es operado de forma intermitente permite que el flujo del agua succione un volumen equivalente de aire que posteriormente se disuelve en el agua dentro del humedal y es utilizada por los microorganismos aerobios para su respiración mejorando considerablemente la degradación de la materia orgánica y previniendo las condiciones sépticas del sistema (Fenoglio-Limón, 2003) además las plantas también aportan a la succión de agua puesto que para que puedan transpirar requieren succionar el agua circundante a sus raíces ocasionando un gradiente hidráulico del agua hacia dentro del humedal el cual se suma a la succión del aire por efecto de la caída de la columna de agua dentro del humedal favoreciendo así la transferencia de oxígeno dentro del mismo (Brix, 1997). Otra ventaja de la alimentación intermitente radica en que durante el periodo donde el sistema permanece sin alimentar, el oxígeno se difunde hacia las raíces de las plantas y este es aprovechado por los microorganismos para la oxidación de la materia orgánica y del nitrógeno amoniacal (Guido, 2006). Actualmente algunos sistemas de flujo vertical han incorporado tuberías de convección de aire dentro del humedal para favorecer aún mas la transferencia de oxígeno. Con la implementación de esta tecnología es posible llegar a muy buenas calidades de efluente, en la mayoría de los casos nitrificados. La plantación en general de un humedal construido puede ser utilizando los rizomas de plantas extraídas de un HC existente o de los sitios donde estas proliferan, extrayendo terrones de las plantas que se van a colocar dentro del sistema o utilizando plantas cultivadas en invernaderos. La época del año que más se recomienda para el sembrado es en el mes de mayo ya que en esta época (en países con climas tropicales) las condiciones de humedad son favorables para el crecimiento de las plantas (Guido, 2006).

II.5.4 Humedales construidos de flujo superficial

También se les conoce como Humedales Acuáticos, debido a que se caracterizan por estar totalmente inundados, esto es, que el agua siempre permanece por arriba del material de empaque del humedal, suelen tener gran variedad de especies vegetales las cuales pueden ser de tipo emergentes, subemergentes y de libre flotación. En las primeras las plantas se encuentran enraizadas al medio de soporte de humedal y emergen hacia la superficial por arriba del espejo de agua, en los segundos las plantas permanecen por debajo del espejo de agua enraizadas o no al lecho del humedal, en algunos casos las hojas llegan a tocar el espejo de agua, en los últimos las plantas se encuentran sobre el nivel del agua flotando y sus raíces se extienden a pocos centímetros del agua o muy adentro sin adherirse al material de soporte del humedal. En este tipo de sistemas se busca procurar en todo momento condiciones ideales de flujo pistón para ello comúnmente son diseñados con relaciones largo-ancho grandes (10:1), la alimentación del agua residual ocurre en uno de sus extremos y el efluente es desaguado por el otro extremo. Este tipo de humedales presentan como ventajas respecto a los otros la fácil cosecha de las plantas. Sin embargo, si el diseño no es el adecuado pueden presentar problemas de mosquitos y malos olores. La figura II.2 muestra las formas típicas de los humedales de flujo superficial sembrado con los tres tipos diferentes de plantas mencionados anteriormente.

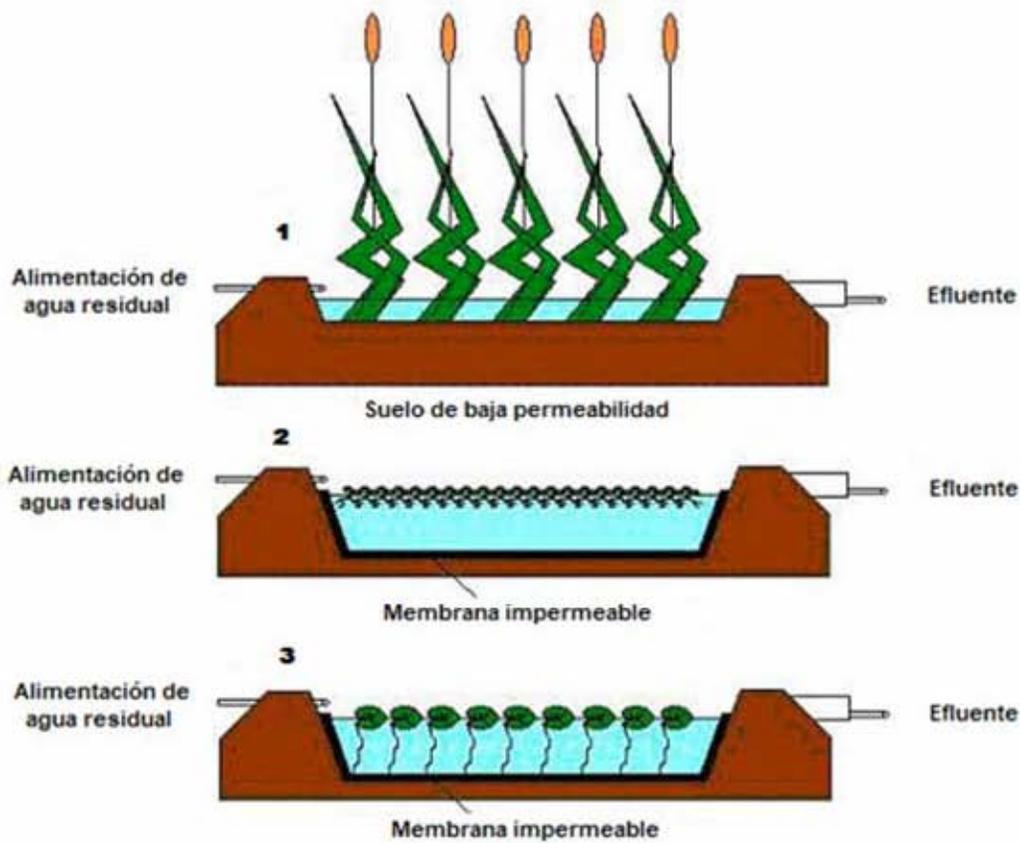


Figura II.2 Humedales construidos de flujo superficial. (1) Con vegetación emergente, (2) Con plantas acuáticas de libre flotación, (3) Con plantas subemergentes de hojas flotantes y raíces adheridas (adaptado de IWA, 2000).

II.6 Sistemas con plantas acuáticas de libre flotación (PALF)

Las macrófitas flotantes son plantas vasculares las cuales por sus características resultan adecuadas para el tratamiento de aguas residuales debido a que, poseen una elevada capacidad reproductiva y de crecimiento (tallos, hojas y raíces), son resistentes a cambios de concentración en los contaminantes y cuentan con una

alta adaptabilidad a distintas condiciones climáticas (IWA, 2000). Además, sus tallos huecos en el centro del mismo facilitan la oxigenación en la zona de la rizosfera del lecho (Brix, 1993).

Este tipo de sistemas se caracterizan por la presencia de plantas flotantes en la superficie del agua, lo cual facilita la actividad fotosintética contribuyendo al aporte de oxígeno disuelto y energía al medio acuático (Rodríguez y Varela, 2003 y Whitney, 2002). Esta variante es reconocida como una alternativa en el tratamiento de aguas residuales, debido en gran parte a la simbiosis que presentan las macrófitas y los microorganismos (Debusk y Reddy, 1987 y Brix, 1997), las macrófitas funcionan como un filtro biológico removiendo sustancias tanto biodegradables como no biodegradables, nutrientes, algunas sustancias tóxicas y microorganismos patógenos (Kawai *et al.*, 1987), además propician un ambiente adecuado para el crecimiento de los microorganismos saprofitos que son aquellos que transforman las sustancias orgánicas en inorgánicas para que posteriormente puedan ser tomadas por las plantas (Vyzamal, 1998). Considerando la necesidad de preservar la productividad biológica a lo largo del año, este tipo de sistemas se tornan ideales para ser implementados en zonas con climas tropicales. En los casos en los que la temperatura es menor a 10°C la eficiencia del sistema se ve afectada severamente (Brix, 1997).

Si se tomase un elemento diferencial (Diagrama A de la figura II.1) de un humedal en el cual se contengan plantas acuáticas flotantes se podría ver que los mecanismos de remoción son muy similares a los que se presentan en otros tipos de humedales. La figura II.3 muestra los procesos de remoción presentes en este tipo de sistemas.

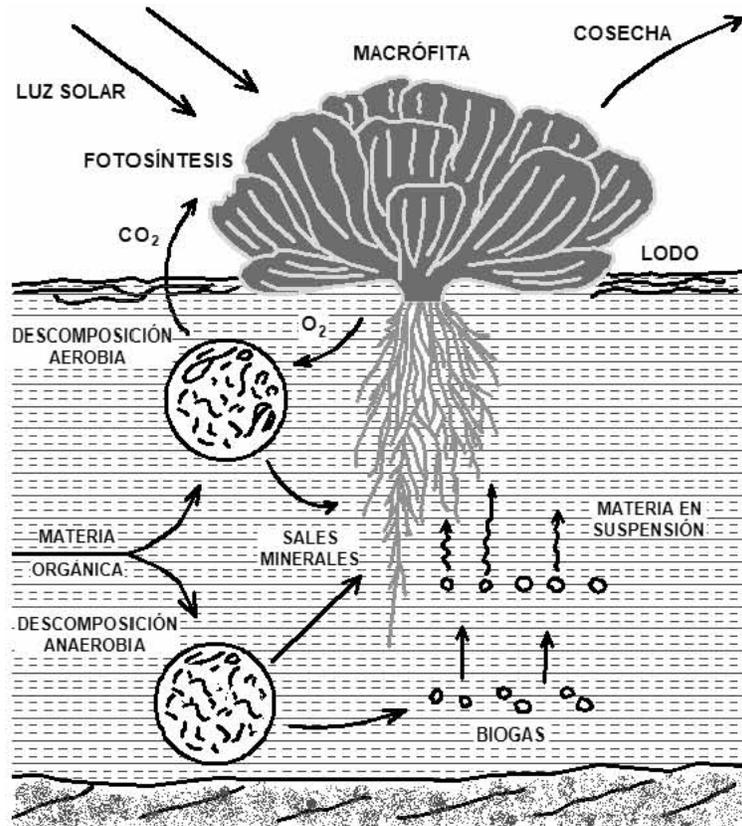


Figura II.3. Mecanismos de remoción de materia orgánica dentro del sistema. (Adaptado de Charbonnel, 1989).

La principal ventaja que ofrecen estos sistemas es la gran superficie de contacto que tienen sus raíces con el agua residual ya que ésta les baña por completo, lo que permite una gran actividad depuradora de la materia orgánica por medio de los microorganismos adheridos a dicha superficie o por las propias raíces, esto genera que exista una relación directa entre el contenido de nutrientes en un agua residual y la rapidez de crecimiento de las plantas. La velocidad de crecimiento de las plantas se mide en su forma más común como diferencias de pesos. Las plantas vasculares más empleadas en estos sistemas son el lirio acuático (*Eichhornia crassipes*),

lenteja de agua (*Lemna minor*), lechuga de agua (*Pistia stratiotes*), entre otras. Estas presentan velocidades de crecimiento entre 123 y 487 g/m²·d (peso húmedo), con un contenido de proteínas entre 25 y 30% (base seca) (Alaerts, 1996)

Los tratamientos de aguas residuales usando plantas acuáticas flotantes son una buena tecnología para el tratamiento terciario de un efluente, principalmente por su capacidad para remover nitrógeno (N-NO₃) y fósforo (P-PO₄) (Lin, 2002 y Toet, 2005) así como algunos compuestos orgánicos recalcitrantes presente en cuerpos de agua (Roy y Hänninen, 1994). Sin embargo, cuando no son operados adecuadamente presentan problemas como la aparición de algas, que en un número excesivo, ocasionan severos problemas en los rendimientos del sistema, pues entran en competencia con los microorganismos presentes así como con las macrófitas (Brix, 1993).

II.7 Factores que intervienen en un sistema PALF

Un sistema PALF consta principalmente de un cuerpo o embalse que puede ser natural o artificial mismo que contiene al agua, al suelo, a las plantas y a la microfauna presente. Las interacciones entre dichos miembros dependen en gran parte de variables que pueden ser controladas o no mismas que en conjunto están directamente relacionadas con los rendimientos del sistema. Estas variables son tres, las características del agua, las variables ambientales y las variables operativas. Si bien este tipo de sistemas son muy versátiles en cuanto a su aplicación, el éxito del sistema va a depender del buen equilibrio entre dichas variables, por lo que resulta ingenuo pensar que este tipo de sistemas pueden ser aplicados para cualquier tipo de proyecto de tratamiento de aguas.

II.7.1 Características del agua en sistemas PALF

Las características del agua son cruciales para que un sistema con plantas acuáticas flotantes funcione adecuadamente, factores como el pH, el oxígeno disuelto, la salinidad del agua, la temperatura, la toxicidad, la carga orgánica, la carga hidráulica, contenido de nutrientes etc. pueden determinar que un sistema de este tipo sea o no implementado como tecnología para tratamiento de aguas. El tipo de agua afecta principalmente a las plantas dentro del sistema. Muchos de los resultados obtenidos con el uso de sistemas PALF han encontrado que son adecuados como sistemas de tratamiento terciario o de pulimento, enfocados principalmente a la remoción de nutrientes. Su aplicación en aguas residuales crudas aún se encuentra en estudio (Koné, 2002).

Las plantas acuáticas flotantes crecen en aguas de muy diversa calidad, tanto en aguas dulces, tratadas, salinas, etc. Sin embargo, dos de los factores más importantes que pueden afectar el crecimiento de las plantas en los sistemas PALF es la concentración de sales en el agua y el contenido de nutrientes en la misma. La concentración de sales óptima en sistemas PALF dependerá principalmente del nivel de tolerancia a la concentración de sal de cada planta que se utilice (límite de sales) y de la temperatura ambiental ya que esta favorece la evaporación del agua causando la acumulación de sales en el sistema, además a concentraciones altas de sales las plantas tenderán a absorber todo el agua disponible, puesto que se encuentran en estado de deshidratación.

La concentración de sales se mide mediante la cantidad total de sólidos disueltos en el agua en miligramos de sal por Litro de agua (mg/L) y es un reflejo de la cantidad de iones que esta tiene. También puede medirse mediante la conductividad eléctrica del agua (ECi), medida en dS/m o mmohs/cm, donde 1 dS/m = 1000 µS/cm. Cuanto mayor sea la cantidad de sales disueltas en el agua, mayor será el valor de la conductividad eléctrica. La relación entre la concentración de sales (C) y conductividad eléctrica (CE) es aproximadamente $C = 640 EC$. Cuando se busca la productividad de un cultivo como es el caso de fines agrícolas el exceso de sales es una de las mayores preocupaciones en el reúso del agua. En general el agua tratada con fines agrícolas debe tener un nivel medio/bajo de concentración en sales esto es, del orden de 0.6 a 1.7dS/m. Un agua con una concentración de sales mayor a 3 dS/m representa un severo peligro para las plantas. Los signos más comunes de que la planta ha sufrido daños debido a un alto contenido en sales son la reducción del tamaño de la planta (biomasa vegetal) y su desarrollo. Cuando el nivel de salinidad aumenta por niveles por encima del límite de cada planta, la productividad primaria para dicho cultivo se reduce linealmente con el aumento de la concentración en sales (Bibliografía electrónica 6).

En cuanto al contenido de nutrimentos en el agua, se ha demostrado que el nitrógeno amoniacal NH_3 a altas concentraciones resulta muy tóxico para las plantas acuáticas vasculares pudiendo llegar a inhibir su crecimiento (Caicedo, 2005). Existe una relación proporcional entre el contenido de nutrientes en el agua y el crecimiento de las plantas, si bien el nitrógeno es un compuesto esencial para el crecimiento de las plantas, el fósforo es indispensable para su adecuado desarrollo, en el agua es común encontrarlo en forma de fosfatos, fungen como compuesto limitante y se necesita en mucha menos cantidad que el nitrógeno (Caicedo, 2005). En un sistema PALF aun y cuando existan grandes concentraciones de nitrógeno en el agua sin el fósforo no se puede llevar a cabo el crecimiento de las plantas (Chin, 2006), pero en altas concentraciones puede ocasionar un crecimiento indiscriminado de plantas acuáticas favoreciendo la eutrofización del cuerpo de agua donde se encuentren.

Las plantas son capaces de crecer en un amplio rango de concentraciones de nutrientes de hecho cuando estas son bajas el crecimiento se ve inhibido. Uno de los signos más comunes debidos a la ausencia de nutrientes en el agua es la palidez de las plantas. Sin embargo, esto no impide que una planta crezca a reservas de que exista ausencia total de nutrientes (Denny, 1997). Estudios con sistemas PALF han reportado remociones del 74% de nitrógeno amoniacal con 21 días de tiempo de residencia hidráulico y 29 % de Fósforo con TRH de 21 días (Alaerts, 1996), otros estudios en África del Oeste han reportado que el máximo crecimiento de biomasa vegetal está asociada a la máxima remoción de N y P. Estos porcentajes pueden alcanzar remociones del 3–98% de Nitrógeno Total y de 31–99% de Fósforo Total en el sistema (Steer, 2002). Respecto a remociones del 95% en DBO_5 con TRH de 15 días (Caicedo, 2005). Sin embargo, la optimización general de este tipo de sistemas aun se encuentra en desarrollo.

Una forma de saber si una planta ha crecido en un agua pobre en nutrientes es conociendo la calidad nutricional de la planta. Esta se obtiene mediante el análisis proximal o bromatológico de las mismas una vez cosechadas. Otros de los compuestos que pueden llegar a dañar a las plantas y por ende al rendimiento del sistema PALF son los sulfuros, ácido sulfhídrico así como valores de pH mayores a 8 (Caicedo, 2005).

II.7.2 Variables ambientales

Uno de los principales factores que determinan la implementación de sistema de tratamiento empleando plantas acuáticas flotantes son las características climáticas del sitio donde se pretende implementar. Al conocimiento de estos factores se les denomina variables ambientales. En general son dos los factores ambientales más importantes en el desempeño de un sistema PALF estos son la luz y la temperatura. La adaptación de las plantas depende de éstas variables ambientales y éstas a su vez se relacionan con la, evapotranspiración, el fotoperiodo y la humedad relativa. En sistemas a escala laboratorio y piloto este tipo de variables frecuentemente se controlan en microcosmos ó en invernaderos para efecto de conocer el funcionamiento del sistema.

Determinar el buen funcionamiento del sistema en ambientes controlados es muy importante para la realización de un proyecto a escala real. Conocer su comportamiento es también hacerlo acerca de las condiciones climáticas del sitio y de la forma en como estas afectaran al proyecto. La presencia de plantas acuáticas nativas es un indicador biológico de que están adaptadas a las condiciones del sitio, no obstante que todas las plantas tienen sus ciclos biológicos de vida, será mucho más fácil utilizar las plantas del sitio en sistemas PALF que otras importadas de otros sitios.

II.7.2.1 Influencia de la Luz en sistemas PALF

La luz juega un papel muy importante en este tipo de sistemas pues es el principal insumo en el proceso fotosintético de las plantas. Dependiendo de la intensidad de la luz se presentará una mayor estimulación de la clorofila “a” en los cloroplastos de las plantas y con ello la activación del proceso fotosintético, no obstante cada especie de plantas tiene un límite de saturación de luz después del cual se inhibe el crecimiento de la planta a este efecto se le conoce como fotoinhibición por exceso de iluminación y disminuye con el aumento de la temperatura (Taiz, 1991). Cuando una planta ha sido expuesta a altas intensidades de luz por periodos prolongados se produce marchitamiento de las plantas.

La intensidad de luz para organismos vegetales se mide como $\mu\text{molFotón/m}^2\cdot\text{s}$ ($1 \mu\text{molFotón/m}^2\cdot\text{s} = 1 \mu\text{E/m}^2\cdot\text{s}$). En climas tropicales la intensidad de luz directamente bajo el sol es de aproximadamente $1000 \mu\text{E/m}^2\cdot\text{s}$. Estudios realizados a plantas acuáticas con intensidades de luz controladas reportan el uso de $94 \mu\text{E/m}^2\cdot\text{s}$ obteniendo buenos resultados de crecimientos (Tarlyn, 1997). La medición de la intensidad de luz se lleva a cabo con un quantómetro, este mide la cantidad de Fotones que hay por unidad de área en el tiempo.

Existe en la literatura una gran variación con respecto a rangos de intensidad lumínica, saturación y límites máximos y mínimos de iluminación para el crecimiento de plantas acuáticas. Estos parámetros dependen mucho de la especie, temperatura y la presencia de nutrientes (Caicedo, 2005). Sin embargo, es posible fijar valores lumínicos controlados y esperar un crecimiento proporcional a la intensidad de luz suministrada.

Asociado a la importancia que tiene la intensidad de luz en el proceso fotosintético también está el fotoperiodo a que se someten los organismos vegetales, el fotoperiodo es el intervalo de tiempo en el cual le da luz a la planta así como el correspondiente tiempo de oscuridad. Un fotoperiodo de 12x12 indica que la planta tendrá 12 horas luz con 12 horas de oscuridad. La variación de la luz durante los periodos de día y de noche determinan en gran medida los mecanismos de transporte de gases como es la velocidad de transferencia de oxígeno de la atmósfera hacia las raíces (Koné, 2002). Estudios realizados (Tarlyn, 1997) han reportado el uso de fotoperiodos de 16 horas luz x 8 horas oscuridad y de 14 x 10 teniendo mejores resultados en el crecimiento de las plantas aquellos en los que el periodo luminoso es mayor, esto es debido a que la producción de biomasa vegetal es mayor durante la actividad fotosintética de la planta y ésta se lleva a cabo durante los periodos de luminosidad (Nobel, 1981).

II.7.2.2 Influencia de la Temperatura en sistemas PALF

La temperatura juega un papel muy importante en todo proceso biológico, esta es capaz de determinar la presencia de cierto tipo de especies microbianas, animales y vegetales. La temperatura ideal para sistemas PALF dependerá en todo momento de las características del sitio donde se pretenda implementar ó bien de las variables ambientales que se fijen si el sistema es a escala laboratorio.

El crecimiento de las plantas muestra una clara relación con la temperatura, encontrándose valores mínimos, óptimos y máximos. Esto es debido a que su crecimiento es el resultado de muchos procesos bioquímicos dependientes de la temperatura como son: toma de nutrientes, transporte y asimilación de nutrientes, fotosíntesis, respiración y otros muchos procesos compuestos por reacciones enzimáticas. Otros procesos físicos como la difusión de elementos, el flujo de agua, la permeabilidad, etc., son también dependientes de la temperatura (Caicedo, 2005).

Estudios realizados a nivel laboratorio con plantas acuáticas flotantes (Picard, 2005) han trabajado rangos de temperatura promedios que oscilan entre los 20 a 30°C. Presentando la mayor remoción de nutrientes (N y P) a estas temperaturas. Por otro lado según Charbonnel (1989) la temperatura promedio que debe existir para la implementación de sistemas PALF oscila entre los 15 y los 35°C rango en el cual se presenta el crecimiento óptimo de las plantas acuáticas. Este tipo de climas se presentan predominantemente en zonas tropicales ó durante la estación de verano. En muchos casos para compensar la baja en la eficiencia de remoción de contaminantes debida a los cambios en las estaciones del año se utiliza la aeración mecánica en los sistemas PALF (Kadlec, 2001).

Cuando la temperatura del agua es inferior a la temperatura ambiental y hay interacción entre ambas, existe una relación inversamente proporcional entre la temperatura ambiental y la humedad relativa, esto es, a mayor temperatura menor humedad relativa, lo anterior se puede demostrar de acuerdo a la segunda ley de la termodinámica. Sin embargo, bajo estas condiciones el gradiente de intercambio calorífico se puede invertir de modo que al aumentar la humedad relativa en el medio se logró la disminución de la temperatura ambiental, haciendo que el sistema tienda a un equilibrio térmico. Esto es importante en la aplicación de sistemas PALF puesto que la humedad relativa en el sitio de implementación tendrá un efecto directo en la temperatura ambiental que a su vez tendrá efecto en los rendimientos del sistema. Esta relación que existe entre dichas variables puede ser empleada para el control de la temperatura en tanto que se tenga la infraestructura necesaria. Sin embargo, esto es posible solo cuando la temperatura del agua sea menor que la temperatura ambiental y exista interacción entre ambas.

II.7.3 Variables operativas en sistemas PALF

La operación y mantenimiento de sistemas PALF es uno de los puntos más importantes para su buen funcionamiento. Es importante conocer cuales son los elementos que interviene en dichas actividades, a estos elementos se les llama “Variables operativas”. Se debe tener en cuenta que al instalar un sistema PALF, se esta instalando un ecosistema vivo, donde habrá interacciones entre muchos tipos de organismos, algunos benéficos, patógenos, vectores, etc. La mejor forma de controlarlos es mediante el conocimiento del sistema así como de las variables que participan en la operación del mismo, tener claro cual es el propósito del tratamiento del agua y si se cuenta con los recursos disponibles para poder darle mantenimiento al sistema.

Las principales variables operativas a considerar son la selección del terreno, el diseño del reactor, la selección del tipo de plantas que se van a implementar y sus características, las posibles afectaciones de plagas de la zona en las especies seleccionadas así como un plan de gestión de las plantas cosechadas donde se incluya un programa de cosecha y la disposición final de las plantas cosechadas.

II.7.3.1 Tiempo de residencia hidráulico

El tiempo de residencia hidráulico se refiere al tiempo de tratamiento de agua dentro de un sistema PALF. Esta es una de las variables que constantemente se busca optimizar, depende en todo momento de los porcentajes de remoción que se quieran en el efluente del sistema. Estudios anteriores han trabajado con tiempos de residencia hidráulico que van desde 10 hasta 21 días (Alaerts, 1996, Steer, 2002 y Caicedo, 2005). En los casos en los que se busca la nitrificación, el tiempo de residencia hidráulico debe ser mayor.

II.7.3.2 Tipo de plantas

El tipo de plantas que se implementen en un sistema PALF va a depender principalmente de la disponibilidad de estas en el sitio donde se quiera implementar el sistema, si bien existen plantas que responden mejor a concentraciones de contaminantes, es preferible utilizar las plantas que ya están adaptadas a las condiciones climáticas específicas. Cuando existe la posibilidad de plagas que puedan afectar las plantas es necesario implementar un cultivo mixto de plantas, así, si la plaga ataca a una variedad puede quedar la otra y en ningún momento el sistema se queda sin plantas (Shutes, 1997). La vegetación debe ser inspeccionada regularmente y deben quitarse las especies invasoras que se encuentren en el sistema. La tabla II.2 muestra un listado de los diferentes tipos de plantas acuáticas flotantes que se pueden utilizar en sistemas PALF.

Tabla II.2 Tipos de plantas que se pueden usar en sistemas PALF

Nombre científico	Familia
<i>Pistia stratiotes</i>	Aracéae
<i>Hydrocotyle ranunculoides</i>	Ombellifèreae o Apiacéae
<i>Enhydra fluctuans</i>	Composéae o Astéracéae
<i>Ipomoea acuática</i>	Amaranthacéae
<i>Alternanthera sessilis</i>	Amaranthacéae
<i>Ludwigia adscendens</i>	Onagracéae
<i>Marsilea diffusa</i>	Marsiléacéae
<i>Neptunia oleracea</i>	Mimosacéae
<i>Hydrocharis chevalieri</i>	Hydrocharitacéae
<i>Eichornia crassipes</i>	Pontédériacéae
<i>Floscopa africana</i>	Commelinacéae
<i>Heteranthera callifolia</i>	Pontédériacéae
<i>Lemna minor</i>	Lemmaceae

Fuente: Adaptado de Charbonnel, 1989

II.7.3.3 Cosecha de plantas en sistemas PALF

Una buena forma de controlar y mantener rendimientos constantes que propicien un buen funcionamiento de este tipo de sistemas es mediante la cosecha de las plantas acuáticas. Se ha demostrado que el cosechado de la vegetación tiene un efecto significativo sobre el pH, el oxígeno disuelto y la temperatura debido a que la ausencia de la misma favorece la fotosíntesis algal y disminuye la inercia térmica, esto ayuda a mantener la conductividad hidráulica y el control de mosquitos (Caicedo, 2005).

Asimismo, dados los altos contenidos de proteína (20-30%) que tienen las plantas acuáticas flotantes (Caicedo, 2005), sus requerimientos de nitrógeno son altos por ello, en cuanto a la remoción de nutrientes, la frecuencia de cosecha determinará el éxito en cuanto a la remoción de estos, la cual debe hacerse al menos dos o tres veces a la semana (Alaerts, 1996). El Banco Mundial ha recomendado operar las Lagunas con macrófitas flotantes en un rango de densidad entre 400 y 800 g/m² (peso húmedo). Con ello determinar un valor inicial de densidad de planta en el sistema y después de un periodo de tratamiento se determina la densidad final de plantas de cada periodo de cosecha. Con la diferencia entre esta densidad y el valor de base que se quiere dejar al comienzo de cada periodo de cosecha se calcula la cantidad de kilogramos a cosechar (Skillicorn, 1993). Sin embargo, estos procedimientos no consideran los niveles de calidad del agua de acuerdo a una normativa de descarga. A la fecha no hay metodología que considere niveles deseados y constantes de tratamiento del agua en los efluentes, que permita mantener un programa de cosecha de plantas ajustado a dichos niveles y en función del tipo de agua, aplicable para cualquier tipo de planta y que considere las condiciones variables ambientales de donde se desarrolle el proyecto.

II.8 Productividad primaria en plantas vasculares

La productividad primaria es un proceso de conversión de materia inorgánica en orgánica medida por la clorofila “a” y la luz. Es la cantidad de materia orgánica sintetizada por los organismos autótrofos (microalgas y macrofitas) por unidad de área (o volumen) y tiempo. La productividad primaria se divide en dos:

- 1.- Productividad primaria bruta. Producción primaria total sin correcciones por respiración.
- 2.- Productividad primaria neta. Producción primaria bruta corregida por las pérdidas por respiración.

La estimación de la productividad primaria se realiza por métodos directos o indirectos. En ambos casos se obtiene la cantidad de materia orgánica (comúnmente expresada como carbono) por unidad de volumen o área y por unidad de tiempo. Los métodos directos estiman los cambios en el peso de la materia orgánica a lo largo del tiempo. Los métodos indirectos se basan en estimar alguna parte de la fotosíntesis, y son utilizados para evaluar la producción primaria de microalgas (Bibliografía electrónica 3).

II.9 Plantas vasculares como suplemento alimenticio

Las plantas acuáticas constituyen un recurso valioso de nutrientes para especies en cultivo ya sean omnívoros ó herbívoros. Sin embargo, su alto contenido de agua dificulta su implementación desde el punto de vista económico cuando son empleados para animales de granja esto debido a los costos que implica de secado de las mismas, a reservas de que el secado se lleve a cabo al intemperie. Para el caso de especies cultivadas en acuicultura las plantas flotantes pueden ser utilizadas como suplemento alimenticio en estado fresco enteros o picado sin necesidad de su secado.

En general las macrófitas acuáticas son pobres en lípidos pero son vistos como un buen recurso de carbohidratos digeribles y minerales como son el calcio, potasio, magnesio y elementos traza. Además pueden contener cantidades considerables de fibra cruda. Sin embargo, antes de alimentar animales se debe hacer una descripción química (análisis de Weende o “proximal”), microbiológica y física del producto en cuestión.

El análisis proximal consiste en una serie de pruebas químicas en las que se determina el contenido de humedad del alimento, proteína cruda, cenizas, lípidos, fibra cruda y carbohidratos digeribles. La figura II.4 muestra un diagrama de flujo del análisis proximal.

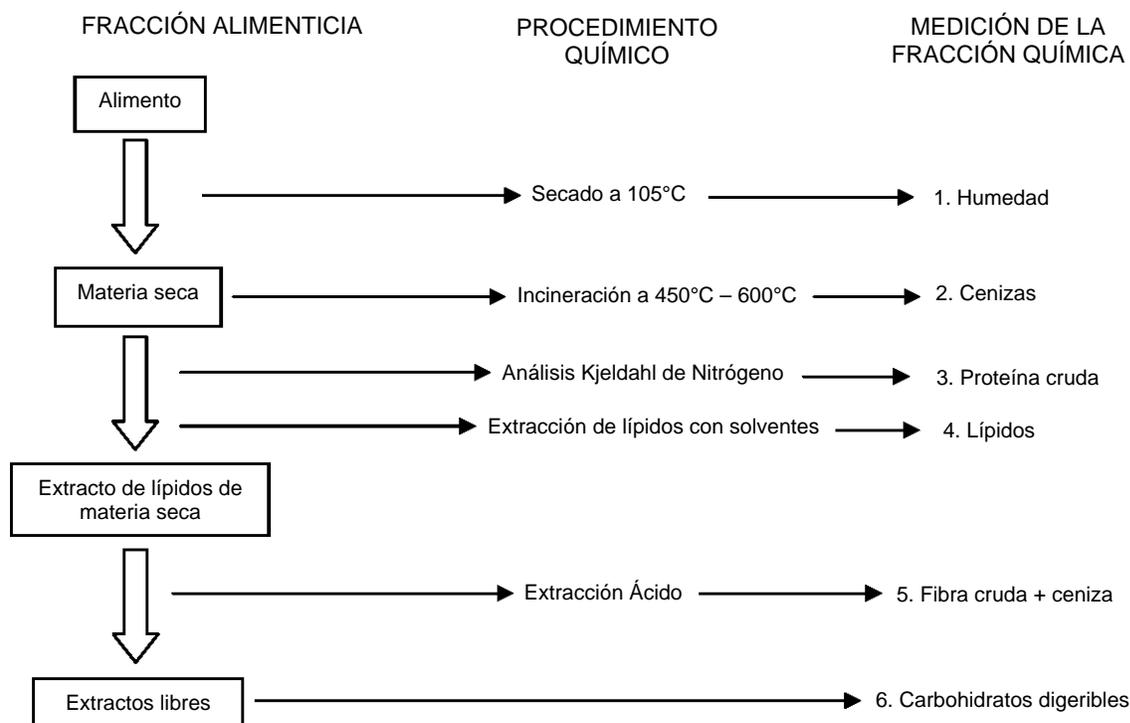


Figura II.4 Diagrama de flujo del análisis proximal

A pesar de que el contenido de los nutrientes en los alimentos varía ampliamente de país a país o de región a región dependiendo de factores como el clima local, al estado de madurez de la cosecha, los métodos de procesamiento, el almacenaje, etc. es posible conocer algunas generalizaciones a partir de la composición química de los materiales alimenticios individuales para efectos de proponer posibles aplicaciones del material en estudio (Bibliografía electrónica 8).

II.10 Uso de *Pistia stratiotes* en el tratamiento de aguas residuales

Como se mencionó anteriormente, se han implementado diversos tipos de plantas acuáticas flotantes en el tratamiento de aguas residuales. Dada la importancia de *Pistia stratiotes* a continuación se describirán sus principales características. *P. stratiotes* pertenece a la familia Araceae su nombre común es lechuga de agua. Tiene hojas onduladas verde pálido y pubescentes. Es una planta flotante estolonífera mediante los cuales lleva a cabo su reproducción. Se desarrolla en forma circular con un crecimiento radial desde el centro de la misma hasta el punto en el cual emergen sus flores. Las hojas crecen en forma inclinada con respecto a la superficie del agua. Cerrada en cultivo comprimido, *P. stratiotes* se abre para ocupar el espacio disponible después de la cosecha de plantas vecinas. Esta particularidad permite la cobertura total del plano de agua en unos minutos después de la cosecha de aproximadamente un tercio de la población, esto impide la emanación de malos olores y asegura un rendimiento fotosintético óptimo. La continuidad del tapiz vegetal permite el caminar de algunos organismos como pájaros, arañas o lagartos que favorecen la depredación de insectos y organismos indeseables. La lechuga de agua es también huésped muy apreciado de larvas de libélulas rapaces depredadoras de larvas de mosquitos. La sombra permanente ocasionada por el tapiz vegetal impide el desarrollo de microalgas. Sus numerosas raíces peludas yacen bajo la superficie del agua y constituyen buenos filtros para la materia en suspensión, así como un soporte físico para las larvas y bacterias aeróbicas que se alimentan de material orgánico atrapados en las raíces (Charbonnel, 1989).

Estudios realizados (Kengne, 2003) han demostrado que el uso de *P. stratiotes* en el tratamiento de aguas residuales domésticas no representa una alta producción de mosquitos principalmente del *Anopheles gambiae* el cual es responsable de la malaria por lo que resulta factible implementar estos sistemas en comunidades con climas cálidos sin que represente un riesgo para la salud pública. Así mismo otros estudios (Agendia, 1995)

han concluido que el tratamiento de aguas residuales domésticas usando *P. stratiotes* remueve hasta el 80% de DBO, DQO y SST presentando una buena capacidad de adaptarse a aguas residuales con alta carga orgánica además es fácil de cosechar. Debido a su morfología y anatomía resulta ideal para estudios e implementación en la biorremediación de sistemas acuáticos (Tarlyn, 1997). Sin embargo, el crecimiento de PS se ve inhibido cuando ésta se coloca en condiciones salinas (Charbonnel, 1989).

Por otro lado se ha demostrado que *P. stratiotes* tiene una buena capacidad de remoción de metales pesados principalmente de Pb^{2+} y Cd^{2+} , esto es posible mediante mecanismos bioabsorbentes que posee la planta (Miretzky, 2005). El contacto con sustancias tóxicas tiene efectos de inhibición en la síntesis de la clorofila y en la producción de biomasa de *P. stratiotes* (Satyakala y Jamil, 1992). Se ha encontrado experimentalmente que *P. stratiotes* tiene un buen crecimiento cuando se expone a fotoperiodos de hasta 16 horas con intensidades de luz de $94 \mu E/m^2s$ (Tarlyn, 1997).

