



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

PROGRAMA DE MAESTRÍA Y DOCTORADO
EN INGENIERÍA

FACULTAD DE QUÍMICA

***ESTUDIO DE LOS POTENCIALES DE
ÓXIDO-REDUCCIÓN EN REACTORES
BIOLÓGICOS QUE SIMULAN UN
HUMEDAL ARTIFICIAL***

T E S I S

QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:

MAESTRO EN INGENIERÍA

INGENIERÍA AMBIENTAL

P R E S E N T A :

I.Q. ALEJANDRO GUIDO ZÁRATE

TUTOR:

DRA. ING. MARÍA DEL CARMEN DURÁN DE BAZÚA

2006





Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

PROGRAMA DE MAESTRÍA Y DOCTORADO EN INGENIERÍA

ESTUDIO DE LOS POTENCIALES DE ÓXIDO- REDUCCIÓN EN REACTORES BIOLÓGICOS QUE SIMULAN UN HUMEDAL ARTIFICIAL

T E S I S

PARA OPTAR POR EL GRADO DE MAESTRO EN
INGENIERÍA (INGENIERÍA AMBIENTAL)

Presenta:

I.Q. Alejandro Guido Zárate

Directora de tesis: Dra. en Ing. María del Carmen Durán Domínguez

2006

JURADO ASIGNADO

CARGO	NOMBRE
<u>Presidente</u>	<u>Dra. Petia Mijaylova Nacheva</u>
<u>Secretario</u>	<u>Dr. Germán Buitrón Méndez</u>
<u>Vocal</u>	<u>Dra. María del Carmen Duran Domínguez</u>
<u>Primer suplente</u>	<u>MC. Esperanza Ramírez</u>
<u>Segundo suplente</u>	<u>MC. Constantino Gutiérrez Palacios</u>

Lugar donde se realizó el trabajo de investigación:

La investigación se realizó en los laboratorios 301, 302 y 303 del Programa de Ingeniería Química Ambiental y Química Ambiental, conjunto E, Facultad de Química, UNAM, México D.F.

Sustentante:

I.Q Alejandro Guido Zárate

Tutor Principal:

Dra. en Ing. Maria del Carmen Durán Domínguez

Agradezco infinitamente a los seres más maravillosos de este mundo que con su confianza, consejos, apoyo y comprensión, han sabido guiarme en todo momento bajo los principios de honestidad, dedicación y amor por el trabajo.

Culminado esta etapa de mi vida, solo me resta decirles gracias padres, gracias por su cariño y por su paciencia. Ustedes han sido mi pilar en esos momentos de debilidad, mi luz en los momentos más oscuros, mi certeza en tiempos de incertidumbre en mi vida. Todo lo que he logrado, estoy logrando y lograré en honor a mis padres, Isidora y Manuel. Los admiro.

Gracias hermanos por estar siempre pendientes de mí, sigamos siendo cómplices y tan unidos como siempre.

A Dios doy gracias por haber traído a este mundo a mis sobrinos, Manuel Garet, Cesar y Samantha que son un motivo más de vida, los quiero mucho.

Gracias Yesí y Yuri por ser parte de mi familia.

Abuela Lola, este trabajo esta dedicado a tí, que aunque no presente, sé que estas siempre pendiente de mí en donde quiera que te encuentres...te extraño mucho.

A todos ustedes pues, no me dejen... aún me falta.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco de manera especial a la Dra. María del Carmen Durán Domínguez por su apoyo constante durante los dos años de mi maestría quien fungió como mi asesora principal de tesis. Siempre tendré en cuenta sus sugerencias, comentarios que sin duda me servirán para mejorar día con día en mi vida profesional.

Un merecido agradecimiento para los miembros de mi comité tutorial, la Dra. Petia Mijaylova Nacheva y el Dr. Germán Buitrón Méndez quienes con sus comentarios y sugerencias ayudaron a que mi trabajo se concluyera satisfactoriamente en tiempo y forma.

Mi mas sincero agradecimiento al Dr. Peter Kuschk del centro de investigaciones ambientales-,UFZ en Leipzig-Alemania por sus valiosos comentarios sobre mi trabajo.

Al Dr. Dieter Lessman de la Universidad Técnica de Brandemburgo, BTU-Cottbus, Alemania por su disponibilidad y su apoyo durante mi estancia en Alemania.

Externo un merecido agradecimiento al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología por el apoyo recibido durante mis estudios.

A mis amigos, Luis, Nadja, Lilitiana, Caquis y Amalia quienes estuvieron ahí cuando siempre los necesite

CONTENIDO

RESUMEN	7
ABSTRACT	9
GLOSARIO	10
ÍNDICE DE TABLAS Y FIGURAS	12
I. INTRODUCCIÓN	17
I.1 Objetivos	20
I.2 Alcances	21
I.3. Hipótesis	21
II. FUNDAMENTOS TEÓRICOS	23
II.1 Generalidades sobre los humedales artificiales (HA)	23
II.2 Definición de un humedal artificial	24
II.3 Clasificación de los humedales artificiales	24
II.3.2 Humedales artificiales de flujo subsuperficial (HAFSS)	24
II.3.2.1 Humedales artificiales de flujo horizontal (HAFH)	25
II.3.2.2 Humedales artificiales de flujo vertical (HAFV)	26
II.3 Componentes de un humedal artificial, HA	27
II. 3.1 Material de empaque	27
II.3.2 Plantas	28
II.3.3 Microorganismos	30
II.4 Transferencia de oxígeno en los HA	30
II.5 Potencial de óxido-reducción (E_h)	33
III. MATERIALES Y MÉTODOS	36
III.1 Condiciones experimentales	36
III.2 Construcción de los reactores	36
III.3 Electroodos de potencial redox	38
III.4 Pruebas de los electroodos	38
III.5 Pruebas del sistema experimental	38
III.6 Medición del potencial de óxido-reducción	39
III.7 Operación de los reactores	39
III.8 Experimentación	40
III.9 Mediciones analíticas en el agua residual y en el agua de la llave antes y después del tratamiento	42
III.10 Análisis microbiológicos de los efluentes	42
III.11 Análisis estadístico	42
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	44
IV. 1 Potencial óxido reducción, E_h	44
IV. 2 Valores de la demanda química de oxígeno, $DQO_{soluble}$	47
IV.3 Valores del pH	49
IV.4 Valores de conductividad eléctrica, CE	50
IV.5. Discusión final	52
V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	54
ANEXOS A	57
Métodos analíticos empleados	57
ANEXO A.1	58
Determinación de la demanda química de oxígeno	58
<i>Método rápido colorimétrico (reflujo cerrado)</i>	58

ANEXO A.2	62
Preparación del agua sintética	62
ANEXOS B	63
Datos experimentales	63
ANEXO B.1	64
Tabla B.1.1 Valores del Eh del sistema experimental y del potenciómetro con estándar pH=4 saturado con quihnidrona, $E_{h-20^{\circ}c} = 259.3$	64
ANEXO B.2	65
Registro de la temperatura ($^{\circ}C$) desde el inicio de la fase experimental	65
Figura B.2.1. Variación de la temperatura en el laboratorio 303	67
ANEXO B.3	68
Perfiles de la conductividad eléctrica	68
ANEXO B.4	72
Perfiles del pH	72
ANEXO B.4 (continuación)	73
ANEXO B.4 (continuación)	74
ANEXO B.4 (continuación)	75
ANEXO B.5	76
Perfiles de la demanda química de oxígeno	76
ANEXO B.5 (continuación)	77
ANEXO B.5 (continuación)	78
ANEXO B.5 (continuación)	79
ANEXO C	80
Construcción de electrodos para la medición de potenciales redox	80
ANEXO D	81
Cuantificación de bacterias aerobias	81
ANEXO E. Análisis estadístico	87
ANEXO F	93
Espectro de emisión de las lámparas de tubos fluorescentes empleadas en esta investigación	93
Figura F.1 Espectro de emisión de las lámparas de tubos fluorescentes empleadas en esta investigación	93
BIBLIOGRAFÍA	94

RESUMEN

Actualmente en nuestro país cerca del 80% del agua residual generada por los diversos usos domésticos, agrícolas e industriales se vierte al medio ambiente sin ningún tratamiento previo, lo que ocasiona un grave problema de contaminación ambiental y de salud pública. Los humedales artificiales (HA) o humedales construidos representan una alternativa viable a este problema, ya que su bajo costo de operación y mantenimiento hacen de este tipo de sistemas una tecnología atractiva desde el punto de vista económico y técnico al presentar porcentajes de remoción de contaminantes altos. En estudios previos se evaluaron los potenciales de óxido-reducción (“redox”, E_h) de sistemas a escala laboratorio que simulan humedales artificiales de flujo vertical (HAFV), como una medida indirecta de la actividad microbiana que realiza la degradación de la materia orgánica. En uno de ellos se consideró el efecto del oxígeno fotosintético y en el otro el del oxígeno que se introduce al sistema por convección. En esta investigación se evalúan ambos efectos. Se construyeron cuatro reactores empacados con escoria volcánica RA_1 , RA_2 , RB_1 y RB_2 y en cada uno de ellos se colocaron tres electrodos de potencial redox comerciales (Pt-Ag/AgCl) a 2, 10 y 30 cm, respecto de su parte superior capturando los datos a través de una tarjeta de adquisición de datos computarizada (diseñada para esta investigación). El reactor RA_1 y su control RA_2 evaluaron el efecto conjunto del oxígeno aportado por la planta y el que se difunde de la atmósfera respectivamente, ya que el RA_2 no tuvo planta y estuvo descubierto. Los reactores RB_1 y RB_2 fueron los controles para evaluar solamente el E_h correspondiente a la medición indirecta del oxígeno generado por la planta (en RB_1) y su control sin planta (RB_2), eliminando la entrada de oxígeno de la atmósfera. Los cuatro reactores fueron alimentados con agua sintética preparada con sacarosa, $(NH_4)_2SO_4$ y $Na_3PO_4 \cdot 12H_2O$, disueltos en agua de la llave, dando una relación C:N:P de 15:1:0.1 y una $DQO_{soluble}$ aproximada de 450 mg/L, que corresponde a un valor promedio de una agua residual doméstica. Los reactores RA_1 y RB_1 , tuvieron un solo brote de una planta acuática (*Phragmites australis*, conocida en México como carrizo). Se buscó que la altura, grosor del tallo y el tamaño de las raíces de los brotes fueran similares para los dos reactores. El experimento se realizó en un laboratorio acondicionado con una temperatura relativamente constante (23.5°C). Los reactores se mantuvieron con irradiación artificial constante durante períodos de 16 h de luz y 8 h de oscuridad, mediante el empleo de lámparas de tubos fluorescentes (lámparas de luz de día) que emite características similares a la luz natural. El tiempo residencia hidráulica (TRH) fue de 1.8 d y el flujo volumétrico de alimentación de 7 L/d, alimentado por medio de una bomba peristáltica de ocho canales que dio un flujo similar a todos los reactores. La porosidad de los reactores fue de 51%. Los resultados obtenidos indican que la planta tiene un efecto importante en la remoción ya que los reactores con planta (RA_1 descubierto y RB_1 cubierto) mostraron los porcentajes de remoción de $DQO_{soluble}$ soluble más altos ($RA_1 = 54, 41.7$, $RB_1 = 53.8, 41.2$, para los periodos de iluminación y oscuridad, respectivamente) y las de los controles sin planta (RA_2 y RB_2) fueron de 38.1 y 37.3 y de 30.8 y 30.6 en los periodos de iluminación y de oscuridad, respectivamente. Los valores de E_h mostraron un comportamiento oscilante a la profundidad de 10 cm (zona radicular) para los reactores con planta respecto a los periodos de iluminación y de oscuridad (reactores RA_1 y RB_1). El comportamiento de este parámetro a las profundidades de 2 y 30 cm de los cuatro reactores no muestran este comportamiento, teniendo los valores más negativos para el reactor RB_2 (sin planta y cubierto, -241 mV, en promedio). Todos los reactores tuvieron valores de pH ácidos ($pHRA_1 = 5.504$, $pHRB_1 = 5.507$, $pHRA_2 = 5.203$ y $pHRB_2 = 5.172$), indicando que existe una generación de ácidos

orgánicos ($P < 0.005$). El pH más bajo se obtuvo en el reactor RB₂ (control cubierto y sin planta). La remoción de iones (medida como CE) para los cuatro reactores fue baja e independiente de los periodos de iluminación y de oscuridad (RA₁ y RB₁, 9.31 y 9.36%, respectivamente y 4.31 y 2.93% para los RA₂ y RB₂, respectivamente). Se concentraron diferencias significativas de la CE con respecto a cada reactor ($P < 0.005$)

Palabras clave: Potenciales de óxido-reducción, reactores biológicos, humedales artificiales

ABSTRACT

Nowdays in México, around 80% of wastewater generated from different industrial activities is discharged to the receiving bodies without any previous treatment, resulting in a serious environmental and public health problem. Constructed wetlands (CW) or artificial wetlands represent a feasible alternative for such a problem since its low cost of maintenance and operation make them a very attractive technology from the economical and technical point of view since they perform very well in eliminating water pollutants. On previous studies the oxide-reduction potentials (“redox”, E_h) were evaluated using lab-scale systems that simulate vertical constructed wetlands (VCW) as an indirect measure of the microbial activity that undergoes the organics matter decomposition. In one system, only the photosynthetic oxygen was considered and in the other one, the oxygen introduced by convection was considered. In the present work both, diffusion and oxygen generated by the plants were evaluated. Four reactors were made and filled with volcanic slag (tezontle) RA_1 , RA_2 , RB_1 y RB_2 and three commercial oxide-reduction potential electrodes (Pt-Ag/AgCl-Pt) were placed at 2, 10 and 30 cm from top of each reactor and recording the E_h data trough a data capturing device. With reactors RA_1 and its control RA_2 , the joining effect of oxygen diffusion and that generated by the plant was evaluated, since RA_2 was unplanted and uncovered. Reactors RB_1 and RB_2 were controls through which E_h was evaluated as an indirect measure of the oxygen generated by the plant (in RB_1) and its unplanted control (RB_2), eliminating the atmospheric oxygen input. Synthetic water was daily prepared by dissolving sugar (analytical grade), $(NH_4)_2SO_4$ and $Na_3PO_4 \cdot 12H_2O$, resulting in a C:N:P ratio of 15:1:0.1 and a $COD_{soluble}$ around 450 mg/L which is a typical value of a sewage an all reactors were watered with this solution. Reactors RA_1 , y RB_1 were planted with a specific aquatic plantlet (*Phragmites australis*, known in a Mexico as reed). Attention was taken on the size of each shoot (stem thickness, high, and root size). The experiment was carried out in a conditioned laboratory so that the temperature were constant during all the experiment (23.5 °C), furthermore, all reactors were illuminated with periods of 16h light and 8 h darkness using fluorescents tubes lamps (day-light lamps) with similar natural light characteristics. The hydraulic residence time (HRT) was 1.8 d and the inflow rate of 7 L/d, by using an eight channels peristaltic pump. The porosity percentage of the reactors was 51%. The results obtained indicate that plant has an important effect in the pollutants removal since the planted reactors (RA_1 uncovered and RB_1 covered) presented the higher removal percentages of $COD_{soluble}$ ($RA_1 = 54, 41.7$, $RB_1 = 53.8, 41.2$, for both periods illumination and darkness, respectively), the statistical analysis show that these differences were significant ($P < 0.005$) (See **Anex. E**). The E_h values presented an oscillatory behavior at 10 cm depth (root zone) for planted reactors in illumination and dark periods (reactors RA_1 and RB_1). The behavior observed at depths of 2 and 30 cm was not the same as that for 10 cm, the E_h values for reactor RB_2 were the most negative (unplanted and covered) ($P < 0.005$). The pH values were acid in all reactors ($pH_{RA_1} = 5.504$, $pH_{RB_1} = 5.507$, $pH_{RA_2} = 5.203$ y $pH_{RB_2} = 5.172$), indicating that there is an organic acid production. The lowest pH value observed was in reactor RB_2 (unplanted and covered). Electric conductivity removal in all reactors was low in general and non illumination-dark period dependence was observed (RA_1 y RB_1 , 9.31 y 9.36%, respectively and 4.31 y 2.93% for RA_2 y RB_2 , respectively). Significant differences were found for CE comparing each reactor ($P < 0.005$)