Su procedencia nativa es hasta ahora desconocida. Sin embargo, debido a los fósiles encontrados en distintas partes del mundo se dice que procede de América del Sur o África. Se desarrolla abundantemente en climas tropicales en diferentes regiones del mundo. Por otro lado a través de la historia *P. stratiotes* ha tenido diversas propiedades terapéuticas, fue usada en Egipto para las enfermedades curativas y las heridas de la piel. En la India se utiliza semejantemente después de hervir el jugo de la hoja en aceite de coco. Una preparación de las hojas en azúcar y agua de rosas se toma para la tos y el asma. Las raíces proporcionan un laxante y diurético. La tiña es tratada frotando las cenizas en el cuero cabelludo. Algunos de los componentes típicos de *P. stratiotes* se muestran a continuación.

Tabla II.3 Componentes de *P. stratiotes* (Mishima, 2005).

	Cociente componente (%) ^a	Celulosa	Hemi-Celulosa	Lignina	Proteína cruda	Almidón	Ceniza
Hojas	85	18.7 ± 0.3	17.9 ± 0.7	6.2 ± 0.6	17.1 ± 1.8	11.1 ± 0.2	23.0 ± 0.9
Raíces	15	30.2 ± 0.4	8.3 ± 0.6	11.2 ± 0.5	11.2 ± 1.3	0.2 ± 0.1	24.4 ± 0.2
Total	100	20.4	16.5	7.0	16.2	9.5	23.2

Los valores de los componentes se expresan como mg por cada 100 mg de biomasa seca.

^a Cociente del componente de la hoja y de la raíz por biomasa seca.

Dada su composición es susceptible de ser empleada como alimento para animales, lo cual deberá ser debidamente evaluado experimentalmente. La figura II.5 muestra una imagen de *P. stratiotes*.

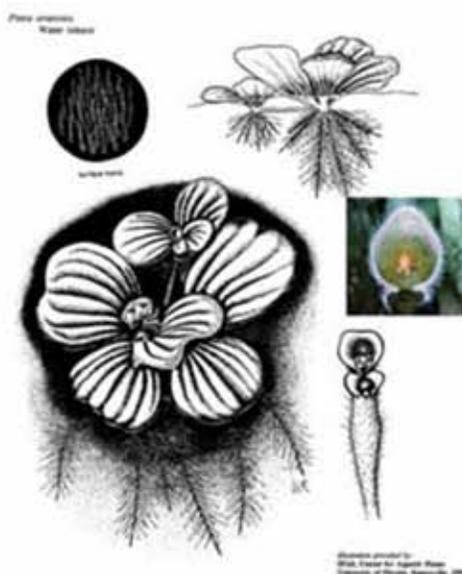


Figura II.5 *Pistia stratiotes*. Images: © University of Florida; inset, © M. Julien

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

III. MATERIALES Y MÉTODOS

III.1 Condiciones experimentales

Se contempló el uso simultáneo de tres tipos de agua: agua residual cruda; agua residual tratada tomada del sedimentador secundario del proceso de lodos activados de la PTARCU y agua limpia (potable); el experimento fue trabajado por lotes, utilizando recipientes con un volumen constante de agua (1500 mL), espejo de agua 10.16 cm. (4 pulgadas) en forma circular y tipo de plantas constante *Pistia stratiotes*. La calidad del agua durante la experimentación fue variable puesto que se trabajó con aguas residuales reales, ésto se resolvió utilizando las medias de cada determinación y su respectiva desviación estándar. La pérdida de volumen de agua en los recipientes experimentales por efecto de la transpiración de las plantas fue compensada con agua destilada para evitar la concentración de contaminantes (Lamchaturapatr, 2007). Se construyó el Sistema de Tratamiento con Plantas Acuáticas Flotantes (STPAF) Para el control de las variables ambientales, esto permitió monitorear adecuadamente las variables independientes (Tipos de aguas y cantidad de biomasa vegetal inicial) y ver el efecto sobre las variables de respuesta (Productividad Primaria y remoción de contaminantes). La tabla III.1 muestra las condiciones experimentales que se consideraron durante la investigación. Los factores que se mantuvieron constantes fueron los siguientes:

Humedad Relativa al 100%

Temperatura ambiental: 20-25°C (Ver anexo B)

Intensidad de luz: 42 $\mu\text{E}/\text{m}^2\cdot\text{s}$

Fotoperiodo: 12 horas luz por 12 horas oscuridad

Relación de agua residual en el tanque de adaptación 50% agua residual cruda, 50% agua limpia (Ran, 2005)

Tabla III.1 Condiciones experimentales

Condiciones	Recipientes		
	Agua residual cruda	Agua residual tratada	Agua limpia
Con planta	X	X	X
Sin planta	X	X	X

La estrategia final de trabajo se muestra en la figura III.1.

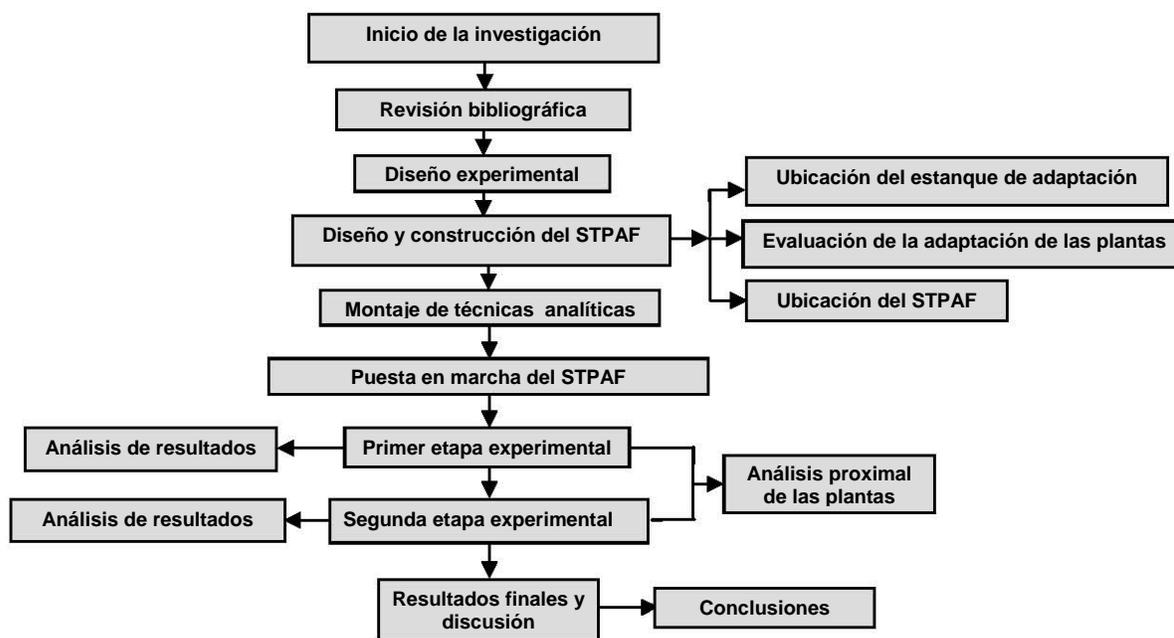


Figura III.1. Diagrama de flujo de la estrategia de trabajo

III.2 Construcción del sistema de tratamiento con plantas acuáticas flotantes (STPAF)

El STPAF fue montado en el invernadero del Laboratorio de Microbiología Experimental de la Facultad de Química de la UNAM (Ver figura A.1, Anexos). Los resultados obtenidos en etapas exploratorias previas a su construcción permitieron conocer el efecto adverso que un mal control de la luz y de la temperatura tienen sobre el crecimiento de las plantas acuáticas, lo cual coincidió con la literatura consultada (Tarlyn, 1997). Debido a ello fue necesaria la construcción de una estructura en la cual fuese posible controlar las variables de importancia involucradas en la investigación (intensidad de luz, fotoperiodo, temperatura y humedad relativa). Se propuso entonces el diseño de un Sistema de Tratamiento de aguas basado en los sistemas conocidos como “pequeños invernaderos” el cual contemplase un sistema de adaptación de plantas al agua residual, un sistema de lavado de plantas, un área de pretratamiento del agua, la estructura de control donde se llevaran a cabo la experimentación y un sitio de descarga del efluente tratado. La construcción del STPAF se llevó a cabo durante el periodo de agosto a octubre de 2006. En la figura III.2 se muestra un esquema general de la forma del STPAF.

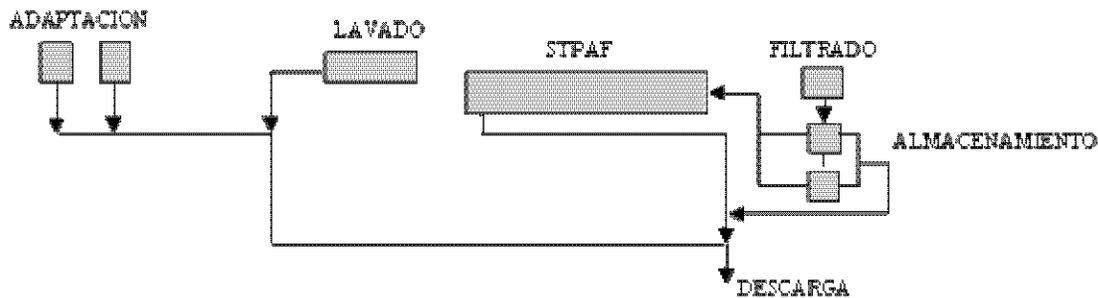


Figura III.2 Esquema del STPAF

La construcción del STPAF se dividió en tres etapas:

1. Construcción de los reactores experimentales
2. Construcción de la estructura de control
3. Construcción de obras complementarias

III.2.1 Construcción de los recipientes experimentales

Consisten en recipientes de PVC de 4" de diámetro (10.16 cm.) y 20 cm. de altura en ellos se llevaron a cabo las condiciones experimentales descritas en la tabla III.1. Los recipientes fueron tapados de uno de sus extremos con un capuchón de PVC 4" con el fin de formar una estructura con forma cilíndrica que fuese capaz de contener las aguas utilizadas por el tiempo que duró cada experimento. Las dimensiones de estos recipientes son similares a las utilizadas por algunos autores (Lamchaturapatr, 2007). Asimismo cada recipiente experimental contó con una trampa de retención de detritus con el cual fue posible la cuantificación de los mismos. Para tener una considerable cantidad de réplicas durante la experimentación se construyeron 45 recipientes todos con las mismas características los cuales serían puestos bajo las mismas condiciones ambientales durante la etapa experimental, se probaron hidráulicamente cada uno de ellos y se calibraron a 1500 mL antes de ser instalados en la estructura de control (Ver figura A.7, Anexos). Los recipientes experimentales fueron identificados con los nombres A1, A2, A3...A45. Para mantener el volumen de agua constante en cada recipiente se utilizó una válvula de tres vías colocada en la parte inferior de los mismos la cual a su vez se conectó a una de las redes de drenaje del STPAF. Esta conexión fue hecha con manguera de Tygon Masterflex 6409-25 de ¼" (0.635 cm.). (Ver figura A.9, Anexos). La figura III.3 muestra las dimensiones de los recipientes construidos

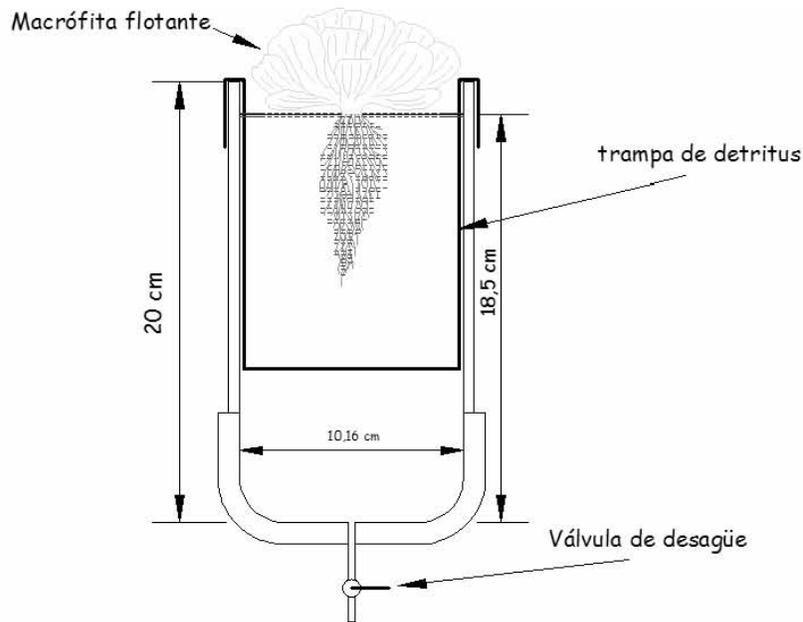


Figura III.3 Recipiente experimental

III.2.2 Construcción de la estructura de control

La estructura de control, consistió en una serie de marcos reticulares hechos a base de Perfiles PTR 1"x1" que forman la estructura tipo "pequeño invernadero" sobre la cual se montaron las instalaciones con las que se llevó a cabo el control del experimento. (Ver figura A.3, Anexos). La estructura se mandó hacer a un taller de herrería particular, una vez terminada fue trasladada al Laboratorio de Microbiología Experimental de la Facultad de Química de la UNAM para su montaje. La estructura se apoyó en una de las mesas situadas dentro del invernadero. Se utilizaron 6 barros de madera con dimensiones 110 x 3.81 x 2.54 cm. para distribuir el peso a lo largo de la mesa de soporte (Ver figura A.4, Anexos). Dentro de la estructura de control se colocaron los 45 recipientes experimentales y parte de las obras complementarias (Ver figura A.6, Anexos) Para el diseño de la estructura de control se consideraron los siguientes criterios, que fuese:

1. Un sistema que permitiese el control de las variables ambientales de interés.
2. Un sistema limpio que permitiese la fácil maniobra del agua residual y las plantas acuáticas sin que existiesen derrames de aguas residuales.
3. Un sistema de fácil manejo hidráulico.
4. Un sistema de fácil operación
5. Un sistema que permitiese trabajar con tres tipos de agua residual simultáneamente.
6. Un sistema económico
7. Un sistema versátil que permitiese además del cumplir con los objetivos de la tesis, poder implementar en el futuro otras tesis similares.
8. Un sistema de fácil construcción
9. Un sistema desmontable.

Además en el diseño se consideraron las siguientes especificaciones técnicas:

1. Mantener un régimen hidráulico laminar en cada uno de los 45 reactores
2. Capacidad de volumen de agua requerida por corrida experimental 90 L
3. Condiciones homogéneas para los 45 reactores
4. Uso de tubería de PVC 3/4" y 1" en la instalación hidráulica.
5. Limitante de altura 90 cm
6. Limitante de largo: 5 m
7. Limitante de ancho 1 m

8. Considerar que el sistema debiese estar cubierto para evitar el paso de luz externa no deseada.
9. Pendiente mínima 2% en las tuberías de descarga de agua
10. Pendiente mínima 1.7% en el sistema de alimentación de agua residual
11. Sistema de retrolavado por carga hidráulica
12. Intensidad máxima de luz $70 \mu\text{E}/\text{m}^2\cdot\text{s}$
13. Intensidad mínima de luz $30 \mu\text{E}/\text{m}^2\cdot\text{s}$
14. Rango de variación de luz $10 \mu\text{E}/\text{m}^2\cdot\text{s}$
15. Humedad relativa alcanzable hasta 100%
16. Retiro de sólidos sedimentables (SS)

La siguiente figura muestra el esquema final de la estructura de control

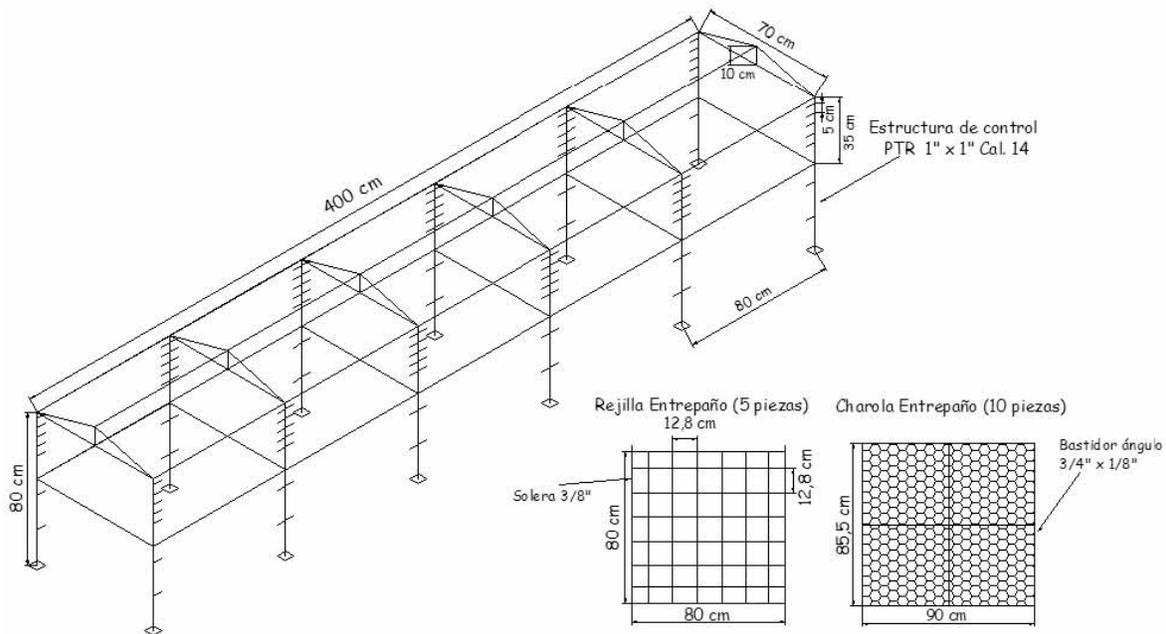


Figura III.4 Perspectiva Isométrica de la estructura de control

III.2.3 Construcción de obras complementarias

Las obras complementarias del STPAF consistieron en la construcción del sistema de lavado de plantas, el sistema de adaptación de plantas, los tanques de almacenamiento-distribución de agua, las instalaciones eléctricas e hidráulicas y el sistema de control de humedad y temperatura (Ver Figura A.5, Anexos).

El sistema de lavado de plantas se construyó con el fin de quitar de las plantas acuáticas recién traídas de su sitio de colecta (CIBAC-Xochimilco) los restos de materia orgánica e inorgánica que trajesen consigo. El sistema se compone de dos charolas en las cuales se colocan las plantas para su limpieza. Una red general de descarga hecha con tubería de PVC $\frac{3}{4}$ " conecta al área de lavado de plantas con el sistema de adaptación de plantas el cual consta de dos estanques de 100 L de capacidad llamados I y II en los que se llevaba a cabo la adaptación de las plantas al agua residual. La red general de descarga arrojaba su efluente en una coladera situada fuera del invernadero. (Ver figuras A.13, A.14 y A.17 de los Anexos). Se colocó una manguera de plástico de 20 metros de largo para traer agua limpia desde la llave más cercana, con ella se llevó a cabo el lavado de las plantas (Ver figura A.14, Anexos).

Los tanques de almacenamiento-distribución de agua residual del STPAF consisten en dos recipientes de 56 litros cada uno en los cuales se almacenaron las aguas residuales a tratarse por corrida experimental. La función principal de estas unidades fue la de separar del influente los sólidos que llegasen a atravesar el filtro de tela manta (Ver III.6 Proceso experimental). Se consideró un TRH de 4 horas para cada una de estas unidades (Ran, 2003). Se les adaptaron tres tomas de conexión mediante las cuales fue posible variar la posición de toma del influente hacia la estructura de control. Los tanques cuentan con un dispositivo de purga en la parte inferior de los mismos con el cual se realiza su limpieza así como el retrolavado de los recipientes experimentales. Para dicho retrolavado se utilizó la carga hidráulica de los tanques de almacenamiento-distribución y mediante un arreglo hidráulico situado en la purga de los tanques fue posible desviar el caudal de purga hacia los recipientes experimentales logrando la presión suficiente para retrolavar los 45 recipientes experimentales simultáneamente. Los retrolavados se realizaron con agua limpia puesta en los tanques de almacenamiento-distribución (Ver figuras A.19 y A.11, Anexos). La alimentación de agua desde los tanques de almacenamiento-distribución hacia la estructura de control del STPAF consistió en una red hidráulica mediante la cual fue posible trasportar el agua. Se utilizó tubería PVC de 3/4" a la cual se le conectaron 4 llaves de toma de 1/2" desde donde se alimentaron a los 45 recipientes experimentales.

El sistema de drenaje del STPAF tuvo como función principal desalojar toda el agua tratada del sistema ya sea para su colecta como muestra o bien para su disposición final. La red de drenaje está compuesta de ramales primarios y secundarios colocados en la parte inferior de la estructura de control. Los ramales secundarios se conectaron a la parte inferior de los recipientes experimentales permitiendo el drenaje de los mismos. El diseño se realizó utilizando tubería de 1" de diámetro a lo largo de la cual se conectaron brazos de tubería de 1/2" a cada 20 cm. (ramales secundarios). A estos brazos se conectaron las mangueras que a su vez se conectan a los recipientes experimentales. La tubería de drenaje del STPAF se conecta a la tubería de purga de los tanques de almacenamiento-distribución mediante un arreglo de tuberías de PVC DE 3/4" y de 1" de diámetro. Ésta a su vez es conducida hacia el exterior del invernadero por uno de los conductos de desagüe del invernadero principal. El sitio general de descarga y la forma final del sistema hidráulico del STPAF se muestra en la figura A.13 y A.17 de los anexos respectivamente. El interior de la estructura de control del STPAF ya en operación se puede ver en la figura A.15 de los anexos.

El sistema eléctrico del STPAF se compone de 9 lámparas fluorescentes de 40 W tipo Grow Lux Modelo Plant-Acuarium GE, especiales para el crecimiento de plantas acuáticas, se instaló una balastra electrónica por cada tres lámparas. Las balastras se conectaron al "timer" general del invernadero, con lo cual fue posible controlar el fotoperiodo y la intensidad de luz en el sistema. Asimismo, para aislar la estructura de control y evitar el paso de luz exterior no deseada hacia el interior de la estructura se colocó una lona negra de plástico cuyas dimensiones fueron de 2.8 x 6.0 metros la cual cubría completamente la estructura de control (Ver figura A.12 de los anexos).

La temperatura en el STPAF se controló de forma indirecta a través del control de la humedad relativa. Para ello se instaló un sistema de nebulización dentro de la estructura de control, el cual generaba una brisa turbulenta en uno de sus extremos. Esta brisa era extraída hacia el otro extremo de la estructura mediante un extractor con capacidad de 210 m³/h ocasionando el aumento en la humedad relativa dentro de la estructura de control y lo que a su vez provocaba el descenso de la temperatura. La brisa no extraída se depositaba como agua en un recipiente de plástico colocado debajo de los nebulizadores, éste a su vez se conectaba a una línea de conducción de agua que la llevaba a una canaleta almacenadora de agua, justo ahí estaba colocada una bomba de 1 HP peristáltica de uso continuo que enviaba el agua nuevamente hacia los nebulizadores a través de una pequeña red hidráulica. Este ciclo era repetido sin paro, desde el inicio de un experimento hasta su final. El porcentaje de humedad relativa era controlado manualmente a partir de abrir o cerrar una válvula de paso situada a la salida de la bomba peristáltica. Cuando la temperatura dentro de la estructura de control superaba los 25°C se abría totalmente la válvula de paso aumentando la cantidad de brisa dentro de la estructura de control y por ende disminuyendo la temperatura en las horas en las que la temperatura se mantenía dentro del rango de los 20 a 25°C se podía cerrar un poco la válvula pero sin que la humedad relativa bajase del 100%. La variación en la humedad relativa era monitoreada por un humidostato y la temperatura dentro de la estructura de control con tres termómetros situados a lo largo de dicha estructura, uno de ellos de máximos y mínimos (Ver figura A.15, Anexos). El mantener constante el porcentaje de humedad relativa permitió determinar la evapotranspiración en el sistema.

III.3 Pruebas y operación del sistema de tratamiento con plantas acuáticas flotantes (STPAF)

Terminada la construcción del STPAF se procedió a corroborar el control de las variables ambientales de interés, para ello se realizaron pruebas generales en el sistema. Se revisó el buen funcionamiento del sistema hidráulico (ausencia de fugas principalmente), la intensidad de luz emitida por las lámparas a diferentes alturas dentro de la estructura de control, el adecuado funcionamiento del timer (fotoperiodo) y el monitoreo del efecto en el aumento de la humedad relativa sobre la temperatura (Valores máximos y mínimos). Este proceso se repitió varias veces hasta conseguir el control total del sistema.

El STPAF se ponía en marcha cuando se encendía la bomba que alimentaba a los nebulizadores a partir de ese momento el sistema no paraba hasta el fin del experimento. Encendidos los nebulizadores y las lámparas, la estructura de control se cerraba con la lona de plástico. Una vez alcanzados los valores ambientales deseados se consideraba estable el sistema. Este proceso tardaba aproximadamente 2 horas y se llevaba a cabo por la tarde-noche puesto que a estas horas resultó más rápida la estabilización del sistema.

Para evitar disturbios en el funcionamiento del STPAF, la estructura de control se destapaba como máximo una vez al día durante una corrida experimental dentro del rango de las 9:00 hrs. a 11:00 hrs. Con ello se minimizaban las variaciones en el sistema de control de luz y temperatura y por ende la desestabilización del sistema. Durante el tiempo en el que destapaba el STPAF se llevaban a cabo los trabajos de operación los cuales consistían en alguno de los siguientes puntos:

1. Toma de muestras.
2. Cosecha de plantas.
3. Mediciones de parámetros de campo.
4. Compensación del volumen de agua transpirado por las plantas.
5. Observaciones generales en el estado físico de las plantas y del sistema.

La figura III.5 Muestra la forma final del STPAF



Figura III.5 Sistema de Tratamiento con Plantas Acuáticas Flotantes (STPAF)

III.4 Medición del crecimiento de plantas

La medición del crecimiento de las plantas se llevó a cabo como productividad primaria bruta mediante método directo, esto es, midiendo el cambio en el peso de la biomasa vegetal por diferencia entre peso inicial y final sin considerar correcciones por las pérdidas por respiración. El peso de las plantas fue medido como peso húmedo. Para ello las plantas se colocaban en un colador y se le daban 10 golpes con el fin de eliminar el exceso de agua que pudieran tener, esto se hacía sistemáticamente para todas las plantas, tanto durante la siembra como en la cosecha del STPAF. Las plantas eran pesadas en una balanza gravimétrica, previamente calibrada.

Después de una corrida experimental, la mayoría de los recipientes del STPAF contenían detritus arrojados por las plantas, éstos eran atrapados en las trampas de detritus (Ver figura A.8, Anexos) y posteriormente pesados en una balanza analítica. El detritus se retiraba cuidadosamente de las trampas y se colocaba en el recipiente de pesado, este proceso era realizado manualmente y tardaba aproximadamente 2 horas para la siembra y de 3 a 4 horas para la cosecha. El proceso general de medición del crecimiento de plantas era repetido hasta haber completado todo el detritus y todas las plantas del sistema según el caso.

III.5 Mediciones analíticas en el agua

El agua era caracterizada a lo largo de cada corrida experimental. Las muestras de agua fueron tomadas del STPAF al azar a partir de los recipientes con las características correspondientes, éstas consistieron de volúmenes de 250 mL colocados en matraces Erlenmeyer. Los parámetros de calidad del agua que se midieron así como los métodos analíticos empleados y los valores de norma para NT y SST que se esperan obtener como objetivos de la tesis se muestran en la tabla III.2. Para el análisis de los influentes se tomaron muestras compuestas de 10 recipientes de los cuales se colectó un volumen de 10 mL de cada uno para posteriormente ser mezclados y analizados.

Las caracterizaciones del agua se llevaron a cabo en el Laboratorio de Microbiología Experimental de la Facultad de Química de la UNAM excepto el NTK que fue determinado en el Laboratorio de Alimentos de la Facultad de Química de la UNAM. Los parámetros de campo (Conductividad, OD, Temperatura, SDT y pH) fueron medidos in-situ en el STPAF durante cada corrida experimental.

Tabla III.2 Métodos analíticos empleados

Parámetro	Valor de Norma RA (Ríos tipo A)	Valor de Norma PVA (Ríos tipo C)	Método
DQO (mg/L)			Método 5220-C (Estándar Methods)
SST (mg/L)	150	30	Método 4500-P-C (Standar Methods)
P-PO ₄ (mg/L)			Método 4500-P-C (Standar Methods)
N-NH ₃ (mg/L)			Manual de laboratorio de química del agua. Método 3.3.1
N-NO ₂ (mg/L)			Manual de laboratorio de química del agua. Método 3.3.2
N-NO ₃ (mg/L)			Manual de laboratorio de química del agua. Método 3.3.3
NT (mg/L)	40	15	Método 4500-Norg C
pH (mg/L)			Multímetro Corning*
Conductividad (µS/cm)			Multímetro Corning*
Oxígeno Disuelto (mg/L)			Multímetro Corning*
Temperatura (°C)	NA	40	Multímetro Corning*
SDT (mg/L)			Multímetro Corning*

*Modelo "The checkmate II deluxe field system"

III.6 Proceso experimental

Se utilizó la planta *P. stratiotes* para dar tratamiento a dos tipos de aguas residuales. Las plantas se colectaron en uno de los canales que se encuentran en el Centro de Investigación en Biología Acuática de Cuernavaca (CIBAC-Xochimilco) (Ver figura A.16, Anexos) Posteriormente eran llevadas al Laboratorio de Microbiología Experimental y limpiadas en el área de lavado aquí se removía principalmente la materia de gran tamaño que se encontrase en los rizomas de la planta una vez limpias se colocaban en los estanques de adaptación con el objeto de que las plantas entrasen en ayuno. Primeramente se colocaban en el estanque de adaptación I que contenía 100% agua de la llave, aquí la planta permanecía por 1 día. Posteriormente se cambiaban al estanque de adaptación II que contenía 50% agua de la llave y 50% agua residual cruda de la PTARCU para que las plantas se adaptasen al agua residual aquí la planta permanecía por dos días para posteriormente ser puesta en el STPAF. Este ultimo estanque contaba con un sistema de recirculación de agua con el que se favoreció la mezcla completa dentro del estanque así como la simulación de las condiciones naturales de los canales de Xochimilco (Ver figura A.18, Anexos). El STPAF era cargado con agua residual cruda y tratada proveniente de la PTARCU. El agua residual cruda era tomada del desarenador mientras que el agua residual tratada era colectada en el sedimentador secundario después del proceso de lodos activados de la PTARCU los sitios específicos de recolección del agua se muestran en las figuras A.19 y A.20 de los Anexos. Para el transporte de agua residual desde la PTARCU hasta el Laboratorio de Microbiología Experimental se utilizó un bidón de 50 L, un “diablito”, una cubeta de recolección de agua, guantes, cubrebocas y un trapo de franela (Ver figura A.21, Anexos).

Una vez colectada el agua residual y puesta en el invernadero era filtrada con el fin de retirar la materia suspendida y sedimentable de mayor tamaño, para ello se utilizó tela manta comercial. Posteriormente el agua era bombeada hacia los tanques de almacenamiento-distribución, en estos tanques se colocaban aproximadamente 90 L de aguas residuales de los cuales 45 L en promedio correspondían a agua residual cruda y el resto a agua residual tratada. Colocada el agua residual en dichos tanques era suministrada al STPAF para su operación. Los 45 recipientes experimentales se dividieron en cuatro bloques, en dos de ellos se daría tratamiento a las aguas residuales crudas y tratadas, en el otro bloque se colocaron plantas en agua limpia para analizar el efecto de las plantas en agua no contaminada y el ultimo bloque fungió como blanco experimental para los tres tipos de aguas. El agua limpia era tomada de una llave situada dentro del mismo invernadero. Una vez cargado el STPAF, se procedía a su operación y se corría un experimento. La figura III.6 muestra la forma en como se llevó a cabo la configuración experimental en todas las etapas, trabajando simultáneamente los tres tipo de aguas.

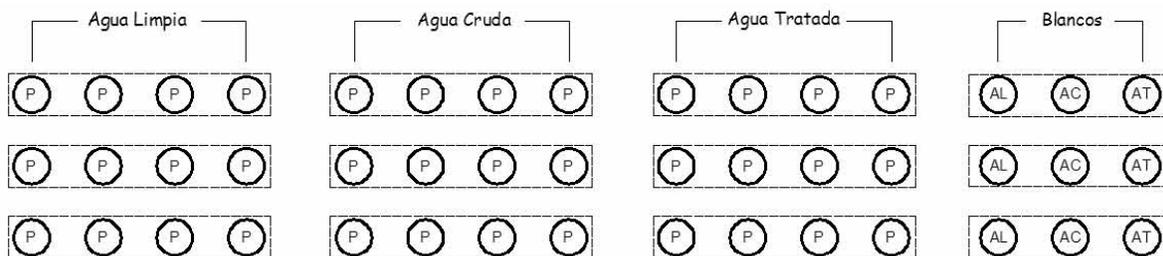


Figura III.6 Configuración experimental dentro del STPAF
 P: Con planta, AL: Agua limpia, AC: Agua cruda, AT: Agua tratada
 Blancos: Corresponden al blanco experimental sin planta.

La selección de las plantas sembradas en el STPAF era llevada a cabo cuidadosamente desde el estanque de adaptación II. Las plantas eran colectadas, pesadas y sembradas procurando la homogeneidad en tamaños. Cada vez que daba inicio una corrida experimental se utilizaba un lote nuevo de plantas colectado en CIBAC Xochimilco, dichas plantas eran tomadas aleatoriamente. Tanto para la colecta de plantas como para su siembra en el STPAF se utilizaron los siguientes criterios:

Tabla III. 3 Características de las plantas

Diámetro (cm)	Raíz (cm)	Peso (g)
5-7	7-9	10 (Aprox)

Para el desarrollo y control de cada corrida experimental se utilizaron los siguientes materiales:

Tabla III.4 Materiales utilizados por corrida experimental

Parámetro	Instrumento
Temperatura	Termómetro máx. y mín.
Humedad Relativa	Humidostato Lufft Model No. 33104
Intensidad de luz	Quantum/Radiometer/Photometer. LI-COR Model LI 185A
Peso de plantas	Balanza OHAUS CENT-0-GRAM 311g
Peso de detritus	Balanza Analítica Sartorius Model BL 150
Fotoperiodo	Programador de luz tipo "Timer"
Evapotranspiración	Cubetas, recipientes de PVC y agua destilada
Determinaciones analíticas	Material de laboratorio
Determinaciones en campo (pH, OD, Cond, Temp, TDS)	Multimedidor Corning modelo "The checkmate II deluxe field system"
Acarreo de agua	Diablito, Bidón 50 lts, guantes y cubetas.

III.6.1 Primera etapa experimental

Puesto en marcha el STPAF se procedió a la primera etapa experimental. Se cargó el STPAF de acuerdo a la figura III.3. Se utilizó una cantidad inicial constante de plantas en cada recipiente (10g peso húmedo), esta corrida tuvo un carácter exploratorio. Se determinó el tiempo de residencia hidráulico mínimo que permitió encontrar calidad de agua apta para riego agrícola y para protección a la vida acuática de acuerdo a la NOM 001-SEMARNAT-1996, para valores de NT y SST.

III.6.2 Segunda etapa experimental

Consistió en hacer variar la cantidad de biomasa vegetal en el sistema para todas las condiciones experimentales. Con los resultados obtenidos en la primera etapa experimental fue posible determinar a partir de que cantidad de plantas sería conveniente empezar a variar la cantidad de plantas en el STPAF así como inferir el tiempo de tratamiento del agua esperado para los demás experimentos. Las variaciones en la cantidad de biomasa vegetal consistieron en cuatro corridas experimentales adicionales a la primera etapa empleando para ello 15g, 20g, 25g y 30g peso húmedo de planta los experimentos tuvieron como máximo 30g peso húmedo de planta puesto que fue la máxima cantidad de plantas que se pudieron sembrar en el espejo de agua de los recipientes experimentales. A partir de estos experimentos fue posible determinar el número máximo de plantas que se pueden sembrar en el sistema asociado al menor tiempo de tratamiento del agua sin que exista un detrimento en la calidad del efluente.

III.7 Análisis nutricional de las plantas

Las plantas que se cosecharon en el STPAF después de una corrida experimental fueron secadas a temperatura ambiente; una vez secas se etiquetaron y se acumularon 80 g peso seco para su análisis en el Laboratorio de Control Analítico de la Facultad de Química de la UNAM. El proceso de secado duró 6 días para todas las muestras de planta. Con los resultados de los análisis se procedió a su comparación entre ellos y con la literatura existente de calidad nutricional para varios tipos de alimentos, con la finalidad de encontrarle un uso a la biomasa cosechada después del tratamiento del agua.

1. Plantas cosechadas del sitio de colecta de plantas en CIBAC Xochimilco.
2. Plantas cosechadas después del tratamiento en agua Crudas de la PTARCU.
3. Plantas cosechadas después del tratamiento en aguas tratadas de la PTARCU.
4. Plantas puestas en agua de la llave, cosechadas después de 10 días.

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

A continuación se presentan los resultados experimentales y la discusión de los mismos.

IV.1 Caracterización del agua residual.

De las muestras compuestas tomadas de agua residual cruda y tratada se llevó a cabo la caracterización de las mismas. Las tablas IV.1 y IV.2 muestran los promedios de las caracterizaciones de los influentes con sus respectivas desviaciones estándar.