Keywords: oxide-reduction potentials, biological reactors, constructed wetlands

GLOSARIO

Palabra	Definición
Aerénquima	Palabra que no existe en el Diccionario de la Lengua Española pero que viene de parénquima , del gr. cient. <i>παρέγχυμα</i> , sustancia de los órganos. Tejido vegetal constituido por células de forma aproximadamente esférica o cúbica y con espacios de separación y que sirve para “absorber” el CO ₂ del aire y transformarlo en biomasa celular y oxígeno molecular (<i>aeros</i> , aire y <i>enchyma</i> , infusión). En inglés es <i>aerenchyma</i> (spongy tissue characteristic of aquatic plants)
Azolvamiento	Depósito y acumulación de sedimentos acarreados por la acción del agua a los lechos de ríos, depósitos subterráneos, presas, humedales, etc., la gran mayoría cuerpos de agua dulce
Biota	<i>f. Biol.</i> Conjunto de la fauna y la flora de una región
Citoplasma	<i>m. Biol.</i> Región celular situada entre la membrana plasmática y el núcleo, con los órganos celulares que contiene.
Cribar	Seleccionar rigurosamente.
Cutícula	<i>f. película</i> (piel delgada y delicada).
DQO _{soluble}	Demanda química de oxígeno soluble
Detritus	(del lat. <i>Detritus</i> , desgastado)m. residuo de una masa sólida que se descompone en partículas
Erogar	<i>Méx. y Ven.</i> Gastar el dinero.
Fotosíntesis	<i>f.</i> Proceso metabólico específico de ciertas células de los organismos autótrofos, por el que se sintetizan sustancias orgánicas a partir de otras inorgánicas, utilizando la energía luminosa.
HA	Humedales artificiales o construidos o artificiales
HAFH	Humedal artificial de flujo horizontal
HAFLS	Humedal artificial de flujo libre superficial
HAFSS	Humedal artificial de flujo subsuperficial
HAFV	Humedal artificial de flujo vertical
INEGI	Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática. México D.F.
Macrófitas	Plantas que crecen en o cerca del agua y que pueden ser emergentes, subemergentes o flotantes
Plántulas	<i>f. Agr.</i> Planta joven, al poco tiempo de brotar de la semilla
RA ₁	Reactor que se alimenta con agua sintética, con planta y descubierto
RA ₂	Reactor que se alimenta con agua sintética, sin planta y descubierto
RB ₁	Reactor que se alimenta con agua sintética, con planta y cubierto
RB ₂	Reactor que se alimenta con agua sintética, sin planta y cubierto
Rizósfera	Se define como rizósfera la zona del suelo muy próxima a la raíz en la que existe una amplia gama de sustancias que son exudadas al suelo circundante y que favorecen la actividad microbiana
Simbiosis	<i>f. Biol.</i> Asociación de individuos animales o vegetales de diferentes especies, sobre todo si los simbiosomas sacan provecho de la vida en común.
Tezontle	<i>Méx.</i> Piedra volcánica porosa, muy ligera, de color rojo oscuro, usada en construcción
Ubicuo	adj. Que está presente en todas partes

Zona radicular	Área de un humedal comprendida por las raíces de las plantas y el suelo circundante donde habitan gran cantidad de microorganismos
E_h	Potencial óxido reducción
INEGI	Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Información
SEMARNAT	Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, Poder Ejecutivo Federal, México
TRH	Tiempo de residencia hidráulica
Vascular	<i>adj. Bot. y Zool.</i> Perteneciente o relativo a los vasos de las plantas o de los animales.

ÍNDICE DE TABLAS Y FIGURAS

Tabla o Figura	Nombre de la tabla	Página
Tabla 3.1	Condiciones de experimentación	36
Tabla 3.2	Estratos de material de soporte en las columnas de estudio (Fenoglio-Limón, 2000)	37
Tabla 3.3	Valores del E_h de las soluciones estandar a 20 °C para electrodos Ag/AgCl-Pt	38
Tabla 3.4	Concentración del agua sintética empleada (relación 15:1:0.1 C:N:P)	40
Tabla 4.1	Porcentajes de remoción de cada reactor durante la fase estable y en los periodos de iluminación y de oscuridad.	49
Tabla 4.2	Valores de conductividad eléctrica promedio y porcentajes de remoción (%RCE) promedios durante la fase estable de los periodos de iluminación y de oscuridad a la salida de cada reactor.	52
Tabla A.1.1.	Preparación de la curva de calibración	60
Tabla A.2.1.	Concentración del agua residual sintética	62
Tabla B.1.1	Valores del E_h del sistema experimental y del potenciómetro con estandar pH=4 saturado con quihnidrona, $E_{h-20^{\circ}c} = 259.3$	64
Tabla B.2.1.	Registro de la temperatura en el laboratorio 301	65
Tabla B.2.2.	Temperaturas promedio del interior del laboratorio	67
Tabla D.1	Unidades formadoras de colonia (UFC/0.5ml) a dilución 1:100	83
Tabla E.1	Análisis de variancia (ANDEVA) para el potencial redox con un 95% de confianza	87
Tabla E.2.	Análisis de variancia (ANDEVA) para el potencial redox con un 99% de confianza	88
Tabla E.3.	Análisis de variancia (ANDEVA) para la DQOs con un 95% de confianza	88
Tabla E.4.	Análisis de variancia (ANDEVA) para la DQOs con un 99% de confianza	89
Tabla E.5	Análisis de variancia (ANDEVA) para el pH con un 95% de confianza	89
Tabla E.6.	Análisis de variancia (ANDEVA) para el pH con un 99% de confianza	90
Tabla E.7	Análisis de variancia (ANDEVA) para la CE con un 95% de confianza.	91
Tabla E.8.	Análisis de variancia (ANDEVA) para la CE con un 99% de confianza. ANDEVA para la CE, 99% de confianza	91
Tabla E.9	RESUMEN ESTADÍSTICO	92
Figura 2.1	Componentes estructurales de un humedal	23
Figura 2.2	Humedales artificiales de flujo superficial	25

Figura 2.3	Componentes principales de un humedal artificial, HA	27
Figura 2.4	Efecto de las plantas en los HA	28
Figura 2.5	Difusión de O ₂ molecular de la atmósfera hacia la zona radicular y del CO ₂ y CH ₄ de la zona radicular hacia la atmósfera	31
Figura 2.6	Diferencia de la difusión de oxígeno en suelos inundados y suelos secos o drenados	32
Figura 3.1	Dimensiones de los reactores de PVC utilizados en la experimentación	37
Figura 3.2	Detalles del sistema experimental	40
Figura 3.3.	Etapas de la fase experimental	41
Figura 4.1	Variación de los potenciales óxido-reducción (E _h) del reactor RA ₁ (con planta y descubierto) durante el periodo de iluminación y de oscuridad	45
Figura 4.2	Variación de los potenciales óxido-reducción (E _h) del reactor RB ₁ (con planta y cubierto) durante el periodo de iluminación y de oscuridad	45
Figura 4.3	Variación de los potenciales óxido-reducción (E _h) del reactor RA ₁ (sin planta y descubierto) durante el periodo de iluminación y de oscuridad	46
Figura 4.4	Variación de los potenciales óxido-reducción (E _h) del reactor RB ₂ (sin planta y cubierto) durante el periodo de iluminación y de oscuridad	46
Figura 4.5	Variación de la demanda química de oxígeno en la fase estable a la salida de cada reactor durante el periodo de iluminación	48
Figura 4.6	Variación de la demanda química de oxígeno en la fase estable a la salida de cada reactor durante el periodo de oscuridad	48
Figura 4.7	Variación de los pH en la fase estable a la salida de cada reactor durante el periodo de iluminación	50
Figura 4.8	Variación de los pH en la fase estable a la salida de cada reactor durante el periodo de oscuridad	50
Figura 4.9	Variación de la conductividad eléctrica en la fase estable de cada reactor a la salida de cada reactor durante el periodo de	51
Figura 4.10	Variación de la conductividad eléctrica en la fase estable de cada reactor a la salida de cada reactor durante el periodo de oscuridad	51
Figura B.2.1.	Variación de la temperatura en el laboratorio 303	67
Figura B.2.2	Temperaturas máxima y mínima	67
Figura B.3.1.	Perfil de remoción de la conductividad eléctrica para el reactor RA ₁ , (con planta y descubierto) durante el periodo de iluminación	68
Figura B.3.2	Perfil de remoción de la conductividad eléctrica para el reactor RA ₁ , (con planta y descubierto) durante el periodo de oscuridad	68
Figura B.3.3.	Perfil de remoción de la conductividad eléctrica para el reactor RA ₂ , (sin planta y descubierto) durante el periodo de iluminación	69
Figura B.3.4.	Perfil de remoción de la conductividad eléctrica para el reactor RA ₂ , (sin planta y descubierto) durante el periodo de oscuridad	69
Figura B.3.5	Perfil de remoción de la conductividad eléctrica para el reactor	70

	RB ₁ , (con planta y cubierto) durante el periodo de iluminación	
Figura B.3.6	Perfil de remoción de la conductividad eléctrica para el reactor RB ₁ , (con planta y cubierto) durante el periodo de oscuridad	70
Figura B.3.7.	Perfil de remoción de la conductividad eléctrica para el reactor RB ₂ , (sin planta y cubierto) durante el periodo de iluminación	71
Figura B.3.8	Perfil de remoción de la conductividad eléctrica para el reactor RB ₂ , (sin planta y cubierto) durante el periodo de oscuridad	71
Figura B.4.1.	Perfil del pH para el reactor RA ₁ , (con planta y descubierto) durante el periodo de iluminación	72
Figura B.4.2.	Perfil del pH para el reactor RA ₁ , (con planta y descubierto) durante el periodo de oscuridad	72
Figura B.4.3	Perfil del pH para el reactor RA ₂ , (sin planta y descubierto) durante el periodo de iluminación	73
Figura B.4.4.	Perfil del pH para el reactor RA ₂ , (sin planta y descubierto) durante el periodo de oscuridad	73
Figura B.4.5	Perfil del pH para el reactor RB ₁ , (con planta y cubierto) durante el periodo de iluminación	74
Figura B.4.6	Perfil del pH para el reactor RB ₁ , (con planta y cubierto) durante el periodo de oscuridad	74
Figura B.4.7.	Perfil del pH para el reactor RB ₂ , (sin planta y cubierto) durante el periodo de iluminación	75
Figura B.4.8.	Perfil del pH para el reactor RB ₂ , (sin planta y cubierto) durante el periodo de oscuridad	75
Figura B.5.1.	Perfil de la remoción de la demanda química de oxígeno para el reactor RA ₁ , (con planta y descubierto) durante el periodo de iluminación	76
Figura B.5.2.	Perfil de la remoción de la demanda química de oxígeno para el reactor RA ₁ , (con planta y descubierto) durante el periodo de oscuridad	76
Figura B.5.3.	Perfil de la remoción de la demanda química de oxígeno para el reactor RA ₂ , (sin planta y descubierto) durante el periodo de iluminación	77
Figura B.5.4.	Perfil de la remoción de la demanda química de oxígeno para el reactor RA ₂ , (sin planta y descubierto) durante el periodo de oscuridad	77
Figura B.5.5.	Perfil de la remoción de la demanda química de oxígeno para el reactor RB ₁ , (con planta y cubierto) durante el periodo de iluminación	78
Figura B.5.6.	Perfil de la remoción de la demanda química de oxígeno para el reactor RB ₁ , (con planta y cubierto) durante el periodo de oscuridad	78
Figura B.5.7.	Perfil de la remoción de la demanda química de oxígeno para el reactor RB ₂ , (sin planta y cubierto) durante el periodo de iluminación	79
Figura B.5.8.	Perfil de la remoción de la demanda química de oxígeno para el reactor RB ₂ , (sin planta y cubierto) durante el periodo de	79

	oscuridad	
Figura C.1	Detalles de construcción de los electrodos	80
Figura D.1.	Resultados de las pruebas microbiológicas	84
Figura F.1	Espectro de emisión de las lámparas de tubos fluorescentes empleadas en esta investigación	93

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

I. INTRODUCCIÓN

En México, el problema de la contaminación del agua y su disponibilidad para las diversas actividades económicas y productivas del país es cada vez más creciente. Se estima que aproximadamente el 80% de las aguas residuales generadas por las diferentes actividades industriales, son descargadas al ambiente sin ningún tratamiento adecuado (INEGI, 2005; SEMARNAT, 2005). La falta de recursos económicos y de voluntad política para hacer frente a este problema, lo agrava aún más, por lo que resulta necesario el desarrollo y la implementación de tecnologías alternativas que puedan ayudar a solucionar este problema. Los humedales artificiales o construidos (HA) representan una alternativa viable desde el punto de vista económico en países en vías de desarrollo (Whitney y col., 2002), especialmente para el tratamiento de aguas residuales de origen doméstico en zonas rurales y suburbanas (Shutes, 2001), donde la instalación de una planta de tratamiento convencional implicaría la erogación de importantes sumas de dinero y que en la mayoría de los casos los gobiernos locales no pueden afrontar (Dahab y col., 2000; Shutes, 2001). Los humedales artificiales son sistemas de tratamiento en los que se llevan a cabo procesos físicos, químicos y biológicos para la transformación de compuestos orgánicos y microorganismos patógenos. Debido a que su diseño y construcción son relativamente sencillos y a que los costos de operación y mantenimiento (Solano y col., 2004) son generalmente inferiores que los de sistemas convencionales, puede decirse que los HA representan, desde el punto de vista económico y técnico, una opción viable para ser utilizados como tratamiento de aguas residuales en zonas rurales y suburbanas como tratamiento secundario o terciario. Es necesario, sin embargo, para mejorar su operación, entender los mecanismos de remoción de contaminantes presentes en aguas residuales de comunidades rurales o suburbanas (Rodríguez-Cruz y Varela-Montellano, 2003) que se llevan a cabo dentro de estos sistemas. No obstante, esto no quiere decir que quede excluida su aplicación tanto para tratar aguas industriales no tóxicas, como las generadas en zonas urbanas y zonas industriales, siempre y cuando se cuente con el espacio disponible para tal efecto y que su costo no sea muy elevado. Asimismo, este tipo de tecnología puede emplearse como un sistema complementario en aquellas plantas de tratamiento ya existentes en operación (Shutes, 2001), a fin de mejorar la calidad de agua obtenida (pulimento), pudiendo usarse para otros fines o descargarse con menor cantidad de contaminantes. Este tipo de reactores se pueden conceptuar como reactores de flujo pistón en los que se supone que los fenómenos de transferencia de masa y momento son los pasos limitantes especialmente la del oxígeno, ya 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. Dentro de los parámetros de control de los sistemas de tratamientos biológicos se encuentra el potencial óxido-reducción, el cual nos dice mucho del “carácter” oxidante o reductor del medio. Este parámetro está ligado con la concentración de oxígeno presente, aunque cabe mencionar que éste no es el único elemento que contribuye a la variación de este parámetro. Los diferentes procesos del sistema redox (óxido- reducción) en la zona radicular (rizósfera) son difíciles de interpretar debido, en primer término, a las condiciones específicas de los humedales, que se caracterizan generalmente por velocidades de flujo lentas, a las condiciones fisiológicas

actuales de las plantas y a las condiciones ambientales inestables (ciclos anuales y diarios, incidentes climáticos) (Wiessner y col, 2005b) así como a las condiciones específicas de cada sistema experimental.

Los estudios realizados sobre el efecto de la difusión del oxígeno del aire al sistema radicular (Armstrong, 1988; Armstrong 1999) donde se encuentran las bacterias y su impacto en la bioconversión de la materia orgánica (Soto-Esquivel, 2003) y los realizados sobre el efecto convectivo del oxígeno en reactores empacados que simulan humedales artificiales (Fenoglio-Limón, 2003), permiten estudiar a nivel experimental en sistemas a escala de banco o prototipo usando mediciones de potenciales óxido-reducción este efecto sobre la remoción de contaminantes orgánicos.

Los humedales artificiales (HA) se fundamentan en los principios básicos siguientes: la actividad biológica de los microorganismos; el aporte de oxígeno a través de las plantas y un lecho que sirve como soporte, tanto para los microorganismos como para los vegetales, a demás de servir como material filtrante (Brix, 1997; Olmedilla, 2000). En conjunto, estos elementos eliminan materiales disueltos y suspendidos en el agua residual y biodegradan los materiales orgánicos hasta mineralizarlos. En términos generales, los HA pueden clasificarse en tres tipos, de acuerdo con la forma de vida de las plantas vasculares emergentes dominantes (Haberl, 1997): sistemas de libre flotación; sistemas de raíces emergentes y sistemas subemergentes. En particular, los sistemas de raíces emergentes, se clasifican en dos grupos, considerando la forma de alimentación del agua residual: de flujo horizontal, los cuales tienen la característica de que el afluente se introduce al sistema de forma lateral, y de flujo vertical, en donde el afluente es alimentado por la parte superior del sistema. Para decidir entre los dos tipos, es importante considerar la concentración y características de los contaminantes presentes en el agua que se pretenda tratar, así como los requerimientos de descarga que se deseen obtener (tipo de contaminante con prioridad para remover). Otra clasificación de estos sistemas atendiendo a la disposición del agua en el humedal es la siguiente: (1) los sistemas de flujo libre superficial (FWS, por sus siglas en inglés) y (2) los sistemas de flujo subsuperficial (SFS, por sus siglas en inglés), (Metcalf y Eddy, 1991)

En ambos casos, es necesaria la implementación de un pretratamiento (cribado y sedimentación primaria) que facilite la remoción de sólidos suspendidos de fácil sedimentación y de material voluminoso para prolongar la vida útil del humedal artificial (previniendo su rápido azolvamiento). El diseño de un sistema de tratamiento de aguas residuales con humedales artificiales es un aspecto importante a considerar en el momento de la instalación. Aspectos como la relación longitud:ancho es un factor determinante para el comportamiento hidráulico de un HA (Tchonoglous G, 1993) El funcionamiento del sistema se basa en que un lecho de raíces, en este caso de carrizos (*Phragmites australis.*) o de tules (*Typha spp.*), aporta una vía o ruta hidráulica por donde fluye el agua a tratar. Esta zona, llamada zona radicular o rizósfera, es el espacio entre los rizomas, las raíces y el material de soporte circundante. En los HA de libre flotación, emergentes y subemergentes, el grosor de la rizosfera es de 20-30 cm en promedio y depende del tipo específico de planta (IWA, 2000). El movimiento de la trama radicular en crecimiento (raíces y rizomas) abre espacio en el material de soporte, previniendo la obstrucción del flujo de agua. Los carrizos (*Phragmites australis*) pueden crecer en suelos inundados y condiciones anaerobias al mantener sus raíces aireadas (Hiley, 1995). Los carrizos y los tules aportan oxígeno a la zona radicular a través de los espacios gaseosos dentro de ellas (tallos y rizomas). Es recomendable que el sistema se encuentre permanentemente húmedo para que

los carrizos y los tules crezcan adecuadamente. Al inicio, es posible regar el humedal con agua corriente, pero a medida que las raíces de los vegetales crecen y maduran, se procede a la irrigación con agua residual hasta que ésta constituye el único aporte. La importancia y trascendencia de los humedales artificiales, radica fundamentalmente en que son más económicos y se adaptan mejor a las condiciones climáticas de México que los sistemas de tratamiento convencional actualmente utilizados y también a que se pueden combinar con otros sistemas de tratamiento ya existentes, a fin de optimizar su operación. Dentro de las ventajas de estos sistemas destaca el de la calidad de agua tratada, de acuerdo con los requerimientos establecidos y por la normatividad ambiental nacional vigente; el costo de inversión es comparativamente menor y los de operación y mantenimiento son mínimos. Al ser sistemas “fáciles” de operar, el mantenimiento y operación de los mismos puede ser realizado por personas de las mismas comunidades donde se instalan estos sistemas. Si se diseñan apropiadamente y si las condiciones del terreno lo permiten, no requieren de excesivos sistemas de bombeo (reduciendo los costos de energía eléctrica), dado que al lecho se le proporciona una pendiente de entre 5 y 6% para facilitar el flujo de agua. Cuando en estos sistemas se instala un pretratamiento para eliminar sólidos sedimentables, y sólidos en suspensión para evitar azolves, su vida útil puede llegar a ser hasta de 25 años (Shutes, 1997). Si se diseñan apropiadamente, no presentan malos olores (por la formación de compuestos azufrados volátiles y metano); son estéticamente agradables y sirven para habitat de muchas especies de insectos, aves e incluso algunos mamíferos; las plantas pueden cosecharse (carrizo y tule) para la elaboración de productos artesanales. Entre las principales desventajas de estos sistemas frente a los sistemas convencionales están: la gran área superficial necesaria para la instalación de un HA, variación de la eficiencia de tratamiento debido a las variaciones en las condiciones climáticas, posible infestación por plagas, sobre todo si se trata de un monocultivo. Durante el periodo de secas, pueden ser propensos a incendio por accidente o vandalismo ya que las hojas se secan muy rápidamente. Aún cuando este tipo de sistemas tiene una eficiencia promedio del 90% para remover sólidos totales y del 70-80% de compuestos de carbonos, no se cuenta con la información suficiente para garantizar su correcto funcionamiento para casos específicos.

Con base en estas generalidades, se realizaron ya experimentos a escala de laboratorio para estudiar los fenómenos que controlan la eficiencia de transformación de los compuestos contaminantes a biomasa y CO_2 . Dos de ellos se enfocaron al efecto de la difusión del oxígeno a la zona radicular por dos mecanismos, la fotosíntesis y la entrada de aire al introducir de manera intermitente el agua a tratar (Fenoglio-Limón, 2003; Soto-Esquivel, 2003). En ellos se encontró, de manera indirecta, midiendo los potenciales de óxido-reducción, que el mecanismo más importante es la fotosíntesis pero que el otro puede también contribuir al ingreso de oxígeno al sistema. El oxígeno liberado por las plantas tiene un efecto sobre el potencial redox E_h del humedal. Este efecto permanece en controversia (Brix, 1997). Si estos dos mecanismos contribuyeran en forma sinérgica podrían reducirse las áreas de “cultivo” requeridas para el tratamiento de las aguas residuales usando los sistemas de humedales, haciéndolos más eficientes para cierto tipo de contaminantes.

Por ello, a continuación se plantean los objetivos de ésta investigación.

I.1 Objetivos

Con base en las generalidades anteriores y suponiendo que los fenómenos de transferencia de masa y momento son los pasos limitantes, especialmente la transferencia del oxígeno, ya que las bacterias aerobias presentan constantes de rapidez de transformación de la materia orgánica contaminante a biomasa y CO_2 mucho más altas que las bacterias anaerobias, los objetivos de este proyecto son:

- ***Evaluar los potenciales*** de óxido-reducción (E_h) en la zona radicular de reactores biológicos a escala de banco como medida indirecta del efecto del oxígeno atmosférico así como del aportado por la planta en la depuración de agua residual sintética
- ***Evaluar la degradación*** de los contaminantes del agua sintética en términos de la $\text{DQO}_{\text{soluble}}$

I.2 Alcances

- ***Construir un sistema modelo*** a escala de banco para estudiar la difusión del oxígeno atmosférico y del generado por la planta en la zona radicular de los reactores
- ***Registrar el efecto de la difusión del oxígeno*** de manera indirecta midiendo los E_h durante las 24 horas en los primeros días de crecimiento de la planta
- ***Especular*** sobre el posible mecanismo de transferencia de oxígeno a los microorganismos depuradores en los reactores con y sin planta

I.3. Hipótesis

La hipótesis de este trabajo es la siguiente:

El oxígeno que la planta aporta a la zona radicular tiene un efecto mayor en el potencial de óxido-reducción en la zona radicular de un humedal artificial que el representado por el difundido del aire circundante y este efecto es oscilante durante el día y la noche.

CAPÍTULO II

FUNDAMENTOS TEÓRICOS

II. FUNDAMENTOS TEÓRICOS

II.1 Generalidades sobre los humedales artificiales (HA)

Los humedales son zonas que se encuentran inundadas temporal o periódicamente. Algunas zonas no inundadas pueden considerarse como humedales debido a las condiciones de saturación del agua que prevalecen (IWA, 2000). Resulta importante el conocer los diferentes componentes estructurales de un humedal para conocer su funcionamiento y los fenómenos que tienen lugar dentro de estos ecosistemas. La **Figura 2.1** muestra estos componentes que generalmente se encuentran en los humedales naturales.

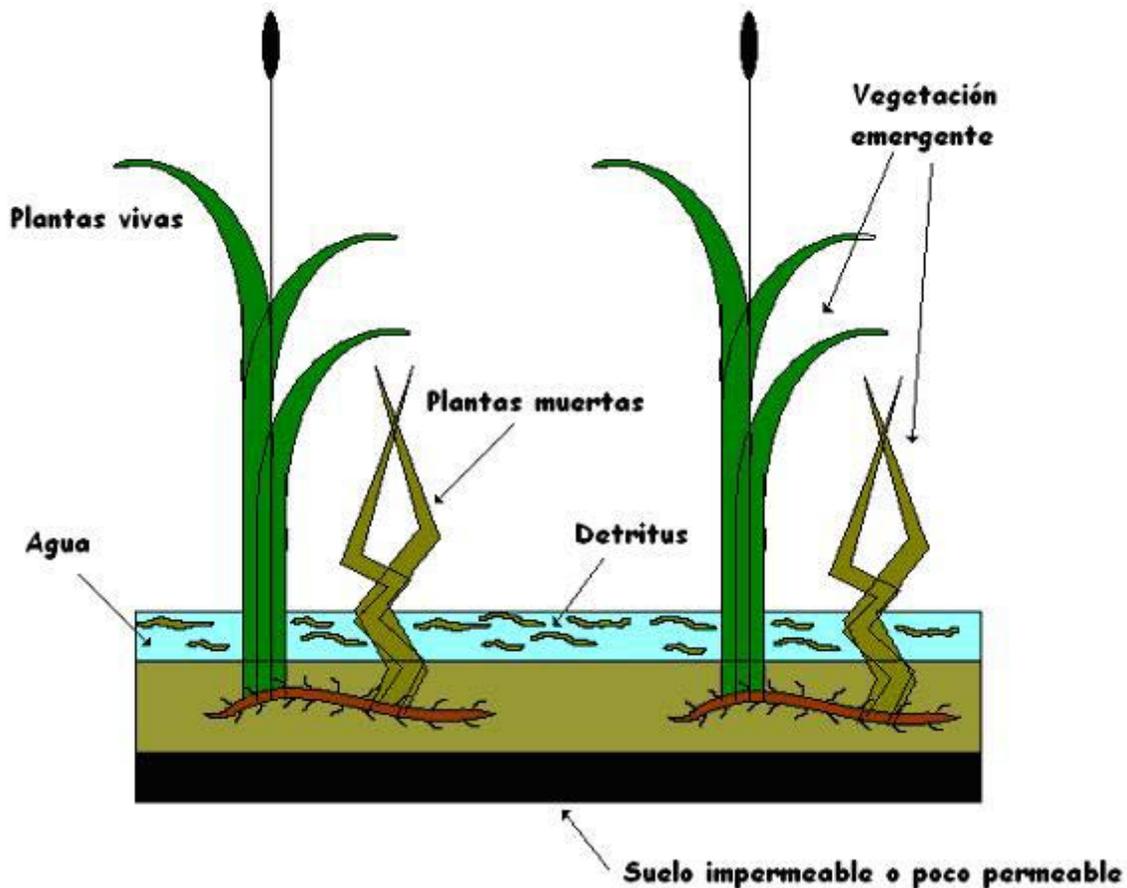


Figura 2.1 Componentes principales de un humedal natural (adaptada de IWA, 2000)

Dentro de un humedal se puede encontrar vegetación emergente de diversas especies que han desarrollado la capacidad de adaptarse a suelos inundados o saturados con agua. Esta vegetación al decaer naturalmente da lugar a lo que se llama *detritus*, que no es más que las partículas sólidas de la vegetación muerta producto de la descomposición y que proporciona una gran área superficial para los microorganismos. Otro componente importante en un humedal es el agua. El régimen del agua en un humedal determina en gran medida los procesos de descomposición y la transformación de las especies químicas al

permitir que éstas entren en contacto con los diferentes componentes del humedal (plantas, suelo y biota). El suelo de un humedal permite el crecimiento de las plantas al servir de soporte a sus raíces y a una gran variedad de microorganismos (bacterias, hongos, protozoarios, etc.) que participan en las transformaciones de los contaminantes dentro del humedal. A demás éste sirve como material filtrante para partículas en suspensión.

II.2 Definición de un humedal artificial

Un humedal artificial es un sistema de tratamiento de aguas residuales donde un material de soporte (grava, arena o escoria volcánica), plantas (plantas vasculares) y microorganismos (bacterias, hongos principalmente) separados del entorno circundante (suelos adyacentes) mediante una membrana impermeable interactúan entre sí para remover los contaminantes de un agua residual mejorando su calidad. Esto se logra mediante complejos procesos, físicos, químicos y biológicos.

II.3 Clasificación de los humedales artificiales

Los humedales artificiales se pueden clasificar de varias maneras, atendiendo al régimen hidráulico predominante dentro del sistema. Una clasificación general puede ser la siguiente:

II.3.1 Humedales artificiales de flujo libre superficial (HAFLS)

En este tipo de sistemas, el agua siempre se mantiene por arriba del material de soporte (Padrón-López, 2005). Estos sistemas suelen ser muy variados en su forma y en su habitat, pueden tener plantas que flotan libremente y plantas con sus raíces extendidas a lo largo de la columna de agua (Wetzel R.G, 1993) (como el jacinto acuático, *Eichhornia crassipes*) o plantas con poca o ninguna raíz (como *Lemna*, *Spirodella*, *Wolffia* sp.). Como ya se mencionó, estos sistemas pueden tener plantas que flotan libremente en el agua con muy poca raíces y los sistemas donde 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 empaque. Por último, otro sistema que cae dentro de esta clasificación son los sistemas de plantas de hojas flotantes y raíces adheridas al material de soporte y este tipo de sistemas difiere del anterior en que las hojas de las plantas flotan en la superficie del agua pero sus raíces se encuentran adheridas al material de soporte. La **Figura 2.2** muestra estos sistemas a detalle.