Tabla IV.1 Caracterización del agua residual cruda PTARCU

Parámetro	Concentración
DQO (mg/L)	459 ± 9.98
SST (mg/L)	95.5 ± 2.82
pH	7.47 ± 0.12
Temperatura (°C)	20.2 ± 0.41
P-PO ₄ (mg/L)	6.1 ± 0.96
N-NH ₃ (mg/L)	11.2 ± 2.34
N-NO ₂ (mg/L)	0
N-NO ₃ (mg/L)	0.4 ± 0.17
NTK (mg/L)	43.1 ± 8.24
NT (mg/L)	54.5 ± 4.52

Tabla IV.2 Caracterización del agua tratada PTARCU

Parámetro	Concentración
DQO (mg/L)	218 ± 4.3
SST (mg/L)	16 ± 2.1
pH	7.4 ± 0.08
Temperatura (°C)	20.3 ± 0.43
P-PO ₄ (mg/L)	5.7 ± 0.15
N-NH ₃ (mg/L)	4.6 ± 2.32
N-NO ₂ (mg/L)	0.09 ± 0.06
N-NO ₃ (mg/L)	0.43 ± 0.42
NTK(mg/L)	11.53 ± 4.52
NT	16.6 ± 5.31

Cabe mencionar que cada valor reportado indica la media de 20 determinaciones que se llevaron a cabo este valor es acompañado con su desviación estándar. La caracterización del Nitrógeno se muestra en todas sus formas, de las cuales las cuatro primeras (NH₃, NO₂, NO₃ y NTK) fueron obtenidas en laboratorio mientras que el NT se contempló mediante la suma correspondiente. En el anexo B “Métodos analíticos empleados” se muestra: el principio, el procedimiento, la preparación de reactivos y los cálculos de las técnicas empleadas en la determinación de cada parámetro.

IV.2 Valores de la demanda Química de Oxígeno (DQO)

En la figura IV.1 se observan los porcentajes de remoción de DQO durante las cinco corridas experimentales. La máxima remoción de DQO se presentó en las corridas que tuvieron 10 y 15 g peso húmedo de planta con remociones del 70 y 69% a los 12 y 7 días respectivamente por lo que comparativamente el tratamiento con 15 g de planta fue mejor que el que tuvo 10 g de planta. El blanco de agua residual cruda sin planta presentó una disminución en la concentración de DQO del 25% respecto a la concentración inicial debida en gran parte al efecto de sedimentación presente en los recipientes experimentales.

Se observa en la corrida con 30 g peso húmedo de planta una disminución en los porcentajes de remoción de DQO al quinto día de tratamiento del agua, esto se puede explicar puesto que desde el inicio de la corrida experimental las plantas se encontraban encimadas y no contaban con el área superficial necesaria para su crecimiento, después de mantenerse así unos días las plantas comenzaron a decaer lo que implicó una pérdida del 6.5% de su biomasa respecto a su peso inicial (Ver anexo C). Parte de la biomasa vegetal se disolvió en el

agua en tratamiento lo que ocasionó el aumento de la DQO en la misma. Esta observación permitió establecer el rango de pesos de planta que se pueden poner para el área superficial establecida (10.16 cm. de diámetro) en cada recipiente experimental. Por un lado, 10 g de planta implicaba que parte del espejo de agua quedase expuesta a la intemperie y solo aproximadamente el 50% del espejo era cubierto con la biomasa vegetal, ésto hacia al experimento susceptible a ser invadido de microalgas que crecieran en los sitios expuesto a la luz y por ende la disminución en los rendimientos del tratamiento este fenómeno no fue observado durante ninguna etapa de la experimentación. Sin embargo, indicaba el hecho de no implementar una corrida experimental con menor cantidad de peso húmedo de planta. Por otro lado los resultados encontrados después de la corrida con 30 g de planta indicaban lo contrario, no implementar experimentos que tuviesen mas de 30 g de planta puesto que tanto los rendimientos en el tratamiento como el crecimiento de las plantas se verían seriamente afectados. La diferencia en porcentajes entre la corrida que tuvo la máxima remoción de DQO y la que se presentó en el recipiente sin planta (blanco) fue de 45.3%.

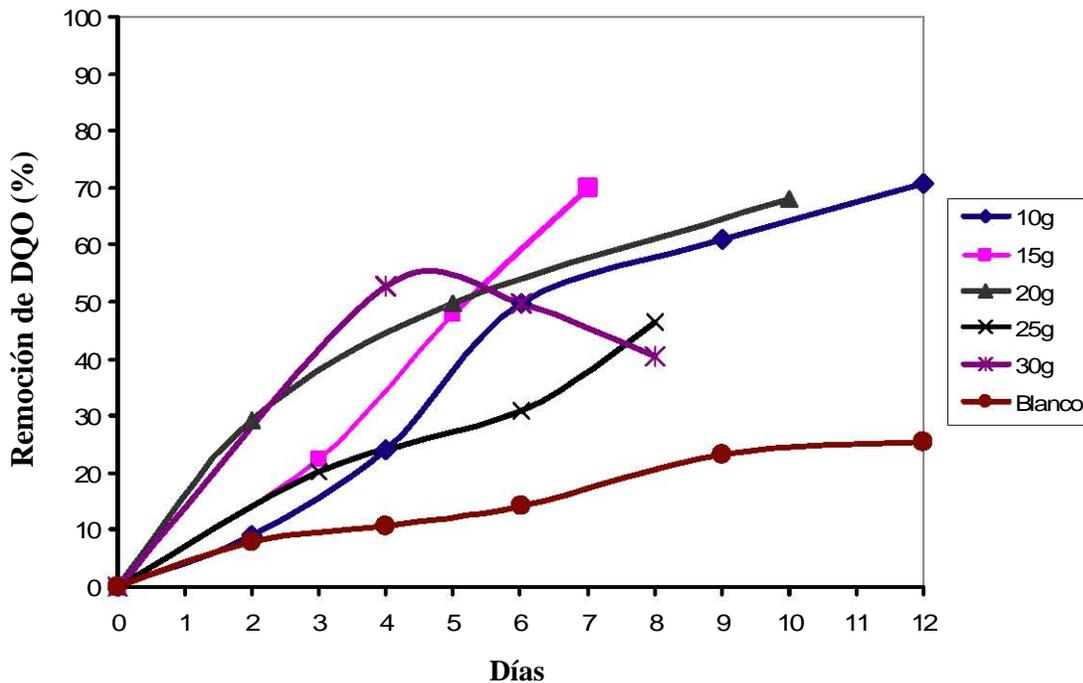


Figura IV.1 Porcentajes de remoción de DQO para agua cruda

La observación del estado físico de las plantas así como la disponibilidad de área superficial para su crecimiento durante cada corrida experimental definió el momento del “levantar” el experimento. La corrida experimental con 20 g peso húmedo de planta presentó 68% de remoción de DQO a los 10 días de tratamiento del agua, por su parte la menor remoción de DQO se presentó en la corrida con 25 g peso húmedo de planta la cual fue del 47% a los 8 días de tratamiento del agua.

El experimento con agua residual tratada y *Pistia stratiotes* presentó en general mejores porcentajes de remoción de DQO que los obtenidos con agua residual cruda ésto se puede observar en la figura IV.2. La máxima remoción de DQO fue de 84% utilizando 20 g peso húmedo de planta a los 10 días de tratamiento del agua. Sin embargo, la corrida con 15 g de planta presentó una remoción del 82% a los 7 días de tratamiento por lo que comparativamente es mejor que la mencionada anteriormente. La corrida con 10g de planta presentó 42% de remoción de DQO respecto a 70% que se obtuvo en el experimento con agua residual cruda ésto se puede explicar debido a que el agua residual cruda contiene una mayor concentración de materia orgánica de la cual gran parte es fácilmente asimilable por los microorganismos degradadores (biomasa heterótrofa) situados en la rizosfera. La corrida con 25 g de planta presentó una remoción del 60% a los 8 días de tratamiento del agua. Por su parte la corrida con 30 g peso húmedo de planta mostró el mismo

comportamiento que con agua residual cruda, presentando un aumento en la concentración de DQO después del sexto día de tratamiento esto se manifestó con una baja del 10.3% en el porcentaje de remoción ganado al sexto día el cual llegó a ser del 48% en remoción de DQO. El blanco correspondiente de agua tratada sin planta presentó porcentajes de remoción del 19% después de doce días de experimentación. La diferencia en porcentajes de remoción entre la corrida que tuvo la máxima para DQO y la que se presentó en el recipiente sin planta fue de 61.1% respecto a 45.3% encontrada en el experimento con agua residual cruda lo que indica que la implementación de este tipo de sistemas en aguas tratadas presentará mayores rendimientos de DQO que su uso en aguas residuales crudas.

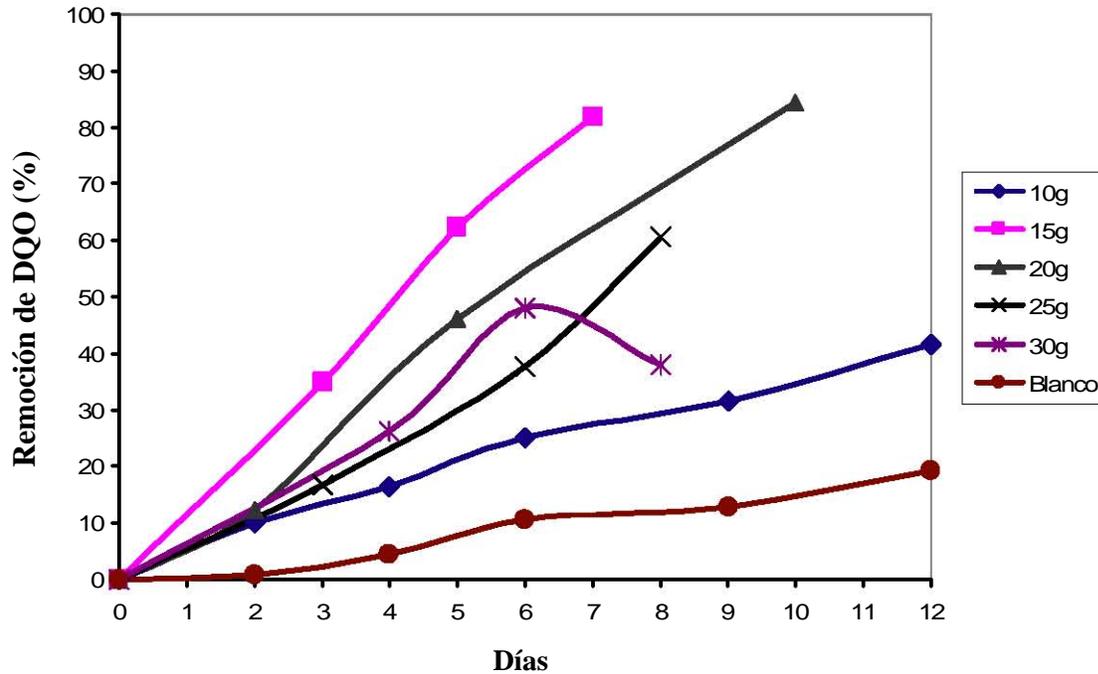


Figura IV.2 Porcentajes de remoción de DQO para agua tratada

El seguimiento de la DQO en el agua limpia es reportado en la figura IV.3. El perfil obtenido está expresado por el tiempo en el eje de las abscisas y por la concentración de DQO en el eje de las ordenadas. Si bien no se esperaban altas concentraciones de DQO en este tipo de agua (agua de la llave), estas fueron en promedio del orden de 60 a 80 mg/L. El efecto de la presencia de las plantas en el agua limpia se manifiesta en el detrimento de la concentración de DQO inicial para todas las corridas experimentales. La máxima baja en DQO se presentó en la corrida con 15 g peso húmedo de planta la cual fue de 54.4 mg/L respecto a la concentración inicial detectada de 67 mg/L mientras que la concentración de DQO para las corridas de 20 y 25 g de planta presentaron disminuciones de 50.6 y 36.4 mg/L respectivamente a los 8 y 10 días de experimentación.

La concentración de DQO en el blanco (agua limpia sin planta) presentó una baja de 28 mg/L muy similar a la presentada en la corrida con 10 g peso húmedo de planta esto pudo deberse a la sedimentación de los SST en los recipientes experimentales que tuvieron concentraciones iniciales de 13.5 y 18.6 mg/L respectivamente y disminuciones en los mismos del orden de 10 mg/L después de 8 días de experimentación (Ver anexo C); lo anterior muestra que la presencia de planta en la corrida con 10 g de planta no tuvo un efecto considerable en cuanto a la interacción con la DQO, es interesante observar que para esta corrida experimental el porcentaje de crecimiento de biomasa vegetal respecto a su peso inicial fue del 37%, la máxima presentada en todos los experimentos (Ver valoración de la biomasa). Para la corrida con 30 g peso húmedo de planta se observa nuevamente como la falta de área superficial ocasiona la muerte de las plantas reflejándose directamente en el aumento de la DQO después del quinto día llegando a concentraciones de 95 mg/L en los 3 días restantes.

Esto es un importante indicador puesto que muestra la necesidad de mantener un área superficial mínima despejada para el crecimiento de las plantas, lo que a su vez implica tener periodos constantes de cosecha con el fin de evitar la contaminación del efluente debida a la muerte de las plantas.

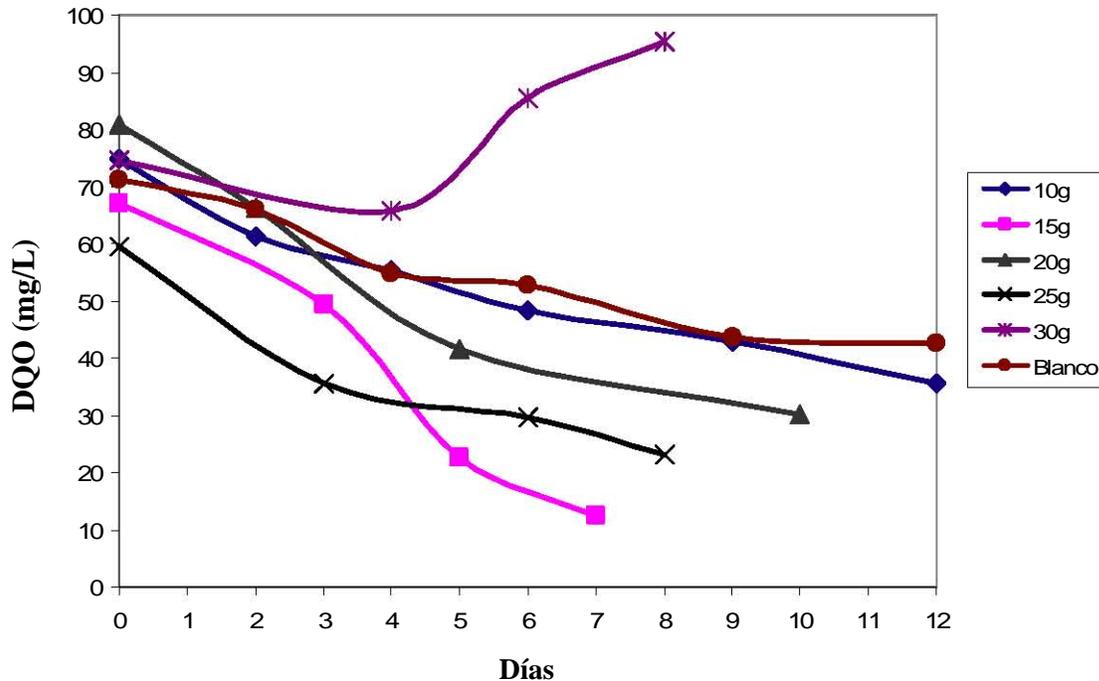


Figura IV.3 Perfil de DQO en agua limpia

IV.3 Valores de Sólidos Suspendedos Totales (SST)

La remoción de SST en el experimento con agua residual cruda se muestra en la figura IV.4. En ella se observa que la máxima remoción se presenta en la corrida con 15 g peso húmedo de planta la cual fue del 91% a los 7 días de tratamiento del agua. La remoción de SST con 20g de planta fue del 56% a los 10 días de tratamiento, esta tendencia es muy similar a la que se presentó con 10 g de planta (Ver figura IV.4). Por su parte la remoción de SST en la corrida de 25 g de planta fue del 71.4% a los 8 días de tratamiento del agua. El perfil de remoción en la corrida con 10 g peso húmedo de planta es muy parecido al que presentó el blanco (agua cruda sin planta) para el primero la remoción de SST alcanzó el valor de 63% mientras que el segundo tuvo remociones del 45.7% ambos a los 12 días de tratamiento esta observación hace evidente el efecto de la presencia de la planta en la remoción de SST en este tipo de agua residual. En la corrida de 30g peso húmedo de planta se puede observar nuevamente como la muerte de las plantas ocasionó un aumento en la concentración de SST después del sexto día de tratamiento, no obstante que parte de la biomasa vegetal muerta se disolvió en el agua, se encontraron remociones del orden del 11% de SST respecto al máximo presentado de 52.8% al quinto día de tratamiento.

Los límites máximos permisibles para contaminantes básicos que establece la NOM-001-SEMARNAT-1996 para su descarga en ríos tipo C (Protección a la vida acuática) establece el valor de 40 mg/L como promedio mensual. En la figura IV.4 se muestra como para las corridas experimentales con 10, 15 y 25 g peso húmedo de planta se cumple satisfactoriamente dicho valor, el cual en la gráfica es representado con una remoción de SST del 62% respecto al promedio de las concentraciones iniciales en el influente de agua residual cruda. Obsérvese que para la corrida con 15 g de planta este porcentaje de remoción es alcanzado a los 4 días, mientras que para la corrida con 10 g se alcanza a los 12 días y en la de 25 g se alcanza a los 7 días. Ni el blanco ni las corridas con 20 y 30 g se alcanzaron el valor de norma. Por su parte el valor que establece la NOM-001-SEMARNAT-1996 para descargas en ríos tipo A (Uso en riego agrícola) establece un valor de 150

mg/L promedio mensual mismo que se cumple desde la caracterización del influente. Cabe mencionar que el agua residual cruda proveniente de la PTARCU trae consigo un valor de SST en promedio de 167 mg/L de acuerdo a la caracterización realizada a 5 muestras de agua cruda. Sin embargo, dado que el influente era previamente filtrado en la tela manta para el retiro de la mayor parte de los sólidos sedimentables se retiraban en promedio el 42% de los SST del influente. Esto ocasionaba que el agua en contacto con las plantas presentara concentraciones de SST por debajo de las establecidas en la norma.

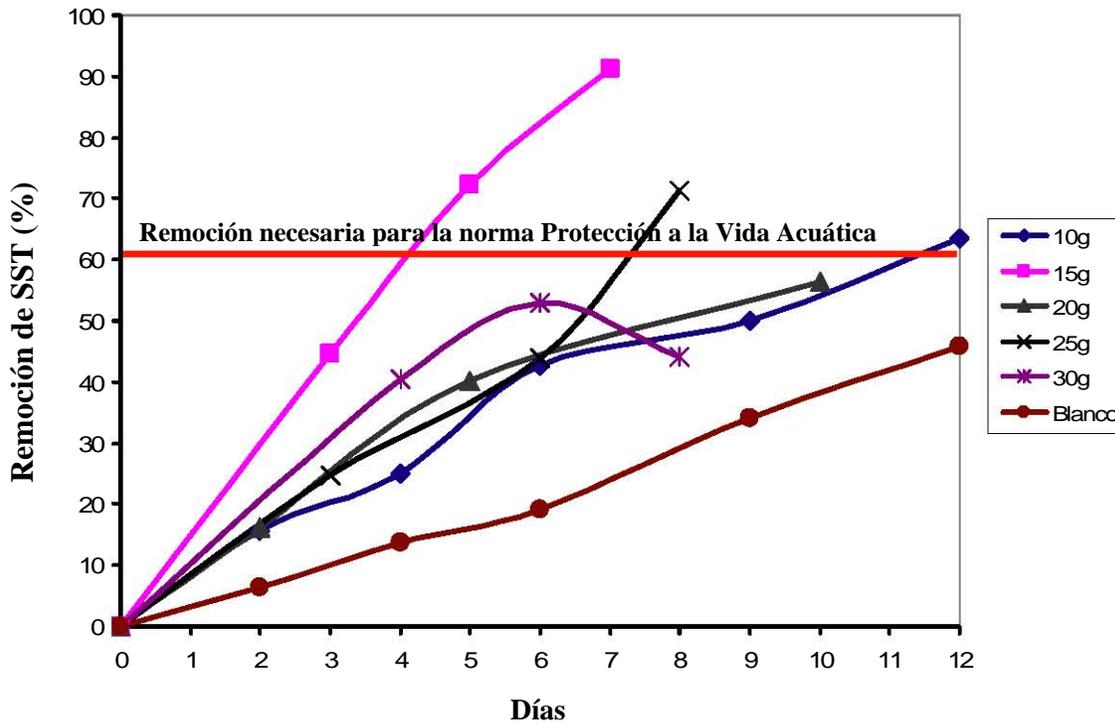


Figura IV.4 Porcentajes de remoción de SST para agua cruda

Para el caso de los experimentos en agua residual tratada mas planta se observó que la máxima remoción de planta se presentó a los 7 días con 15 g peso húmedo de planta con el 91.6% de remoción de SST seguida por la corrida con 25 g de planta con remoción del 52.9% a los 8 días de tratamiento. Obsérvese que para el caso de 30 g peso húmedo de planta la remoción de SST presenta el mismo comportamiento que en el agua cruda, debido nuevamente a la sobrepoblación de plantas en los recipientes experimentales no obstante ello la remoción máxima correspondiente a esta corrida fue del 31.5% a los 4 días de tratamiento. Las corridas con 10 g peso húmedo de planta y el blanco presentaron porcentajes de remoción muy similares del orden del 25 y 31.2% ambos a los 12 días respectivamente. Sin embargo, es interesante observar que después del sexto día los porcentajes de remoción para el blanco superan a la corrida con 10 g de planta hasta alcanzar una diferencia de 6.5% esto se puede explicar dadas las bajas concentraciones de SST presentes en el agua tratada. Las tablas de remoción para SST que se muestran en los anexos indican que los valores después del sexto día para estas dos corridas se encuentran en el rango de los 10 mg/L lo cual implica que para la cantidad de planta presente (10g) no es suficiente para darle un mayor tratamiento al agua aun y cuando se tenga un crecimiento del 7% en biomasa al sexto día. Este fenómeno es similar al estado de tampón, donde las remociones ya no dependerán exclusivamente de la presencia de la planta y se necesitan mas recursos para alcanzar un pulimento mayor del agua, esto se interpreta como que hace falta mayor cantidad de planta si se quiere reducir aun más las concentraciones de SST en el efluente, obsérvese que para las corridas con mayor cantidad de planta la remoción continúa aun después del sexto día de tratamiento superando considerablemente al blanco. Aun y cuando el agua residual tratada no representa un problema en términos normativos para su descarga en cuerpos de agua tipo A y C puesto que ya fue tratada en la PTARCU, el uso de plantas acuáticas flotantes puede reducir significativamente la concentración de SST si se utiliza como tratamiento terciario ó de pulimento con lo cual se obtendrían mejores calidades en el efluente.

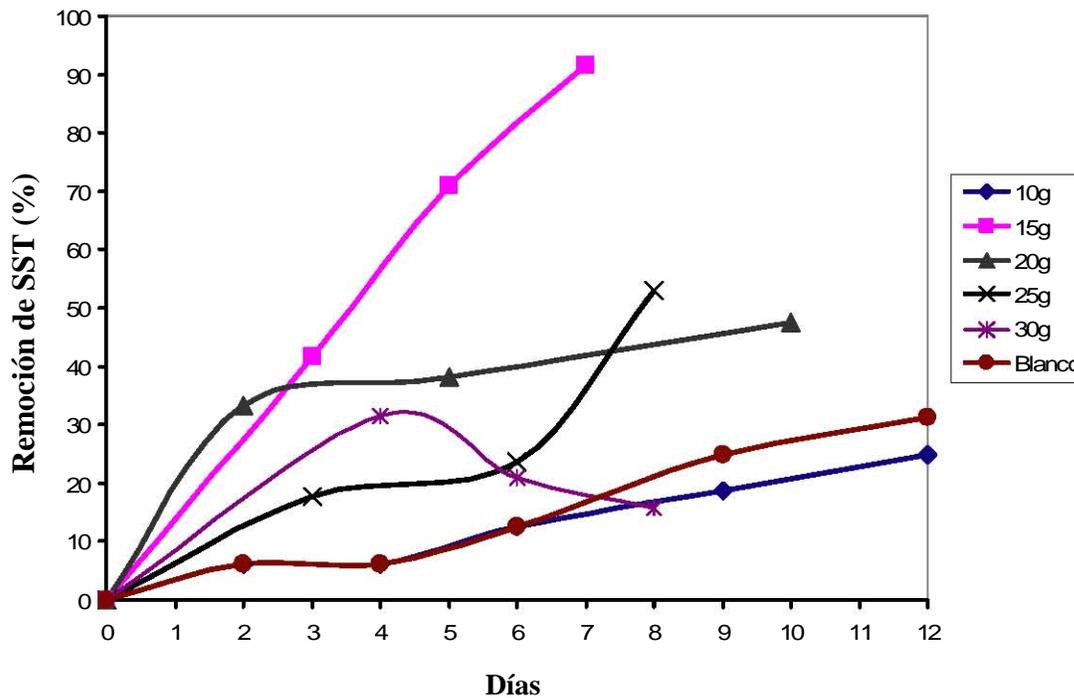


Figura IV.5 Porcentajes de remoción de SST para agua tratada

En contraste con las remociones de SST obtenidas para los dos tipos anteriores de agua, las concentraciones iniciales de SST en agua limpia fueron del orden de 15 a 20 mg/L. La máxima baja se presentó en la corrida con 15 g de planta con una diferencia de 15.4 mg/L respecto al valor inicial de 17.6 mg/L de SST esto se puede ver en la figura IV.6. En general el perfil de concentraciones de SST para las demás corridas muestra un comportamiento muy similar excepto en la de 30g de planta donde se nota un aumento de 5.8 mg/L respecto a la concentración inicial de 15.8 mg/L de SST alcanzando los 21.6 mg/L, esto es debido en parte al decaimiento de las plantas. Asimismo nótese que la corrida con 30 g de planta presenta mejores resultados que las demás corridas, llegando a lo 2 mg/L de SST en 7 días.

Es importante mencionar que para todos los casos en los que se experimentó con agua limpia mas planta no se buscaba en sí las remociones de los influentes dado que propiamente el agua limpia no es un agua a la cual se le pretenda remover sustancias indeseables, es por ello que el efecto de las plantas se muestra en términos de la concentración encontrada del parámetro en estudio en el tiempo. La realización de estos experimentos permiten conocer si la planta puede llegar a ser un problema de contaminación después de cierto tiempo así como cuanta cantidad de planta es la máxima recomendable por espejo de área sin que afecte al efluente, de igual forma, cuanta es la mínima cantidad de planta para que el agua se encuentre en tratamiento tal y como se mencionó en el análisis de la gráfica de remoción para SST empleando agua tratada mas planta.

Los parámetros de campo tanto para las corridas con agua residual cruda, agua residual tratada y agua limpia se muestran en el anexo C. Se tomaron 4 mediciones a lo largo de cada corrida experimental, los parámetros de campo medidos fueron pH, conductividad eléctrica, temperatura del agua, sólidos disueltos totales y oxígeno disuelto. A cada grupo de valores medidos se le determinó el promedio de la corrida para efectos de tener un dato más representativo. En general los valores encontrados de parámetros de campo no representan un problema para la eficiencia del sistema de acuerdo a lo reportado en la literatura (Koné, 2002) así como lo observado experimentalmente. De igual forma se anexan (Ver anexo C) los valores correspondientes a variables ambientales dentro del STPAF. Se muestran tablas de temperatura y humedad relativa para cada corrida experimental así como sus correspondientes promedios. Los valores de intensidad de luz y fotoperiodo no se muestran puesto que fueron constantes fijas en todo momento.

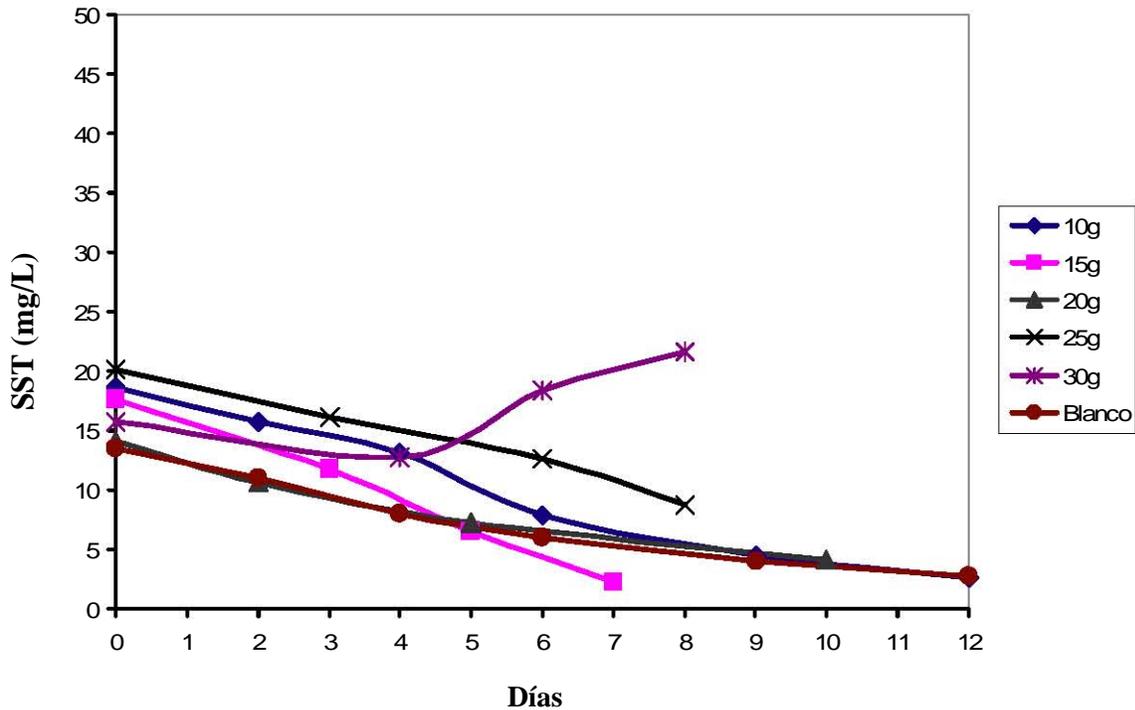


Figura IV.6 Perfil SST en agua limpia

IV.4 Valores de Ortofosfatos (P-PO₄)

El caso de los ortofosfatos presenta especial interés. Como se puede observar en la figura IV.7 la máxima remoción de PO₄ en agua residual cruda, se presentó en la corrida con 15 g peso húmedo de planta la cual fue del 49% a los 7 días de tratamiento. Sin embargo, la corrida con 10 g peso húmedo de planta presenta una remoción muy similar, la cual fue de 48.3% pero a los 12 días de tratamiento lo cual la pone en desventaja respecto a la primera. Por su parte la corrida con 20g peso húmedo de planta presentó una remoción del 40.6% a los 10 días de tratamiento el perfil de remoción en cuanto a su forma es muy parecido al obtenido en la corrida de 10 g peso húmedo de planta para este tipo de agua. La remoción de PO₄ con la corrida de 25 g peso húmedo de planta alcanzó un porcentaje de remoción del 26.8% respecto a la concentración inicial de contaminante, la gráfica de remoción tuvo un comportamiento suave hasta sexto día y justo después el porcentaje de remoción se incrementó en un 10% hasta el octavo día. El blanco (agua cruda sin planta) presentó la mínima remoción para este tipo de agua, la cual fue del 14.7%, debida en gran parte a la sedimentación de los SST, y la transformación de los ortofosfatos. La menor remoción de PO₄ en los recipientes que contuvieron agua residual cruda mas planta se presentó en la corrida con 30 g peso húmedo de planta la cual fue del 20%, nótese que debido al decaimiento de las plantas la concentración de PO₄ se elevó, lo cual implicó una baja en los porcentajes de remoción alcanzados al sexto día.

De la observación de los parámetros de campo (Ver anexo C) se observa que el pH tiende a estabilizarse en 7.5 durante la corrida experimental con agua residual cruda mas la planta asimismo la conductividad eléctrica tiende a estabilizarse en 1450 $\mu\text{s}/\text{cm}$. Los valores de temperatura del agua permanecen casi constantes durante todas las etapas de experimentación aproximadamente en los 20°C con variaciones mínimas de $\pm 1^\circ\text{C}$. Por su parte los sólidos disueltos totales tienden a estabilizarse en 8 g/L éstos guardan una relación directa con la conductividad eléctrica, la cual a su vez es un indicador del contenido de sales en el agua. El oxígeno disuelto presenta considerables variaciones dentro de los recipientes experimentales a lo largo de las corridas experimentales si bien el análisis particular de este parámetro no está dentro de los alcances del presente trabajo, la variación de los mismos y sus promedios correspondientes se muestran en el anexo C.

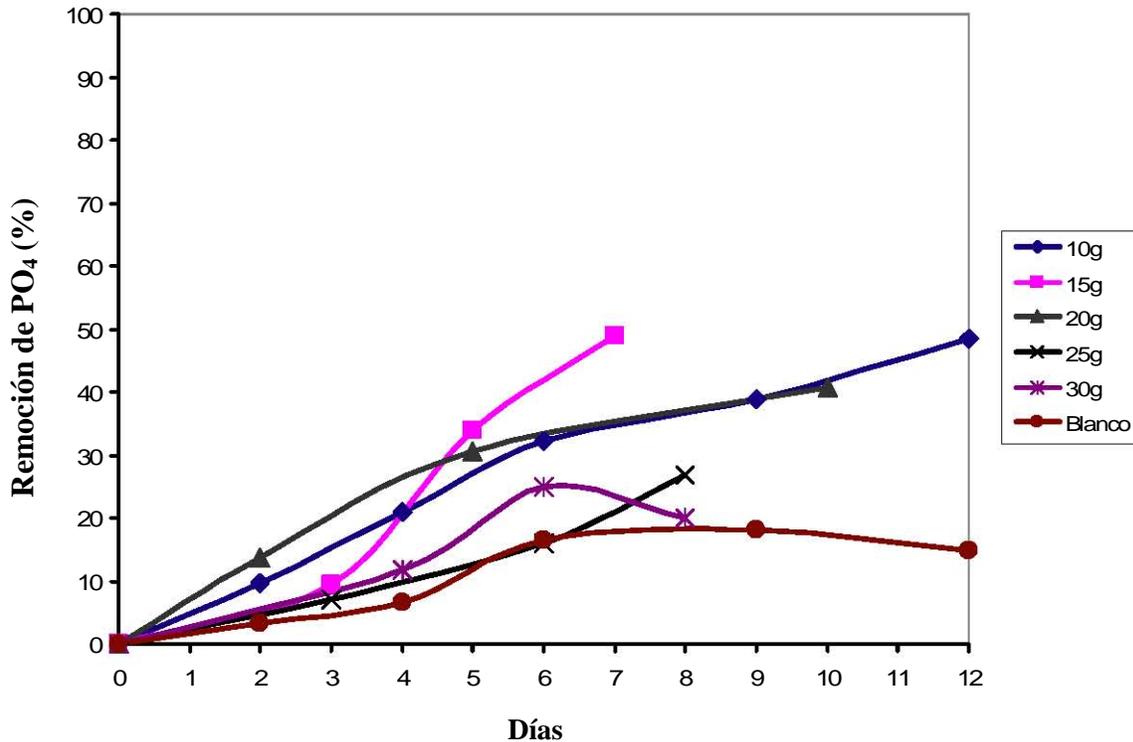


Figura IV.7 Porcentajes de remoción de PO_4 para agua cruda

La figura IV.8 muestra las corridas con agua residual tratada mas planta así como su blanco correspondiente sin planta. Se observa que la máxima remoción de PO_4 se presenta en la corrida con 20 g de planta la cual alcanzó un valor del 32% a los 10 días de tratamiento del agua, se observa claramente que después del quinto día se presenta un comportamiento aparentemente lineal en cuanto a la remoción de PO_4 asimismo se nota que hasta antes del tercer día la remoción de PO_4 permanecía por debajo de las demás corridas ésto se puede explicar debido a la estabilización del sistema y la conformación de una población microbiana adecuada para la remoción de estos contaminantes. Obsérvese que en general para todas las corridas experimentales en este tipo de agua se presenta el mismo comportamiento donde es necesario que exista un tiempo de estabilización de sistema antes de que se presenten remociones superiores al 10% de PO_4 , nótese que ésto no sucede en los recipientes con agua residual cruda puesto que en ella existe una mayor población microbiana inicial respecto al agua residual tratada, además en el agua residual cruda las remociones de PO_4 se ven influenciadas por la precipitación y la transformación química del PO_4 presente en el agua residual esto ocasiona que existan altas remociones de PO_4 al inicio del tratamiento del agua residual cruda tal y como se puede ver en la figura IV.6.

En general se observa que en los recipientes con agua residual cruda mas la planta se presentaron mayores remociones de PO_4 respecto a los que tuvieron agua residual tratada mas planta. Obsérvese que no existe mucha variación entre los valores iniciales de $P-PO_4$ tanto en el influente de agua residual cruda como en el de agua residual tratada ésto debido a que el proceso de tratamiento de la PTARCU no está diseñado para la remoción de este tipo de compuestos por lo que permanecen en el efluente.

De la misma forma que con las otras valoraciones se realizó una corrida con agua limpia mas planta. En principio no se esperaban concentración de PO_4 en el influente de agua limpia. Sin embargo, se detectaron algunas del orden de los 1 a 0.5 mg/L en las corridas con 15, 20 y 25 mg/L, por su parte en las corridas con 10, 30 g y el blanco las concentraciones de PO_4 en el influente fueron menores a 1 mg/L ésto ocasionó que la presencia de la planta coadyuvara a la remoción de estos compuestos aunque sus remociones no son muy significativas (Ver figura IV.9).