II.3.2 Humedales artificiales de flujo subsuperficial (HAFSS)

En este tipo de sistemas, el nivel del agua permanece pocos centímetros (2-5 cm) por debajo del nivel del material de soporte (Cooper P.F, 1993). Los materiales que comúnmente se utilizan como material de soporte en estos sistemas son la grava y arena, aunque hay otros materiales que han sido utilizados para el mismo propósito, como la escoria volcánica (conocida en México como tezontle) o el mismo suelo presente en la zona donde se instala el humedal dependiendo de las características hidráulicas del mismo. Una

de las ventajas de este tipo de sistemas es que al estar el agua por debajo del material de soporte, se evita la proliferación de mosquitos y la propagación de los malos olores provenientes de la descomposición anaerobia del sistema.

Dentro de esta clasificación se pueden encontrar dos variantes en la configuración del sistema, atendiendo a la forma en la que el agua es alimentada al sistema como se mencionó anteriormente. Los dos sistemas de flujo subsuperficial que se emplean actualmente son: de flujo vertical y de flujo horizontal.

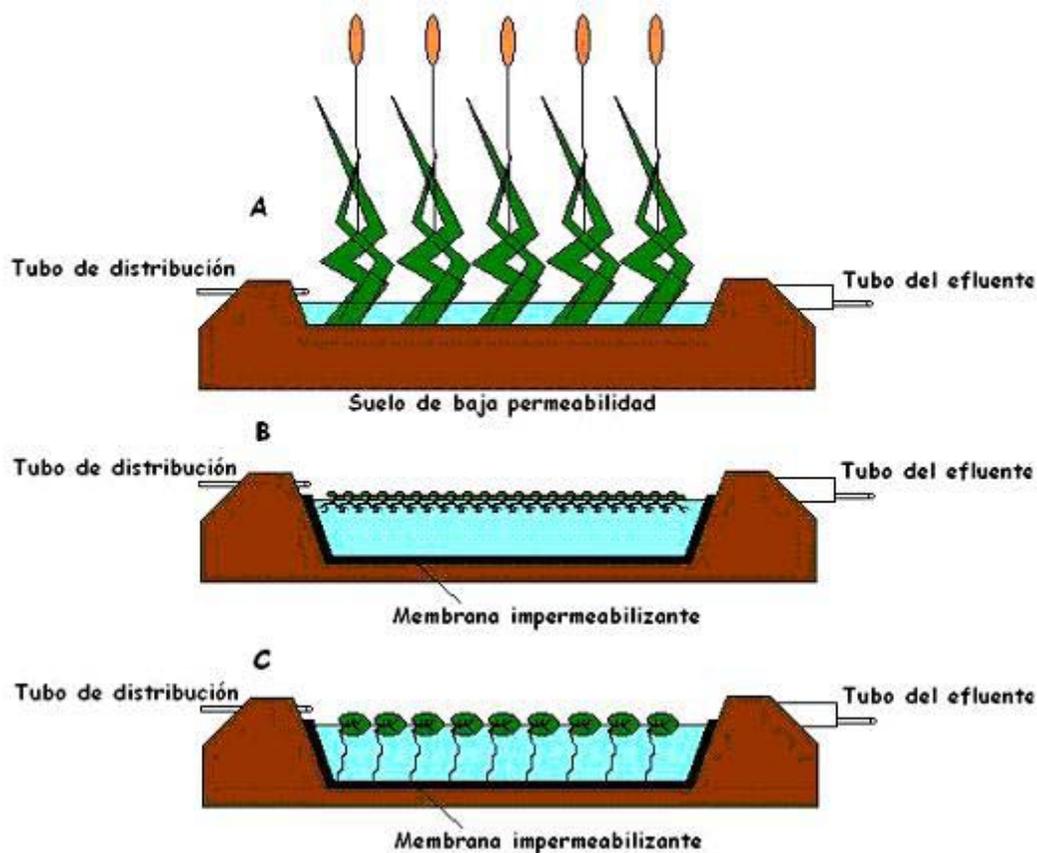


Figura 2.2. Humedales artificiales de flujo superficial, (A) superficial de vegetación emergente; (B) superficial de libre flotación y (C) superficial de hojas flotantes y raíces Adheridas, (adaptado de IWA, 2000)

II.3.2.1 Humedales artificiales de flujo horizontal (HAFH)

En esta variante de los humedales artificiales de flujo subsuperficial, el agua es alimentada por un extremo del sistema de tal manera que ésta fluye a través del humedal en forma horizontal. La transferencia de oxígeno es menor en este tipo de sistemas ya que no existe una succión considerable al momento que el agua se desplaza como sucede en los sistemas de flujo vertical. La degradación de los contaminantes se lleva a cabo a medida que el agua esta en contacto con la rizósfera siguiendo la línea horizontal. El flujo del agua se logra mediante la pendiente que se le da al sistema de tal manera que la gravedad es la fuerza que permite que el agua fluya a través de todo el sistema sin necesidad del uso de bombas, reduciéndose considerablemente los costos de operación por concepto de energía

eléctrica. Dentro de los pretratamientos que estos sistemas pueden tener se encuentran el cribado que no es más que una malla que puede ser colocada dentro del propio humedal y de esa manera eliminar sólidos en suspensión y prolongar su vida útil. La profundidad promedio de estos sistemas es de 0.6m sin embargo esto dependerá del tipo específico de planta que se este usando ya que la capacidad de penetración de cada una de ellas varia. Es recomendable que la profundidad de estos sistemas como los de flujo vertical no sea menor a 0.3 m. Los materiales de empaque comúnmente utilizados en estos sistemas son la grava, tezontle etc., que permiten que el flujo del agua sea uniforme previniendo el corto circuito del sistema. El diámetro de este material esta comúnmente dentro el rango de 3-6 mm o de 5-10 mm (Cooper, 1993). Una de las novedades en el uso de material de soporte o empaque para los humedales artificiales en general es el uso de material de desecho como por ejemplo ceniza de combustible pulverizado. Se debe tener en cuenta que cualquier material con potencial de utilizarse como material de empaque en los HA debe permitir un flujo uniforme y no contener sustancias tóxicas que limiten o supriman el crecimiento de las plantas y de los microorganismos. La distribución del afluente en los HA de flujo horizontal debe ser lo mas uniforme posible, esto se puede lograr colocando un tubo a lo largo del punto donde se alimenta el sistema con varios tubos de diámetro menor que distribuyan el agua lo mas uniformemente posible.

II.3.2.2 Humedales artificiales de flujo vertical (HAFV)

En este tipo de sistemas el agua es alimentada de manera uniforme y distribuida a lo largo y ancho de la superficie del humedal. Esto se logra mediante el empleo de una red de tuberías perforadas (generalmente de PVC). Se colocan redes de tuberías unos cuantos centímetros por encima de la superficie del humedal de tal manera que el agua que cae por ellas se distribuya uniformemente a través de todo el humedal, evitando los flujos preferenciales y zonas muertas dentro del sistema. La transferencia de oxígeno en estos sistemas es mucho mejor que en los sistemas de flujo horizontal ya que cuando el sistema es operado intermitentemente, permite que el flujo de 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). La plantación de un HA en general puede ser utilizando los rizomas de la planta extraídos de un HA 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. De las tres maneras de plantado de los HA antes mencionadas, el utilizar plantas cultivadas en invernadero es la que ha dado más resultados ya que estas tienden a reproducirse rápidamente y a ocupar la mayor parte del humedal. La época del año que se recomienda para tal proceso 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. Estos sistemas pueden funcionar de manera intermitente con periodos de 1-2 días de alimentación y de 4-8 días sin alimentar, se ha demostrado que algunos sistemas operando de esta manera han dado excelentes resultados en la remoción de materia orgánica (Moshiri, 1993). La principal ventaja radica en que durante el periodo donde el sistema permanece sin alimentar, el oxígeno se difunde hacia las raíces de las plantas y éste es aprovechado por los microorganismos para la oxidación de la materia orgánica y del nitrógeno amoniacal.

II.3 Componentes de un humedal artificial, HA

Los principales componentes de un humedal artificial en términos de su función depuradora de los contaminantes presentes en el agua residual son: el material de soporte, las plantas y los microorganismos.

La **Figura 2.3** muestra los componentes estructurales de un humedal artificial común. Estos componentes pueden manipularse para optimizar la operación del sistema.

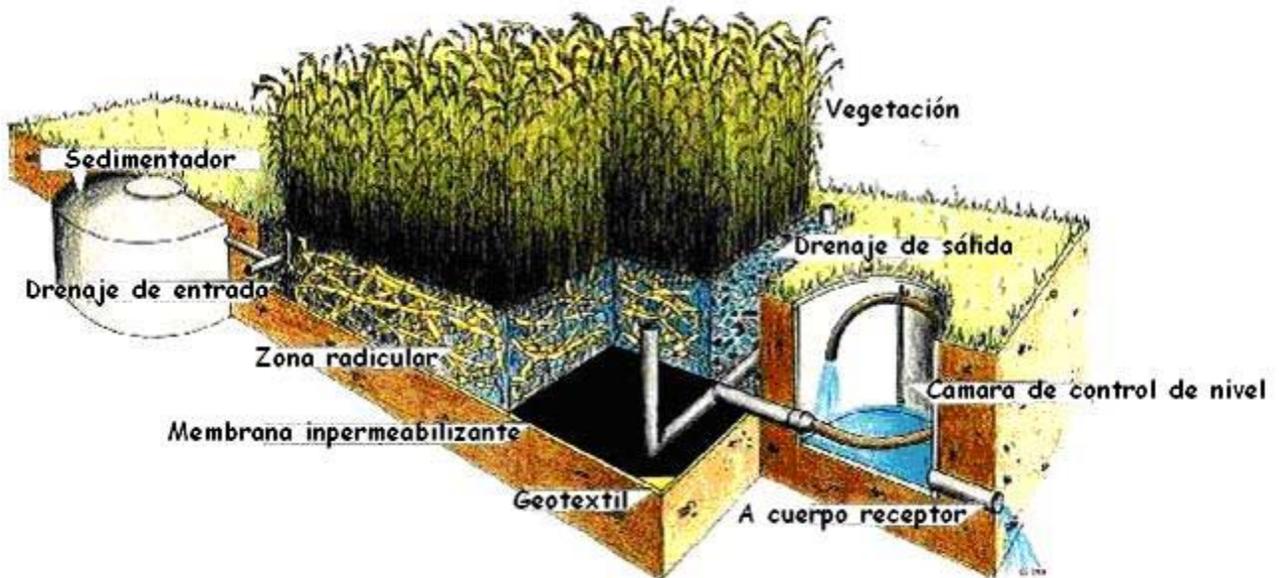


Figura 2.3. Componentes principales de un humedal artificial, HA (Figura tomada de páginas electrónicas)

Otro componente importante de un humedal artificial es la capa impermeable que evita que el agua contamine el subsuelo y las aguas subterráneas.

A continuación se detallan los efectos de cada uno de los componentes en un HA:

II. 3.1 Material de empaque

El material de empaque en un HA puede ser arena, grava, roca, escoria volcánica dependiendo de la disponibilidad del material y del tipo de sistema a instalar.

Este material es importante porque:

- Sirve como soporte, tanto para los microorganismos como para las plantas.
- Muchas de las transformaciones bioquímicas ocurren dentro de los poros del material de empaque.
- Además de ser un material de empaque, sirve como filtro para muchos de los sólidos suspendidos en el agua residual.

- Dependiendo del tipo de material que se utilice puede modificar el movimiento del agua (hidráulica del sistema) y, consecuentemente, el tiempo de residencia hidráulica.

II.3.2 Plantas

Las funciones más importantes de las plantas para el tratamiento de aguas residuales en un HA son los efectos físicos y químicos que originan dichas plantas (Brix, 1994 y 1997). Las plantas estabilizan el material de empaque, proporcionan un excelente medio para la filtración, impiden que el material de empaque se azolve y proveen de una gran área superficial para la adhesión de los microorganismos.

Las plantas también aportan oxígeno generado por el proceso de la fotosíntesis a la zona radicular. Los tallos, las hojas y, principalmente, las raíces de las plantas, aportan oxígeno al humedal. Las raíces también aportan oxígeno a través de sus rizomas a la rizósfera donde se establece una relación simbiótica entre los microorganismos presentes y con esto se favorece la degradación de la materia orgánica y a su vez intercambian gases como CO_2 y CH_4 desde la zona radicular hacia la atmósfera por los espacios gaseosos dentro de la planta.

Otro beneficio de las plantas es que cuando mueren, sirven como fuente de nutrientes para los microorganismos saprofitos y forman una biopelícula fija que contribuye también a la degradación de los contaminantes del agua residual, además de que crean canales y estabilizan la conductividad hidráulica del material de soporte. La **Figura 2.4** detalla los efectos principales de las partes de una planta.

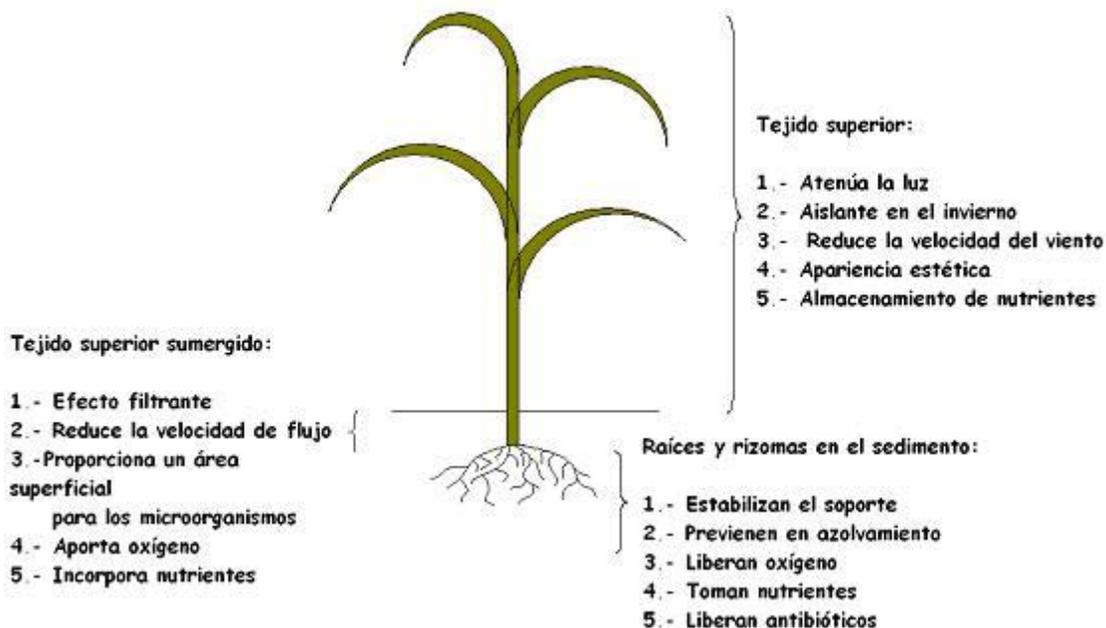


Figura 2.4. Efecto de las plantas en los HA

Los principales beneficios de las plantas en los HA son los siguientes:

- Aportan oxígeno a través de sus raíces, tallos y hojas oxigenando la zona radicular y promoviendo el desarrollo de microorganismos en ella que degradan la materia orgánica presente en el agua residual.
- Sirven como material de soporte para los microorganismos (Hiley, 1995)
- Incorporan los nutrientes como C, N y P y elementos traza (micronutrientes, Fe, Mg, Ca, etc) presentes en el agua residual a sus tejidos y que son importantes para su crecimiento, “limpiándola”.
- Debido al movimiento mecánico de las raíces, éstas crean rutas hidráulicas que permiten la transferencia de oxígeno de la atmósfera hacia el empaque y la biopelícula que prolifera sobre él.
- La densidad de las plantas en un HA permite la sedimentación de los sólidos suspendidos debido a las bajas velocidades que se presentan.
- Cuando éstas mueren, sirven de sustrato para los microorganismos creando una biopelícula que ayuda también a la degradación de la materia orgánica.
- Ciertos tipos de plantas, como el tule o espadaña (*Typha spp*) y el carrizo (*Phragmites spp*), entre otras plantas acuáticas, pueden ser utilizados para la fabricación de productos artesanales y en la construcción.
- En climas fríos, las plantas protegen la superficie del HA de la nieve o heladas en zonas de gran altitud aún cuando estén localizadas en las zonas ubicadas entre los trópicos de Cáncer y Capricornio (Brix, 1997)
- Las plantas además de suministrar oxígeno y tomar nutrientes del agua residual, segregan compuestos antibióticos que resultan letales para los microorganismos patógenos.