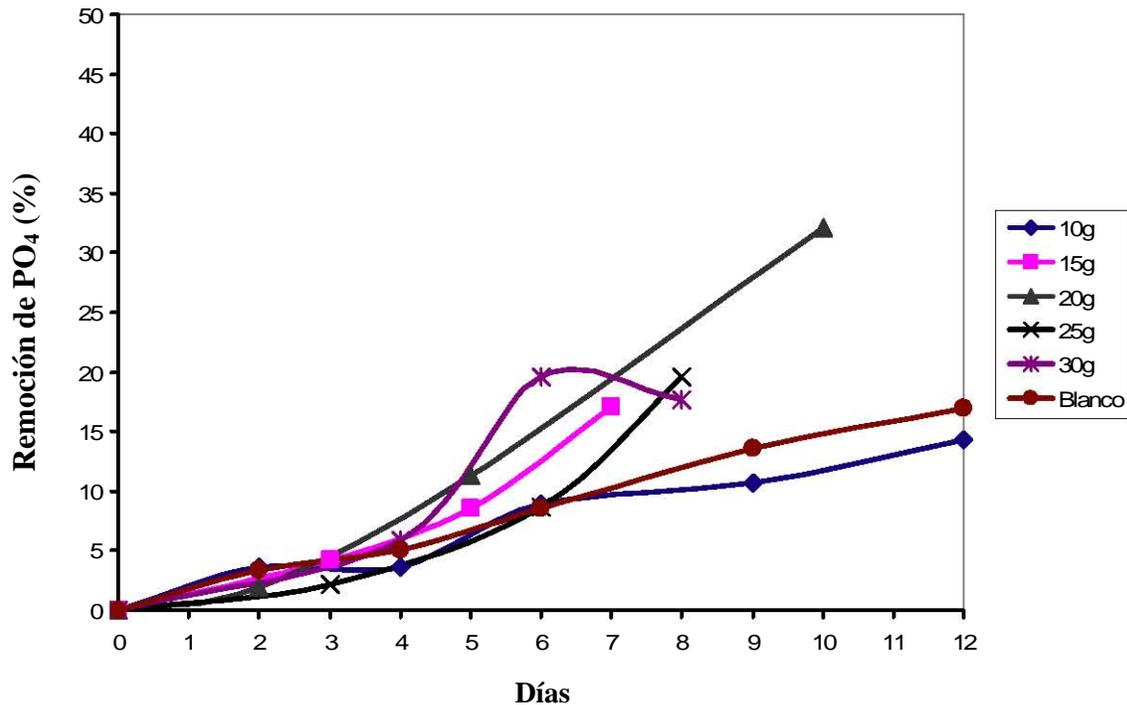


Figura IV.8 Porcentajes de remoción de PO₄ para agua tratada

La corrida experimental con agua limpia mas planta se muestra en la figura IV.9 en ella se aprecian las concentraciones de PO₄ detectadas en el agua limpia. En general se presentaron bajas remociones en términos de concentración de PO₄. La máxima baja para las corridas con planta se presentó en la que contuvo 10 g peso húmedo de planta la cual fue de 0.4 mg/L. Sin embargo, comparativamente el blanco (agua limpia sin planta) tuvo mejores resultados presentando una baja de 0.7 mg/L.

La condición mas estable de PO₄ durante el experimento se presentó en la corrida con 25 g peso húmedo de planta, durante ella se alcanzó una baja de PO₄ de 0.1 mg/L la cual en términos prácticos resulta insignificante no obstante muestra que la estabilidad del PO₄ en presencia de la planta no está en función de la cantidad de planta cuando las concentraciones de PO₄ son muy bajas, del orden de 1 mg/L.

Si se observa la corrida con 30 gramos peso húmedo de planta se puede notar que la baja en PO₄ al cuarto día es de 0.3 mg/L. Sin embargo, aproximadamente al quinto día las concentraciones empiezan a elevarse hasta alcanzar los 0.8 mg/L esto es debido al decaimiento de las plantas. Tal y como se ha observado en las corridas con 30 g peso húmedo de planta para otros tipos de aguas no es posible que se lleve a cabo un reacomodo de las mismas durante su etapa de crecimiento, sin lugar a dudas al inicio de estas corridas existen tanto remociones de contaminantes en el agua como crecimiento de biomasa vegetal tal y como se ha observado en los perfiles de remoción mostrados anteriormente y como se verá en análisis de la productividad primaria de las plantas. Sin embargo, el aplastamiento al cual se ven sometidas es tal que lleva a las plantas a la muerte. Hasta ahora para los tres tipos de agua que se han manejado el decaimiento de las plantas después de los 25 g de planta se ha manifestado en la recontaminación del agua y en una baja en los rendimientos del sistema esto hace terriblemente peligroso el uso de estos sistemas a escala real cuando no exista la vigilancia adecuada en la rapidez de crecimiento de las plantas, el área superficial disponible para su crecimiento y el régimen del agua en el sistema independientemente de la calidad del agua de que se trate siempre y cuando no exceda los niveles de salinidad, toxicidad y carga orgánica para los que este tipo de sistemas estén diseñados.

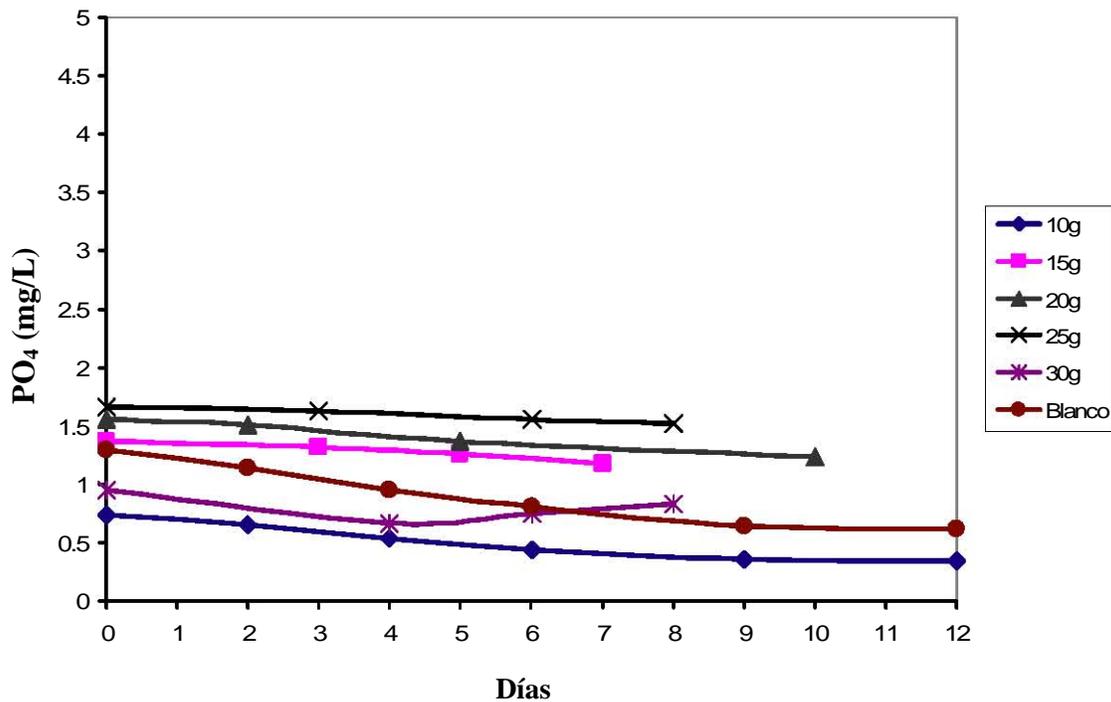


Figura IV.9 Perfil de PO₄ en agua limpia

IV.5 Valores de Nitrógeno Total (NT)

Los sistemas con plantas acuáticas flotantes se han caracterizado por presentar altas remociones de nutrientes como el nitrógeno. El análisis de la remoción de NT en el STPAF para la corrida con plantas mas agua residual cruda se muestra en la figura IV.10. En ella se puede ver que la máxima remoción se presenta en la corrida con 10 g peso húmedo de planta a los doce días de tratamiento del agua con remociones del 38.5%.

La corrida con 15 g de planta presentó una remoción de NT del 31% a los siete días de tratamiento de agua, mientras que las corridas con 20 y 25 g de planta presentaron porcentajes de remoción muy similares los cuales fueron del 28 y 29 % a los 10 y 8 días respectivamente. El caso mas desfavorable para este tipo de agua se presentó en la corrida con 30 g de planta, las remociones al cuarto día fueron en aumento hasta alcanzar el valor de 12% de remoción de NT. Sin embargo, la muerte de las plantas provocó una baja en los porcentajes de remoción y la recontaminación del agua, a los ocho días de tratamiento del agua el porcentaje de remoción había sido únicamente del 3.8% respecto a la concentración inicial del influente. El blanco (agua cruda sin planta) presentó una remoción de NT del 20% a los doce días, esta se vio influenciada en gran parte por la sedimentación dentro de los recipientes experimentales y en menor magnitud por el efecto microbiano ésto se puede ver claramente en todas las corridas experimentales pues los porcentajes de remoción de NT no superan los 10mg/L sino hasta después del tercer día de tratamiento.

En general los parámetros de campo para esta corrida experimental presentan valores dentro de los rangos aceptables para el funcionamiento de este tipo de sistemas (Ver anexo C), se observa que el pH se mantiene constante en los recipientes experimentales que tienen agua cruda mas planta respecto a los recipientes que no tienen planta, lo cual es un buen indicador del funcionamiento de sistema. En la figura IV.10 se puede ver cuales fueron las corridas que alcanzaron la remoción necesaria para las normas en estudio se observa que para este tipo de agua únicamente las corridas con 10, 15 y 25 g peso húmedo de planta alcanzaron el valor de la norma para riego agrícola y ninguna corrida alcanzó la calidad de agua apta para protección a la vida acuática.

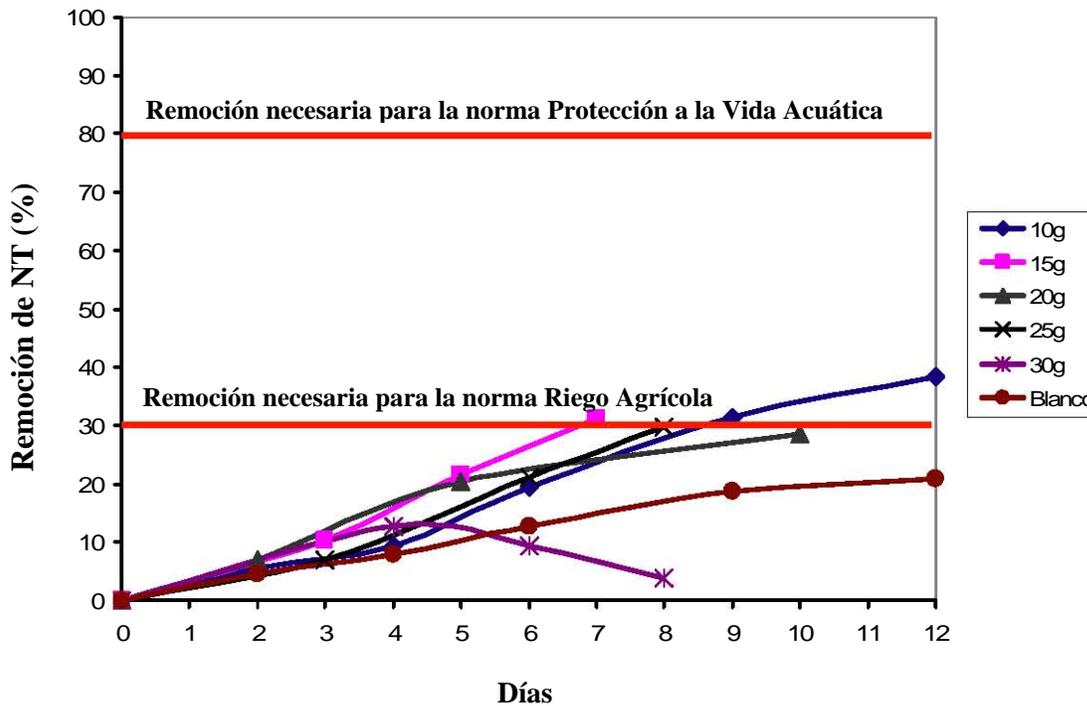


Figura IV.10 Porcentajes de remoción de NT para agua cruda

Para el caso del experimento con agua residual tratada mas *Pistia stratiotes* se observa que la máxima remoción de NT se presenta a los 7 días en la corrida con 15g peso húmedo de planta esto se puede ver en la figura IV.11 donde ese muestra que hubo remociones del 52% de NT a los siete días de tratamiento. Por su parte la remoción mínima se presentó en la corrida con 10 g de planta a los 12 días de tratamiento. El blanco tuvo una remoción de 9.9% respecto a la concentración inicial de NT en el influente a los 12 días de observación.

A diferencia de la remoción de PO_4 , en el NT las remociones durante los primeros días de tratamiento no dependen directamente de la precipitación de la materia suspendida, sino mas bien de la amonificación y en su caso nitrificación del influente esto a su vez depende de la población microbiana dentro de los recipientes experimentales así como del tiempo de tratamiento del agua. Si se comparan las gráficas de las figuras IV.10 y IV.11 se puede observar que aun y cuando la concentración de NT en el agua cruda es mayor, el agua residual tratada viene ligeramente nitrificada lo cual favorece el crecimiento de cierto tipo de microorganismos que se encargan de la degradación del nitrógeno tal y como se puede ver en la Figura IV.11 donde los porcentajes de remoción de NT son mayores durante los primeros días de tratamiento que durante los primeros días de tratamiento del agua cruda debido a que en el agua cruda no han desarrollado la población microbiana necesaria para la remoción de NT y depende principalmente de la sedimentación lo cual reafirma que la remoción del NT está en un función del tiempo de tratamiento del agua. Es interesante observar que para esta corrida el pH en los recipientes con planta en agua tratada tiende ligeramente a bajar mientras que en los recipientes sin planta en agua tratada el pH permanece constante (Ver anexo C)

Las remociones de NT encontradas en el STPAF tanto para las corridas con agua residual cruda como con agua residual tratada no corresponden con lo citado en la literatura éstas reportan valores de hasta 80% de NT con tiempo de tratamiento del agua del orden de los 10 días mientras que en el presente estudio se obtuvieron remociones el 50% en NT a los 7 días de tratamiento, Sin embargo, dichos estudios se han implementado en condiciones de flujo continuo a diferencia del presente que ha fue por lotes. Es muy probable que los valores obtenidos se deban a las características intrínsecas del experimento particularmente a las condiciones por lotes

con las que se trabajó ésto puede observarse visualmente en los estanques de adaptación de plantas, en donde en uno de ellos se recirculaba el agua mientras que en el otro el agua permanecía estancada. En el estanque con recirculación el aspecto físico de las plantas fue mucho más satisfactorio que en el otro, ésto se explica fácilmente partiendo del hecho de que al recircular el agua se propicia un mayor el contacto entre los rizomas de las plantas y el agua residual aumentado con ello la eficiencia del sistema. En la figura IV.11 se puede ver cuales fueron las corridas que alcanzaron la remoción necesaria para obtener agua con calidad apta para protección a la vida acuática a partir de agua residual tratada. Se observa que todas las corridas con planta alcanzan el valor de los 15 mg/L como promedio mensual que establece la norma, siendo el mejor valor con 15 g de planta a los 7 días de tratamiento del agua.

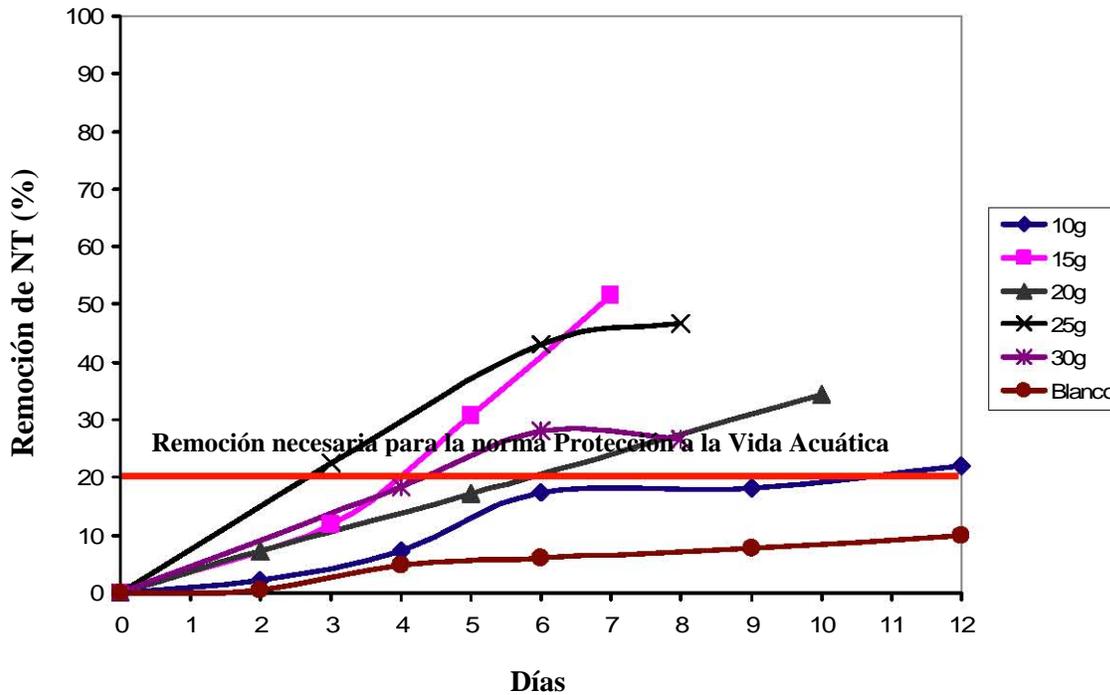


Figura IV.11 Porcentajes de remoción de NT para agua tratada

Para el caso donde se utilizó agua limpia más *Pistia stratiotes* se encontraron datos interesantes. Se observa que a diferencia de otros contaminantes en corridas con agua limpia más planta, las concentraciones de NT aumentaron a lo largo del tiempo, en general este aumento es proporcional a la cantidad de planta con la que se experimentó. Se presentaron concentraciones iniciales de NT del orden de 1.5 a 2 mg/L para todas las corridas experimentales. La máxima concentración de NT obtenida para este tipo de agua se presentó en la corrida con 15 g peso húmedo de planta a los siete días dentro del STPAF la cual fue de 4.6 mg/L en el efluente.

Por su parte las corridas con 10, 20 y 25 g peso húmedo de planta presentaron aumentos en la concentración de NT los cuales fueron de 4.6, 5.4 y 4.9% a los 8, 10 y 12 días de contacto con la planta. La corrida con 30g de planta aumentó la concentración de NT en 1.6 mg/L hasta el cuarto día de tratamiento. Sin embargo, al quinto día el agua empieza a descontaminarse este efecto se explica dada la muerte de las plantas lo cual conlleva a una baja en la cantidad de microorganismos que participaban en la remoción del NT.

Se observa que para el caso del blanco la ganancia de NT fue de 0.7 mg/L cantidad casi nula, es posible que durante el tiempo de permanencia del agua dentro del STPAF esta haya adquirido algunos compuestos nitrogenados los cuales fueron detectados durante la caracterización. La posibilidad de que el ligero incremento en las concentraciones de NT se deba a la actividad biológica es prácticamente nula puesto que se no se espera dicho fenómeno dentro de los recipientes experimentales.

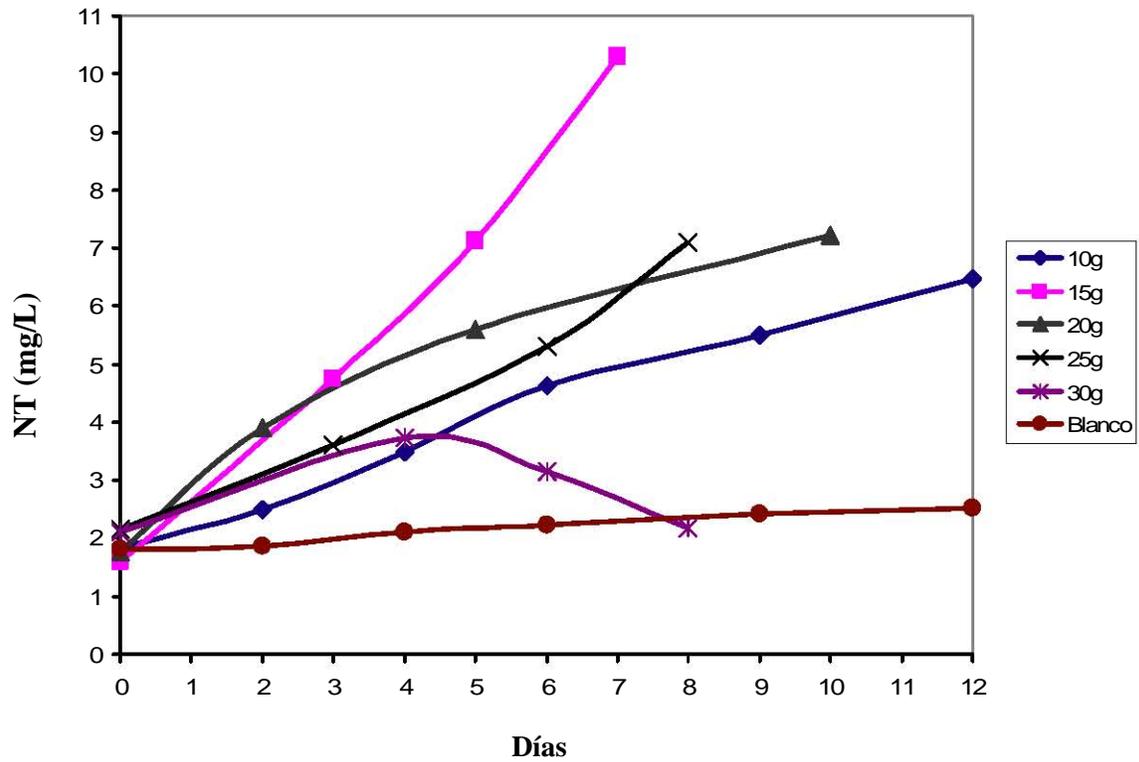


Figura IV.12 Perfil de NT en agua limpia

La figura IV.13 muestra el crecimiento de *P. stratiotes* en agua residual tratada. Las plantas mostradas corresponden a la corrida con 15 g de planta justo antes de su cosecha al séptimo día de tratamiento del agua.



Figura IV.13 Crecimiento de *Pistia stratiotes*

IV.6 Análisis de la productividad primaria de las plantas

El crecimiento de la biomasa vegetal húmeda para la corrida con agua residual cruda se muestra en la figura IV.14 en ella se observa que el mayor crecimiento de plantas se presentó a los 12 días de tratamiento del agua con la corrida de 10 g peso húmedo de planta teniendo una ganancia en peso del 15.8% respecto al peso húmedo inicial para este tipo de agua esto se puede explicar debido a las altas concentraciones de materia orgánica en el influente. A excepción de la corrida con 20 g de planta que presentó porcentajes de crecimiento de biomasa del 8% a los 10 días de tratamiento del agua respecto a su peso inicial las corridas con 15, 20 y 25g peso húmedo de planta tuvieron un comportamiento muy similar en cuanto a los porcentajes de crecimiento, siendo ligeramente mayor la corrida de 20 g de planta a los 8 días de tratamiento con 7.9% de crecimiento, mientras que las 2 restantes tuvieron porcentajes del 6% para la corrida de 15 g y de 6.2% para la corrida de 25 g a los 7 y 8 días de tratamiento respectivamente.

La corrida con 30 g de planta muestra claramente como el porcentaje de biomasa vegetal cae después del cuarto día de tratamiento, como ya se ha mencionado esto es debido a la falta de área superficial mínima para el crecimiento de las plantas, su detrimento alcanzó el valor de 6.5% respecto al valor inicial de biomasa. La evidencia en cuanto al crecimiento de las plantas en agua residual cruda se justifica por la ausencia de compuestos que sean tóxicos para ellas y que puedan inhibir su crecimiento. De las graficas presentadas en la valoración de la DQO, PO₄, SST y NT se puede aseverar que la muerte de la planta tiene un efecto directo en la variación de las concentraciones de esos contaminantes.

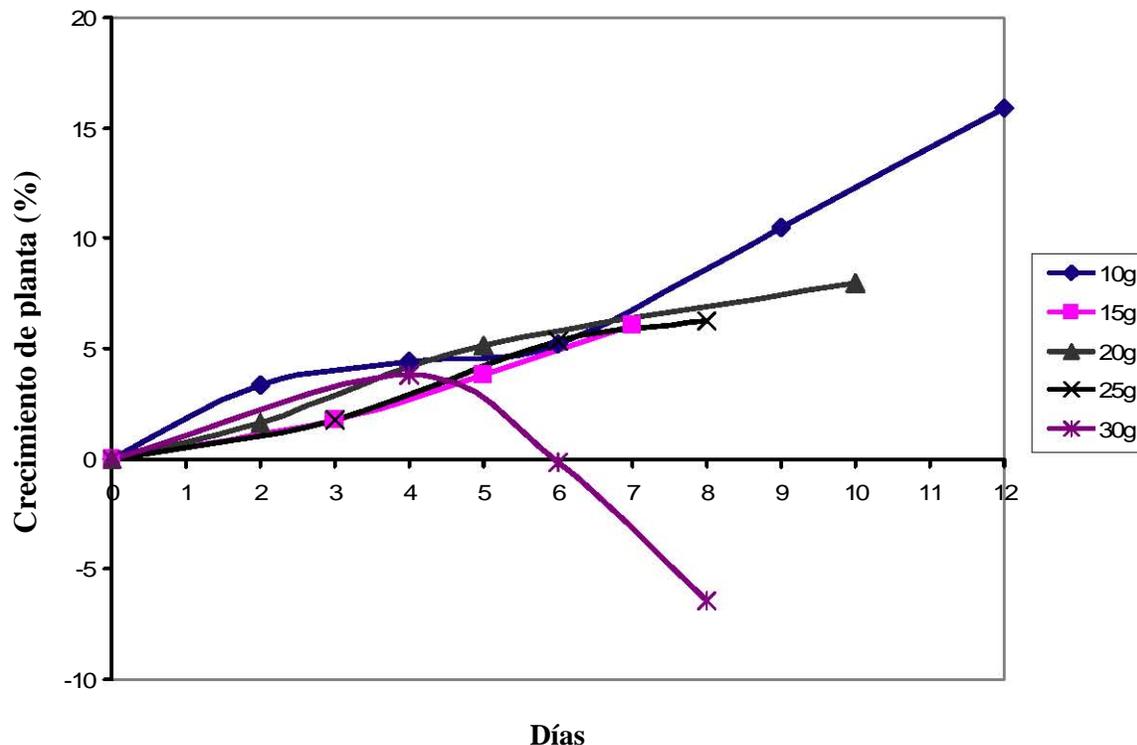


Figura IV.14 Crecimiento de biomasa vegetal en agua cruda

Para el caso donde se experimentó con agua residual tratada más la planta, se observó un aumento muy considerable de crecimiento de planta en la corrida con 15g peso húmedo de planta la cual tuvo una ganancia en biomasa vegetal del 35% a los siete días de tratamiento respecto al peso inicial, seguida de la corrida con 20 g peso húmedo de planta donde se presentó un aumento en biomasa del 20% a los 10 días de tratamiento. El comportamiento casi lineal que presentó el perfil de crecimiento durante corrida con 15 g permite inferir que éste permanecerá constante para poder alcanzar valores mayores de crecimiento de biomasa vegetal. Sin

embargo, es importante observar que después del séptimo día el espejo de agua empieza a ser insuficiente para contener a la biomasa en crecimiento lo cual de continuarse el experimento presentaría problemas con la calidad del agua tal y como se ha observado en las valoraciones anteriores por lo que, lo más recomendable es llevar a cabo la cosecha. Por su parte, las corridas con 10 y 25g peso húmedo de planta presentaron porcentajes de crecimiento en biomasa vegetal del 18.3 y 3.7% a los doce y ocho días de tratamiento respectivamente siendo mucho menor la corrida con 25 g de planta. La corrida con 30 g de planta presentó un comportamiento muy similar al que fue en agua residual cruda teniendo decaimiento en la biomasa de las plantas ésto como ya se ha mencionado es debido a la falta de área superficial para su crecimiento el porcentaje de pérdida de biomasa para esta corrida fue del 2.3% respecto a su peso inicial por debajo del presentado en agua residual cruda que fue del 6.4%. Obsérvese que hasta el cuarto día en esta corrida las plantas habían ganado casi el 6% de su biomasa. Sin embargo, el efecto de aplastamiento dentro de los recipientes experimentales provocó el detrimento de mas del 100% de la biomasa de las plantas en los cuatro días de tratamiento restantes.

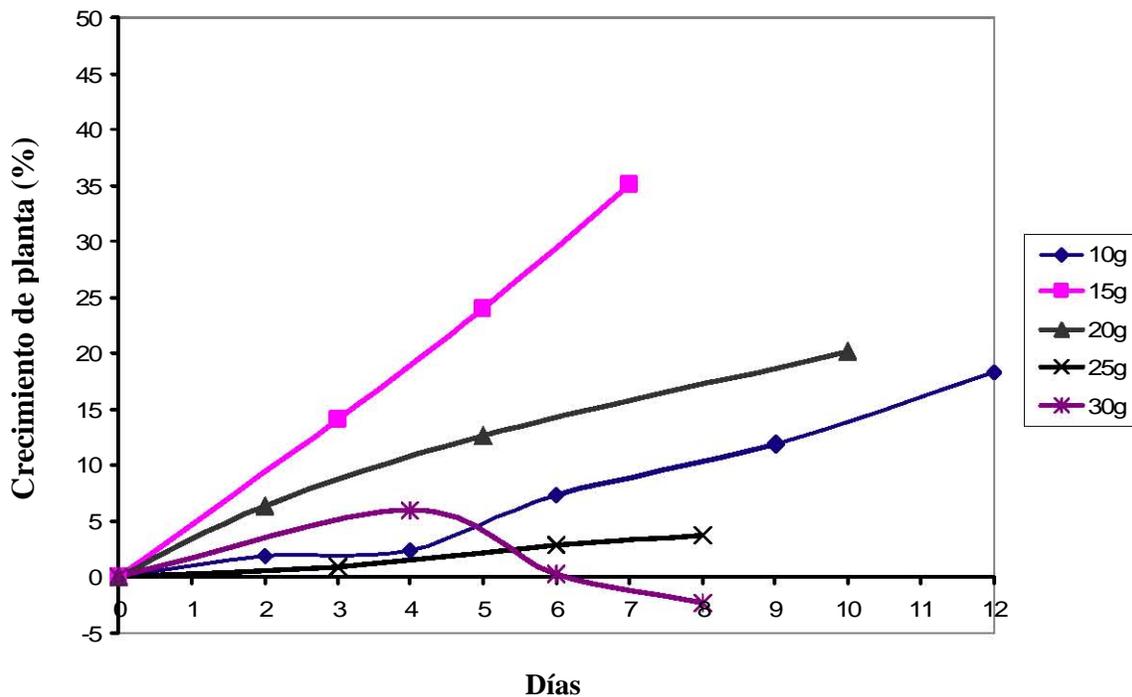


Figura IV.15 Crecimiento de biomasa vegetal en agua tratada

Durante la etapa exploratoria se observaron dos casos en los cuales se afecta el crecimiento de la planta estos son debido a variables ambientales extremas y por falta de área superficial para su crecimiento a su vez estos factores están intrínsecamente ligados a la cantidad de plantas a usar por unidad de área, a la cosecha, a la fisiología de la planta y la sensibilidad de la misma a la afectación de plagas.

Por ejemplo para el caso de la cantidad de plantas a usar por unidad de área si al séptimo día de tratamiento del agua se han alcanzado los valores de remoción deseados (NOM-001-SEMARNAT-1996) no es necesario continuar con el tiempo de tratamiento y se procede a la cosecha. Obsérvese que la calidad del agua es la que determina el tiempo de tratamiento y una vez conocida la cantidad de plantas óptima por espejo de agua ésta se vuelve una constante dentro del sistema ésto implica que el tiempo de cosecha estará determinado por el tiempo en el que el tratamiento del agua llegue a su fin. La cantidad de planta que se cosechará será el porcentaje de crecimiento de biomasa ganado por las plantas después del tratamiento del agua, para efectos prácticos se considerará dicha cantidad en gramos dejando la cantidad inicial de planta en el sistema para el tratamiento de un nuevo efluente.

Por otro lado aspectos como la fisiología de las plantas son también un factor clave en el rendimiento del sistema. Por ejemplo la forma de *Pistia stratiotes* requiere de una mayor área superficial respecto a otras plantas acuáticas para poder extender sus hojas y cubrir completamente el espejo de agua, esto es muy benéfico para el sistema puesto que inhibe el crecimiento de microalgas que puedan competir con la flora dentro del sistema. Tal y como se ha mostrado en el presente trabajo el área superficial se puede fijar y a partir de ello es posible obtener la cantidad de planta optima para llevar a cabo el tratamiento del agua en el menor tiempo posible. Obsérvese que esta forma de concebir a este tipo de sistemas es independiente del tipo de planta y se puede establecer como una metodología general para el diseño y cosecha de sistemas de tratamiento de aguas que empleen plantas acuáticas flotantes.

El otro factor a considerar es la afectación de plagas dentro del sistema. Este es un grave peligro cuando se trata de un monocultivo pues las plantas son muy susceptibles a ser infectadas por plagas aun y cuando se trabaje en un ambiente controlado como en el caso del STPAF. En una de las corridas exploratorias se presentó dicho fenómeno, es difícil identificar el tipo de especie (plaga) de la que se trate así como su procedencia. Sin embargo, frecuentemente son los hongos los que más afectan a este tipo de plantas, a la fecha su control se ha basado principalmente en el uso de fungicidas lo que confiere una variable más al rendimiento del sistema y que en un momento dado lo puede afectar. La figura IV.16 muestra a una de las plantas en el STPAF afectada por plaga.



Figura IV.16 Afectación de las plantas dentro del recipiente experimental

Para el caso del STPAF una de las formas de controlar el problema de las plagas cuando necesariamente se tenga que trabajar con un monocultivo es aumentando la cantidad de réplicas dentro del sistema, con ello es posible eliminar las que hayan sido afectadas por alguna plaga y tomar como buenas aquellas cuyo crecimiento es visualmente aceptable. En un sistema a escala real ésto sería posible a partir de un diseño por bloques, de modo que la remoción de contaminantes se distribuya entre cada sistema con plantas flotantes, de tal forma que si una plaga llegase a afectar a uno de los bloques, el sistema puede seguir funcionando mientras se remueve del bloque afectado las plantas infectadas. Sin embargo, para este tipo de sistemas lo más recomendable es el uso del cultivo mixto, éste se puede llevar a cabo de dos formas, una combinando las plantas dentro de un mismo recipiente o dividiendo el recipiente en subbloques donde cada uno de ellos contenga una especie de planta en particular. Obsérvese que la metodología de diseño y cosecha propuesta se

puede aplicar para ambos casos considerando el tipo de plantas, la calidad de agua inicial, las variables ambientales y la geometría del recipiente para cada uno de ellos.

El crecimiento de las plantas en agua limpia se puede ver en la figura IV.17. En ella se observa que el máximo crecimiento de plantas se presentó en la corrida con 10 g peso húmedo de planta el cual fue del 37.7% a los 12 días de contacto con el agua. Este valor representa el máximo encontrado para este tipo de agua. Sin embargo, en cuanto a su aplicación real no representa un gran logro puesto que el objetivo final de este tipo de sistemas es darle tratamiento a las aguas residuales en el menor tiempo posible y no al agua limpia. Comparando este resultado con el obtenido en la corrida con 15 g peso húmedo de planta en agua residual tratada a los siete días de tratamiento del agua el cual fue del 35% resulta mucho mejor este último puesto que se tratan aguas residuales y no limpias, además el tiempo de tratamiento del agua es mucho menor.

El menor crecimiento positivo de biomasa se presentó en la corrida con 25 g peso húmedo de planta, en el perfil de crecimiento de biomasa se observa que este fue de 17.6% a los 8 días de contacto del agua. Por su parte las corridas con 15 y 20 g presentaron aumentos de planta muy similares del 28.9 y 26.7% a los 7 y 10 días respectivamente. La corrida con 30 g de planta presentó el máximo porcentaje de pérdida de biomasa el cual fue del 25% al octavo día, esta caída tan grande es debida a la ausencia total de nutrientes para las plantas, observado el perfil de remoción se puede inferir que esto sucede después del cuarto día, puesto que inmediatamente inicia la caída de la biomasa. A diferencia de las corridas con 30 g peso húmedo de planta en agua residual cruda y tratada en donde las bajas en biomasa se llevan a cabo con mas suavidad de acuerdo al perfil de crecimiento de biomasa en esta corrida (agua limpia mas planta) la caída se lleva a cabo abruptamente hasta alcanzar los valores mencionados anteriormente. Por otro lado los parámetros de campo para esta corrida en general permanecen constantes, destacando principalmente los valores de pH y conductividad eléctrica que en promedio se mantuvieron en 7.6 y 560 $\mu\text{s}/\text{cm}$ respectivamente (Ver anexo C).

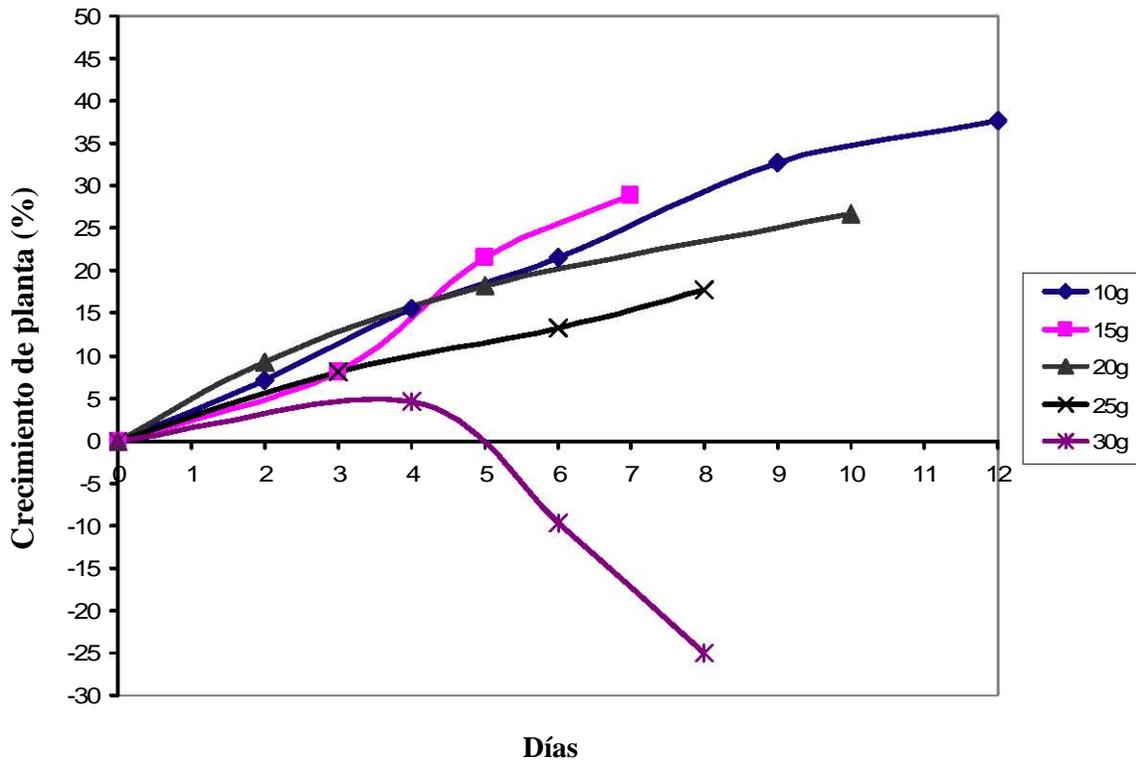


Figura IV.17 Crecimiento de biomasa vegetal en agua limpia

La biomasa que se cosechó una vez concluidos los experimentos correspondientes a una corrida experimental se secó y se acumuló para posteriormente ser analizada. La figura IV.18 muestra comparativamente el

crecimiento de las plantas para los tres tipos de agua (agua residual cruda, agua residual tratada y agua limpia) después del proceso de tratamiento. Se observa un mayor tamaño en la planta que creció en agua residual tratada, seguida por la que se desarrolló en agua limpia y siendo la cultivada en agua residual cruda la de menor tamaño.



Figura IV.18 Imagen comparativa entre el crecimiento de las plantas para los tres tipos de agua

IV.7 Análisis integrado por tipo de agua

La discusión anterior de los resultados obtenidos se expresó en términos de la calidad del agua por parámetro analizado y crecimiento en la biomasa de las plantas. Sin embargo, resulta interesante efectuar un análisis de los resultados obtenidos desde la perspectiva del tipo de agua a tratar. En la tabla IV.3 se presentan los dos mejores tratamientos experimentales en términos de cantidad de biomasa vegetal para cada parámetro analizado.

Tabla IV.3 Comparación entre resultados por tipo de agua

Parámetro	Agua cruda (g)	Agua tratada (g)	Agua limpia (g)
DQO	10 y 15	15 y 20	15
SST	15 y 25	15 y 25	15
PO ₄	10 y 15	20 y 25	10
NT	10 y 15	15 y 25	15
Crecimiento de planta (%)	10 y 15	15 y 20	10

De la tabla anterior, se observa que los mejores tratamientos para el caso de DQO, PO₄, NT y crecimiento de planta en agua cruda, se encontraron en las corridas con 10 y 15 g peso húmedo de planta mientras que SST presentó mejores resultados en las corridas con 15 y 25 g de planta. De manera general, el comportamiento en los tratamientos fue muy similar presentándose en todos los tratamientos la corrida con 15 g de planta como una de las mejores en cuanto a la remoción de contaminantes. Sin embargo, del análisis de la productividad primaria de las plantas, se puede ver que ésta es máxima en la corrida con 10 g de planta con una ganancia en biomasa del 15.8% a los 12 días de tratamiento del agua, removiendo el 70% en DQO, 38.5% en NT, 48.3% en P-PO₄ y 63% en SST. Los valores anteriores que son ligeramente menores a los obtenidos en la corrida con 15 g peso húmedo de planta por lo que en términos de máxima productividad primaria, la corrida con 10 g de planta fue mucho mejor que la corrida con 15 g peso húmedo de planta.

Para el caso del agua tratada los mejores resultados en DQO y crecimiento de planta se presentaron en las corridas con 15 y 20 g peso húmedo de planta, mientras que para SST y NT los mejores resultados se presentaron en las corridas con 15 y 25 g de planta. Asimismo los mejores resultados en remoción de PO₄ se presentaron en 20 y 25 g de planta. En general se observa que el comportamiento en cuanto a la homogeneidad entre los mejores tratamientos es mas variable que la presentada en el agua cruda, no obstante es posible ver que en todos los tratamientos excepto en los resultados correspondientes a PO₄ aparece la corrida con 15 g peso húmedo de planta como una de las mejores no obstante es claro que para dicho contaminante las remociones de PO₄ no alcanzaron mas del 35% en remoción mientras que el máximo crecimiento en biomasa se alcanzado en la corrida con 15 g peso húmedo de planta fue del 35% de ganancia en biomasa respecto al peso húmedo inicial de la planta tal y como se observa durante el análisis realizado en el apartado “Análisis de la productividad primaria de las plantas” cuyas remociones máximas de contaminantes en el agua alcanzaron el 81.1 % en DQO, 51.4% en NT, 17% en P-PO₄ y 91.6% en SST por lo anterior es posible decir que la corrida con 15 g peso húmedo de planta fue la que tuvo mejores resultados para este tipo de agua.

Por su parte el seguimiento en las concentraciones de contaminantes en el blanco con agua limpia presentó mejores resultados en la corrida con 15 g peso húmedo de planta para DQO, SST y NT mientras que para PO₄ y crecimiento de la planta los mejores resultados se presentaron en la corrida con 10 g de planta. Es importante comentar que para el caso de las corridas experimentales con este tipo de agua “no se está analizando ni se pretende la remoción de contaminantes en el agua de limpia” puesto que el objetivo general de la tesis es evaluar la capacidad de depuración de un sistema de tratamiento con plantas acuáticas flotantes para la eliminación de contaminantes básicos en aguas residuales crudas y tratadas mas no en agua limpia quien funge únicamente como blanco experimental. El hecho de que durante la caracterización de este tipo de agua se hayan encontrado concentraciones no esperadas de varios de los contaminantes en estudio aunado al efecto inherente que presencia de la planta tiene dentro de los recipientes experimentales dio lugar a un efecto de remoción de contaminantes en el agua lo cual se muestra en los perfiles de contaminantes presentados en las figuras IV.3, IV.6, IV.9 y IV.12. Sin embargo, la discusión de los resultados para este tipo de agua como ya se mencionó no forma parte de los objetivos centrales de esta tesis.

IV.8 Calidad nutricional de las plantas

La biomasa vegetal cosechada se llevó al laboratorio de control analítico de la facultad de Química de la UNAM para la realización de análisis proximales, con ello fue posible proponer posibles usos de la biomasa cosechada. Las muestras de *Pistia stratiotes* se catalogaron de la siguiente forma:

- Muestra A: *P. stratiotes* cosechada en los canales de Xochimilco.
- Muestra B: *P. stratiotes* cosechada después de las corridas con agua residual cruda.
- Muestra C: *P. stratiotes* cosechada después de las corridas con agua residual tratada.
- Muestra D: *P. stratiotes* cosechada después de las corridas con agua limpia.

Los resultados de las cuatro muestras analizadas se muestran a continuación:

Tabla IV.4 Resultados del análisis proximal de la planta

LECHUGA ACUÁTICA (<i>Pistia stratiotes</i>) Planta entera, base seca	Promedio de la composición % por peso						Proteína % m/m (NT*6.25)	CE (kcal/g)
	Cenizas	EE	FC	Humedad	NT	CA		
Muestra A	17.6	3.4	20.5	5.1	3.1	50.3	19.4	3 (13 kJ/g)
Muestra B	17.3	2.8	16.4	7.4	3.9	31.7	24.4	2.5 (10kJ/g)
Muestra C	17.5	2.2	15.9	7.6	3.3	36.1	20.7	2.5 (10kJ/g)
Muestra D	19.2	2.8	16.1	7.0	2.8	37.4	17.5	2.5 (10kJ/g)

EE: Extracto Etéreo, FC: Fibra Cruda, NT: Nitrógeno total, CA: Carbohidratos asimilables, CE: Contenido Energético. 6.25: Factor de conversión de NT a proteína cruda (USP 28-NF 23, 2005. p. 2321)

De las bases de datos de la FAO es posible encontrar una gran cantidad de datos respecto a valores proximales para muchos tipos de alimentos y organismos. La tabla IV.5 muestra la composición proximal de algunos alimentos

Tabla IV.5 Composición proximal de algunos alimentos

	Promedio de la composición % por peso							
	H ₂ O	PC	EE	FC	ELN	Ceniza	Ca	P
Cebada en Grano	12.4	10.5	1.8	5.6	67.1	2.6	0.05	0.37
Maíz machacado como alimento	9.7	10.7	5.8	5.0	66.2	2.6	0.05	0.50
Avena molida como alimento	7.7	5.0	1.6	28.5	51.1	6.1	0.12	0.12
Semilla (pepita), entera	7.9	20.4	20.0	21.1	26.3	4.3	0.14	0.64
Papa como Tubérculo fresco	76.7	2.3	0.1	0.7	19.1	1.1	0.02	0.05
Calabaza como Fruto, maduro, fresco	91.5	1.2	0.4	1.0	5.2	0.7	0.02	0.04
Tomate Fruto completo, maduro, fresco	93.8	1.0	0.2	0.6	3.7	0.7	0.01	0.03
Alfalfa en estado vegetativo tardío	79.0	4.3	0.6	4.9	9.1	2.1	-	-
Remolacha Forrajera Hojas y coronas	87.4	2.1	0.5	1.4	6.2	2.4	-	-
Zanahorias Hojas y coronas	84.0	2.1	0.6	2.9	8.0	2.4	0.31	0.03
Lechugas Hojas	95.0	1.1	1.2	0.6	2.3	0.8	0.04	0.02
Trigo	12.0	7.4	1.9	24.6	47.9	6.2	0.13	0.17
Lenteja	10.2	4.4	1.8	21.4	50.0	12.2	-	-
Arroz	8.0	3.9	1.0	31.8	40.5	14.8	0.24	0.08
Algas marinas y sus cenizas, deshidratadas	8.9	6.5	0.5	6.6	42.3	35.0	2.50	0.26

H₂O: Agua, PC: Proteína cruda, EE: Extracto Etéreo, FC: Fibra Cruda, ELN: Extractos Libres de Nitrógeno, Ca: calcio, P: Fósforo

De igual forma la tabla IV.6 muestra la composición proximal de algunos organismos que sirven de alimento, muchos de los cuales coexisten en sistemas de tratamiento de aguas residuales.

Tabla IV.6 Composición proximal de algunos invertebrados

	Promedio de la composición % por peso							
	H ₂ O	PC	EE	FC	ELN	Ceniza	Ca	P
Rotíferos cultivado con levaduras de panadería	90.7	6.2	1.8	-	-	0.7	0.015	0.127
Larvas (nauplios), justo después de eclosionar, base seca	-	52.2	18.9	14.8	14.8	9.7	-	-
Copépodos Marinos	87.6	8.8	1.3	-	-	2.1	0.05	0.15
<i>Daphnia spp.</i> , base seca	89.3	7.5	1.4	-	-	0.7	0.02	0.15
<i>Daphnia pulex</i> , base húmeda	94.0	3.0	1.0	0.4	-	1.2	-	-
<i>Diaptomus spp.</i> , base seca	92.4	4.4	1.9	0.5	-	0.4	-	-

Continuación de la Tabla IV.6 Composición proximal de algunos invertebrados

Antipodos	85.9	5.7	1.5	1.0	-	4.0	-	-
Ninfa de dragón volador	86.4	4.7	2.9	1.0	-	0.6	-	-
Lombrices de agua	87.1	8.1	2.0	-	1.9	0.9	-	-

H₂O: Agua, PC: Proteína cruda, EE: Extracto Etéreo, FC: Fibra Cruda, ELN: Extractos Libres de Nitrógeno, Ca: calcio, P: Fósforo

A partir de la comparación entre los resultados del análisis proximal y la base de datos de la FAO es posible construir la tabla IV.7 en la que se observa que la composición de la planta cosechada del STPAF es muy similar a la de la calabaza y a la del tomate para las cuatro muestras de *P. stratiotes* analizadas, La literatura reporta estos valores en peso seco. En las comparaciones se observa que la biomasa vegetal cosechada es susceptible a ser empleada como alimento de forraje.

Tabla IV.7 Análisis comparativo de los resultados proximales

	Promedio de la composición % por peso						
	H ₂ O	PC	EE	FC	Cenizas	ELN	TOTAL
Cebada	12.4	10.5	1.8	5.6	2.6	67.1	100
Maíz	9.7	10.7	5.8	5.0	2.6	66.2	100
Avena	7.7	5.0	1.6	28.5	6.1	51.1	100
Pepita	7.9	20.4	20.0	21.1	4.3	26.3	100
Papa	76.7	2.3	0.1	0.7	1.1	19.1	100
Calabaza	91.5	1.2	0.4	1.0	0.7	5.2	100
<i>P. stratiotes</i> (LITERATURA) BASE HÚMEDA	93.6	1.2	0.3	1.0	1.6	2.3	100
* <i>P. stratiotes</i> - Muestra A (CALCULADA) BASE HÚMEDA	93.6	1.24	0.22	1.31	1.12	2.51	100
* <i>P. stratiotes</i> - Muestra B (CALCULADA) BASE HÚMEDA	93.6	1.56	0.18	1.05	1.1	2.51	100
* <i>P. stratiotes</i> - Muestra C (CALCULADA) BASE HÚMEDA	93.6	1.32	0.14	1.02	1.12	2.8	100
* <i>P. stratiotes</i> - Muestra D (CALCULADA) BASE HÚMEDA	93.6	1.12	0.18	1.03	1.22	2.85	100
Tomate	93.8	1.0	0.2	0.6	0.7	3.7	100
Alfalfa	79.0	4.3	0.6	4.9	2.1	9.1	100

Composición proximal de *P. stratiotes* reportada en la literatura, **EXEPTO** *

Fuente: <http://www.fao.org/docrep/field/003/AB492S/AB492S09.htm#ch3.7>

H₂O: Agua, PC: Proteína cruda, EE: Extracto Etéreo, FC: Fibra Cruda, ELN: Extractos Libres de Nitrógeno,

*Resultados obtenidos en este trabajo

Como se puede observar en la tabla IV.6 los porcentajes de proteína cruda que se presentan en las plantas cosechadas de agua residual cruda son mayores que en los demás recipientes, seguida de las plantas que crecieron en agua tratada, esto comprueba la remoción de NT presentes en las corridas en agua residual cruda, siendo mayores que las que se presentaron en agua tratada. Por su parte las plantas cosechadas de los

canales de Xochimilco tienen mayor contenido de proteína que las plantas que se pusieron en agua limpia, esto demuestra que las plantas pierden proteína al ponerse en agua limpia, no obstante que de acuerdo a las gráficas de crecimiento de biomasa esta es bastante superior que en las corridas con los otros tipos de agua.

IV.9 Curvas de diseño y cosecha

Con los datos obtenidos de los resultados experimentales se pudo crear las gráficas de diseño y cosecha. Estas consisten en ayudas para el diseño de sistemas de tratamiento de aguas residuales empleando plantas acuáticas flotantes. La importancia de estas gráficas radica en el hecho de que a diferencia de la forma tradicional de diseño, estas gráficas son construidas tomando en cuenta aspectos muy particulares de cada proyecto como son las variables ambientales, el tipo de planta y la calidad del agua que se quiere tratar, esto les adjudica una gran fortaleza puesto que reduce el área superficial requerida para la implementación del sistema.

La metodología para la elaboración de las curvas de diseño y cosecha es la misma para los tres tipos de agua con las que se trabajó, por lo que su construcción se explicará en forma general tomando como ejemplo el caso de agua residual cruda. Para la curva de diseño se toma como primera coordenada en el eje de las abscisas la cantidad de biomasa vegetal que se utilizó en la primera corrida experimental para este caso fue de 10 g peso húmedo de planta. A esta corrida experimental se le asocia un tiempo mínimo de tratamiento del agua en el que se alcanzó la máxima productividad primaria que para este caso dicho tiempo fue de 12 días. Con estas dos coordenadas es posible obtener el primer punto de la gráfica de diseño el cual se muestra con un círculo azul en la figura IV.19. Para la obtención del segundo punto de la curva de diseño se procede de igual manera. La coordenada de las abscisas estará representada por la cantidad de biomasa que se utilizó en la segunda corrida experimental la cual fue de 30 g peso húmedo de planta, a esta cantidad se le asocia un tiempo mínimo de tratamiento del agua en el cual se alcanzó la máxima remoción posible de contaminante y a su vez la máxima productividad primaria en las plantas, dicho valor para este caso fue de 4 días puesto que después del cuarto día para esta corrida las remociones de contaminantes fueron en detrimento debido a la muerte de las plantas. Estas dos coordenadas forman el segundo punto de la gráfica de diseño el cual se muestra en la figura IV.19 con un círculo color verde. Para la determinación de los puntos restantes se procede de la misma forma hasta cubrir con todos los puntos posibles, la determinación de los puntos máximos y mínimos de la curva de diseño, esto es, los puntos que chocan con alguno de los ejes coordenados se determinan analíticamente mediante la sustitución de la condición $X=0$, $Y=0$ en la ecuación que define la curva. Una vez que se tienen todos los puntos de la curva de diseño se procede al ajuste de la misma y a la obtención de su ecuación lineal correspondiente. Obsérvese que entre más corridas experimentales se realicen, más exacta será la curva de diseño puesto que tendrá más puntos que la conformen.

Para el uso práctico de la curva de diseño, se procede de la siguiente manera. La construcción de la curva se trabajó con un volumen constante de 1.5 L y espejo de agua de 4". Partiendo de esta consideración inicial, se selecciona una cantidad de planta con la cual se quiera trabajar en el sistema real por los resultados encontrados en el presente trabajo se recomienda que la cantidad de planta seleccionada sea mayor a 10 g peso húmedo de planta y que no exceda 30 g peso húmedo de planta para las condiciones experimentales con las que se trabajó. Una vez seleccionado dicho valor se ingresa a la gráfica y se busca su correspondiente coordenada en el eje de las ordenadas haciendo chocar el punto seleccionado con la curva de diseño y posteriormente con el eje de las ordenadas. En valor obtenido será la cantidad de planta que se debe utilizar por la unidad de área establecida. Obsérvese que estas curvas son independientes del tipo de planta con la que se trabaje sea acuática o no, lo que le da un gran potencial a su uso. Con los valores de cantidad de planta por unidad de área, volumen del reactor y tiempo de tratamiento mínimo del agua se procede al cálculo del gasto, mediante la ecuación $Q=V/t$ donde Q = gasto (m^3/d), V = volumen (m^3) y t = tiempo de tratamiento del agua (días). La curva color rojo dentro de la figura IV.19 muestra la curva de diseño construida para dar tratamiento a aguas residuales crudas con la cual se obtenga calidad de agua apta para riego agrícola mediante la tecnología con plantas acuáticas flotantes.

Por otro lado, para la elaboración de la curva de cosecha se procede de una manera muy similar que para la construcción de la curva de diseño, con la diferencia de que un punto de la curva de cosecha se va a formar a partir de la coordenada en el eje de las abscisas que es representada por el máximo valor en gramos de crecimiento de biomasa para la corrida experimental en estudio, por ejemplo, para el caso de la corrida experimental con 10g peso húmedo de planta en agua residual cruda, el máximo crecimiento de plantas fue de

1.61 g (Ver análisis de la productividad primaria) por lo tanto el valor correspondiente a la coordenada en X del primer punto de la curva de cosecha es 11.75. La correspondiente coordenada en el eje de las ordenadas estará determinada por el tiempo de tratamiento del agua para el cual se obtiene ese máximo crecimiento de biomasa el cual es de 12 días. El punto antes descrito se puede ver en la figura IV.19 dentro de un círculo color café. Ahora bien, para el caso del punto correspondiente a la corrida experimental con 20 g peso húmedo de planta se toma como valor de las abscisas el valor de 21.63 g que corresponde al máximo crecimiento en gramos presentado por las plantas para esta corrida, la correspondiente coordenada en el eje de las ordenadas es 12 pues es el tiempo en el cual se lleva a cabo la máxima productividad primaria para dicha corrida experimental. El punto antes descrito se muestra en la figura IV.19 dentro del círculo color rojo. Finalmente obsérvese que tanto la curva de diseño como la de cosecha pueden ser extrapoladas para su uso en sistemas reales, esto se realiza multiplicando el volumen de control por 100 lo cual arroja un valor de 150 L con lo cual se puede diseñar un sistema real puesto que 150L/hab-d que es la aportación de una persona equivalente. De igual forma se multiplican los valores de las gráficas por dicho factor y se obtienen los valores escalados de diseño. Asimismo, aunque estas curvas de diseño y cosecha fueron elaboradas a través de experimentos bajo condiciones en batch, su escalamiento a sistemas de flujo continuo no representa mayores problemas según la ecuación general de gasto ($Q=V/t$) puesto que a partir de la selección de un tiempo de tratamiento del agua y con las características del recipiente escalado se determina el caudal recomendado para darle tratamiento a dichas aguas así como la cantidad de biomasa vegetal que se requiere en el sistemas con plantas acuáticas. Finalmente nótese que estas gráficas son independientes del tipo del agua por lo que su implementación es válida tanto para las corridas con aguas residual cruda como para las corridas con agua residual tratada realizando los ajustes correspondientes.

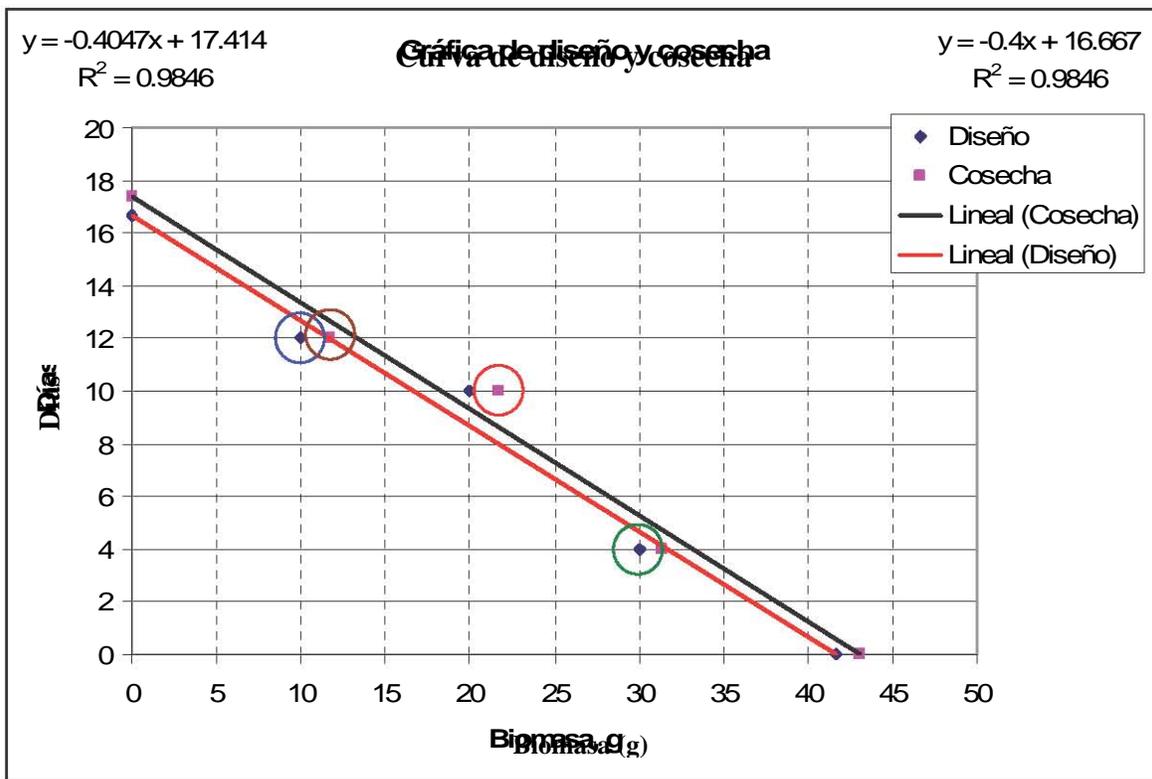


Figura IV.19 Gráfica de diseño y cosecha

IV.10 Balance de masa (Caso: Nitrógeno)

A partir del análisis proximal realizado a las plantas cosechadas y con los resultados de calidad de agua obtenidos durante las corridas experimentales se pudo obtener la cantidad de nitrógeno total que contienen las plantas medido en gramos. Con esta información es posible conocer el balance total de nitrógeno en un recipiente experimental con planta.

Para el caso de agua residual cruda con 15 gramos de planta. Conocida la concentración inicial de NT en el agua y la obtenida después de los 7 días de tratamiento en el STPAF se obtiene un valor inicial y final de nitrógeno total en el agua para el balance de masa. Por otro lado el valor inicial y final en peso de la planta así como el detritus representan el otro tanto para completar dicho balance. El valor final en el peso de la planta después del tratamiento del agua es multiplicado por el porcentaje de nitrógeno total en la planta obtenido del análisis proximal (Ver análisis proximal) ésto permite determinar la cantidad de nitrógeno total en la planta después del tiempo de tratamiento. Dadas las características de las plantas acuáticas flotantes, estas tienden a la liberación gradual de raíces, mismas que se convierten en el detritus dentro del sistema. Al multiplicar la cantidad de detritus medida en dicha corrida experimental por el contenido de nitrógeno total obtenido del análisis proximal es posible conocer la cantidad de nitrógeno total en el detritus con lo cual se puede saber cuanto de nitrógeno corresponde a cada parte dentro de la columna experimental. El siguiente esquema muestra el balance de masa para NT dentro de un recipiente experimental, el mismo procedimiento se puede realizar para los otros tipos de agua.

Peso planta inicial = 15160 mg

% Nitrógeno total en planta base húmeda = $1.32/6.25 = 0.212$ (del análisis proximal)

6.25 = Factor de conversión de NT a proteína (del análisis proximal)

Masa de nitrógeno inicial en la planta = $(15160 \text{ mg})(0.00212) = 32.139 \text{ mg}$

Vol. columna = 1500 mL = 1.5 L

NPLANTA inicial = 32.139 mg (Base húmeda)

Masa de nitrógeno en el influente

$\text{N-NH}_3 = (4.3 \text{ mg/L})(1.5 \text{ L}) = 6.45 \text{ mg}$

$\text{N-NO}_2 = (0.164 \text{ mg/L})(1.5 \text{ L}) = 0.246 \text{ mg}$

$\text{N-NO}_3 = (1.131 \text{ mg/L})(1.5 \text{ L}) = 1.69 \text{ mg}$

$\text{N-Norg} = (17.92 \text{ mg/L})(1.5 \text{ L}) = 26.88 \text{ mg}$

NT influente = 35.26 mg

Después de 7 días:

Peso planta = 20480 mg

Masa de nitrógeno final en la planta = $(20480 \text{ mg})(0.00212) = 43.417 \text{ mg}$

NPLANTA final = 43.417 mg (Base húmeda)

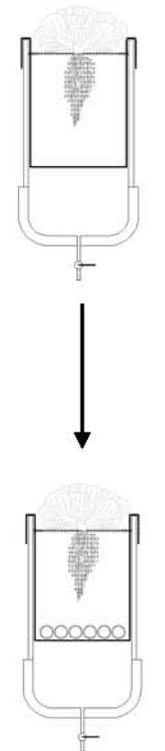
$\text{N-NH}_3 = (1.35 \text{ mg/L})(1.5 \text{ L}) = 2.025 \text{ mg}$

$\text{N-NO}_2 = (0.28 \text{ mg/L})(1.5 \text{ L}) = 0.42 \text{ mg}$

$\text{N-NO}_3 = (1.609 \text{ mg/L})(1.5) = 2.41 \text{ mg}$

$\text{N-Norg} = (8.2 \text{ mg/L})(1.5 \text{ L}) = 12.3 \text{ mg}$

NT effluente = 17.15 mg



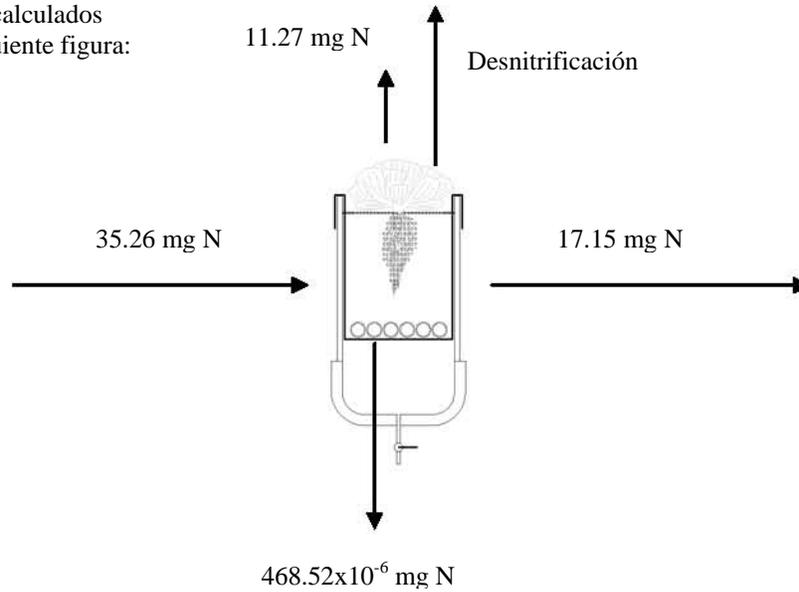
De las tablas de cantidad de detritus que se muestran en el anexo C.

PD = Promedio del peso de detritus para la corrida con 15 g de planta en agua tratada = 0.221 mg

Masa de nitrógeno en el detritus = $(0.221 \text{ mg})(0.00212) = 468.52 \times 10^{-6} \text{ mg}$

NDETRITUS = $468.52 \times 10^{-6} \text{ mg}$ (Base húmeda)

Con los valores calculados se elabora la siguiente figura:



A partir de la figura anterior se establece el equilibrio en el sistema:

$$NT \text{ influente} = NT \text{ efluente} + N \text{ acumulado en planta} + NDETRITUS + NDYC$$

Donde:

NT influente: Masa de NT en el influente

NT efluente: Masa de NT en el efluente

N acumulado en planta: Masa de NT acumulado en la planta

NDETRITUS: Masa de NT en el detritus

NDYC: Masa de NT como desnitrificación y como crecimiento de microorganismos dentro el sistema

$$35.26 \text{ mg} = 17.15 \text{ mg} + (43.417 \text{ mg} - 32.139 \text{ mg}) + 468.52 \times 10^{-6} \text{ mg} + NDYC$$

$$35.26 \text{ mg} = 28.42 \text{ mg} + NDYC$$

$$\underline{NDYC = 6.83 \text{ mg}}$$

Del análisis expuesto anteriormente es posible establecer la tabla IV.7 la cual muestra una comparación entre las diferencias en el crecimiento de las plantas, así como la cantidad recomendada de cosecha y si cumple o no con la NOM-001-SEMARNAT-1996 en términos de NT y SST para riego agrícola y protección a la vida silvestre. Se muestra la corrida con 15 g peso húmedo de planta tanto para agua residual cruda y tratada.

Tabla IV.8 Análisis de la biomasa cosechada para 15 g peso húmedo de planta

	Biomasa inicial (mg)	Biomasa final (mg)	Cosecha a los 7 días (mg)	% de biomasa cosechada	Norma cumplida para NT y SST
Agua cruda	15230	16150	920	6.04	NOM 001 RA. SÍ NOM 001 PVA. NO
Agua Tratada	15160	20480	5320	35.09	NOM 001 RA. SÍ NOM 001 PVA. SI

RA: Riego agrícola, PVA: Protección a la vida acuática

A partir de mantener la humedad relativa en valores aproximados al 100% fue posible determinar la evapotranspiración en los recipientes experimentales. Con el ambiente saturado de agua (100% Humedad relativa) se determinó la transpiración de las plantas, mientras que la evaporación se obtuvo dejando los mismos dentro de la estructura de control del STPAF pero a temperatura y humedad relativa ambiente. Los resultados se muestran en la tabla IV.9. Nótese que el volumen evaporado de agua en los recipientes es mayor que el volumen transpirado por las plantas.

Tabla IV.9 Análisis de la evapotranspiración por recipiente experimental en el STPAF

	Evaporación (mL/d)	Transpiración (mL/d)	Evapotranspiración (mL/d)
STPAF	8.33 ± 0.6*	5 ± 0.3*	13.33 ± 0.7*

*Desviación estándar correspondiente

IV.11 Comentario general

De acuerdo con los resultados obtenidos en esta experimentación, se puede afirmar que la presencia de *Pistia stratiotes* en los recipientes experimentales tiene un claro efecto en la remoción de contaminantes básicos. El análisis de NT y SST indicó que los tratamientos con la planta acuática alcanzan remociones donde se obtiene calidad de agua apta para riego agrícola y protección a la vida acuática de acuerdo a lo establecido en la NOM-001-SEMARNAT-1996. La productividad primaria en el STPAF fue superior en los recipientes con agua residual tratada que en los recipientes con agua residual cruda. El balance de masa permite tener un mayor conocimiento del transporte de los contaminantes dentro de los recipientes experimentales. Asimismo corrobora y permite inferir la presencia de dos fenómenos muy importantes, el crecimiento de biomasa heterótrofa dentro de los recipientes experimentales y la desnitrificación del efluente.

Como se ha comentado a lo largo de la tesis, el trabajo con sistemas con plantas acuáticas flotantes no puede ser supeditado a características ortodoxas de diseño. Dado que es un sistema biológico la factibilidad de su implementación requiere obligatoriamente considerar la complejidad del proyecto del que se trate, esto es, considerar el lugar donde se quiere implementar el sistema tomando en cuenta los recursos naturales ahí presentes, no es posible que se ajuste un sistema hecho en otro lugar a las condiciones de un proyecto diferente, esto conlleva a considerar las condiciones locales en el diseño del sistema con plantas acuáticas. En ese sentido, la conclusión principal de la tesis es la presentación de una metodología formal de diseño la cual contempla todo lo mencionado, si bien, con el uso de otras metodologías se pueden obtener valores de diseño similares, éstos nunca consideran las características particulares de cada proyecto y su complejidad. Eliminar el empirismo en la forma de cosecha y la forma de diseño tradicional fue uno de los objetivos principales de la tesis, los cuales se lograron con el presente trabajo.

El conocer a profundidad el comportamiento de este tipo de sistemas permitirá establecer bases de diseño más acordes a la realidad. No obstante, que el presente estudio se realizó bajo condiciones controladas, abre pautas para el desarrollo de una línea de investigación más profunda en torno a este tema, con miras a enfatizar en los aspectos hidráulicos, teóricos, ambientales, tipo de plantas, etc. que permitan la optimización de este tipo de sistemas. El uso del STPAF evidencia el potencial de esta tecnología que aún se encuentra en desarrollo. Este dispositivo permitió conocer el número de plantas acuáticas presentes pueden llegar a ser un problema así como la definición de metodologías generales para su control, entre otros resultados encontrados.

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y

RECOMENDACIONES

V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

De acuerdo con los objetivos planteados y el análisis de los resultados obtenidos en el presente trabajo, se concluye lo siguiente:

Experimentales

- Se diseñó y construyó experimental para el sistema de tratamiento de aguas residuales a base de plantas acuáticas flotantes (STPAF).
- El tiempo de residencia hidráulico mínimo requerido en el STPAF, para obtener agua con calidad apta para riego agrícola (RA), a partir de agua residual cruda es de 12 días utilizando 10 g de biomasa vegetal húmeda de *Pistia stratiotes* por 1.5 L de agua a tratar. No se alcanzaron los valores de norma para PVA a partir de agua cruda en ninguna corrida experimental.
- El tiempo de residencia hidráulico mínimo requerido en el STPAF para obtener agua con calidad apta para riego agrícola (RA) y protección a la vida acuática (PVA), a partir de agua residual tratada es de 7 días utilizando 15 g de biomasa vegetal húmeda de *P. stratiotes* por cada 1.5 L de agua a tratar.
- El máximo crecimiento de biomasa vegetal en el STPAF, se logra con agua residual tratada a los 7 días de tratamiento pudiéndose cosechar el 35% del peso inicial de las plantas, sin detrimento de la calidad operativa del sistema.
- No se detectó diferencia significativa en la calidad de la biomasa vegetal cosechada tanto al emplear agua residual cruda, como agua residual tratada. La calidad nutricia de la planta cosechada, para los tres tipos de agua, es comparable con la reportada para el tomate y la calabaza. Por lo cual esta biomasa vegetal es susceptible de ser empleada como alimento para animales de granja.