Adicionalmente a estas ventajas, las plantas de un HA pueden servir como hábitat para especies de aves, insectos, reptiles y algunos mamíferos.

Las plantas emergentes que más comúnmente se utilizan en la construcción de HA son los tules (*Typha spp*), los carrizos (*Phragmites spp*), las espadañas (*Typha spp*) y los juncos (*Scirpus spp*). Este último es el que más uso tiene en los Estados Unidos de América, mientras que en Europa, el carrizo es el más utilizado (Borrero-Lara, 1999).

En México, una de las plantas emergentes que más se utilizan para la construcción de HA es el carrizo (*Phragmites spp*). Estos tienen una capacidad de penetración relativamente alta (0.4 m) y, cuando se plantan con una separación de 0.6m, se logra un buen cubrimiento del humedal en un año.

Los sistemas que utilizan carrizos pueden ser más eficaces en la transferencia de oxígeno porque sus raíces pueden penetrar verticalmente y más profundo en comparación con las espadañas, por ejemplo, aunque menos que los juncos ($\approx 0.4\text{m}$).

Su selección va a depender, en última instancia, de su ubicuidad en la zona donde se desee construir el humedal artificial.

II.3.3 Microorganismos

Los microorganismos presentes en el material de soporte son los responsables de llevar a cabo la degradación biológica de la materia orgánica. Estos consumen el C, N y P disueltos en el agua y parte de estos nutrientes se integran al tejido celular produciendo nuevos organismos y la otra parte se “mineraliza” o transforma (se transforma en CO₂, nitritos, nitratos e incluso nitrógeno molecular). Los microorganismos presentes en un HA incluyen a bacterias, hongos, protozoos, etc.

Los microorganismos en los humedales artificiales:

- Degradan la materia orgánica contaminante incorporando ciertos nutrientes a sus tejidos.
- Alteran las condiciones del potencial de óxido-reducción al ser los responsables de llevar a cabo las reacciones de óxido-reducción (Borrero-Lara, 1999).
- Transforman los contaminantes (compuestos de nitrógeno a través de la nitrificación) y los hacen asimilables para las plantas.

Dentro de un HA existen zonas microaerobias donde se lleva a cabo la oxidación de la materia orgánica (en las zonas radicales y aquéllas cercanas a la superficie en contacto con el aire atmosférico). A medida que la profundidad aumenta, la disponibilidad de oxígeno disminuye hasta llegar a condiciones totalmente anaerobias o anóxicas, donde solamente comunidades microbianas anaerobias o facultativas llevan a cabo las reacciones de descomposición.

Los microorganismos no adaptados pueden ser afectados por sustancias tóxicas presentes en el agua residual y por algunos metales pesados, por lo que resulta importante para no incrementar el número de variables, en el caso de investigaciones científicas y/o tecnológicas, que se tenga cuidado de no introducir estas sustancias en concentraciones tales que puedan llegar a inhibir los procesos de degradación e, incluso, a eliminar por completo a los microorganismos, disminuyendo la eficiencia de depuración del agua residual.

II.4 Transferencia de oxígeno en los HA

En los humedales artificiales, la transferencia de oxígeno es esencial para que se lleve a cabo la degradación de la materia orgánica y para que se lleven a cabo los procesos de nitrificación del N-NH₃. El oxígeno es utilizado por los microorganismos aerobios para su respiración y este elemento también se combina químicamente con las especies reducidas presentes en el agua residual. Algunos autores recomiendan que el suministro de oxígeno esté dado en función de la carga orgánica del afluente generado por fotosíntesis y el aportado por la planta a través de sus espacios gaseosos.

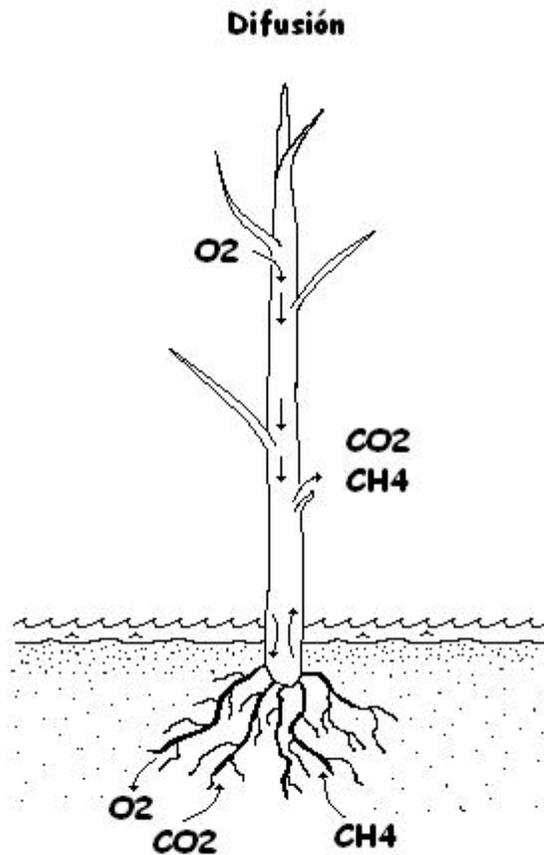


Figura 2.5 Difusión de O_2 molecular de la atmósfera hacia la zona radicular y del CO_2 y CH_4 de la zona radicular hacia la atmósfera (Figura adaptada de Brix, 1993)

Las plantas que proliferan en los humedales están morfológicamente adaptadas para vivir en ambientes saturados o completamente inundados con agua en virtud de los espacios aéreos que permiten el transporte de O_2 a las raíces y rizomas. El oxígeno que es transportado por las plantas ya sea generado fotosintéticamente o por difusión a través de sus tejidos, no solo sirve para la respiración de los tejidos muertos de las mismas sino que también sirve para oxigenar la rizósfera en un humedal. Este oxígeno entra a través de la planta (por los espacios gaseosos) y escapa por las raíces difundiéndose en la zona radicular del humedal dependiendo de los gradientes de concentración del mismo, a su vez, el CO_2 producto de la respiración y el CH_4 producido en los sedimentos escapan a la atmósfera a través de la planta siguiendo los gradientes de concentración de estos elementos (**Figura 2.5**). El oxígeno que escapa de las plantas a través de las raíces, crea condiciones oxidantes que estimula la degradación aerobia de la materia orgánica y permite el crecimiento de bacterias nitrificantes (Brix, 1993).

Como ya se mencionó anteriormente, el oxígeno transferido a los HA proviene de varias fuentes: de la atmósfera por difusión a través del lecho; por convección, ya que cuando el agua es alimentada a un HA, ésta succiona un volumen equivalente de aire de la atmósfera; el generado a través de la fotosíntesis de las macrofitas y el que la misma planta

transfiere de la atmósfera a través de sus tejidos y, por último, el oxígeno que pudiera venir disuelto en el afluente. Varios autores señalan que el aporte principal de oxígeno a un HA, proviene del proceso de fotosíntesis (Durán-de-Bazúa y col., 2004). La cantidad de oxígeno que se libera a través de las plantas depende de la demanda de este elemento en el medio, de la permeabilidad de las raíces y de la capacidad que tenga cada planta de generar este elemento a través de la fotosíntesis.

Existe relativamente poca bibliografía enfocada a determinar los mecanismos de transferencia de oxígeno y su influencia en los potenciales óxido-reducción, aún cuando el transporte de oxígeno en los HA es esencial para el correcto y óptimo funcionamiento de los mismos. En los HA, las plantas han demostrado tener un papel muy importante en el aporte de oxígeno, sobre todo en la zona radicular. El crecimiento de las raíces de estas plantas brinda “rutas hidráulicas” por donde el oxígeno atmosférico puede entrar al humedal contribuyendo así, a la degradación de la materia orgánica. En suelos saturados con agua o inundados, la transferencia del oxígeno es 10,000 veces menor que en suelos secos o bien drenados (Armstrong, 1978) (**Figura 2.6**). El oxígeno disuelto disminuye rápidamente en suelos inundados con agua debido al metabolismo de los microorganismos que consumen material orgánica en él y por la oxidación de sustancias reducidas (IWA, 2000).

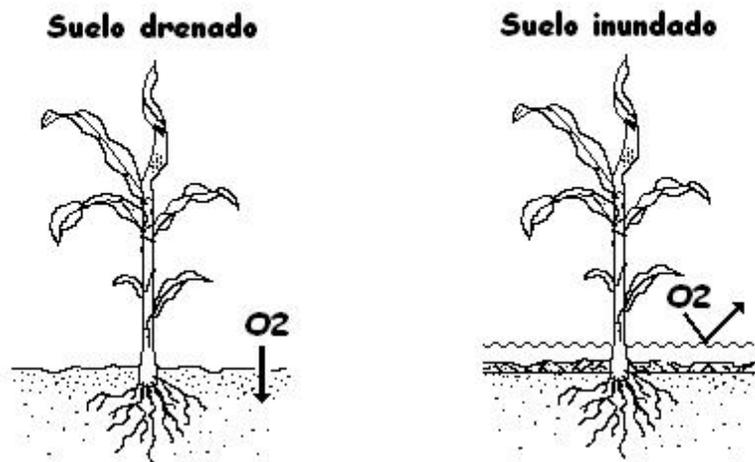


Figura 2.6 Diferencia de la difusión de oxígeno en suelos inundados y suelos secos o drenados. (Figura adaptada de Brix, 1993)

Durante el día, las plantas llevan a cabo la fotosíntesis, aportando gran cantidad de oxígeno hacia la zona radicular del HA. Este oxígeno se difunde a través de las hojas, tallos y rizomas de las plantas promoviendo el desarrollo de los microorganismos aerobios y, con esto, los procesos de degradación de la materia orgánica se ven favorecidos. La variación de la luz durante los periodos de día y noche determina en gran medida los mecanismos de transporte de los gases como la velocidad de flujo de O_2 de las raíces, el flujo de CO_2 y CH_4 de las raíces a la atmósfera y finalmente la cantidad de oxígeno liberado y los gradientes redox dentro de la zona radicular. Esta variación de las condiciones redox y su importancia en los procesos de remoción en la zona radicular, es aún desconocido (Wiessner y col,

2005). Se ha reportado que las raíces más jóvenes son las que son más permeables al oxígeno y que las raíces viejas dejan escapar poco oxígeno debido a que sus tejidos forman cutículas (membranas formadas por ciertas sustancias que segrega el citoplasma, las cuales, acumulándose en la periferia de la célula, constituyen una cubierta protectora de ésta) y las hacen menos permeables. Por la noche, en las zonas aerobias del humedal, los microorganismos aerobios estrictos comienzan a morir por deficiencia de oxígeno debido a que el proceso de la fotosíntesis se detiene casi por completo y, por lo tanto, los microorganismos anaerobios y/o facultativos comienzan a depredar a los aerobios que han muerto y con eso complementan sus requerimientos de carbono y energía, de la misma manera, los microorganismos facultativos al verse carentes de oxígeno como aceptor de electrones, toman este elemento de compuestos como SO_4^- produciendo H_2S y acidificando el medio. Este hecho, hace que los HA se comporten como reactores secuenciados (aerobios por el día y anaerobios por la noche).

La difusión es un proceso mediante el cual, la materia es transportada de una parte del sistema a otra, como resultado del movimiento molecular (Soto-Esquivel, 2003). El movimiento molecular del oxígeno se da de las zonas de más alta concentración hacia las de más baja concentración, tendiendo siempre al equilibrio. Las tasas de difusión de un elemento dependen del medio en que se lleva a cabo el proceso, el peso molecular del gas y de la temperatura. Estos factores se representan en el coeficiente de transferencia del gas (coeficiente de difusión o difusividad). Matemáticamente, esta dependencia es expresada por la Ley de Fick (Broadkey y Hershey, 1988):

$$(J_A / A)_x = -D(\partial C_A / \partial x) \quad \begin{cases} (T = \text{constante}) \\ (P = \text{constante}) \end{cases} \quad (2-1)$$

donde

$(J_A / A)_x$ = Flux molar al estado estable

D = Coeficiente de difusión o difusividad

$(\partial C_A / \partial x)$ = Gradiente de concentración

II.5 Potencial de óxido-reducción (E_h)

El potencial de óxido-reducción es una medida de la actividad de los electrones en un medio. Éste está relacionado con el oxígeno aunque no es el único elemento que contribuye a la variación de éste parámetro. Es importante resaltar que los potenciales redox no miden concentraciones de O_2 sino la actividad de los electrones pero de manera indirecta este parámetro está relacionado con la concentración del oxígeno. En los suelos inundados como los humedales se presentan problemas para la difusión del oxígeno y las condiciones anaerobias o anóxicas de los mismos, promueven la generación de metano y ácido sulfúrico. En ambientes con potenciales oxidantes (E_h positivos) la materia tiende a oxidarse y a descomponerse y en ambientes reductores ésta tiende a reducirse. La sustancia con potencial de reducción más negativo es la que se oxida al perder electrones. El oxígeno se difunde mal en aguas completamente quietas pero en los donde las condiciones del viento se favorecen, el oxígeno se transfiere con mayor rapidez hacia el

agua. Esto ocurre en los humedales naturales donde, a pesar de que están bajo un régimen inundado donde el oxígeno se difunde unos pocos milímetros en la superficie del agua, existen plantas fotosintéticas que aportan oxígeno al suelo y a demás transportan oxígeno de la atmósfera como ya se mencionó anteriormente alterando las condiciones redox del medio.

Las plantas de un humedal tienen un efecto importante en la variación de los potenciales al contribuir a la oxigenación de la zona radicular durante el día. La disminución del oxígeno en los humedales se detecta por el incremento del E_h negativos entre un electrodo de platino y un electrodo de calomel o calomelanos. La medida de este potencial es llamado potencial de óxido-reducción (E_h).

El potencial de óxido-reducción es un parámetro de control muy utilizado en los sistemas de tratamiento de aguas como una medida del carácter oxidante o reductor del mismo. El oxígeno molecular tiene un potencial oxidante grande y es uno de los elementos que mayormente contribuyen en la variación de este parámetro. Se puede decir indirectamente que a mayor concentración de O_2 , mayor es el potencial de óxido-reducción o dicho de otra manera, un potencial más negativo indica que las condiciones del medio son más reductoras y un potencial menos negativo indica que el medio es menos reductor. Es posible estudiar el carácter oxidante y reductor de un sistema tomando como parámetro de control al E_h . El estudio de los potenciales redox es complejo ya que este parámetro al verse modificado por el aporte de oxígeno de las plantas hacia la rizosfera, este dependerá del estado fisiológico de las mismas y de las características del afluente utilizado así como de las especies de microorganismos y de las propias plantas utilizadas. Plantas de diferentes especies pueden presentar patrones en el potencial redox muy diferentes e incluso individuos de una misma especie pueden también tener variaciones importantes en el comportamiento del potencial redox.