Extrapolables

- Para obtener calidad de agua apta para RA (de acuerdo a la NOM-001-SEMARNAT-1996 para NT y SST), a partir de aguas residuales crudas, se necesitan aproximadamente 100 ejemplares de *P. stratiotes*. (peso húmedo aproximado de 10 g por ejemplar) para darle tratamiento al caudal generado por una persona equivalente (150 L/habitante por día) en un tiempo de tratamiento del agua de 12 días.
- Para obtener agua apta para RA y PVA (de acuerdo a la NOM-001-SEMARNAT-1996 para NT y SST), a partir de aguas residuales tratadas se necesitan aproximadamente 100 ejemplares de *P. stratiotes*. (peso húmedo aproximado de 15 g por ejemplar) para darle tratamiento al caudal generado por una persona equivalente (150 L/habitante por día) en un tiempo de tratamiento del agua de 7 días.
- Con un área superficial de 80 m² es posible remover el 90% en SST y de 50% en NT tanto en aguas residuales crudas como en aguas tratadas para el caudal generado por una persona equivalente (150 L/habitante por día) tomando en cuenta la cantidad necesaria de planta para su tratamiento.

V.1 Recomendaciones

Con el objeto de generar información para una mejor comprensión de los sistemas con plantas acuáticas flotantes se presentan las siguientes recomendaciones.

- La máxima cantidad de biomasa vegetal no deberá exceder los 25 g peso húmedo de planta, por cada 10 cm de diámetro de espejo de agua, para ambos tipos de agua residual.

- La mínima cantidad de planta requerida para el funcionamiento del sistema es de 10 g peso húmedo de planta para cualquiera de los 2 tipos de agua residual evaluados.
- Se recomienda evaluar el fotoperiodo para obtener datos de producción de biomasa vegetal en el menor tiempo posible a efecto de depurar más rápidamente los contaminantes presentes en el agua residual bajo tratamiento. Asimismo, es recomendable realizar estudios tanto de tipo hidráulico, como relacionados con modelos matemáticos sobre el comportamiento depurador de este tipo de sistemas de tratamiento.
- Se recomienda efectuar corridas experimentales en condiciones de flujo continuo y monitoreando la respuesta del sistema frente a variables ambientales no controladas y comparar los resultados con los obtenidos cuando se experimenta bajo condiciones óptimas.
- Para futuros experimentos se recomienda probar este tipo de sistemas en la remoción de metales presentes en aguas residuales.

CAPÍTULO VI

BIBLIOGRAFÍA

BIBLIOGRAFÍA

Bibliografía Citada

Agendia P.L. 1995. Treatment of Sewage Using Aquatic Plants: Case of the Biyeme–Assi Domestic Sewage (Yaounde). Doctorat d'Etat Thesis, University Yaounde I, 154 pp. en Kengne I. M., Brissaud F., Akoa A., Eteme R. A., Nya j., Ndikeyfor A., Fonkou T., 2003. Mosquito development in a macrophyte-based wastewater treatment plant in Cameroon (Central Africa), *Ecol. Eng.* 21, pp. 53–61.

Alaerts G., Mahbubar R. y Kelderman P. 1996. Performance Analysis of a full-scale duckweed-covered sewage lagoon. *Water Res.* 30 (4), pp. 843-852.

American Petroleum Institute 1998. The use of treatment wetlands for petroleum industry effluents, Knight, R.L., Kadlec, R.H. and Ohlendorf, H.M., *API Publishing Services*, Washington D.C., United States, API Publication Number 4672.

Arias C. y Brix H. 2007. Humedales contruidos de flujo vertical. En memorias del Seminario Internacional “Fundamentos y diseño de Humedales Artificiales para el tratamiento de aguas residuales. Pereira, Colombia.

Batchelor A. y Loots P. 1996. A critical evaluation of a pilot scale subsurface flow wetland: 10 years after commissioning. En *Memories of 5th International Conference on Wetland Systems for Water Pollution Control*. pp. XI/4-1 a XI/4-9. Viena, Austria.

Brix H. y Arias C. 2007. Historia y generalidades en el uso de humedales para el control de la contaminación acuática. En memorias del Seminario Internacional “Fundamentos y diseño de Humedales Artificiales para el tratamiento de aguas residuales. Pereira, Colombia.

Brix H. 1997. Do macrophytes play a role in constructed wetlands. *Water Sci. Technol.* 35 (5), pp. 11–17.

Brix H. 1993. Water Treatment in Constructed Wetlands: System Design, Removal Processes, and Treatment Performance. En *Constructed Wetlands for Water Quality Improvement*. Ed. G. A. Moshiri, Ph.D. Editorial Lewis Publishers, pp. 9-19. Boca Raton, FL. EUA.

Brix H. y Arias C. 2005. Danish guidelines for small-scale constructed wetland systems for onsite treatment of domestic sewage. *Water Sci. Technol.* 51 (9), pp. 1–9.

Caicedo J. R. 2005. Effect of operational variables on nitrogen transformations in duckweed stabilization ponds. Ph.D Dissertation. Wageningen University-UNESCO-IHE Institute- Holland. ISBN 04-1537 554 1 (Taylor & Francis Group), ISBN 908504 1627 (Wageningen University) London.

Charbonnel Y. 1989. Manuel de lagunage à macrophytes en régions tropicales. Agence de Coopération Culturalle et Technique. Reporte técnico. Paris, France, pp. 37.

Colmer T.D. 2003. Long-distance transport of gases in plants: a perspective on internal aeration and radial loss from roots. *Plant Cell Environ.* 26 (1), pp. 17–36.

Cooper P.F. 1993. The use of reed bed system to treat domestic sewage: The European design and operations guidelines for reed bed treatment systems. *Constructed Wetlands for Water Quality Improvement*. Lewis Publishers. USA.

Debusk T.A. y Reddy K.R. 1987. Wastewater treatment using floating aquatic macrophytes: management strategies. En Reddy, K.R. y Smith, W.H. *Aquatic Plants for Wastewater Treatment and Resource Recovery*. Magnolia Publishing, Inc., Orlando, FL, pp. 643–656.

Fenoglio-Limón F.E. 2003. Transferencia de oxígeno por convección en sistemas que simulan humedales artificiales utilizando columnas empacadas. Tesis de Maestría en Ciencias Químicas (Química Ambiental). UNAM. México, D.F., pp. 64.

Fortin D., Goulet R. y Roy M. 2000. Seasonal cycling of Fe and S in a constructed wetland: The role of sulphate-reducing bacteria. *Geomicrobiol. J.* 17 (3), pp. 221–235.

Guido Z. 2006. Estudio de los potenciales de oxido-reducción en reactores biológicos que simulan un humedal artificial. Tesis de Maestría en Ingeniería Ambiental. UNAM, México, D.F., pp. 32-35.

Ibekwe A., Grieve C. y Lyon S. 2003. Characterization of Microbial Communities and Composition in Constructed Dairy Wetland Wastewater Effluent, *Appl. Environ. Microb.* 69 (9), pp. 5060–5069.

IWA, 2000. IWA Specialist Group on Use of Macrophytes in Water Pollution Control. Constructed wetlands for pollution control: Processes, performance, design and operation. Scientific and Technical Report No 8. Londres, Reino Unido.

Kadlec R.H. 2001. Feasibility of wetland treatment BP-Amoco Casper refinery remediation, Phytokinetics, Inc.

Kadlec R.H. y R.L. Knight. 1996. Treatment Wetlands. Lewis Publishers, Boca Raton, Florida.

Kawai H. 1987. Pilot-Scale Experiments in water hyacinth lagoon for wastewater treatment. *Water Sci. Technol.* 19, pp. 129 - 173.

Kengne I. M., Brissaud F., Akoa A., Eteme R. A., Nya j., Ndikeyfor A. y Fonkou T. 2003. Mosquito development in a macrophyte-based wastewater treatment plant in Cameroon (Central Africa), *Ecol. Eng* 21, pp. 53–61.

Koné D. 2002. Epuration des eaux usées par lagunage à microphytes et à macrophytes (*Pistia stratiotes*) en Afrique de l'Ouest et du Centre: État es lieux, performances épuratoires et critères de dimensionnement. Thèse No. 2653 pour l'obtention du grade de docteur ès sciences techniques. EPFL, Lausanne, Suisse.

Kusch P., Weissner A., Kossolapov D.B., Kappelmeyer U. y Stottmeister U. 2001. Experimental strategies to investigate the influence of helophytes on the redox reactions in their rhizosphere. ISEB 2001 Meeting Phytoremediation. Leipzig, Germany. pp 6-11.

Lakatos G. 2000. Optimization of constructed wetlands for treatment of petrochemical wastewaters in Hungary. Preprints of the 7th International Conference on Wetland Systems for Water Pollution Control; Lake Buena Vista, FL, USA, 11–16 November 2000.

Lamchaturapatr J., Wong Yi S. y Seong Rhee J. 2007. Nutrient Removal by 21 aquatic plants for vertical free surface-flow (VFS) constructed wetland. *Ecol. Eng.* Article in press.

Lin Y-F, Jinga S-R, Lee D-Y, Chang Y-F, Chen Y-M y Shih K-C 2005. Performance of a constructed wetland treating intensive shrimp aquaculture wastewater under high hydraulic loading rate, *Environ. Pollut.* 134 (3), pp. 411-421.

Lin Y-F, Jinga S-R, Wangb T-W y Leea D-Y 2002. Effects of macrophytes and external carbon sources on nitrate removal from groundwater in constructed wetlands, *Environ. Pollut.* 119 (3), pp. 413-420.

Luna-Pabello V., Durán de Bazúa C., Ramírez-Carrillo H., Fenoglio-Limón F. y Sánchez-García H. 1997. Sistemas de tratamiento de aguas residuales a base de humedales artificiales. Una tecnología alterna para la protección del equilibrio ecológico en zonas urbanas. En Memorias de la III Jornadas Panamericanas. Medio Ambiente y Vivienda. pp. 78-83. Zacatecas, México.

- Metcalf & Eddy 2003. Wastewater Engineering Treatment and Reuse. Ed. McGraw-Hill. Fourth edition. USA, pp. 128-153.
- Miretzky P., Saralegui A. y Fernández A. 2006. Simultaneous heavy metal removal mechanism by dead macrophytes. *Chemosphere*. 62 pp. 247-254.
- Mishima D., Tateda M., Ike M. y Fujita M. 2006. Comparative study on chemical pretreatments to accelerate enzymatic hydrolysis of aquatic macrophyte biomass used in water purification processes. *Bioresource Technol.* 97 pp. 2166-2172.
- Nobel P.S. 1981. Biophysical Plant Physiology and Ecology. W.H. Freeman and Co., New York, pp. 76-84.
- Pardue J.H., Kassenga G. y Shin W.S. 2000. Design approaches for chlorinated VOC treatment wetland. Wetlands and Remediation: An International Conference, Battelle Press, Columbus, Ohio, United States, pp. 301-308.
- Picard C., Fraser L., y Steer D. 2005. The interacting effects of temperature and plant community type on nutrient removal in wetland microcosms. *Bioresource Technol.* 96, pp.1039-1047.
- Pozo R. 1996. Curso taller internacional "Lagunas de estabilización. Diseño operación, mantenimiento y rehabilitación" IMTA, México, pp. 274.
- Ran N., Agami M. y Oron G. 2004. A pilot study of constructed wetlands using duckweed (*Lemna gibba L.*) for treatment of domestic primary effluent in Israel. *Water Res.* 38, pp. 2241-2248.
- Rodríguez C. A. y Varela M. E. 2003. Comportamiento dinámico de dos sistemas de tratamiento de aguas residuales de tipo humedal artificial de flujo horizontal y vertical. Tesis Profesional. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza "Campus II" UNAM.
- Roy S. y Hänninen O. 1994. Pentachlorophenol: uptake/elimination kinetics and metabolism in an aquatic plant, *Eichhornia crassipes*. *Environ. Toxic. Chem.* 13, pp. 763-773.
- Satyakala G. y Jamil K. 1992. Chromium induced biochemical changes in *Eichhornia crassipes* (Mart) solms and *Pistia stratiotes*. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.* 48, pp. 921-928.
- Shutes B., Ellis J., Revitt D. y Scholes L. 2005. Constructed wetlands in UK urban surface drainage systems. *Water Sci. Technol.* 51 (9), pp. 31-37.
- Shutes R.B.E., Revitt D.M., Mungur A.S. y Scholes, L.N.L. 1997. The design of wetland systems for treatment of urban run off. *Water Sci. Technol.* 35(5), pp. 19-25.
- Skillicorn P., Spira W., Journey W. 1993. Duckweed aquaculture, a new aquatic farming system for developing countries. The World Bank, pp. 76. Washington.
- Steer D., Fraser L.H., Boddy J., Seibert B. 2002. Efficiency of small constructed wetlands for subsurface treatment of single family domestic effluent. *Ecol. Eng.* 18, pp. 429-440.
- Stephen E. y Mbuligwe 2004. Comparative treatment of dye-rich wastewater in engineered wetland systems (EWSs) vegetated with different plants, *Water Res.* 39, pp. 271-280.
- Taiz L. & E. Zeigler. 1991. Plant Physiology. Benjamin Cummings. Redwood City, California. pp 35-44.
- Tarlyn N.M., Kostman T.A., Nakata P.A., Keates S.E. y Franceschi V. R. 1998. Axenic culture of *Pistia stratiotes* for use in plant biochemical studies. *Aquat. Bot.* 60, pp. 161-168.

Toet S., Richard S.P., Van Logtestijn, Schreijer M., Kampf R. y Verhoeven T. 2005. The functioning of a wetland system used for polishing effluent from a sewage treatment plant. *Ecol. Eng.* 25, pp. 101–124.

Wallace S. y Kadlec R. 2005. BTEX degradation in a cold-climate wetland system. *Water Sci. Technol.* 51 (9), pp. 165–171.

Whitney D., Rossman A. y Hayden N. 2003. Evaluating an existing subsurface flow constructed wetland in Akumal, Mexico. *Ecol. Eng.* 20, pp. 105-111.

Wiebner A., Kappelmeyer U., Kusch P. y Kastner M. 2005. Influence of the redox condition dynamics on the removal efficiency of a laboratory-scale constructed wetland. *Water Res.* 39, pp. 248–256.

Bibliografía Electrónica

1. Centre for Biological Information Technology., Aquarium and pond plants of the world. The University of Queensland, 2004. Disponible en <<http://www.lucidcentral.org/articles/>> (22 Nov. 2005).

2. Comisión Nacional del Agua (CONAGUA)., Estadísticas del agua en México 2006. Disponible en <www.cna.gob.mx> (20 Oct. 2007).

3. Conde D., Limnología Básica. Facultad de Ciencias, Universidad de la Republica Uruguay, 2005. Disponible en <<http://limno.fcien.edu.uy/>> (20 Feb. 2006).

4. Torres, I. La crónica de hoy. 2007. UNAM y UAM desarrollan planta para tratamiento de aguas residuales, disponible en <http://www.cronica.com.mx/nota.php?id_notas=328856> (22 Oct. 2007).

5. Instituto Mexicano de Tecnología del Agua (IMTA), 2005. Disponible en <<http://www.imta.gob.mx/comunicacion-social/humedales/enciclopedia-humedales.html>>, (21 Oct. 2007).

6. Lenntech., Riesgo de Salinidad. Lenntech Water treatment & air purification, 2007. Disponible en <<http://www.lenntech.com/espanol/irrigacion/Riesgo-salinidad-regadio.htm>> (21 Ene. 2007).

7. Little E.C.S., Handbook of utilization of aquatic plants. Food and Agriculture Organization (FAO) of the United Nations, 1979. Disponible en <<http://www.fao.org/DOCREP/003/X6862E/X6862E12.htm>> (25 Mar.2006).

8. Tacon A.G.J., Nutrición y alimentación de peces y camarones cultivados, Manual de capacitación. Food and Agriculture Organization (FAO) of the United Nations 1989. Disponible en <<http://www.fao.org/docrep/field/003/AB492S/AB492S09.htm>> (15 Ene. 2006).

Bibliografía de apoyo no citada

Abbasi S., Nipanay P. y Panholzer B. 2003. Biogas production from the aquatic weed (*Pistia stratiotes*). Institute for Environmental Research, Elisabethstrasse Austria.

Agami M. y Reddy K. 2003. Competition for space between *Eichhornia crassipes* (Mart.) Solms and *Pistia stratiotes* L. cultured in nutrient-enriched water; University of Florida, Institute of Food and Agricultural Sciences, Soil Science Department, Gainesville U.S.A.

Aoi T. y Hayashi T. 1996. Nutrient removal by water lettuce (*Pistia stratiotes*). *Water Sci. Technol.* 34 (7), pp. 407–412.

American Water Works Association (AWWA) 1998. Standard Methods for Examination of Water and Wastewater. Water Pollution Control Federation (WPCF), American Public Health (APHA).

Chin D. 2006. Water Quality engineering in natural systems. John Wiley & Sons, Inc., Publications. Coral Gables, Florida.

Crites & Tchobanoglous 1998. Small and decentralized wastewater management systems. Ed. McGraw-Hill. USA, pp. 96-112.

Denny P. 1997. Implementation of constructed wetlands in developing countries. *Water Sci. Technol.* 35 (5), pp. 27-34.

Luna Pabello V. M., Aladro Lubel M. A. y Durán de Bazúa C. 1990. Efecto de la temperatura sobre la diversidad y abundancia de protozoarios ciliados. Serie Química Ambiental del Agua, Volumen 1. UNAM, México, D.F.

Grant W., Marin S. y Pedersen E. 2001. Ecología y manejo de recursos naturales: Análisis de sistemas y simulación, Editorial Agroamérica, San José Costa Rica.

Hunt P. y Poach M. 2001. State of the art for animal wastewater treatment in constructed wetlands. *Water Sci. Technol.* 44 (11), pp. 19-25.

Kivaisi A. 2001. The potential for constructed wetland for wastewater treatment and reuse in developing countries. *Ecol. Eng.* 16, pp. 545-560.

Fernández G. 1990. Manual de laboratorio de Química del Agua. Facultad de Ingeniería UNAM. México, D.F., pp. 32-73.

Madigan M. 2004. Brock, Biología de los microorganismos. Décima edición Ed. Pearson Prentice Hall. España, pp. 236-320.

Maine M., Suñé N. y Lager S. 2004. Chromium bioaccumulation: comparison of the capacity of two floating aquatic macrophytes. Facultad de Ingeniería Química – UNL Argentina.

Montgomery D. C. 1991. Diseño y análisis de experimentos. Grupo Editorial Iberoamérica. 2da Edición, México, D.F., pp. 35-67.

Norma Oficial Mexicana NOM-001-SEMARNAT-1996. Que establece los límites máximos permisibles de contaminantes en las descargas de aguas residuales en aguas y bienes nacionales. Diario Oficial de la Federación. Poder Ejecutivo Federal. México D.F.

Norma Oficial Mexicana NOM-003-SEMARNAT-1996. Que establece los límites máximos permisibles en las aguas tratadas que se reúsen en servicios al público. Diario Oficial de la Federación. Poder Ejecutivo Federal. México D.F.

Reeta D., Sooknah A. y Wilkie A. 2004. Nutrient removal by floating aquatic macrophytes cultured in anaerobically digested flushed dairy manure wastewater. Soil and Water Science Department, University of Florida. USA.

ANEXOS

ANEXO A. GALERÍA DE IMAGENES



Figura A.1 Invernadero Laboratorio de Microbiología experimental FQ UNAM



Figura A.2 Interior del Invernadero



Figura A.3 Transporte de la herrería



Figura A.4 Herrería dentro del invernadero



Figura A.5 Habilitado de instalaciones



Figura A.6 STPAF con instalaciones habilitadas



Figura A.7 Prueba hidráulica de los recipientes experimentales



Figura A.8 Trampas de detritus



Figura A.9 Descarga de efluente a ramal secundario de descarga



Figura A.10 Tanques de almacenamiento-distribución de agua



Figura A.11 STPAF al descubierto



Figura A.12 STPAF cubierto y en operación



Figura A.13 Estanques de adaptación de plantas



Figura A.14 Área de lavado de plantas



Figura A.15 STPAF en operación



Figura A.16 Colecta de plantas en CIBAC-Xochimilco



Figura A.17 Descarga general del STPAF



Figura A.18 Plantas en adaptación



Figura A.19 Sitio de colecta de agua residual cruda



Figura A.20 Sitio de colecta de agua residual tratada



Figura A.21 Materiales para transportar el agua residual



Figura A.22 Filtrado y habilitado del agua residual

ANEXO B. MÉTODOS ANALÍTICOS EMPLEADOS

B.1 Determinación de la Demanda Química de Oxígeno (DQO)

Principio.

Determinación química en la que la fracción orgánica de una muestra susceptible al dicromato o permanganato en medio ácido se oxida mediante la adición de sustancias oxidantes requeridas. Considerando que es una reacción equimolar, se espera que esta cantidad sea equivalente a la materia orgánica oxidada.

<i>Equipo y Materiales</i>	<i>Reactivos</i>
1) Tubos de digestión de 20 X 150 mm con tapa 2) Pipetas de 10 mL 3) Vaso de precipitado de 1 L 4) Vaso de precipitado de 100 mL 5) Vasos de precipitado de 50 mL 6) Horno con capacidad para alcanzar 150°C 7) Gradilla 8) Espectrofotómetro	1) Solución Digestora (Dicromato de Potasio) 2) Solución de Acido sulfúrico + Sulfato de Plata 3) Hidrógenoftalato de Potasio (C ₈ H ₅ KO ₄)

Procedimiento.

1. Se llenan los tubos de acuerdo a la siguiente tabla:

Tabla B.1 Procedimiento de la DQO

Tipo de Tubo (mm)	Muestra (mL)	Solución Digestora (mL)	Solución de Acido Sulfúrico (mL)	Volumen Final (mL)
20 X 150	5.0	3.0	7.0	15.0

2. Se colocan en el horno a 150°C por dos horas
3. Se sacan del horno y se dejan enfriar
4. Se mide la absorbancia a 600 nm en el espectrofotómetro
5. Se compara en resultado con la curva de calibración
6. Se calcula la DQO de acuerdo a la siguiente ecuación

Cálculos.

Calcular la DQO de la muestra en miligramos por litro (mg/L) empleando la curva de calibración o la siguiente ecuación:

$$y = m \cdot x + b$$

Donde:

y = DQO, en mg/L

x = absorbancia

Los resultados se reportan en mgO₂/L. Los resultados se reportan en mg /L de DQO. El límite de detección es de 0.05 mg/L. La precisión del método es de +/- 5 %. Para agilizar el cálculo de dichas concentraciones se realizó un programa en lenguaje C utilizando el compilador LCC. La siguiente figura muestra el programa realizado.

```

c:\iccp\proyectos\tests\idgocalibracion.c
File Edit Search Project Design Compiler Utils Analysis Window Help
// Programa que calcula la DQO a partir de la curva de calibración en 600 nm
#include<stdio.h>
#include<math.h>
// Definición de variables
#define A1 2805 6
#define A2 82.616
// Definición de la función de la curva de calibración
float DQO(float a1,float det,float a2)
{
    return (a1*det)-a2;
}
int main()
{
    float det,resultado;
    printf("Dame el valor de la absorvancia a 600nm\t\n");
    scanf("%f",&det);
    printf("VALOR DE DQO\t\n");
    resultado=DQO(A1,det,A2);
    printf("%f\t\n",resultado);
    return 0;
}
main : r main 25:40

```

Curva de calibración para la determinación de DQO.

Se construyó una curva de calibración a partir de un patrón de hidrogenofalato de potasio con una DQO equivalente que oscilen entre los 20 y 800 mg/L (Ver tabla B.2) utilizando los mismos volúmenes de reactivos, los mismos tubos y el mismo procedimiento de digestión que para las muestras del STPAF. El HFP tiene una DQO teórica de 1.176 mgO₂/mg y esta solución tiene una DQO teórica de 800 mgO₂/L.

Tabla B.2 Preparación de la curva de calibración de la DQO

Matraz	Concentración mgO ₂ /L	mL de C ₈ H ₅ KO ₄	mL de agua destilada
1	0	0.0	50
2	50	3.125	46.875
3	60	3.75	46.25
4	70	4.375	45.625
5	80	5.0	45.0
6	90	5.625	44.375
7	100	6.25	43.75
8	150	9.375	40.625
9	200	12.5	37.5
10	250	15.625	34.375
11	300	18.75	31.25
12	350	21.875	28.125
13	400	25.0	25.0
14	450	28.125	21.875
15	500	31.25	18.75
16	550	34.375	15.625
17	600	37.5	12.5
18	650	40.625	9.375
19	700	43.75	6.25
20	750	46.875	3.125
21	800	50.0	0.0

Preparación de Reactivos

Solución Digestora

Disolver en agua destilada 10.216g de dicromato de potasio ($K_2Cr_2O_7$) previamente secado a $103^\circ C$ durante dos horas, 167 mL de ácido sulfúrico concentrado (H_2SO_4) y 33.3g de sulfato de mercurio ($HgSO_4$), aforar a un litro con agua destilada.

Solución Ácido sulfúrico + sulfato de plata

Pesar 10.12g de sulfato de plata ($AgSO_4$). Adicionarlo a 1 litro de ácido sulfúrico concentrado.

Hidrogenoftalato de potasio ($C_8H_5KO_4$ HFP)

Disolver 0.68g de $C_8H_5KO_4$ previamente secado a $120^\circ C$ por una hora en agua destilada. Se afora a un litro.

Referencias.

1. American Water Works Association (AWWA). 1998. Standard Methods for Examination of Water and Wastewater. Water Pollution Control Federation (WPCF), American Public Health (APHA).
2. Guido Z. 2006. Estudio de los potenciales de oxido-reducción en reactores biológicos que simulan un humedal artificial. Tesis de maestría en Ingeniería Ambiental. UNAM, México, D.F.

B.2 Determinación de los Sólidos Suspendidos Totales

Principio.

La materia suspendida o disuelta que está contenida en un agua residual recibe el nombre de sólidos. La determinación de los sólidos es una prueba indispensable para la operación de reactores biológicos, ya sean aerobios o anaerobios; que junto con otros parámetros proporcionan información de la eficiencia de remoción del proceso e indirectamente de la concentración de biomasa en el reactor.

Equipo y Materiales

- 1) Papel filtro GF/A 55mm
- 2) Filtro Bunsen ó millipore
- 3) Probeta 250 mL
- 4) Matraz Kitasato 250 mL
- 5) Bomba de vacío
- 6) Balanza

Procedimiento.

1. Se coloca el papel filtro en la estufa a $105^\circ C$ // Para eliminar los restos de humedad presentes en el papel filtro.
2. Hacer charolitas de aluminio y marcarlas de acuerdo a la cantidad y el tipo de muestra.
3. Se colocan 100 mL de la muestra a filtrar en la probeta de 250 mL.
4. Se calibra la Balanza.
5. Se pesan los filtros y se colocan en su respectiva charola de aluminio.
6. Una vez pesado, se coloca el filtro en el Kitasato.
7. Se moja ligeramente para que se adhiera al millipore
8. Se filtran al vacío los 100 mL de muestra. // Cuando se filtre agua residual cruda es mejor hacerlo por partes.
9. Se coloca el papel filtro con los sólidos retenidos en su respectiva charola.
10. De la misma forma hacerlo con todas las muestras.
11. Es necesario indicar para cada muestra filtrada cual fue el volumen de muestra que se usó, para cálculos finales.
12. Meter las muestras a la estufa a $105^\circ C$ por una hora.

13. Desconectar estufa, girar perilla de apagado.
14. Pesar todas las muestras sin el papel aluminio // El papel aluminio solo sirve para transportar el papel filtro.
15. Si la balanza se descalibró, calibrarla de nuevo.
16. Se construye una tabla de la siguiente forma:

Tabla B.3 Procedimiento SST

Charola	PesoFiltro (g)	VolumenDeMuestra (L)	PesoFinal (g)
1			
2			

Calculos.

Se calculan los Sólidos Suspendidos Totales de acuerdo a la siguiente expresión:

$$SST \left(\frac{mg}{L} \right) = \frac{PesoFinal - PesoFiltro \left(\frac{g}{L} \right) \times \left(\frac{1000mg}{1g} \right)}$$

Para agilizar el cálculo de dichas concentraciones se realizó un programa en lenguaje C utilizando el compilador LCC. La siguiente figura muestra el programa realizado.

```

c:\c\projects\tesis\valoresst.c
//Programa que calcula la concentracion de SST en mg/L
#include<stdio.h>
#include<math.h>

//Definicion de la ecuacion que calcula SST en mg/L
float SST(float a1,float a2,float a3)
{
    return ((a1-a2)/(a3/1000))*1000;
}

int main()
{
    float det1,det2,det3,resultado;
    printf ("Dame el valor de peso filtro final en g\t\n\n");
    scanf ("%f",&det1);
    printf ("Dame el valor de peso filtro inicial en g\t\n\n");
    scanf ("%f",&det2);
    printf ("Dame el valor del tamaño de la muestra en mL\t\n\n");
    scanf ("%f",&det3);

    printf ("VALOR DE SST en mg/L\t\n\n");
    resultado=SST(det1,det2,det3);
    printf ("%f\t\n\n",resultado);
    return 0;
}

```

Referencias.

1. American Water Works Association (AWWA). 1998. Standard Methods for Examination of Water and Wastewater. Water Pollution Control Federation (WPCF), American Public Health (APHA).

B.3 Determinación del Nitrógeno Amoniacal (NH₃). Método Nessler

Principio.

El reactivo de Nessler (Yodomercuriato potásico alcalino) en presencias de iones a de amonio se descompone formando yoduro de de dimercuriamonio que permite la determinación colorimétrica de los iones N-NH₃.

*Equipo y materiales*Para el análisis de la muestra

- 1) Tubo Nessler de 50 mL
- 2) Gradilla
- 3) Pipeta graduada de 10 mL
- 4) Cronómetro
- 5) Espectrofotómetro
- 6) Celda de cuarzo

Reactivos

- 1) Reactivo de Nessler
- 2) Agua destilada
- 3) Solución EDTA
- 4) Solución madre de amonio

Procedimiento.

1. Tomar 5 mL de muestra y ponerla en el tubo Nessler
2. Aforar a 50 mL
3. Agregar 4 gotas de EDTA
4. Agregar 2 mL de reactivo Nessler
5. Esperar 10 minutos para la reacción y leer la absorbancia en el espectrofotómetro a 450 nm

Cálculos.

Calcular la concentración de nitrógeno amoniacal de la muestra en miligramos por litro (mg/L) empleando la curva de calibración. Los resultados se reportan en mg/L de NH_3 . El límite de detección es de 0.02 mg/L. La precisión del método es de $\pm 5\%$. La escala colorimétrica obtenida con el NH_4Cl no conserva mucho tiempo su color normal, por lo que la determinación debe hacerse exactamente después de 10 min. de adicionado el reactivo de Nessler. Para agilizar el cálculo de dichas concentraciones se realizó un programa en lenguaje C utilizando el compilador LCC. La siguiente figura muestra el programa realizado.

```

wedit-calibracionnh3 - [c:\lcc\projects\tesis\calibracionnh3.c*]
File Edit Search Project Design Compiler Utils Analysis Window Help
//Programa que calcula la concentracion de NH3 a partir de la curva de calibración a 475 nm
#include<stdio.h>
#include<math.h>
//Definición de variables

#define A1 63.548
#define A2 0.6309

//Definición de la función de la curva de calibración
float NH3(float a1,float det,float a2)
{
    return (a1*det)+a2;
}

int main()
{
    float det1,resultado;
    printf("Dame el valor de la absorbancia a 475nm\t\n\n");
    scanf("%f",&det1);
    printf("VALOR DE NH3\t\t\n\n");

    resultado=NH3(A1,det1,A2);
    printf("%f\t\n",resultado);
    return 0;
}

calibracionnh3.exe built successfully. [0.3 sec]
build search 1:1 *

```

Curva de calibración para la determinación de NH_3 .

Se construyó una curva de calibración a partir de un patrón de cloruro de amonio NH_4Cl con una concentración en el rango de 0 a 100 mg/L (Ver tabla B.4) utilizando los mismos volúmenes de reactivos, los mismos tubos y el mismo procedimiento de obtención que para las muestras del STPAF. Para su elaboración

se graficó concentración vs las lecturas obtenidas de las muestras y se utilizó la ecuación $C_1V_1=C_2V_2$ para conocer el valor de la concentración de N-NH₃. En caso de que se haya hecho una dilución, el resultado obtenido se multiplica por el factor de dilución.

Tabla B.4 Preparación de la curva de calibración NH₃

Tubo	Concentración (μg)	mL de Solución NH ₄ Cl	mL de H ₂ O
1	0	0	50
2	0.1	0.5	49.5
3	0.2	1	49
4	0.3	1.5	48.5
5	0.4	2	48
6	0.5	2.5	47.5
7	0.6	3	47
8	0.8	4	46
9	1	5	45
10	1.2	6	44
11	1.4	7	43
12	1.6	8	42
13	1.8	9	41
14	2	10	40
15	2.2	11	39
16	2.4	12	38
17	2.6	13	37
18	2.8	14	36
19	3	15	35
20	3.2	16	34
21	3.4	17	33
22	3.6	18	32
23	3.8	19	31
24	4	20	30
25	4.2	21	29
26	4.4	22	28
27	4.6	23	27
28	4.8	24	26
29	5.2	26	24
30	5.6	28	22
31	6	30	20
32	6.4	32	18
33	6.8	34	16
34	7.2	36	14
35	7.6	38	12
36	8	40	10
37	8.4	42	8
38	8.8	44	6
39	9.2	46	4
40	9.6	48	2
41	10	50	0

Preparación de Reactivos

Reactivo de Nessler

Colocar 100 g de HgI_2 en un matraz aforado de 1 L agregar una pequeña cantidad de agua, adicionar 70 g de KI y mezclar lentamente. Adicionar una solución fría de 80 g de NaOH en 400 mL de agua. Aforar a 1 L. La muestra se debe almacenar en material de vidrio de borosilicato con tapón de goma y protegido de la luz (frasco ámbar), para mantener la estabilidad del reactivo por 1 año en condiciones normales de laboratorio.

Solución EDTA

Disolver 50 g de tetraacetato de etilendiamina disódica dihidratada (EDTA), en 60 mL de agua con 10 g de NaOH. De ser necesario aplicar calor suave para completar la disolución. Enfriar a temperatura ambiente y diluir a 100 mL. Conservar esta solución en un recipiente de vidrio de borosilicato con tapón de goma y protegido de la luz (frasco ámbar).

Solución madre de amonio

Colocar 1.9095g de NH_4Cl previamente secado a $100^\circ C$. Aforar a 500 mL. Esta solución tendrá una concentración de 1 g/L de N- NH_3 . Para la elaboración de la curva de calibración se prepara un a solución patrón diluyendo 5 mL de la solución madre y aforar a 500 mL. Esta solución tiene una concentración de 0.01 g/L de N- NH_3 .

Referencias

1. American Water Works Association (AWWA). 1998. Standard Methods for Examination of Water and Wastewater. Water Pollution Control Federation (WPCF), American Public Health (APHA).
2. Fernández G. 1990. Manual de laboratorio de Química del Agua. Facultad de Ingeniería, UNAM. México, D.F.

B.4 Determinación de Nitritos (NO_2). Método de Sulfanilamida.

Principio.

La diazotación de la sulfanilamida en medio ácido y su unión con la N-(1-naftil)-etilen-diamina da un complejo colorido púrpura susceptible a la determinación colorimétrica.

<p><i>Equipo y materiales</i></p> <p><u>Para el análisis de la muestra</u></p> <ol style="list-style-type: none"> 1) Tubo de cultivo de 20 X 150 mm 2) Pizeta con agua destilada 3) Celda de cuarzo 4) Espectrofotómetro 	<p><i>Reactivos</i></p> <ol style="list-style-type: none"> 1) Reactivo de color 1 2) Reactivo de color 2 3) Agua destilada 4) Solución madre de nitritos
--	--

Procedimiento.

- 1) Tomar 1 mL de muestra del agua que se va a analizar.
- 2) Aforarlo a 10 mL en un tubo de ensayo.
- 3) Agregar 200 μL de reactivo de color 1, esperar que reaccione 5 minutos.
- 4) Agregar 200 μL de reactivo de color 2, esperar que reaccione 10 minutos.
- 5) Leer la absorbancia a 543 nm, 10 minutos después de adicionado la solución de color 2

Cálculos.

Calcular la concentración de nitritos de la muestra en miligramos por litro (mg/L) empleando la curva de calibración. Los resultados se reportan en mg/L de NO₂. La prueba es sensible a concentraciones de 0.02 mg/L. La coloración es estable 2 horas. Verificar que el material no tiene nitritos ni nitratos. Para agilizar el cálculo de dichas concentraciones se realizó un programa en lenguaje C utilizando el compilador LCC. La siguiente figura muestra el programa realizado.

```

//Programa que calcula la concentración de NO2 a partir de la curva de calibración a 543 nm
#include<stdio.h>
#include<math.h>
//Definición de variables
#define A1 0.3168
#define A2 0.0334

//Definición de la función de la curva de calibración
float NO2(float a1,float det,float a2)
{
    return (a1*det)-a2;
}

int main()
{
    float det1,resultado;
    printf ("Dame el valor de la absorvancia a 543nm\t\n\n");
    scanf("%f",&det1);
    printf ("VALOR DE NO2\t\t\n\n");

    resultado=NO2(A1,det1,A2);
    printf ("%f\t\n",resultado);
    return 0;
}

```

Curva de calibración para la determinación de NO₂.

Se construyó una curva de calibración a partir de un patrón de nitrito de potasio KNO₂ con una concentración en el rango de 0 a 2 mg/L de NO₂ (Ver tabla B.5) utilizando los mismos volúmenes de reactivos, los mismos tubos y el mismo procedimiento de obtención que para las muestras del STPAF. Para hacer la curva patrón se grafican la concentración vs las lecturas obtenidas de las muestras. Al despejar la pendiente de esta curva, el valor que se obtenga será la concentración de N-NO₂. En caso de que se haya hecho una dilución, el resultado obtenido se multiplica por el factor de dilución.