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

III. MATERIALES Y MÉTODOS

III.1 Condiciones experimentales

Las condiciones experimentales del sistema fueron las siguientes: se contempló el mecanismo de entrada de oxígeno hacia el material de soporte colocando una tapa en dos de los reactores para minimizar la entrada de oxígeno de la atmósfera, el flujo de alimentación, DQO_{soluble} , se mantuvo constante. El experimento fue montado en un laboratorio acondicionado de tal manera que la temperatura se mantuviera relativamente constante. La **Tabla 3.1** resume las condiciones de experimentación para cada reactor. Los factores que se mantuvieron constantes son:

Flujo de alimentación, = 7L/d (se alimentó por goteo mediante una bomba peristáltica)

TRH = 3.5 días (Masi, 2000; Matthys, 2000)

TRH ajustado con la porosidad (0.511) = 1.8 días

Temperatura promedio del laboratorio, 23.4 °C (ver **Anexo B.2**)

Valor de pH del agua residual sintética ≈ 7.27

Valor de la conductividad eléctrica (definida como la capacidad que tienen las sales inorgánicas en solución o electrolitos para conducir la corriente eléctrica. El agua con sales disueltas conduce la corriente eléctrica) ≈ 482 microsiemens cm^{-1}

DQO_{soluble} del efluente: 450 mg O_2/L (agua sintética), (Davis y Cornwell, 1998)

Tabla 3.1. Condiciones experimentales

Condiciones	REACTORES			
	RA_1	RA_2	RB_1	RB_2
Agua residual sintética	X	X	X	X
Planta	X		X	
Cubierto			X	X
Descubierto	X	X		

III.2 Construcción de los reactores

Se construyeron cuatro reactores de PVC de 30 cm de diámetro y 35 cm de alto. Las dimensiones de estos reactores son similares a las utilizadas por algunos autores (Matthys, 2000; Sekiranda y col, 1998). La **Figura 3.1** muestra las dimensiones de los reactores construidos. Estos cuatro reactores se dividen en dos sistemas experimentales, el sistema experimental A (reactores RA_1 y RA_2) y el sistema experimental B (reactores RB_1 y RB_2). Éstos fueron empacados con escoria volcánica (tezontle) previamente lavada y esterilizada a 121°C por 30 min (Ramírez-Gama y col., 1995) y su granulometría estuvo distribuida de acuerdo a lo especificado en la **Tabla 3.2**. Se utilizaron tres electrodos comerciales redox de Ag/AgCl-Pt para cada reactor, que fueron conectados a un sistema computarizado que permitió seguir los potenciales de óxido-reducción durante las 24 horas del día, midiéndolos en ambos sistemas (con y sin planta), a diferentes profundidades (2, 10 y 30 cm, con respecto a la parte superior del reactor), almacenando los datos de manera

automática. Se usó agua residual sintética con una relación C:N:P de 15:1:0.1 y una concentración de materia orgánica medida experimentalmente (NMX-AA-030-SCFI-2001) como DQO_{soluble} de alrededor de 450 mg/L, con un gasto de 7 L/d (Wynn, 2000).

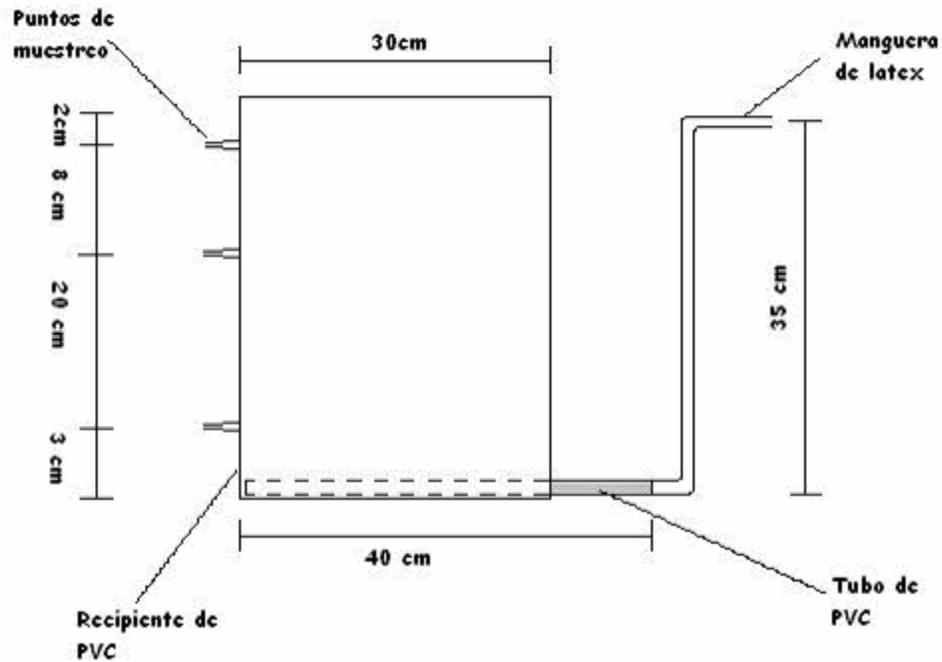


Figura 3.1 Dimensiones de los reactores de PVC utilizados en la experimentación

En los reactores RA_1 y RB_1 se “sembró” un brote de carrizo (*Phragmites australis*), proveniente del humedal de flujo horizontal ubicado en los Viveros de Coyoacán de la Ciudad de México. La siembra consistió en colocar un brote de una misma planta madre de carrizo en cada uno de los reactores a 10 cm. respecto de la parte superior del material de empaque (IWA, 2000).

Tabla 3.2. Estratos de material de soporte en las columnas de estudio (Fenoglio-Limón, 2000)

Diámetro granular (mm)	Grosor del estrato (cm.)	Altura relativa a la parte inferior de la columna (mm)
4-8	20	110
0.5-4	60	90
4-8	10	30
12-16	20	20

Los reactores fueron identificados como RA_1 , que corresponde al reactor descubierto y con un brote de carrizo, como RA_2 , que corresponde al reactor descubierto pero sin planta. El tercer reactor RB_1 , cubierto con una tapa de PVC y un brote de la planta y el RB_2 fue el reactor cubierto pero sin planta. El efecto combinado de la difusión del oxígeno atmosférico y el aportado por la planta se determinó con el reactor RA_1 del sistema experimental A y para evaluar el efecto del oxígeno aportado por la planta, se empleó el

reactor RB₁ del sistema experimental B. Con el reactor RA₂ fue posible observar el efecto de la difusión del oxígeno atmosférico en los potenciales redox.

III.3 Electrodo de potencial redox

Se utilizaron tres electrodos de referencia comerciales de Ag/AgCl-Pt marca Cole Parmer en cada reactor para la medición de los potenciales redox a 2, 20 y 30 cm de profundidad. El **Anexo C** muestra el procedimiento para construir electrodos para la medición de potenciales redox cuando sea necesario construirlos. Aunque su construcción es fácil, se requiere de cuidado en esta tarea para su buen funcionamiento.

III.4 Pruebas de los electrodos

Los electrodos utilizados se compararon utilizando soluciones estándar de pH 4 y 7 saturados con quihnidrona (5 mg de quihnidrona en 50 mL de solución estándar). Los potenciales redox de estas dos soluciones se muestran en la **Tabla 3.3**.

Tabla 3.3. Valores del potencial redox de las soluciones estándar a 20°C medidos con electrodos de Ag/AgCl-Pt

pH	E _{Ag/AgCl}
3.99	259.3
7.02	83.5

1. Fuente: <http://www.terra.es/personal/acarva>

Los valores medidos pueden tener variaciones en un intervalo de unos milivoltios debido a cambios en el potencial de difusión de referencia y a la calidad de la quihnidrona así como con la temperatura a la que se realiza la medición, por lo que los valores a 23°C que fue la temperatura promedio durante todo el experimento (ver **Anexo B.2**) deben ser ligeramente menores. El **Anexo B.1** muestra los valores de la calibración de los electrodos utilizando las soluciones patrón de pH 4 y 7 utilizando el potenciómetro comercial.

III.5 Pruebas del sistema experimental

Una vez probados los electrodos, se procedió a comparar el sistema experimental (tarjeta de adquisición de datos y software) con los valores de los mismos electrodos usando un potenciómetro comercial. Esto se realizó colocando los doce electrodos utilizados y midiendo el potencial redox de las soluciones estándar para observar la desviación estándar. El **Anexo B.1** muestra los valores del potencial redox obtenidos mediante el sistema experimental y los obtenidos con el potenciómetro comercial. Las variaciones de los potenciales entre el sistema experimental comparado con los valores del potencial redox obtenidos con el potenciómetro comercial no excedió el 4% en ninguno de los electrodos.

III.6 Medición del potencial de óxido-reducción

Los potenciales de óxido-reducción obtenidos con los electrodos fueron capturados por una tarjeta de adquisición de datos diseñada por la empresa SEV SA de CV. (Sistemas y Equipos de Vidrio, Puebla, México), la cual permitió capturar estos datos y alimentarlos a un procesador para su análisis. El software permitió la captura de potencial de óxido-reducción para cada electrodo en mV durante las 24 horas del día. De esta manera fue posible registrar el comportamiento del reactor en función del oxígeno que la planta aporta y el que se difunde directamente de la atmósfera, medida indirectamente a través de E_h . Los detalles del equipo que se empleó para el almacenamiento de los datos de potenciales de óxido-reducción se detallan en la **Figura 3.2**. Los valores obtenidos con estos electrodos de referencia Ag/AgCl-Pt fueron corregidos sumando +209mV para tener los valores de E_h tomando como referencia al electrodo normal de hidrógeno de acuerdo con la siguiente ecuación.

$$E_h = E_{Ag/AgCl} + 209mV$$

donde:

E_h = potenciales de óxido- reducción corregidos (tomando como referencia el electrodo normal de hidrogeno)

$E_{Ag/AgCl}$ = potencial de óxido-reducción obtenido con los electrodos de referencia Ag/AgCl-Pt.

El número 209 son los milivoltios que se deben sumar a los valores obtenidos con los electrodos de referencia para obtener los valores de E_h .

III.7 Operación de los reactores

Los reactores se alimentaron por goteo mediante el empleo de una bomba peristáltica de ocho canales, la alimentación del agua residual sintética fue por la parte central de cada reactor para evitar flujos preferenciales. El agua sintética que se preparó tuvo una relación C:N:P de 15:1:0.1 en peso y se preparó disolviendo 1.8 g de sacarosa, 1.2 mg de NH_4SO_4 y 0.12 mg de Na_3PO_4 en 40 L de agua de la llave y se preparó diariamente para evitar variaciones en las características de la misma. La composición del agua residual sintética se muestra en la **Tabla 3.4**.

El régimen de los reactores fue inundado a 2 cm respecto de la parte superior del material de empaque. El objetivo de usar este régimen fue el de evaluar el efecto del oxígeno generado por la planta ya que si los reactores se operan intermitentemente, no sería posible estudiar el efecto del oxígeno que la planta aporta sobre los potenciales redox. El nivel de inundación se controló con una manguera de látex acoplada a la parte inferior del reactor.

La iluminación de los reactores se realizó mediante el empleo de lámparas de tubos fluorescentes (lámparas de luz de día) que tienen características similares a la luz natural (ver **Anexo F**). Los ciclos de iluminación de los reactores se mantuvieron en 16 horas de luz y 8 horas de oscuridad (Matthys, 2000)

Los electrodos utilizados en la medición de los E_h se probaron cada semana para corroborar su buen funcionamiento.

Una vez que los reactores alcanzaron su fase estable, se determinaron y registraron los valores del potencial de óxido-reducción y de los demás parámetros a medir en el afluente y efluente de los reactores, así como en las tres diferentes alturas estudiadas (pH, DQO_{soluble}, y conductividad eléctrica), siguiendo los métodos estandarizados (APHA, 1992) y las instrucciones de los fabricantes de los aparatos respectivos

Tabla 3.4. Concentración del agua sintética empleada (relación 15:1:0.1, C:N:P)

SUSTANCIA	CONCENTRACIÓN mg/L
C ₁₂ H ₂₂ O ₁₁	450
(NH ₄) ₂ SO ₄	30
Na ₃ PO ₃ ·12H ₂ O	3

III.8 Experimentación

Como primera etapa de la fase experimental, se realizaron varias pruebas para registrar la adaptación de las plantas en condiciones experimentales (agua sintética, iluminación artificial y temperatura controlada). Esto se llevo a cabo plantando brotes de carrizo (*Phragmites australis*) de 30, 15 y 1.5 cm de altura y ver cual de estas era la que mejor se adaptaba a las condiciones experimentales y observar el crecimiento de las plantas. Esto se realizo en los cuatro meses previos al inicio de la parte experimental definitiva

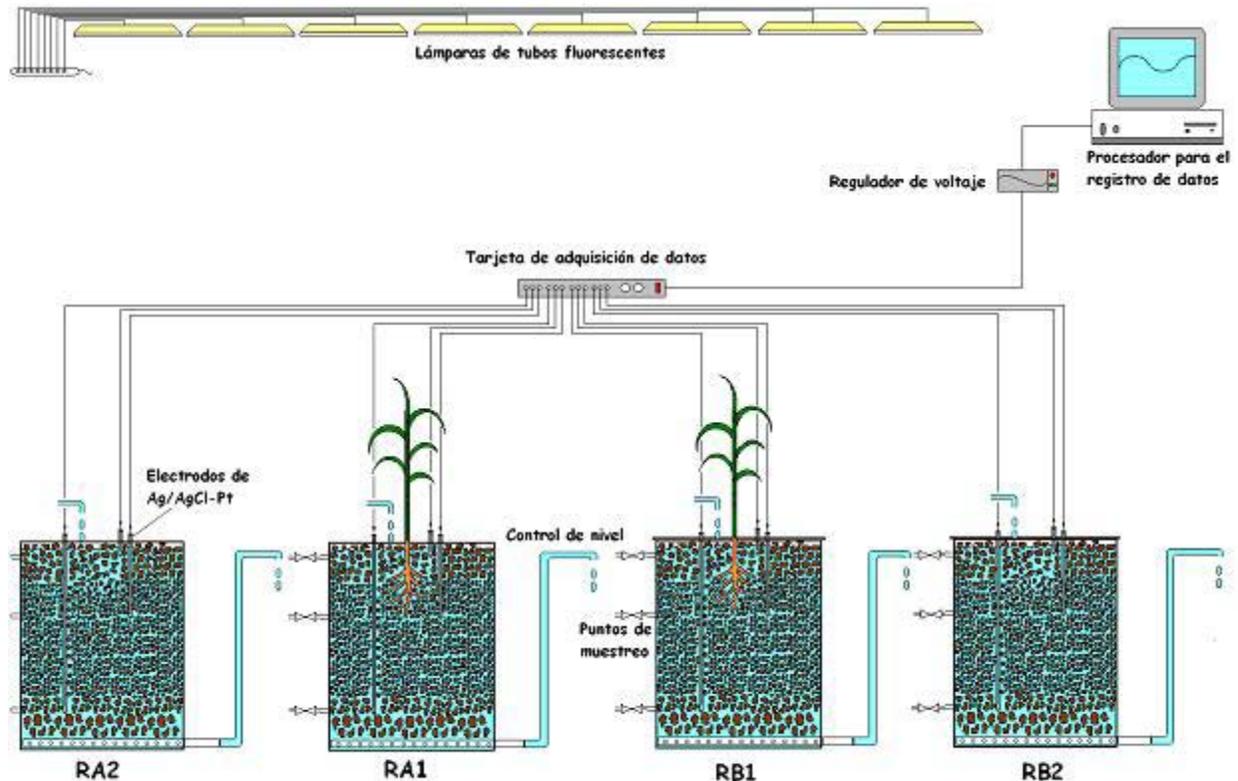


Figura 3.2. Detalles del sistema experimental

Las plántulas fueron recolectadas del humedal de flujo subsuperficial horizontal ubicado en los Viveros de Coyoacán del Distrito Federal y colocadas en una pila de semillas adjunta al laboratorio donde se realizaron los experimentos. Esta pila se alimentó con agua de la llave y la que recibe de la lluvia. Los resultados preliminares indicaron que las plantas de 30 y 15 cm no sobrevivían más de una semana. Estas se comenzaban a amarillear y a no registrar un incremento en su altura así como no generar raíces nuevas. La plántula (brote) de 1.5 cm de alto fue el único que pudo crecer bajo las condiciones experimentales. Este brote registró un aumento en su altura a la semana de haber sido plantado, por lo que se decidió utilizar brotes de esa altura para la segunda etapa de la fase experimental (estabilización del sistema). La **Figura 3.3** muestra las tres etapas en las que se dividió esta investigación.

Durante la segunda etapa de la experimentación (estabilización del sistema) se extrajeron dos brotes de una misma planta (planta madre) de 1.5 cm de alto y se colocaron en dos reactores (RA_1 y RB_1), una vez empacados. Al momento de empacar los reactores, se colocaron los electrodos para la medición de los potenciales de óxido-reducción (E_h). Posteriormente se realizaron lavados a los cuatro reactores con el fin de remover la mayor cantidad de sólidos, esto se realizó llenando los reactores con agua de la llave completamente y drenándolos inmediatamente, esto se repitió varias veces hasta que la apariencia del agua fue clara (se requirieron doce series de lavados para cada reactor). El reactor RB_2 se cubrió con una tapa de PVC, permitiendo salir solamente el cable de los electrodos y el tubo de entrada de la manguera de alimentación. El reactor RB_1 se cubrió con una tapa similar cuando la planta alcanzó 30 cm de alto y se realizó de la misma manera que para el RB_2 .



Figura 3.3. Etapas de la fase experimental

Al inicio de esta etapa, los cuatro reactores se alimentaron por dos semanas con agua de la llave solamente para promover el crecimiento de las raíces. La tercera semana se alimentaron con agua residual sintética en una proporción 1:1, es decir, una parte de agua de la llave y una parte de agua sintética. La tercera semana se alimentaron únicamente con agua sintética. La estabilidad de los reactores se determinó en términos de la demanda química de oxígeno ($DQO_{soluble}$) y de acuerdo con Soto-Esquivel (2003), esto se logra cuando la variación de este parámetro no excede el $\pm 10\%$.

Habiendo realizado varias pruebas preliminares (siete) para observar la adaptabilidad y medir el crecimiento de las plantas, los resultados indican que bajo las condiciones de laboratorio, las plantas crecen a razón de 0.7cm por día (promedio durante toda la fase experimental). Para evaluar el efecto de la generación de oxígeno aportado por la planta, la zona radicular de los cuatro reactores se aisló del aire circundante mediante una cubierta de plástico como se mencionó anteriormente permitiendo solamente la salida de los cables de los electrodos y la planta. De esta manera, los efectos observados en los potenciales de óxido-reducción pudieron atribuirse al oxígeno que la planta aporta. Los tres electrodos para la medición de los potenciales de óxido-reducción, como ya se mencionó, fueron colocados a 2, 10 y 30 cm de la parte superior de los reactores. Para evaluar el efecto combinado del oxígeno aportado por la planta (a través de los “aerénquimas” de la planta) y el atmosférico por difusión.

Una vez alcanzada la estabilidad del sistema, se dio inicio a la última etapa de la fase experimental de esta investigación, que consistió en la determinación de todos los parámetros que más adelante se describen.

III.9 Mediciones analíticas en el agua residual y en el agua de la llave antes y después del tratamiento

Durante la fase experimental se realizaron cinco mediciones por semana de las siguientes variables: DQO_{soluble}, conductividad eléctrica (CE) y pH, en el afluente y efluente de los reactores siguiendo las normas oficiales mexicanas y el texto de Métodos Normalizados (APHA, 1992). Las mediciones automatizadas de potenciales de óxido-reducción se realizaron de manera automática cada 10 min durante la fase estable de la experimentación. Todas ellas se hicieron por triplicado en los periodos de iluminación y de oscuridad, a demás se realizó un registro de la temperatura, %HR (humedad relativa) y temperatura dentro del laboratorio donde se lleva a cabo la experimentación. Además de estas mediciones, se tomaron muestras de agua a las diferentes profundidades de cada reactor (2, 10 y 30 cm) y se realizaron las mismas mediciones (CE, DQO_{soluble} y pH) para poder tener información que permitiera entender el comportamiento del sistema a esas profundidades y poder especular sobre los mecanismos de degradación de la materia orgánica.

III.10 Análisis microbiológicos de los efluentes

Se estudiaron los efluentes de los puntos de muestreo a 2, 10 y 30 cm en medios de cultivo selectivos (agar-extracto glucosa y tripticaseína marca Bioxon, México) para verificar la presencia de bacterias heterótrofas, disolviendo 18 g de medio en 750 mL de agua destilada. La técnica se describe a detalle en el **Anexo D** (APHA, 1992).

III.11 Análisis estadístico

Los datos experimentales obtenidos fueron analizados con el paquete de computación Statgraphics Plus para corroborar la significancia de los valores obtenidos así como la correlación de los mismos con el tratamiento dado a cada reactor. El análisis estadístico completo se presenta en el **Anexo E**.

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

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

IV. 1 Potencial óxido reducción, E_h

En la **Figura 4.1** se pueden observar las variaciones de los potenciales de óxido-reducción para el reactor RA_1 (con planta y descubierto) durante los periodos de iluminación y de oscuridad (las mediciones corresponden a cuatro días de operación durante la fase estable) a las diferentes profundidades del reactor (2, 10 y 30 cm). Es interesante observar el comportamiento oscilante de este parámetro a 10 cm de profundidad, que corresponde a la zona radicular del reactor. Esta variación demuestra que los potenciales se ven afectados por el oxígeno que la planta aporta de manera fotosintética y por difusión a través de sus tejidos a la zona radicular. La planta durante el día es generadora “neta” de oxígeno y esto hace que los potenciales se incrementen durante el periodo de iluminación (comenzando éste a las 09:00-01:00 AM) al reducir las especies reducidas cuando éstas se combinan con el oxígeno y cuando los microorganismos facultativos toman este oxígeno para degradar la materia orgánica (oxidación biológica) que, y durante el periodo de oscuridad (01:00-09:00 AM) estos valores disminuyen, lo que demuestra que durante este periodo, las plantas dejan de aportar oxígeno suficiente y, por el contrario, comienzan a respirar como cualquier ser vivo aerobio en la oscuridad lo que provoca que los potenciales disminuyan. El análisis estadístico (**Anexo E**) indica que las diferencias de los potenciales redox tanto para cada reactor, periodo de iluminación y oscuridad así como para las tres profundidades son significativas ($P < 0.05$). En este periodo los microorganismos no pueden utilizar oxígeno como aceptor final de electrones y toman este elemento de los iones libres como SO_4^- produciendo H_2S que hace que los potenciales redox disminuyan (valores más negativos). Se observa también que los potenciales redox a 10 cm son más negativos que los valores a la profundidad de 30 cm dado que esto ocurre en ambos reactores, el cubierto y el descubierto, el fenómeno parece ser independiente del oxígeno que se difunde de la atmósfera. Haciendo un símil con la oxigenación natural de peceras que tienen concentraciones en el seno del líquido bastante menores que las del aire por lo que los peces que requieren de más oxígeno deben estar respirando en la capa más superficial del agua, esto se puede explicar debido a que en la zona radicular existen bacterias que consumen el oxígeno que la planta genera (bacterias heterótrofas, cuya presencia se confirmó cuantitativamente), disminuyendo la concentración de este elemento en las zonas aledañas y, en consecuencia, disminuyendo los potenciales. Es importante considerar que, en estos dos reactores, la planta tiene una zona radicular muy pequeña y aunque genera oxígeno (como puede después corroborarse con la eficiencia de degradación de la materia biodegradable medida como $DQO_{soluble}$), esta zona no es lo suficientemente grande como para que pueda generar más oxígeno y dar mediciones menos negativas de los potenciales de óxido-reducción. Es interesante observar que, en los reactores sin planta, las bacterias se estratifican acordes con la profundidad del reactor (**Anexo D**).

La **Figura 4.2** muestra los valores del E_h para el reactor RB_1 (cubierto y con planta), donde se puede observar un comportamiento muy similar al que se obtiene con el RA_1 .

Estos resultados indican primeramente que el oxígeno que se transfiere de la atmósfera hacia la zona radicular de los reactores tiene muy poco efecto en los valores de E_h o que la tasa de disolución parece ser muy baja para RA_1 ya que el reactor RB_1 estuvo cubierto. Las bacterias consumen el oxígeno para su metabolismo directamente de la planta y/o de los sulfatos presentes en el agua sintética reduciendo la $DQO_{soluble}$ (Figura 4.5) en una proporción igual que el que presenta el reactor que teóricamente puede asimilar el oxígeno del aire.

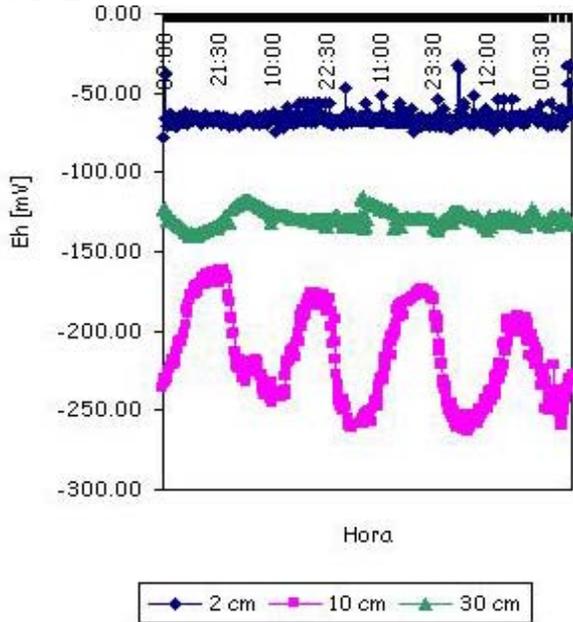


Figura 4.1. Variación de los potenciales óxido-reducción (E_h) del reactor RA_1 (con planta y descubierto) durante los periodos de iluminación y de oscuridad

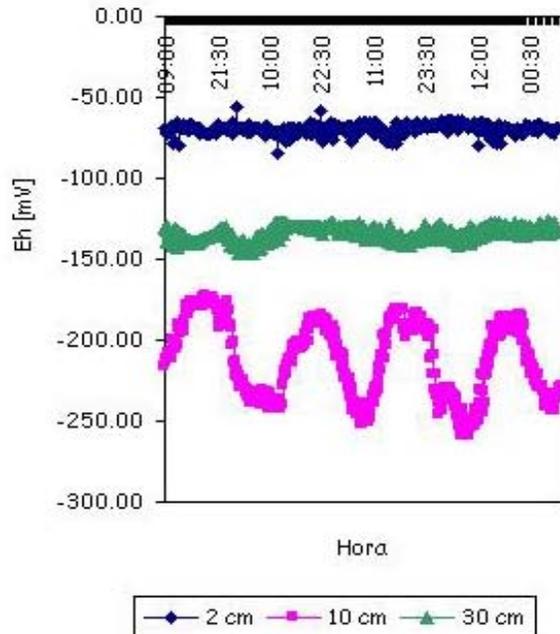


Figura 4.2. Variación de los potenciales óxido-reducción (E_h) del reactor RB_1 (con planta y cubierto) durante los periodos de iluminación y de oscuridad

Es importante recordar que la planta no solo aporta oxígeno a la zona radicular por vía fotosintética sino también por difusión del mismo elemento a través de las hojas de las plantas y conducido hacia la rizósfera por los espacios gaseosos que ésta tiene. Así pues se puede explicar el por que de la poca variación de los potenciales redox en los reactores RA_1 y RB_1 ya que estos recibe la misma cantidad de luz y al parecer transfieren la misma cantidad de oxígeno vía sus tejidos directamente de la atmósfera. También es muy importante mencionar que estas variaciones fueron posibles de observar debido a las condiciones específicas del sistema experimental (estado fisiológico de la planta, carga orgánica y el control en la hidráulica del sistema) lo que no significa que este patrón se observe en cualquier otro sistema experimental e incluso son el mismo tipo de condiciones experimentales ya que el principal factor es la planta y los microorganismos que están adheridos a sus raíces así como del tipo de electrodos y sus condiciones pudiéndose observar comportamientos totalmente distintos con el mismo tipo de planta. Algunos autores señalan que la difusión del oxígeno de la atmósfera por los tejidos de las plantas es por los mecanismos de *difusión molecular pasiva* que como su nombre lo dice, es el movimiento molecular del oxígeno a través de los tejidos de las plantas siguiendo las concentraciones de este elemento y por *convección (i.e flujo bulk de gas)* que se presenta

cuando el aire entra como tal hacia la planta y se difunde hacia la zona radicular. Es posible que estos dos mecanismos hayan contribuido a la difusión del oxígeno y por ende a las variaciones del potencial redox en la zona radicular conjuntamente con el oxígeno que la planta genera vía la fotosíntesis creándose una sinergia entre estos tres mecanismos de transferencia de oxígeno a la zona radicular. La **Figura 4.3** muestra como el comportamiento del potencial redox en el reactor RA₂ (sin planta y descubierto) es constante durante los periodos de iluminación y de oscuridad, concordando con los que la literatura menciona (Wiessner y col., 2005b). El oxígeno disminuye al aumentar la profundidad en un humedal. De manera indirecta, los resultados obtenidos confirman este hecho. Indirectamente se puede decir que el oxígeno disminuye a mayor profundidad en los reactores lo que provoca que los valores de E_h disminuyan también. Los potenciales en la zona superficial (a 2 cm de profundidad) del reactor RA₂ tienen valores menos negativos debido a que existe la presencia del oxígeno que el agua sintética absorbe al alimentarse y al oxígeno que se transfiere de la atmósfera. A la profundidad de 10 cm, los potenciales son más negativos, lo que indica de manera indirecta (con los potenciales redox) que la concentración de oxígeno en la zona donde está el electrodo es menor. El mismo comportamiento se presenta a la profundidad de 30 cm, donde las condiciones son más reductoras (E_h más negativos) e indican que la concentración de oxígeno es aún menor. En este caso no se observaron las variaciones durante los periodos de iluminación y de oscuridad debido a que no existe ninguna planta que pueda modificar las condiciones de oxido-reducción dentro del reactor. Las **Figuras 4.3** y **4.4** muestran los valores de E_h de los reactores control sin planta RA₂ y RB₂ (descubierto y cubierto, respectivamente). Se observa un comportamiento homogéneo. Las condiciones de este reactor son más reductoras que las de los otros dos reactores. Los potenciales redox van haciéndose más negativos a mayor profundidad.