Tabla B.5 Preparación de la curva de calibración NO₂

Tubo	Concentración (µg)	mL de Solución de KNO ₂	mL de H ₂ O
1	0	0	10
2	0.1	0.1	9.9
3	0.2	0.2	9.8
4	0.3	0.3	9.7
5	0.4	0.4	9.6
6	0.5	0.5	9.5
7	0.6	0.6	9.4
8	0.7	0.7	9.3
9	0.8	0.8	9.2
10	0.9	0.9	9.1
11	1	1	9
12	1.1	1.1	8.9

Continuación de la Tabla B.5 Preparación de la curva de calibración NO₂

13	1.2	1.2	8.8
14	1.3	1.3	8.7
15	1.4	1.4	8.6
16	1.5	1.5	8.5
17	1.6	1.6	8.4
18	1.7	1.7	8.3
19	1.8	1.8	8.2
20	1.9	1.9	8.1
21	2	2	8

*Preparación de Reactivos*Reactivo de color 1

Agregar 5 mL de ácido clorhídrico (HCl) concentrado a 30 mL de agua destilada. Disolver en la solución anterior 0.5g de sulfanilamida (NH₂C₆H₄SO₂NH₂ 4 aminobencensulfonamida). Aforar 50 mL. La solución es estable por un mes cuando se conserva en refrigeración en un frasco ámbar.

Reactivo de color 2

Disolver 0.05g de N-(1-naftil)-etilendiamina (C₁₀H₇NH-CH₂ NH₂·2HCl) en 50 mL de agua destilada. La solución es estable por un mes cuando se conserva en refrigeración en un frasco ámbar.

Solución madre de nitritos

Disolver 4.2555g en agua destilada de KNO₂ previamente secado a 105°C por una hora. Aforar a 500 mL con agua destilada. Agregar 1 mL de cloroformo (CHCl₃) para la conservación de la solución. Esta solución tiene una concentración de 0.1 g/L de NO₃. Para la elaboración de la curva de calibración se prepara una solución patrón diluyendo 5 mL de la solución madre y aforar a 500 mL. Esta solución tiene una concentración de 0.001 g/L de N-NO₂.

Referencias.

1. American Water Works Association (AWWA). 1998. Standard Methods for Examination of Water and Wastewater. Water Pollution Control Federation (WPCF), American Public Health (APHA).
2. Fernández G. 1990. Manual de laboratorio de Química del Agua. Facultad de Ingeniería, UNAM. México, D.F.

B.5 Determinación de Nitratos (NO₃)*Principio.*

El método es rápido y adecuado para pruebas de control rutinario. Utilícese esta técnica solamente para seleccionar muestras con bajo contenido de materia orgánica. Dado que la materia orgánica disuelta puede absorber también a 220 nm y NO₃ no lo hace a 275 nm, se puede utilizar una segunda medida a 275 nm para corregir el valor de NO₃. Esta corrección empírica dependerá de la naturaleza y concentración de la materia orgánica y puede variar de unas aguas a otras. En consecuencia este método no es recomendable cuando se precise una corrección importante para la absorbancia de la materia orgánica, aunque puede ser útil para controlar los niveles de NO₃ en un sistema de aguas con un tipo constante de materia orgánica. Los factores de corrección para la absorbancia de materia orgánica se pueden establecer por el método de adiciones en combinación con el análisis del contenido original de NO₃ por otro método. La filtración de la muestra tiene por objeto posibles interferencias de las partículas suspendidas. La acidificación con HCl 1N sirve para impedir interferencias por concentraciones de hidróxido o carbonato de hasta 1000 mg de CaCO₃/L. El cloruro no afecta a la determinación.

Equipo y materiales**Para el análisis de la muestra**

- 1) Tubo Nessler
- 2) Pipeta de 1 mL
- 3) Pizeta con agua destilada
- 4) Celda de cuarzo
- 5) Espectrofotómetro

Reactivos

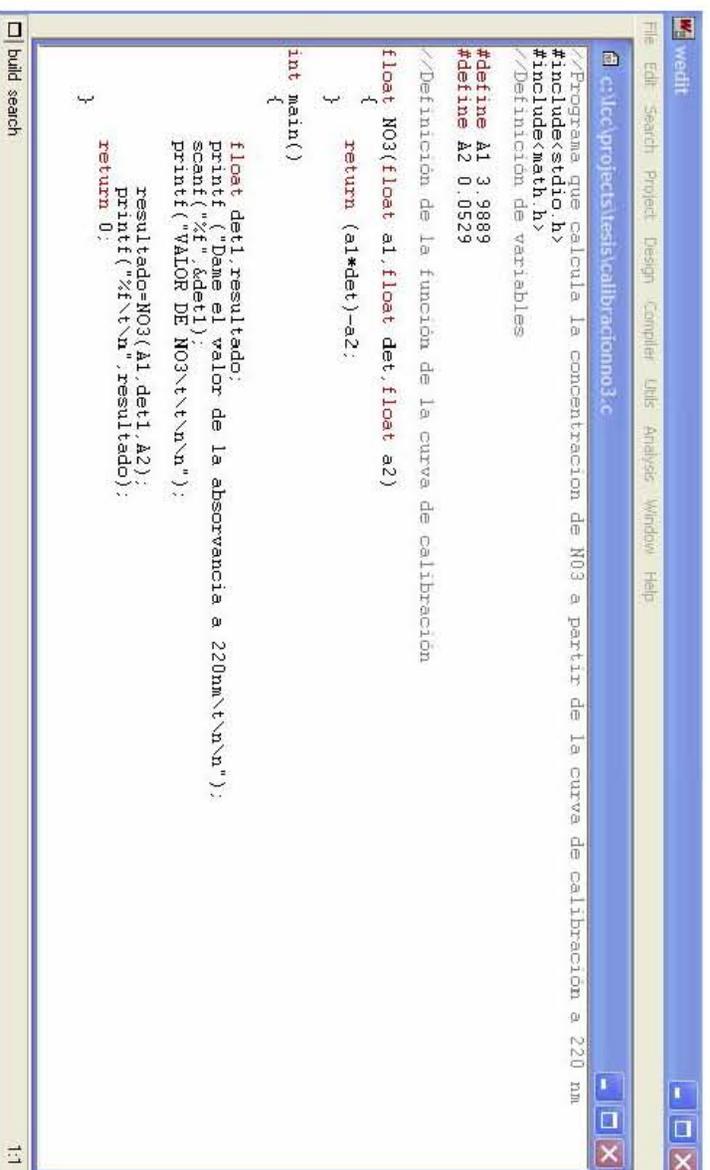
- 1) Solución de HCl 1N
- 2) Agua destilada
- 3) Solución patrón de nitratos

Procedimiento.

- 1) Tomar 5 mL de muestra.
- 2) Aforarlo a 50 mL en un tubo Nessler.
- 3) Agregar 1 mL de HCl (1 N).
- 4) Leer la absorbancia a 220 nm después de adicionado el HCl 1N.

Calculos.

Calcular la concentración de nitratos de la muestra en miligramos por litro (mg/L) empleando la curva de calibración. Los resultados se reportan en mg /L de NO_3^- . La prueba es sensible a concentraciones de 0,01 mg/L. La lectura debe hacerse al momento. Para agilizar el cálculo de dichas concentraciones se realizó un programa en lenguaje C utilizando el compilador LCC. La siguiente figura muestra el programa realizado.



```

wedit
File Edit Search Project Design Compiler Utilities Analysis Window Help
c:\lcc\projects\tests\calibracionn03.c
//Programa que calcula la concentracion de NO3 a partir de la curva de calibracion a 220 nm
#include<stdio.h>
#include<math.h>
//Definicion de variables
#define A1 3.9889
#define A2 0.0529

//Definicion de la funcion de la curva de calibracion
float NO3(float a1,float det,float a2)
{
    return (a1*det)-a2;
}

int main()
{
    float det1,resultado;
    printf ("Dame el valor de la absorbancia a 220nm\n\n");
    scanf ("%f",&det1);
    printf ("VALOR DE NO3\t\n\n");
    resultado=NO3(A1,det1,A2);
    printf ("%f\n",resultado);
    return 0;
}

```

Curva de calibración para la determinación de NO_3^- .

Se construyó una curva de calibración a partir de un patrón de nitrato potásico KNO_3 con una concentración en el rango de 0 a 2 mg/L de NO_3^- (Ver tabla B.6) utilizando los mismos volúmenes de reactivos, los mismos tubos y el mismo procedimiento de obtención que para las muestras del STPAF. Para hacer la curva patrón se grafican la concentración vs las lecturas obtenidas de las muestras. Al despejar la pendiente de esta curva, el valor que se obtenga será la concentración de N-NO_3^- . En caso de que se haya hecho una dilución, el resultado obtenido se multiplica por el factor de dilución.

Tabla B.6 Preparación de la curva de calibración NO₃

Tubo	Concentración (µg)	mL de Solución KNO ₃	mL de H ₂ O
1	0	0	50
2	0.1	0.5	49.5
3	0.2	1	49
4	0.3	1.5	48.5
5	0.4	2	48
6	0.5	2.5	47.5
7	0.6	3	47
8	0.7	3.5	46.5
9	0.8	4	46
10	0.9	4.5	45.5
11	1	5	45
12	1.1	5.5	44.5
13	1.2	6	44
14	1.3	6.5	43.5
15	1.4	7	43
16	1.5	7.5	42.5
17	1.6	8	42
18	1.7	8.5	41.5
19	1.8	9	41
20	1.9	9.5	40.5
21	2	10	40

*Preparación de Reactivos*Solución de HCl 1N

Tomar 83 mL de ácido clorhídrico concentrado (HCl) y aforar con agua destilada a un volumen de 1 L.

Solución patrón de nitratos

Disolver 0.3609g de Nitrato potásico (KNO₃) en agua destilada previamente secado s 105°C durante 24 h. Aforar a 500 mL. Agregar 2 mL de cloroformo (CHCl₃) para la conservación de la solución. Esta solución tiene una concentración de 0.1 g/L de NO₃ y es estable por seis meses. Para la elaboración de la curva de calibración se prepara una solución patrón diluyendo 50 mL de la solución madre de nitratos y aforar a 500 mL. Esta solución tiene una concentración de 0.001 g/L de N-NO₃.

Referencias.

- 1) American Water Works Association (AWWA). 1998. Standard Methods for Examination of Water and Wastewater. Water Pollution Control Federation (WPCF), American Public Health (APHA).
- 2) Fernández G. 1990. Manual de laboratorio de Química del Agua. Facultad de Ingeniería, UNAM. México, D.F.

B.6 Determinación del Nitrógeno Total Kjeldhal (NTK)*Principio.*

En el método Kjeldahl los compuestos nitrogenados de la muestra se descomponen con ácido sulfúrico concentrado en caliente, transformándose el nitrógeno de la mayoría de los grupos funcionales orgánicos en amonio. Cuando la descomposición se ha completado la disolución se enfría, se diluye y se alcaliniza con hidróxido de sodio concentrado. El amoniaco liberado se destila y se adsorbe en una disolución de concentración conocida de ácido bórico. Se titula con HCl 0.01 N para encontrar la concentración de NTK.

Equipo y materiales

- 1) Tubos para Kjeldahl
- 2) Pinzas para tubos Kjeldahl
- 3) Gradilla para tubos Kjeldahl
- 4) Guante para calor
- 5) Matraces Erlenmeyer de 250 mL
- 6) Bureta de 50 mL y base
- 7) Cubeta para transportar reactivos y materiales
- 8) Pipetas 10 mL con propipeta
- 9) Vaso de precipitado 250 ml
- 10) Pizeta
- 11) Probeta 50 mL
- 12) Charola

Reactivos

- 1) Solución digestora Kjeldahl
- 2) Solución amortiguadora de ácido bórico
- 3) Ácido clorhídrico (HCl) 0.01 N
- 4) Hidróxido de sodio (NaOH) al 36%

Procedimiento

Digestión

- 1) Poner 25 mL de muestra en tubo para digestión de micro Kjeldahl (se espera entre 8-80 mg/L de N)
- 2) Añadir 10 mL de la solución digestora Kjeldahl
- 3) Colocar los tubos en el digestor a una temperatura menor de 340°C durante 25 min. Se deben tapar con papel aluminio los orificios que no se van a digerir.
- 4) Se prende el extractor.
- 5) Una vez digeridas las muestras sacar el tubo y dejarlos enfriar. El líquido debe quedar con un color verde azulado.

Destilación

- 6) Diluir la muestra digerida con 10 mL de agua destilada
- 7) Colocar a la salida del destilador u matraz Erlenmeyer con 50 mL de la solución amortiguadora con ácido bórico por cada tubo digerido.
- 8) Con el botón correspondiente, descargar la solución de hidróxido de sodio al 36% (aproximadamente 10ml) hasta que la solución vire a un color pardo.
- 9) Iniciar la corriente de vapor para destilar el amoniaco generado, que se atrapa en la solución de ácido bórico.
- 10) Se continúa la destilación hasta tener un volumen de 150 mL aproximadamente. La solución que se obtiene es color verde.

Titulación

- 11) Se retira el tubo con la muestra del aparato destilador
- 12) Se titula la muestra con HCl 0.01 N hasta que la solución verde vire a un color rojo ladrillo.

Cálculo.

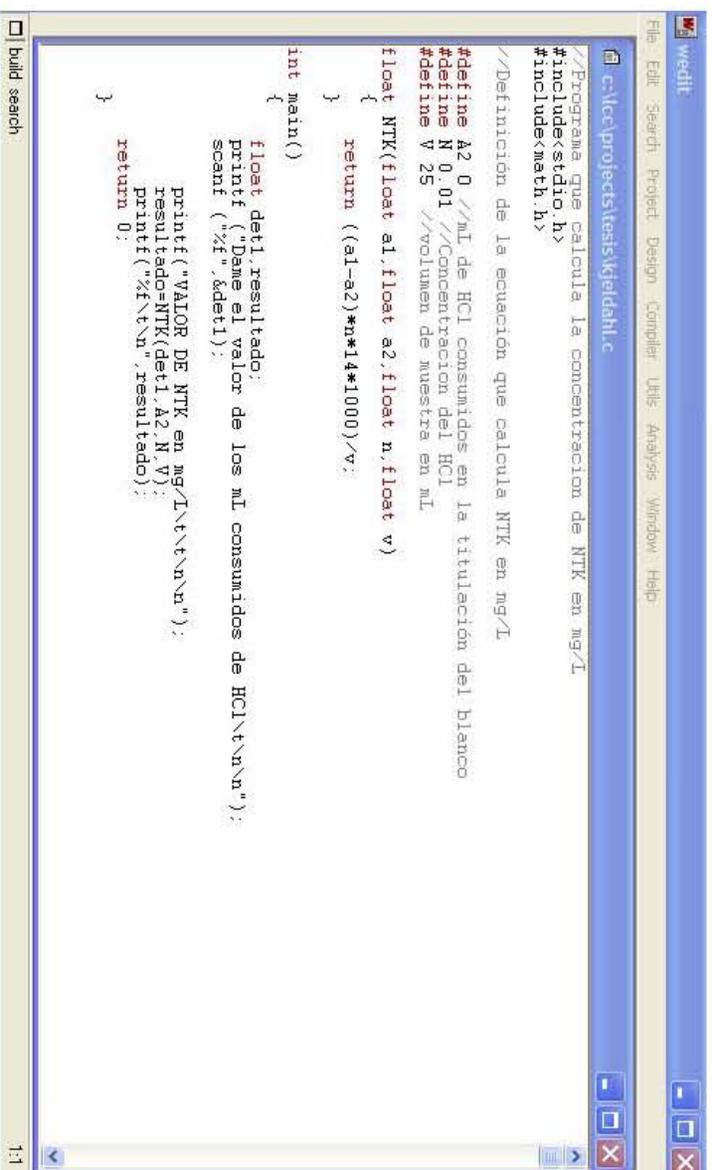
El porcentaje de Nitrógeno, se obtiene a partir de la siguiente ecuación:

$$NTK (mg / L) = \frac{(A - B) \times N \times 14 \times 1000}{V}$$

Donde:

- A = mL de HCl consumidos en la titulación de la muestra.
- B = mL de HCl consumidos en la titulación del blanco.
- N = Normalidad del HCl
- 14 = Miligramos equivalentes de N
- 1000 = Constante de conversión de unidades
- V = Volumen de la muestra

Para agilizar el cálculo de dichas concentraciones se realizó un programa en lenguaje C utilizando el compilador LCC. La siguiente figura muestra el programa realizado.



```

c:\lcc\project\tesis\Kjeldahl\c
//Programa que calcula la concentracion de NTK en mg/L
#include<stdio.h>
#include<math.h>

//Definicion de la ecuacion que calcula NTK en mg/L
#define A2 0 //mL de HCl consumidos en la titulacion del blanco
#define N 0.01 //Concentracion del HCl
#define V 25 //volumen de muestra en mL

float NTK(float a1,float a2,float n,float v)
{
    return ((a1-a2)*n*14*1000)/v;
}

int main()
{
    float det1,resultado;
    printf ("Dame el valor de los ml consumidos de HCl\n\n");
    scanf ("%f",&det1);
    printf ("VALOR DE NTK en mg/L\n\n");
    resultado=NTK(det1,A2,N,V);
    printf ("%f\n",resultado);
    return 0;
}

```

Preparación de Reactivos

Solución digestora Kjeldahl

Disolver 134g de K_2SO_4 y 7.3g de $CuSO_4$ en aproximadamente 800 mL de agua. Cuidadosamente añadir 134 mL de H_2SO_4 concentrado. Cuando el reactivo haya alcanzado al temperatura ambiente aforar la solución a 1 L con agua destilada. Mezcle bien. Guardar en frasco ámbar a temperatura ambiente cercana a los $20^\circ C$ para evitar la cristalización

Solución amortiguadora de ácido bórico

Para preparar un litro de la solución. Disolver 40g de Ácido bórico en agua caliente. Adicionar 35 mL de fenolftaleína y 10 mL de solución Rojo y Verde. La solución de fenolftaleína se prepara disolviendo 150 mg de fenolftaleína en etanol, aforar a 150 mL. La solución de Rojo y Verde se prepara disolviendo 33 mg de verde de bromocresol y 66 mg de rojo de metilo en etanol, aforar a 100 mL.

Acido clorhídrico (HCl) 0.01 N

Adicionar a una pequeña cantidad de agua 0.5 mL de HCl concentrado. Aforar a 500 mL. Guardar en frasco ámbar.

Hidróxido de sodio (NaOH) al 36%

Disolver 36g de NaOH en 100 mL de agua destilada.

Referencias

1. NMX-AA-026-SCFI-2001. Análisis de agua - Determinación de Nitrógeno Total Kjeldahl en aguas naturales, residuales y residuales tratadas. Secretaría de Economía. Mexico.
2. American Water Works Association (AWWA). 1998. Standard Methods for Examination of Water and Wastewater. Water Pollution Control Federation (WPCF), American Public Health (APHA).

B.7 Determinación del Ortofosfato (P-PO₄)*Principio.*

Las soluciones diluidas de ortofosfatos reaccionan con el molibdato de amonio, bajo condiciones ácidas, para formar ácido Molibdo Fosfórico. En presencia de Ion Vanadato, se forma ácido Vanado Molibdo Fosfórico, un compuesto cuya coloración puede ser medida en un espectrofotómetro a 690 nm. Interfieren en la medida, la sílice y el exceso de molibdato. El método responde linealmente a concentraciones de fósforo en el rango de 1 a 20 mg/L con celda de un cm.

*Equipo y materiales*Para el análisis de la muestra

- 1) Tubos Nessler
- 2) Pizeta con agua destilada
- 3) Pipetas 10 mL
- 4) Vaso de precipitado de 1 L
- 5) Papel filtro GF 55mm
- 6) Tapones para tubos Nessler
- 7) Espectrofotómetro

Reactivos

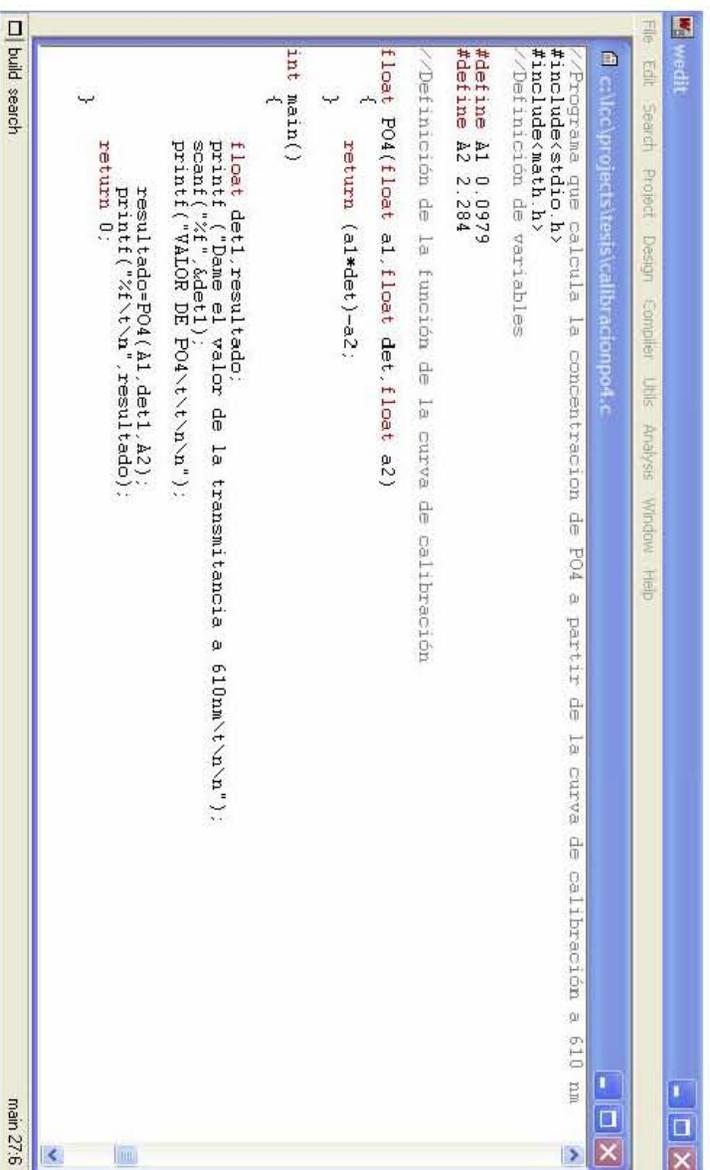
- 1) Molibdato de Amonio
- 2) Cloruro Estañoso
- 3) Solución patrón de fosfatos

Procedimiento.

1. Se filtran las muestras con el papel filtro
2. Se toman 25 mL de la muestra y se colocan en los tubos Nessler
3. Se aforan los tubos a 50 mL
4. Se agregan 2 mL de Molibdato de Amonio y se agita
5. Se agregan 5 gotas de Cloruro Estañoso y se agita
6. Esperar 10 minutos para el desarrollo de color
7. Medir el porcentaje de transmitancia con el espectrofotómetro a 690 nm en celdas de 1 cm
8. El tiempo de lectura no debe exceder los 2 minutos
9. Se obtiene la concentración de P-PO₄ utilizando la curva de calibración y la ecuación correspondiente

Calculo.

Calcular la concentración de Ortofosfatos de la muestra en miligramos por litro (mg/L) empleando la curva de calibración. Los resultados se reportan en mg /L de P-PO₄. La prueba es sensible a concentraciones de 0.02 mg/L. La lectura debe hacerse al momento. Para agilizar el cálculo de dichas concentraciones se realizo un programa en lenguaje C utilizando el compilador LCC. La siguiente figura muestra el programa realizado.



```

c:\wcy\proyectos\tesis\calibracionpo4.c
//Programa que calcula la concentracion de PO4 a partir de la curva de calibracion a 610 nm
#include<stdio.h>
#include<math.h>
//Definicion de variables
#define A1 0.0979
#define A2 2.284
//Definicion de la funcion de la curva de calibracion
float PO4(float a1,float det,float a2)
{
    return (a1*det)-a2;
}
int main()
{
    float det1,resultado;
    printf ("Dame el valor de la transmitancia a 610nm\n\n");
    scanf ("%f",&det1);
    printf ("VALOR DE PO4\t\n\n");
    resultado=PO4(A1,det1,A2);
    printf ("%f\t\n,resultado);
    return 0;
}

```

Curva de calibración para la determinación de P-PO₄

Se construyó una curva de calibración a partir de una solución patrón de fosfato (KH₂PO₄) con una concentración de 0.05mg/mL. La curva se realizó para un rango de los 0 a 10 mg/L de PO₄ (Ver tabla B.7) utilizando los mismos volúmenes de reactivos, los mismos tubos y el mismo procedimiento de obtención que para las muestras del STPAF. Para hacer la curva patrón se grafican la concentración VS las lecturas obtenidas de las muestras. Al despejar la pendiente de esta curva, el valor que se obtenga será la concentración de P-PO₄. En caso de que se haya hecho una dilución, el resultado obtenido se multiplica por el factor de dilución.

Tabla B.7 Preparación de la curva de calibración P-PO₄

Tubo	Concentración (µg/mL)	ml de Solución KH ₂ PO ₄	ml de H ₂ O
0	0	0	50
1	0.001	1	49
2	0.002	2	48
3	0.003	3	47
4	0.004	4	46
5	0.005	5	45
6	0.006	6	44
7	0.007	7	43
8	0.008	8	42
9	0.009	9	41
10	0.010	10	40

Preparación de Reactivos

Molibdato de Amonio

Disolver 25g de Molibdato de amonio (NH₄)₆Mo₇O₂₄·4H₂O en 175 mL de agua destilada. Con cuidado añadir 280 mL de H₂SO₄ a 400 mL de agua destilada, una vez fría añadir a la solución de molibdato de amonio. Aforar a un litro con agua destilada.

Cloruro Estañoso

Disolver 2.5g de $\text{SnCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ en 100 mL de glicerol. Utilizar baño María para disolver el reactivo.

Solución patrón de fosfatos

Disolver 219.5mg de KH_2PO_4 anhidro en agua destilada y aforar a un litro. Esta solución tiene una concentración de 50 mg/L (0.05 mg/L) como fósforo.

Referencias.

1. American Water Works Association (AWWA). 1998. Standard Methods for Examination of Water and Wastewater. Water Pollution Control Federation (WPCF), American Public Health (APHA).

ANEXO C. DATOS EXPERIMENTALES**C.1 Registro de los parámetros de campo desde el inicio de la fase experimental.**

Los parámetros de campo corresponden a la medición in-situ del oxígeno disuelto, temperatura, pH, conductividad y sólidos disueltos totales. Estos parámetros fueron medidos seleccionando aleatoriamente un cada recipiente de cada bloque experimental.

Tabla C.1 Registro de los parámetros de campo en la primera corrida experimental

Tiempo total de tratamiento del agua = 12 Días.

Biomasa vegetal = 10 g Peso Húmedo.

Medición de parámetros de campo correspondientes a la primera corrida experimental que inició el día lunes 16 de octubre 2006 y concluyó el viernes 27 oct 2006.						
OXIGENO DISUELTTO (mg/L)						
Tipo	Recipientes medidos	Influyente ^a	19 de Oct. 2006 ¹	23 de Oct. 2006 ²	26 de Oct. 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	5.6	6.5	6.6	6.4	6.5
ALcp	C34 ^a , C40 ¹ , C36 ² , C38 ³	5.7	6.3	6.5	7.2	6.4
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	4.3	4.2	4.6	4.8	4.4
ATcp	C17 ^a , C12 ¹ , C21 ² , C19 ³	4.4	4.8	5.4	5.0	4.9
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	0.9	1.3	2.3	2.7	1.8
ACcp	C33 ^a , C31 ¹ , C26 ² , C24 ³	0.8	1.1	2.4	2.5	1.7
E1	Agua limpia ^a	5.5	-	-	-	5.5
E2	50%AL+50%ARC ^a	9.8	-	-	-	9.8
TEMPERATURA (°C)						
Tipo	Recipientes medidos	Influyente ^a	19 de Oct. 2006 ¹	23 de Oct. 2006 ²	26 de Oct. 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	20.9	21.2	21.3	21.2	21.2
ALcp	C34 ^a , C40 ¹ , C36 ² , C38 ³	21.4	21.1	20.9	22.3	21.4
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	21.2	22.0	20.2	21.2	21.2
ATcp	C17 ^a , C12 ¹ , C21 ² , C19 ³	22.3	21.2	20.9	21.1	21.4
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	21.6	22.9	22.3	23.5	22.6
ACcp	C33 ^a , C31 ¹ , C26 ² , C24 ³	20.1	19.6	20.5	21.2	20.4
E1	Agua limpia ^a	21	-	-	-	21
E2	50%AL+50%ARC ^a	21.6	-	-	-	21.6

Continuación de la Tabla C.1 Registro de los parámetros de campo en la primer corrida experimental

pH						
Tipo	Recipientes medidos	Influente ^a	19 de Oct. 2006 ¹	23 de Oct. 2006 ²	26 de Oct. 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	7.49	7.54	7.52	7.50	7.51
ALcp	C34 ^a , C40 ¹ , C36 ² , C38 ³	7.52	7.48	7.44	7.32	7.44
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	6.87	6.65	6.73	6.43	6.67
ATcp	C17 ^a , C12 ¹ , C21 ² , C19 ³	6.99	6.86	7.06	7.09	7.0
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	7.82	7.56	7.22	7.33	7.48
ACcp	C33 ^a , C31 ¹ , C26 ² , C24 ³	7.65	7.23	7.05	7.03	7.24
E1	Agua limpia ^a	7.54	-	-	-	7.54
E2	50%AL+50%ARC ^a	8.0	-	-	-	8.0
CONDUCTIVIDAD (µs/cm)						
Tipo	Recipientes medidos	Influente ^a	19 de Oct. 2006 ¹	23 de Oct. 2006 ²	26 de Oct. 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	530	535	540	572	544
ALcp	C34 ^a , C40 ¹ , C36 ² , C38 ³	542	533	587	567	557
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	1230	1202	1199	1178	1202
ATcp	C17 ^a , C12 ¹ , C21 ² , C19 ³	1220	1206	1172	1184	1195
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	1420	1360	1350	1398	1382
ACcp	C33 ^a , C31 ¹ , C26 ² , C24 ³	1416	1377	1350	1430	1393
E1	Agua limpia ^a	533	-	-	-	533
E2	50%AL+50%ARC ^a	603	-	-	-	603
SDT (g/L)						
Tipo	Recipientes medidos	Influente ^a	19 de Oct. 2006 ¹	23 de Oct. 2006 ²	26 de Oct. 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	2.85	2.81	2.76	2.79	2.8
ALcp	C34 ^a , C40 ¹ , C36 ² , C38 ³	2.87	2.92	2.99	3.06	2.96
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	6.06	6.12	6.03	6.05	6.06
ATcp	C17 ^a , C12 ¹ , C21 ² , C19 ³	6.09	6.02	5.93	5.71	5.93
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	6.92	6.88	6.83	6.85	6.87
ACcp	C33 ^a , C31 ¹ , C26 ² , C24 ³	6.90	7.05	7.12	6.95	7.00
E1	Agua limpia ^a	3.03	-	-	-	3.03
E2	50%AL+50%ARC ^a	3.35	-	-	-	3.35

ALsp: Agua limpia sin planta, ALcp: Agua limpia con planta, ATsp: Agua tratada sin planta, ATcp: Agua tratada con planta, ACsp: Agua cruda sin planta, ACcp: Agua cruda con planta, E1: Estanque 1, E2: Estanque 2.

Tabla C.2 Registro de los parámetros de campo en la segunda corrida experimental

Tiempo total de tratamiento del agua = 8 Días.

Biomasa vegetal = 30 g Peso Húmedo.

Medición de parámetros de campo correspondientes a la segunda corrida experimental que inició el día lunes 22 de enero 2007 y concluyó el lunes 29 de enero 2007.						
OXIGENO DISUELTO (mg/L)						
Tipo	Recipientes medidos	Influente ^a	24 de Enero 2007 ¹	26 de Enero 2007 ²	28 de Enero 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	6.5	6.2	5.8	6.4	6.2
ALcp	C37 ^a , C43 ¹ , C42 ² , C45 ³	6.3	6.7	7.2	6.9	6.8
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	3.8	3.9	3.2	3.6	3.6
ATcp	C19 ^a , C10 ¹ , C13 ² , C11 ³	3.5	3.6	2.9	2.7	3.2
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	0.1	0.4	0.3	0.7	0.4
ACcp	C28 ^a , C32 ¹ , C27 ² , C24 ³	0.2	0.3	0.2	0.0	0.2
E1	Agua limpia ^a	8.1	-	-	-	8.1
E2	50%AL+50%ARC ^a	9.2	-	-	-	9.2
TEMPERATURA (°C)						
Tipo	Recipientes medidos	Influente ^a	24 de Enero 2007 ¹	26 de Enero 2007 ²	28 de Enero 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	19.5	20.1	20.3	20.2	20.0
ALcp	C37 ^a , C43 ¹ , C42 ² , C45 ³	19.7	20.5	20.7	20.3	20.3
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	20.6	20.9	21.1	21.0	20.9
ATcp	C19 ^a , C10 ¹ , C13 ² , C11 ³	19.8	20.9	20.2	20.8	20.4
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	19.3	20.2	20.3	20.0	19.9
ACcp	C28 ^a , C32 ¹ , C27 ² , C24 ³	20.2	20.9	20.0	20.4	
E1	Agua limpia ^a	20.7	-	-	-	20.7
E2	50%AL+50%ARC ^a	21.5	-	-	-	21.5
pH						
Tipo	Recipientes medidos	Influente ^a	24 de Enero 2007 ¹	26 de Enero 2007 ²	28 de Enero 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	7.28	7.30	7.35	7.32	7.31
ALcp	C37 ^a , C43 ¹ , C42 ² , C45 ³	7.31	7.29	7.33	7.42	7.33
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	6.7	6.8	6.7	6.9	6.77
ATcp	C19 ^a , C10 ¹ , C13 ² , C11 ³	6.65	6.72	6.85	6.32	6.63
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	7.0	7.02	7.11	7.09	7.05
ACcp	C28 ^a , C32 ¹ , C27 ² , C24 ³	6.9	6.6	6.7	6.1	6.57
E1	Agua limpia ^a	8.4	-	-	-	8.4
E2	50%AL+50%ARC ^a	8.35	-	-	-	8.35

Continuación de la Tabla C.2 Registro de los parámetros de campo en la segunda corrida experimental

CONDUCTIVIDAD ($\mu\text{s}/\text{cm}$)						
Tipo	Recipientes medidos	Influente ^a	24 de Enero 2007 ¹	26 de Enero 2007 ²	28 de Enero 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	551	532	523	533	534
ALcp	C37 ^a , C43 ¹ , C42 ² , C45 ³	549	544	539	532	541
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	1084	1088	1079	1081	1083
ATcp	C19 ^a , C10 ¹ , C13 ² , C11 ³	1140	1102	1065	1073	1095
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	1235	1244	1240	1229	1237
ACcp	C28 ^a , C32 ¹ , C27 ² , C24 ³	1232	1237	1375	1338	1295
E1	Agua limpia ^a	606	-	-	-	606
E2	50%AL+50%ARC ^a	704	-	-	-	704
SDT (g/L)						
Tipo	Recipientes medidos	Influente ^a	24 de Enero 2007 ¹	26 de Enero 2007 ²	28 de Enero 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	2.77	2.67	2.86	2.99	2.82
ALcp	C37 ^a , C43 ¹ , C42 ² , C45 ³	2.74	2.68	2.53	2.49	2.61
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	5.54	5.56	5.61	5.63	5.58
ATcp	C19 ^a , C10 ¹ , C13 ² , C11 ³	5.50	5.52	5.58	5.67	5.56
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	6.26	6.43	6.48	6.51	6.42
ACcp	C28 ^a , C32 ¹ , C27 ² , C24 ³	6.38	6.57	6.73	6.89	6.64
E1	Agua limpia ^a	2.95	-	-	-	2.95
E2	50%AL+50%ARC ^a	3.6	-	-	-	3.6

ALsp: Agua limpia sin planta, ALcp: Agua limpia con planta, ATsp: Agua tratada sin planta, ATcp: Agua tratada con planta, ACsp: Agua cruda sin planta, ACcp: Agua cruda con planta, E1: Estanque 1, E2: Estanque 2.

Tabla C.3 Registro de los parámetros de campo en la tercera corrida experimental

Tiempo total de tratamiento del agua = 10 Días.

Biomasa vegetal = 20 g Peso Húmedo.

Medición de parámetros de campo correspondientes a la tercera corrida experimental que inició el día lunes 12 de febrero 2007 y concluyó el miércoles 21 febrero 2007.						
OXIGENO DISUELTO (mg/L)						
Tipo	Recipientes medidos	Influente ^a	15 de Feb. 2007 ¹	18 de Feb. 2007 ²	20 de Feb 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	5.8	5.9	5.8	6.2	5.9
ALcp	C35 ^a , C41 ¹ , C44 ² , C36 ³	5.9	6.3	6.6	6.9	6.4
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	4.7	4.9	4.9	5.2	4.9
ATcp	C10 ^a , C11 ¹ , C21 ² , C17 ³	4.9	5.2	5.6	8.5	6.0
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	1.6	1.8	1.7	1.2	1.6
ACcp	C25 ^a , C37 ¹ , C30 ² , C29 ³	1.6	2.6	2.9	4.8	2.9
E1	Agua limpia ^a	6.5	-	-	-	6.5
E2	50%AL+50%ARC ^a	8.2	-	-	-	8.2

Continuación de la Tabla C.3 Registro de los parámetros de campo en la tercera corrida experimental

TEMPERATURA (°C)						
Tipo	Recipientes medidos	Influyente ^a	15 de Feb. 2007 ¹	18 de Feb. 2007 ²	20 de Feb. 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	19.9	20.1	19.6	20.4	20.0
ALcp	C35 ^a , C41 ¹ , C44 ² , C36 ³	19.3	19.4	19.7	20.0	19.6
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	20.5	20.2	19.7	19.5	19.8
ATcp	C10 ^a , C11 ¹ , C21 ² , C17 ³	20.6	22.9	21.3	22.8	21.9
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	20.5	20.1	19.5	19.9	20.0
ACcp	C25 ^a , C37 ¹ , C30 ² , C29 ³	19.5	20.1	20.8	20.4	20.2
E1	Agua limpia ^a	21.2	-	-	-	21.2
E2	50%AL+50%ARC ^a	21.9	-	-	-	21.9
pH						
Tipo	Recipientes medidos	Influyente ^a	15 de Feb. 2007 ¹	18 de Feb. 2007 ²	20 de Feb. 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	7.53	7.62	7.58	7.60	7.58
ALcp	C35 ^a , C41 ¹ , C44 ² , C36 ³	7.55	7.64	7.73	7.68	7.65
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	7.52	7.55	7.63	7.69	7.59
ATcp	C10 ^a , C11 ¹ , C21 ² , C17 ³	7.49	7.33	7.12	6.96	7.22
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	7.78	7.84	7.89	7.82	7.83
ACcp	C25 ^a , C37 ¹ , C30 ² , C29 ³	7.82	7.39	7.43	7.21	7.46
E1	Agua limpia ^a	8.84	-	-	-	8.84
E2	50%AL+50%ARC ^a	8.32	-	-	-	8.32
CONDUCTIVIDAD (µs/cm)						
Tipo	Recipientes medidos	Influyente ^a	15 de Feb. 2007 ¹	18 de Feb. 2007 ²	20 de Feb. 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	556	560	563	559	560
ALcp	C35 ^a , C41 ¹ , C44 ² , C36 ³	557	562	567	559	560
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	1001	1020	1000	1010	1000
ATcp	C10 ^a , C11 ¹ , C21 ² , C17 ³	1014	1021	993	961	997
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	1484	1491	1498	1495	1492
ACcp	C25 ^a , C37 ¹ , C30 ² , C29 ³	1492	1504	1478	1423	1474
E1	Agua limpia ^a	731	-	-	-	731
E2	50%AL+50%ARC ^a	671	-	-	-	671

Continuación de la Tabla C.3 Registro de los parámetros de campo en la tercera corrida experimental

SDT (g/L)						
Tipo	Recipientes medidos	Influyente ^a	15 de Feb. 2007 ¹	18 de Feb. 2007 ²	20 de Feb. 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	2.8	2.82	2.79	2.83	2.81
ALcp	C35 ^a , C41 ¹ , C44 ² , C36 ³	2.78	2.80	2.83	2.85	2.8
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	5.01	5.05	5.09	5.1	5.06
ATcp	C10 ^a , C11 ¹ , C21 ² , C17 ³	5.03	5.08	5.14	5.10	5.08
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	7.39	7.41	7.45	7.47	7.43
ACcp	C25 ^a , C37 ¹ , C30 ² , C29 ³	7.42	7.91	8.02	8.12	7.86
E1	Agua limpia ^a	3.67	-	-	-	3.67
E2	50%AL+50%ARC ^a	4.47	-	-	-	4.47

ALsp: Agua limpia sin planta, ALcp: Agua limpia con planta, ATsp: Agua tratada sin planta, ATcp: Agua tratada con planta, ACsp: Agua cruda sin planta, ACcp: Agua cruda con planta, E1: Estanque 1, E2: Estanque 2.

Tabla C.4 Registro de los parámetros de campo en la cuarta corrida experimental

Tiempo total de tratamiento del agua = 7 Días.

Biomasa vegetal = 15 g Peso Húmedo.

Medición de parámetros de campo correspondientes a la cuarta corrida experimental que inició el día lunes 5 de marzo 2007 y concluyó el domingo 11 de marzo 2007.

OXÍGENO DISUELTO (mg/L)						
Tipo	Recipientes medidos	Influyente ^a	6 de Marzo 2007 ¹	8 de Marzo 2007 ²	10 de Marzo 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	5.8	5.9	6.3	6.1	6.0
ALcp	C34 ^a , C35 ¹ , C44 ² , C43 ³	5.9	5.7	6.2	6.1	5.9
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	3.6	3.9	4.2	4.2	3.9
ATcp	C14 ^a , C10 ¹ , C13 ² , C19 ³	3.2	4.4	4.8	4.9	4.3
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	1.5	1.9	3.6	3.8	2.7
ACcp	C33 ^a , C30 ¹ , C24 ² , C26 ³	1.8	2.1	4.3	5.1	3.3
E1	Agua limpia ^a	7.2	-	-	-	7.2
E2	50%AL+50%ARC ^a	7.8	-	-	-	7.8
TEMPERATURA (°C)						
Tipo	Recipientes medidos	Influyente ^a	6 de Marzo 2007 ¹	8 de Marzo 2007 ²	10 de Marzo 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	20.2	20.9	20.7	20.4	20.5
ALcp	C34 ^a , C35 ¹ , C44 ² , C43 ³	19.7	20.2	19.9	19.8	19.9
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	20.1	19.6	20.1	20.4	20.0
ATcp	C14 ^a , C10 ¹ , C13 ² , C19 ³	19.6	19.2	19.6	19.9	19.6
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	20.0	19.7	20.1	20.3	20.0
ACcp	C33 ^a , C30 ¹ , C24 ² , C26 ³	19.8	19.7	20.0	19.8	19.8
E1	Agua limpia ^a	21.6	-	-	-	21.6
E2	50%AL+50%ARC ^a	21.8	-	-	-	21.8

Continuación de la Tabla C.4 Registro de los parámetros de campo en la cuarta corrida experimental

pH						
Tipo	Recipientes medidos	Influente ^a	6 de Marzo 2007 ¹	8 de Marzo 2007 ²	10 de Marzo 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	8.42	8.47	8.51	8.55	8.40
ALcp	C34 ^a , C35 ¹ , C44 ² , C43 ³	8.16	8.20	8.19	8.22	8.20
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	7.52	7.75	7.80	8.15	7.80
ATcp	C14 ^a , C10 ¹ , C13 ² , C19 ³	7.48	7.50	7.52	7.54	7.51
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	7.40	7.51	7.68	7.90	7.62
ACcp	C33 ^a , C30 ¹ , C24 ² , C26 ³	7.32	7.46	7.49	7.53	7.45
E1	Agua limpia ^a	8.26	-	-	-	8.26
E2	50%AL+50%ARC ^a	8.68	-	-	-	8.68
CONDUCTIVIDAD (µs/cm)						
Tipo	Recipientes medidos	Influente ^a	6 de Marzo 2007 ¹	8 de Marzo 2007 ²	10 de Marzo 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	506	497	512	508	505
ALcp	C34 ^a , C35 ¹ , C44 ² , C43 ³	637	639	644	648	642
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	1221	1235	1231	1240	1231
ATcp	C14 ^a , C10 ¹ , C13 ² , C19 ³	1234	1249	1258	1261	1250
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	1487	1495	1498	1491	1492
ACcp	C33 ^a , C30 ¹ , C24 ² , C26 ³	1453	1464	1481	1482	1470
E1	Agua limpia ^a	711	-	-	-	711
E2	50%AL+50%ARC ^a	650	-	-	-	650
SDT (g/L)						
Tipo	Recipientes medidos	Influente ^a	6 de Marzo 2007 ¹	8 de Marzo 2007 ²	10 de Marzo 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	2.65	2.72	2.68	2.59	2.66
ALcp	C34 ^a , C35 ¹ , C44 ² , C43 ³	2.76	2.82	2.91	3.20	2.92
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	6.06	6.20	6.15	6.18	6.14
ATcp	C14 ^a , C10 ¹ , C13 ² , C19 ³	5.09	4.89	4.78	4.99	4.93
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	7.41	7.49	7.50	7.52	7.48
ACcp	C33 ^a , C30 ¹ , C24 ² , C26 ³	7.90	7.92	8.12	8.31	8.06
E1	Agua limpia ^a	3.47	-	-	-	3.47
E2	50%AL+50%ARC ^a	3.96	-	-	-	3.96

ALsp: Agua limpia sin planta, ALcp: Agua limpia con planta, ATsp: Agua tratada sin planta, ATcp: Agua tratada con planta, ACsp: Agua cruda sin planta, ACcp: Agua cruda con planta, E1: Estanque 1, E2: Estanque 2.

Tabla C.5 Registro de los parámetros de campo en la quinta corrida experimental

Tiempo total de tratamiento del agua = 8 Días.

Biomasa vegetal = 25 g Peso Húmedo.

Medición de parámetros de campo correspondientes a la quinta corrida experimental que inició el día lunes 26 de marzo 2007 y concluyó el lunes 2 de abril 2007.						
OXIGENO DISUELTO (mg/L)						
Tipo	Recipientes medidos	Influente ^a	27 de Marzo 2007 ¹	29 de Marzo 2007 ²	1 de Abril 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	5.7	5.6	5.8	6.1	5.8
ALcp	C42 ^a , C34 ¹ , C36 ² , C38 ³	5.6	5.3	5.9	6.2	5.7
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	2.7	2.9	2.7	2.9	2.8
ATcp	C11 ^a , C21 ¹ , C17 ² , C13 ³	2.4	2.7	3.4	3.2	2.9
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	1.9	1.4	1.9	1.8	1.8
ACcp	C24 ^a , C31 ¹ , C30 ² , C26 ³	1.1	1.6	2.1	2.5	1.8
E1	Agua limpia ^a	7.2	-	-	-	7.2
E2	50%AL+50%ARC ^a	8.2	-	-	-	8.2
TEMPERATURA (°C)						
Tipo	Recipientes medidos	Influente ^a	27 de Marzo 2007 ¹	29 de Marzo 2007 ²	1 de Abril 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	19.3	19.2	19.1	19.6	19.3
ALcp	C42 ^a , C34 ¹ , C36 ² , C38 ³	19.1	19.5	19.8	20.1	19.6
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	21.5	21.2	21.7	21.9	21.6
ATcp	C11 ^a , C21 ¹ , C17 ² , C13 ³	21.7	21.7	21.3	20.9	21.4
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	21.3	21.6	21.0	19.9	21.0
ACcp	C24 ^a , C31 ¹ , C30 ² , C26 ³	21.5	21.8	21.1	21.4	21.5
E1	Agua limpia ^a	20.6	-	-	-	20.6
E2	50%AL+50%ARC ^a	20.2	-	-	-	20.2
pH						
Tipo	Recipientes medidos	Influente ^a	27 de Marzo 2007 ¹	29 de Marzo 2007 ²	1 de Abril 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	7.78	7.69	7.56	7.61	7.66
ALcp	C42 ^a , C34 ¹ , C36 ² , C38 ³	7.81	7.79	7.93	7.84	7.84
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	6.56	6.63	6.34	6.57	6.53
ATcp	C11 ^a , C21 ¹ , C17 ² , C13 ³	6.25	6.51	6.69	6.63	6.52
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	7.4	7.06	7.12	7.2	7.19
ACcp	C24 ^a , C31 ¹ , C30 ² , C26 ³	7.1	7.5	7.7	7.3	7.4
E1	Agua limpia ^a	8.2	-	-	-	8.2
E2	50%AL+50%ARC ^a	8.5	-	-	-	8.5

Continuación de la Tabla C.5 Registro de los parámetros de campo en la quinta corrida experimental

CONDUCTIVIDAD (µs/cm)						
Tipo	Recipientes medidos	Influyente ^a	27 de Marzo 2007 ¹	29 de Marzo 2007 ²	1 de Abril 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	552	568	554	563	559
ALcp	C42 ^a , C34 ¹ , C36 ² , C38 ³	542	544	548	552	546
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	1091	1098	1099	1117	1100
ATcp	C11 ^a , C21 ¹ , C17 ² , C13 ³	1112	1129	1135	1163	1134
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	1225	1248	1240	1238	1237
ACcp	C24 ^a , C31 ¹ , C30 ² , C26 ³	1212	1226	1264	1249	1238
E1	Agua limpia ^a	702	-	-	-	702
E2	50%AL+50%ARC ^a	720	-	-	-	720
SDT (g/L)						
Tipo	Recipientes medidos	Influyente ^a	27 de Marzo 2007 ¹	29 de Marzo 2007 ²	1 de Abril 2007 ³	PROMEDIO
ALsp	C7 ^a , C8 ¹ , C9 ³	2.68	2.55	2.64	2.71	2.64
ALcp	C42 ^a , C34 ¹ , C36 ² , C38 ³	2.62	2.69	2.75	2.73	2.69
ATsp	C1 ^a , C2 ¹ , C3 ³	5.46	5.51	5.63	5.58	5.54
ATcp	C11 ^a , C21 ¹ , C17 ² , C13 ³	5.41	5.49	5.52	5.63	5.51
ACsp	C4 ^a , C5 ¹ , C6 ³	6.45	6.49	6.48	6.52	6.48
ACcp	C24 ^a , C31 ¹ , C30 ² , C26 ³	6.57	6.59	6.62	6.76	6.63
E1	Agua limpia ^a	3.15	-	-	-	3.15
E2	50%AL+50%ARC ^a	3.40	-	-	-	3.40

ALsp: Agua limpia sin planta, ALcp: Agua limpia con planta, ATsp: Agua tratada sin planta, ATcp: Agua tratada con planta, ACsp: Agua cruda sin planta, ACcp: Agua cruda con planta, E1: Estanque 1, E2: Estanque 2.

C.2 Registro de la temperatura y la humedad relativa dentro del STPAF.**Tabla C.6** Registro de la temperatura (°C) dentro del STPAF en la primer corrida experimental

Tiempo total de tratamiento del agua = 12 Días.

Biomasa vegetal = 10 g Peso Húmedo.

Fecha	Temperatura. Maxima (12:00 am)	Temperatura Mínima (12:00am)	Temperatura Promedio
Dia 1	23.4	22.3	22.8
Dia 2	23.7	22.1	22.9
Dia 3	24.1	21.0	22.5
Dia 4	23.5	21.8	22.6
Dia 5	23.9	22.3	23.1
Dia 6	24.6	22.5	23.5
Dia 7	23.8	21.7	22.7
Dia 8	24.2	22.4	23.3
Dia 9	23.8	21.2	22.5
Dia 10	24.3	20.9	22.6
Dia 11	24.5	21.2	22.8
Dia 12	23.8	22.3	23.0

Tabla C.7 Registro de la temperatura dentro del STPAF en la segunda corrida experimental

Tiempo total de tratamiento del agua = 8 Días.

Biomasa vegetal = 30 g Peso Húmedo.

Fecha	Temperatura. Maxima (12:00 am)	Temperatura Mínima (12:00am)	Temperatura Promedio
Día 1	22.1	20.2	21.1
Día 2	22.4	20.9	21.6
Día 3	22.7	21.0	21.8
Día 4	22.6	21.5	22.0
Día 5	22.8	20.7	21.7
Día 6	23.4	20.7	22.0
Día 7	23.3	20.8	22.0
Día 8	23.1	20.5	21.8

Tabla C.8 Registro de la temperatura dentro del STPAF en la tercer corrida experimental

Tiempo total de tratamiento del agua = 10 Días.

Biomasa vegetal = 20 g Peso Húmedo.

Fecha	Temperatura. Maxima (12:00 am)	Temperatura Mínima (12:00am)	Temperatura Promedio
Día 1	24.3	21.9	23.1
Día 2	24.2	22.0	23.1
Día 3	24.4	21.8	23.1
Día 4	23.9	21.1	22.5
Día 5	24.6	20.8	22.7
Día 6	24.1	21.7	22.9
Día 7	23.8	20.8	22.3
Día 8	24.7	22.1	23.4
Día 9	24.3	21.9	23.1
Día 10	24.6	20.8	22.7

Tabla C.9 Registro de la temperatura dentro del STPAF en la cuarta corrida experimental

Tiempo total de tratamiento del agua = 7 Días.

Biomasa vegetal = 15 g Peso Húmedo.

Fecha	Temperatura. Maxima (12:00 am)	Temperatura Mínima (12:00am)	Temperatura Promedio
Día 1	24.1	22.0	23.0
Día 2	24.2	21.6	22.9
Día 3	24.3	21.9	23.1
Día 4	24.1	22.0	23.0
Día 5	23.8	21.3	22.5
Día 6	24.5	21.7	23.1
Día 7	24.7	21.5	23.1

Tabla C.10 Registro de la temperatura dentro del STPAF en la quinta corrida experimental

Tiempo total de tratamiento del agua = 8 Días.

Biomasa vegetal = 25 g Peso Húmedo.

Fecha	Temperatura. Maxima (12:00 am)	Temperatura Mínima (12:00am)	Temperatura Promedio
Día 1	24.6	22.1	23.4
Día 2	24.3	22.5	23.4
Día 3	24.3	22.7	23.5
Día 4	23.9	22.3	23.1
Día 5	24.1	22.4	23.3
Día 6	24.2	21.8	23.0
Día 7	24.7	21.6	23.2
Día 8	24.1	21.7	22.9

Registro de la humedad relativa (%HR) en el STPAF desde el inicio de la fase experimental

Tabla C.11 Registro de la humedad relativa (%HR) dentro del STPAF en la primera corrida experimental

Tiempo total de tratamiento del agua = 12 Días.

Biomasa vegetal = 10 g Peso Húmedo.

Fecha	%HR (9:00 am)	%HR (12:00 am)	%HR (3:00 pm)	%HR (6:00 pm)	%HR (9:00 pm)	%HR Promedio
Día 1	100	98	100	100	100	99.6
Día 2	100	100	99	100	100	99.8
Día 3	100	100	100	100	100	100
Día 4	100	99	100	100	100	99.8
Día 5	100	100	100	100	100	100
Día 6	100	100	100	100	100	100
Día 7	100	99	98	100	100	99.4
Día 8	100	100	100	100	100	100
Día 9	100	100	98	100	100	100
Día 10	100	100	100	100	100	100
Día 11	100	97	98	100	100	99
Día 12	100	100	100	100	100	100

Tabla C.12 Registro de la humedad relativa (%HR) dentro del STPAF en la segunda corrida experimental

Tiempo total de tratamiento del agua = 8 Días.

Biomasa vegetal = 30 g Peso Húmedo.

Fecha	%HR (9:00 am)	%HR (12:00 am)	%HR (3:00 pm)	%HR (6:00 pm)	%HR (9:00 pm)	%HR Promedio
Día 1	100	100	100	100	100	100
Día 2	100	99	100	100	100	99.8
Día 3	100	100	100	100	100	100
Día 4	100	100	98	100	100	99.6
Día 5	100	100	100	100	100	100
Día 6	100	99	99	100	100	99.2
Día 7	100	100	100	100	100	100
Día 8	100	100	99	100	100	99.8

Tabla C.13 Registro de la humedad relativa (%HR) dentro del STPAF en la tercera corrida experimental
Tiempo total de tratamiento del agua = 10 Días.
Biomasa vegetal = 20 g Peso Húmedo.

Fecha	%HR (9:00 am)	%HR (12:00 am)	%HR (3:00 pm)	%HR (6:00 pm)	%HR (9:00 pm)	%HR Promedio
Día 1	100	100	100	100	100	100
Día 2	100	100	100	100	100	100
Día 3	100	98	100	100	100	99.6
Día 4	100	100	99	100	100	99.8
Día 5	100	99	98	99	100	99.2
Día 6	100	100	100	100	100	100
Día 7	100	100	99	100	100	99.8
Día 8	100	98	99	100	100	99.4
Día 9	100	100	100	100	100	100
Día 10	100	99	100	100	100	99.8

Tabla C.14 Registro de la humedad relativa (%HR) dentro del STPAF en la cuarta corrida experimental
Tiempo total de tratamiento del agua = 7 Días.
Biomasa vegetal = 15 g Peso Húmedo.

Fecha	%HR (9:00 am)	%HR (12:00 am)	%HR (3:00 pm)	%HR (6:00 pm)	%HR (9:00 pm)	%HR Promedio
Día 1	100	100	100	100	100	100
Día 2	100	100	100	100	100	100
Día 3	100	99	100	100	100	99.8
Día 4	100	100	100	100	100	100
Día 5	100	100	100	100	100	100
Día 6	100	99	99	100	100	99.6
Día 7	100	99	99	100	100	99.6

Tabla C.15 Registro de la humedad relativa (%HR) dentro del STPAF en la quinta corrida experimental
Tiempo total de tratamiento del agua = 8 Días.
Biomasa vegetal = 25 g Peso Húmedo.

Fecha	%HR (9:00 am)	%HR (12:00 am)	%HR (3:00 pm)	%HR (6:00 pm)	%HR (9:00 pm)	%HR Promedio
Día 1	100	100	100	100	100	100
Día 2	100	99	100	100	100	99.8
Día 3	100	99	100	100	100	99.8
Día 4	100	100	99	100	100	99.8
Día 5	100	100	100	100	100	100
Día 6	100	98	99	100	100	99.4
Día 7	100	99	100	100	100	99.8
Día 8	100	100	100	100	100	100

Con los valores anteriores de temperatura se calculó la temperatura media durante todo el periodo de experimentos así como la temperatura máxima y mínima. Dichos valores se indican en la tabla C13.

Tabla C.16 Temperaturas promedio en el interior del STPAF

Temperatura (°C)	Promedio
Temperatura máxima	23.8
Temperatura mínima	21.6
Temperatura promedio	22.7

De igual forma con los valores de humedad relativa registrados se calculó la humedad relativa promedio, la máxima y la mínima durante todo el periodo de experimentación.

Tabla C.17 Humedad relativa promedio en el interior del STPAF

Humedad relativa (%)	Promedio
Humedad relativa diaria (9am-9pm)	99.8
Humedad relativa máxima	100
Humedad relativa mínima	98

C.3 Registro de las concentraciones de contaminantes durante las corridas experimentales.

Tabla C.18 Remociones de DQO en las 5 corridas experimentales. (Agua cruda)

AGUA CRUDA CON PLANTA						Agua cruda sin planta
Concentración DQO						
Tiempo (d)	10g	15g	20g	25g	30g	
0	462 ± 10.8	436 ± 4.03	442 ± 3.55	469 ± 2.66	453 ± 6.89	462 ± 10.8
1						
2	420 ± 10.9		313 ± 2.44			425 ± 5.12
3		338 ± 5.85		372 ± 3.07		
4	351 ± 12.8				214 ± 2.91	413 ± 2.16
5		228 ± 6.65	222 ± 4.57			
6	232 ± 20.2			324 ± 5.54	228 ± 6.04	396 ± 7.07
7		131 ± 5.43				
8				251 ± 12.26	270 ± 6.07	
9	180 ± 12.7					355 ± 8.26
10			141 ± 3.5			
11						
12	135 ± 13					345 ± 8.38

Tabla C.19 Remociones de DQO en las 5 corridas experimentales. (Agua tratada)

AGUA TRATADA CON PLANTA						Agua tratada sin planta
Concentración DQO						
Tiempo (d)	10g	15g	20g	25g	30g	
0	218 ± 4.65	252 ± 3.87	211 ± 2.16	180 ± 3.86	214 ± 5.94	218 ± 4.65
1						
2	196 ± 1.70		185 ± 5.8			216 ± 4.32
3		164 ± 3.65		150 ± 2.06		
4	182 ± 5.47				158 ± 6.67	208 ± 4.43
5		95 ± 5.71	114 ± 3.14			
6	163 ± 3.51			112 ± 3.55	111 ± 4.41	195 ± 4.99
7		46 ± 4.11				
8				71 ± 2.21	133 ± 5.13	
9	149 ± 2.88					190 ± 4.20
10			33 ± 2.08			
11						
12	127 ± 6.60					176 ± 3.36

Tabla C.20 Monitoreo de la DQO en las 5 corridas experimentales. (Agua limpia)

AGUA LIMPIA CON PLANTA						
Concentración DQO						
Tiempo (d)	10g	15g	20g	25g	30g	Agua limpia sin planta
0	74.85 ± 0.97	66.9 ± 1.03	80.7 ± 0.52	59.6 ± 0.51	74.5 ± 0.53	71.18 ± 1.24
1						
2	61.26 ± 0.83		66.3 ± 0.58			66.1 ± 0.77
3		49.4 ± 0.51		35.46 ± 0.38		
4	55.4 ± 0.31				65.6 ± 0.54	54.8 ± 0.98
5		22.5 ± 0.59	41.43 ± 0.74			
6	48.2 ± 1.04			29.5 ± 0.4	85.4 ± 1.23	52.6 ± 1.04
7		12.55 ± 0.69				
8				23.2 ± 0.86	95.2 ± 1.67	
9	42.98 ± 1.70					43.6 ± 1.08
10			30.1 ± 0.24			
11						
12	35.5 ± 0.28					42.5 ± 0.74

Tabla C.21 Remociones de SST en las 5 corridas experimentales. (Agua cruda)

AGUA CRUDA CON PLANTA						
Concentración SST						
Tiempo (d)	10g	15g	20g	25g	30g	Agua cruda sin planta
0	96 ± 2.21	101 ± 2.16	98 ± 2.21	105 ± 2.16	104 ± 3.59	94 ± 3.09
1						
2	81 ± 1.29		73 ± 3.1			88 ± 2.08
3		56 ± 2.88		79 ± 2.06		
4	72 ± 2.38				62 ± 2.87	81 ± 2.88
5		28 ± 1.70	52 ± 4.03			
6	55 ± 2.5			59 ± 2.06	49 ± 3.30	76 ± 2.94
7		9 ± 1				
8				30 ± 1.41	58 ± 5	
9	48 ± 2.58					62 ± 3.1
10			38 ± 1.82			
11						
12	35 ± 2.23					51 ± 3.30

Tabla C.22 Remociones de SST en las 5 corridas experimentales. (Agua tratada)

AGUA TRATADA CON PLANTA						
Concentración SST						
Tiempo (d)	10g	15g	20g	25g	30g	Agua tratada sin planta
0	16 ± 1.7	24 ± 2.38	21 ± 2.5	17 ± 1.5	19 ± 2.08	16 ± 2.54
1						
2	15 ± 1.82		14 ± 2.21			16 ± 3.86
3		14 ± 2.16		14 ± 1.70		
4	15 ± 2.16				13 ± 3.16	15 ± 1.63
5		7 ± 1.70	13 ± 1.7			
6	14 ± 2.08			13 ± 0.57	15 ± 3.3	14 ± 4.04
7		2 ± 0.81				
8				8 ± 0.95	16 ± 0.62	
9	13 ± 1.72					12 ± 2.62
10			11 ± 1.29			
11						
12	12 ± 3.36					11 ± 2.08

Tabla C.23 Monitoreo de los SST en las 5 corridas experimentales. (Agua limpia)

AGUA LIMPIA CON PLANTA						
Concentración SST						
Tiempo (d)	10g	15g	20g	25g	30g	Agua limpia sin planta
0	18.6 ± 0.93	17.62 ± 0.61	14.15 ± 0.58	20.1 ± 0.64	15.8 ± 0.6	13.5 ± 0.52
1						
2	15.7 ± 0.85		10.6 ± 0.35			11 ± 0.53
3		11.7 ± 0.7		16.1 ± 0.2		
4	13.1 ± 0.51				12.7 ± 0.5	8 ± 0.27
5		6.55 ± 0.48	7.3 ± 0.7			
6	7.85 ± 0.46			12.65 ± 0.45	18.4 ± 0.42	6 ± 1.38
7		2.2 ± 0.73				
8				8.7 ± 0.61	21.6 ± 0.33	
9	4.5 ± 0.62					4 ± 0.37
10			4.1 ± 0.39			
11						
12	2.57 ± 0.42					2.73 ± 0.3

Tabla C.24 Remociones de PO₄ en las 5 corridas experimentales. (Agua cruda)

AGUA CRUDA CON PLANTA						
Concentración PO ₄						
Tiempo (d)	10g	15g	20g	25g	30g	Agua cruda sin planta
0	6.2 ± 0.619	5.3 ± 0.05	5.9 ± 0.05	5.6 ± 0.07	6 ± 0.13	6.1 ± 0.04
1						
2	5.6 ± 0.22		5.1 ± 0.06			5.9 ± 0.06
3		4.8 ± 0.08		5.2 ± 0.05		
4	4.9 ± 0.08				5.3 ± 0.06	5.7 ± 0.13
5		3.5 ± 0.17	4.1 ± 0.15			
6	4.2 ± 0.09			4.7 ± 0.07	4.5 ± 0.09	5.1 ± 0.09
7		2.7 ± 0.03				
8				4.1 ± 0.12	4.8 ± 0.05	
9	3.8 ± 0.12					5 ± 0.08
10			3.5 ± 0.09			
11						
12	3.2 ± 0.11					5.2 ± 0.05

Tabla C.25 Remociones de PO₄ en las 5 corridas experimentales. (Agua tratada)

AGUA TRATADA CON PLANTA						
Concentración PO ₄						
Tiempo (d)	10g	15g	20g	25g	30g	Agua tratada sin planta
0	5.6 ± 0.07	4.7 ± 0.15	5.3 ± 0.06	4.6 ± 0.37	5.1 ± 0.07	5.9 ± 0.13
1						
2	5.4 ± 0.33		5.2 ± 0.08			5.7 ± 0.08
3		4.5 ± 0.05		4.5 ± 0.08		
4	5.4 ± 0.04				4.8 ± 0.06	5.6 ± 0.06
5		4.3 ± 0.07	4.7 ± 0.1			
6	5.1 ± 0.09			4.2 ± 0.14	4.1 ± 0.06	5.4 ± 0.09
7		3.9 ± 0.12				
8				3.7 ± 0.04	4.2 ± 0.07	
9	5.0 ± 0.08					5.1 ± 0.2
10			3.6 ± 0.09			
11						
12	4.8 ± 0.11					4.9 ± 0.1

Tabla C.26 Monitoreo de PO₄ en las 5 corridas experimentales. (Agua limpia)

AGUA LIMPIA CON PLANTA						
Concentración PO ₄						
Tiempo (d)	10g	15g	20g	25g	30g	Agua limpia sin planta
0	0.74 ± 0.07	1.36 ± 0.04	1.56 ± 0.03	1.66 ± 0.05	0.95 ± 0.08	1.3 ± 0.06
1						
2	0.65 ± 0.04		1.51 ± 0.05			1.14 ± 0.03
3		1.32 ± 0.07		1.63 ± 0.09		
4	0.53 ± 0.1				0.67 ± 0.04	0.95 ± 0.11
5		1.26 ± 0.08	1.37 ± 0.05			
6	0.44 ± 0.03			1.55 ± 0.06	0.75 ± 0.05	0.81 ± 0.09
7		1.18 ± 0.05				
8				1.52 ± 0.13	0.83 ± 0.06	
9	0.36 ± 0.07					0.64 ± 0.1
10			1.23 ± 0.07			
11						
12	0.34 ± 0.03					0.62 ± 0.03

Tabla C.27 Remociones de NT en las 5 corridas experimentales. (Agua cruda)

AGUA CRUDA CON PLANTA						
Concentración NT						
Tiempo (d)	10g	15g	20g	25g	30g	Agua cruda sin planta
0	48.9 ± 0.8	58.5 ± 0.51	51.0 ± 1.38	60.4 ± 0.74	52.3 ± 0.58	56.3 ± 0.42
1						
2	46.2 ± 0.66		47.5 ± 0.49			53.7 ± 0.76
3		52.4 ± 0.63		56.2 ± 0.53		
4	44.3 ± 0.65				45.7 ± 0.38	51.8 ± 0.58
5		45.9 ± 0.58	40.6 ± 0.62			
6	39.4 ± 0.7			47.6 ± 0.68	47.4 ± 0.51	49.2 ± 0.96
7		40.3 ± 0.35				
8				42.4 ± 0.56	50.3 ± 0.63	
9	33.5 ± 0.45					45.8 ± 0.59
10			36.5 ± 0.68			
11						
12	30.1 ± 0.78					44.5 ± 0.47

Tabla C.28 Remociones de NT en las 5 corridas experimentales. (Agua tratada)

AGUA TRATADA CON PLANTA						
Concentración NT						
Tiempo (d)	10g	15g	20g	25g	30g	Agua tratada sin planta
0	17.58 ± 0.45	23.5 ± 0.52	9.8 ± 0.3	10.7 ± 0.54	19.6 ± 0.56	18.2 ± 0.66
1						
2	17.2 ± 0.6		9.1 ± 0.23			18.1 ± 0.74
3		20.7 ± 0.6		8.3 ± 0.5		
4	16.3 ± 0.64				16.0 ± 0.43	17.3 ± 0.51
5		16.3 ± 0.57	8.11 ± 0.08			
6	14.5 ± 0.5			6.1 ± 0.17	14.1 ± 0.78	17.1 ± 0.62
7		11.4 ± 0.66				
8				5.7 ± 0.46	14.4 ± 0.58	
9	14.4 ± 0.43					16.8 ± 0.47
10			6.43 ± 0.07			
11						
12	13.7 ± 0.53					16.4 ± 0.51

Tabla C.29 Monitoreo de NT en las 5 corridas experimentales. (Agua limpia)

AGUA LIMPIA CON PLANTA						
Concentración NT						
Tiempo (d)	10g	15g	20g	25g	30g	Agua limpia sin planta
0	1.85 ± 0.03	1.59 ± 0.43	1.76 ± 0.54	2.15 ± 0.43	2.1 ± 0.4	1.82 ± 0.06
1						
2	2.5 ± 0.37		3.9 ± 0.3			1.87 ± 0.09
3		4.75 ± 0.26		3.6 ± 0.34		
4	3.48 ± 0.47				3.73 ± 0.26	2.12 ± 0.08
5		7.12 ± 0.2	5.6 ± 0.5			
6	4.62 ± 0.33			5.3 ± 0.66	3.15 ± 0.4	2.24 ± 0.11
7		10.3 ± 0.67				
8				7.1 ± 0.14	2.18 ± 0.24	
9	5.5 ± 0.49					2.43 ± 0.1
10			7.22 ± 0.13			
11						
12	6.48 ± 0.72					2.53 ± 0.12

C.3 Registro del crecimiento de biomasa vegetal durante las corridas experimentales.

Tabla C.30 Crecimiento de biomasa vegetal (Agua cruda).

AGUA CRUDA					
Tiempo (d)	BIOMASA				
	10 g	15g	20 g	25g	30 g
0	10.14 ± 0.12	15.23 ± 0.13	20.03 ± 0.12	25.06 ± 0.12	30.24 ± 0.22
1					
2	10.48 ± 0.28		20.35 ± 0.15		
3		15.5 ± 0.19		25.5 ± 0.31	
4	10.59 ± 0.55				31.4 ± 0.25
5		15.81 ± 0.09	21.06 ± 0.2		
6	10.67 ± 0.2			26.39 ± 0.21	30.2 ± 0.25
7		16.15 ± 0.8			
8				26.62 ± 0.23	28.29 ± 0.2
9	11.2 ± 0.26				
10			21.63 ± 0.58		
11					
12	11.75 ± 0.13				

Tabla C.31 Crecimiento de biomasa vegetal (Agua tratada).

AGUA TRATADA					
Tiempo (d)	BIOMASA				
	10 g	15g	20 g	25g	30 g
0	10.21 ± 0.3	15.16 ± 0.18	20.5 ± 0.48	25.36 ± 0.17	30.3 ± 0.2
1					
2	10.41 ± 0.07		21.8 ± 0.4		
3		17.3 ± 0.16		25.6 ± 0.35	
4	10.46 ± 0.37				32.1 ± 0.28
5		18.8 ± 0.2	23.1 ± 0.31		
6	10.96 ± 0.25			26.1 ± 0.81	30.4 ± 0.36
7		20.48 ± 0.86			
8				26.3 ± 2.4	29.6 ± 0.72
9	11.42 ± 0.44				
10			24.62 ± 0.4		
11					
12	12.08 ± 0.12				

Tabla C.32 Crecimiento de biomasa vegetal (Agua limpia).

AGUA LIMPIA					
Tiempo (d)	BIOMASA				
	10 g	15g	20 g	25g	30 g
0	10.17 ± 0.15	15.44 ± 0.05	20.21 ± 0.11	25.44 ± 0.17	30.12 ± 0.38
1					
2	10.89 ± 0.29		22.07 ± 0.37		
3		16.7 ± 0.37		27.5 ± 0.45	
4	11.76 ± 0.27				31.48 ± 0.48
5		18.78 ± 0.55	23.88 ± 0.18		
6	12.37 ± 0.18			28.8 ± 0.2	27.2 ± 0.26
7		19.91 ± 0.71			
8				29.94 ± 1.96	22.61 ± 0.75
9	13.49 ± 1.01				
10			25.61 ± 0.56		
11					
12	14.01 ± 0.94				

C.4 Registro de los detritus durante las corridas experimentales.

Tabla C.33 Registro de detritus durante las corridas experimentales

DETRITUS					
10 g	15g	20 g	25g	30 g	
AGUA CRUDA					
0.459 ± 0.22	0.38 ± 0.41	1.717 ± 1.08	1.96 ± 0.15	2.64 ± 2.2	
AGUA TRATADA					
0.248 ± 0.07	0.221 ± 0.34	0.601 ± 0.5	0.83 ± 0.16	1.65 ± 0.85	
AGUA LIMPIA					
0.23 ± 0.34	0.1 ± 0.13	0.03 ± 0.02	0.27 ± 0.43	0.38 ± 0.49	

La corrida con 10 g de planta se midió a los doce días de tratamiento, la de 15 g a los siete días, la de 20 g a los 10 días, la de 25 g a los 8 días y la de 30 g a los 8 días.