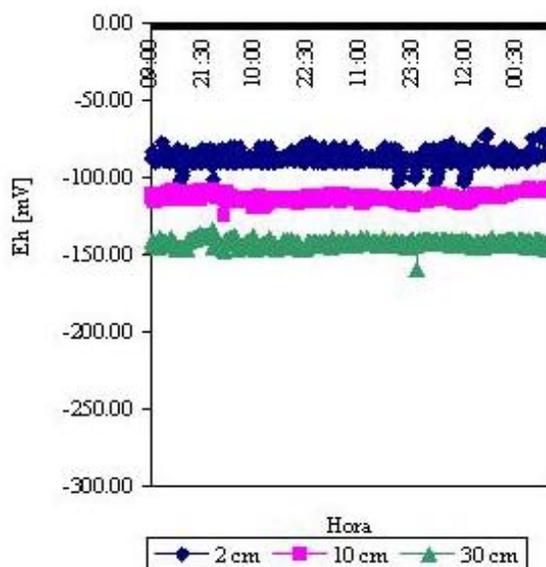


Figura 4.3. Variación de los potenciales óxido-reducción (E_h) del reactor RA₂ (sin planta y descubierto) durante el periodo de

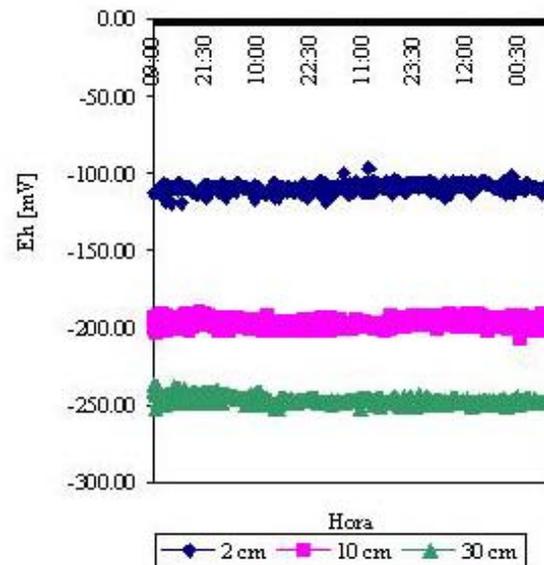


Figura 4.4. Variación de los potenciales óxido-reducción (E_h) del reactor RB₂ (sin planta y cubierto) durante el periodo de

iluminación y de oscuridad

iluminación y de oscuridad

IV. 2 Valores de la demanda química de oxígeno, DQO_{soluble}

Las Figuras 4.5 y 4.6 muestran los valores de la DQO_{soluble} a la entrada y salida de cada reactor durante el periodo de iluminación y de oscuridad, respectivamente. Los resultados obtenidos muestran claramente una disminución de este parámetro en los cuatro reactores. Para el periodo de iluminación se puede ver que el reactor RA_1 (con planta y descubierto) fue el que presentó la mayor remoción (valor de salida de 209 mg O_2/L , en promedio), lo que indica que la planta tiene un efecto importante en la remoción de la materia orgánica. Este efecto puede deberse a que su zona radicular sirve como soporte para bacterias microaerobias (Brix, 1997) que toman el oxígeno que éstas aportan acelerando la degradación. Los resultados obtenidos concuerdan con los obtenidos por algunos autores (Wiessner y col, 2005b) quienes encontraron que la demanda química de oxígeno depende de la cantidad de luz recibida por las plantas y que la remoción de este parámetro disminuye con forma la cantidad de luz decrece. Las plantas como tales tienen poco efecto en la remoción de la materia orgánica, pero es la relación simbiótica que se establece entre ellas y los microorganismos adheridos a sus raíces lo que hace que la degradación sea más eficiente que en los reactores sin planta.

En el reactor control (RA_2 , sin planta y descubierto) la remoción de la DQO_{soluble} fue menor en comparación al RA_1 (valor de salida 281 mg O_2/L en promedio) debido a que no tiene planta. Estos valores de salida son aún menores en el control RB_2 , sin planta y cubierto (314 mg O_2/L en promedio), lo que sugiere que al estar descubierto, sí existe transferencia de oxígeno de la atmósfera, que está siendo consumida en los primeros milímetros del reactor. Los valores de la DQO_{soluble} para el reactor RB_1 son muy similares los que presenta el RA_1 (210 mg O_2/L en promedio), sugiriendo que el oxígeno que la planta aporta es el que tiene la mayor contribución en la disminución de este parámetro (ya que, aunque no tiene una fuente de oxígeno atmosférico, su eficiencia de remoción no se modifica).

Por último, el reactor RB_2 , que es el control sin planta y cubierto, muestra la eficiencia de remoción de DQO_{soluble} menor de los cuatro sistemas, debido a que el único aporte de oxígeno es el que contiene el agua sintética en el influente, al gotear a la entrada del reactor. Puede verse en la Figura 4.6, que los valores de la DQO_{soluble} a la salida de cada reactor durante el periodo de oscuridad son ligeramente más altos que durante el periodo de iluminación reforzando el efecto de la fotosíntesis en la degradación de los contaminantes solubles medidos como DQO_{soluble} .

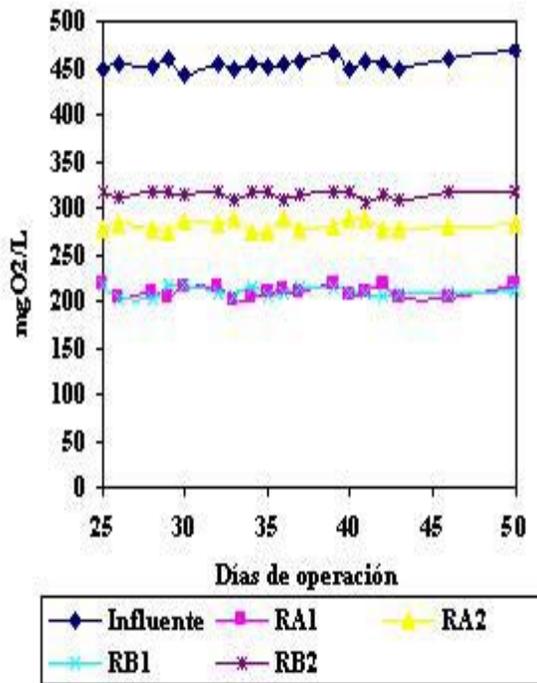


Figura 4.5. Variación de la demanda química de oxígeno en la fase estable a la salida de cada reactor durante el periodo de iluminación

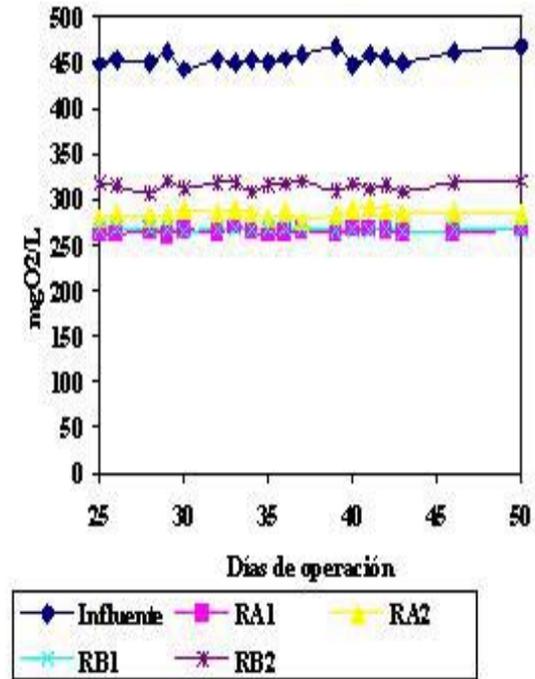


Figura 4.6. Variación de la demanda química de oxígeno en la fase estable a la salida de cada reactor durante el periodo de oscuridad

La variación de la demanda química de oxígeno para el reactor RA₁ (265 mgO₂/L en promedio) es evidente. Esta variación se debe a que durante el día, las plantas son generadoras “netas” de oxígeno incrementando la degradación de la materia orgánica y, por la noche, éstas son consumidoras “netas” de oxígeno, lo que disminuye la actividad aerobia bacteriana en la zona radicular disminuyendo la degradación de los contaminantes (DQO_{soluble}). Se realizaron pruebas microbiológicas para corroborar la existencia de bacterias heterótrofas en el agua tratada a las diferentes profundidades del reactor (2, 10 y 30 cm) de los cuatro reactores. Estos resultados parecen demostrar que existen bacterias heterótrofas en condiciones inundadas donde prevalecen condiciones anaerobias (especialmente donde existe oxígeno que la planta aporta) como los demuestran los resultados de estas pruebas (**Anexo D**). Los valores de la DQO_{soluble} en el reactor RB₁ son de igual manera muy similares a los obtenidos en el reactor RA₁ (267 mgO₂/L en promedio) para el periodo de oscuridad lo que corrobora que es muy poco el oxígeno que se transfiere de la atmósfera hacia el reactor y que este tiene un efecto mínimo en la remoción de este parámetro, durante el periodo de iluminación.

En los reactores RA₂ y RB₂ no se observa una variación apreciable durante el periodo de iluminación y de oscuridad. Esto parece indicar que la remoción de DQO_{soluble} en estos reactores se debe principalmente al consumo de oxígeno que se transfiere de la atmósfera (RA₂) y al oxígeno que se disuelve en el influente al entrar al reactor, respectivamente así como a la degradación anaerobia. Se observa una pequeña variación en los valores de la DQO_{soluble} para el reactor RA₂ y el reactor RB₂, debido a que el oxígeno

que se transfiere de la atmósfera hacia el reactor es consumido por las bacterias disminuyendo así la DQO_{soluble} . Para el caso del reactor RB_2 , éste no presentó cambios aparentes en la remoción de la DQO_{soluble} durante el periodo de iluminación y oscuridad debido a que no existe una planta como el caso del reactor RA_1 que modifique la concentración del oxígeno y, en consecuencia, una mayor remoción de la DQO_{soluble} . Los valores de la DQO_{soluble} a la salida de los reactores RA_2 y RB_2 fueron en promedio de 285 y 315 mg O_2/L , respectivamente. La **Tabla 4.1** muestra los valores promedios de los porcentajes de remoción de la DQO_{soluble} en la fase estable en los periodos de iluminación y de oscuridad. Se encontraron diferencias significativas para los reactores RA_1 y RB_1 para los periodos de iluminación y de oscuridad ($P < 0.05$) así, como para los reactores RA_2 y RB_2 a las diferentes profundidades (2, 10 y 30 cm.)

Tabla 4.1. Porcentajes de remoción de DQO_{soluble} promedio de cada reactor durante la fase estable y en los periodos de iluminación y de oscuridad

Reactor	Iluminación	Oscuridad
RA_1 (Con planta y abierto)	54	41.7
RA_2 (Control sin planta, y abierto)	38.1	37.3
RB_1 (Control con planta y cerrado)	53.8	41.2
RB_2 (Control sin planta y cerrado)	30.8	30.6

En resumen, se puede decir indirectamente que el oxígeno que la planta aporta a la zona radicular de los reactores tiene un efecto en la degradación de la materia orgánica.

IV.3 Valores del pH

Las **Figuras 4.7** y **4.8** muestran los valores del pH a la entrada y salidas de cada reactor en los periodos de iluminación y oscuridad. Se puede observar que en todos se presenta una disminución de este parámetro debido a que las bacterias reductoras están generando ácidos orgánicos, así como de H_2S , que se corroboró con un simple análisis organoléptico en el agua de salida de cada reactor.

Las diferencias en el valor del pH en cada reactor no son tan marcadas cuando se toman a la salida de cada reactor. Sin embargo, se puede decir de los resultados obtenidos que estos valores para el reactor RA_1 tienden a ser ligeramente mayores que los de los reactores control.

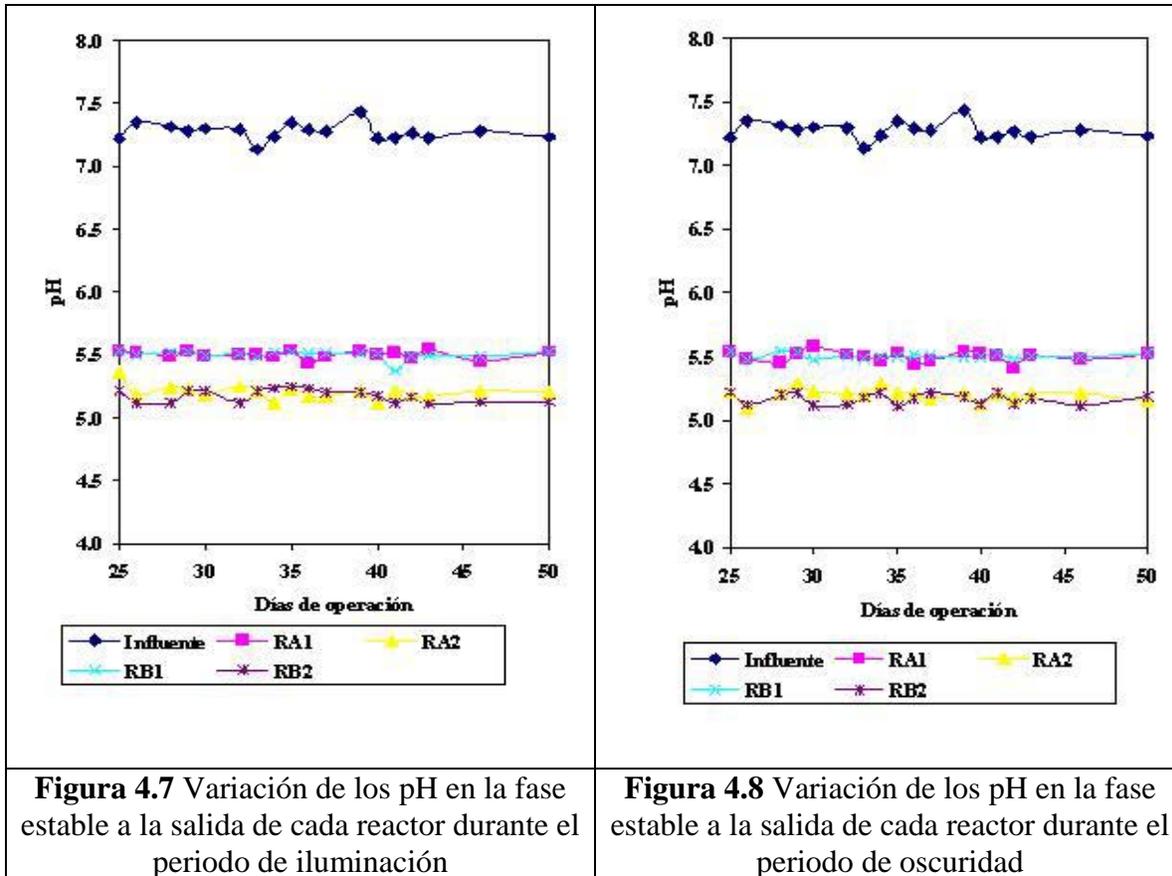


Figura 4.7 Variación de los pH en la fase estable a la salida de cada reactor durante el periodo de iluminación

Figura 4.8 Variación de los pH en la fase estable a la salida de cada reactor durante el periodo de oscuridad

No se observa una variación importante entre los resultados del periodo de oscuridad y de iluminación para los reactores RA₂ y RB₂ aunque para los reactores RA₁ y RB₁ (con planta) son ligeramente menores en el periodo de oscuridad.

El **Anexo B.4** se presenta el perfil de pH a los 2, 10 y 30 cm de profundidad de cada reactor en los periodos de iluminación y de oscuridad. Los resultados de estos perfiles muestran una ligera variación para los reactores con planta (RA₁ y RB₁) en la parte de la zona radicular (10 cm) durante los periodos de iluminación y de oscuridad. Estas diferencias fueron significativas (**Anexo E**) para cada reactor, a las diferentes profundidades y para los periodos de iluminación y de oscuridad ($P < 0.05$).

IV.4 Valores de conductividad eléctrica, CE

Los valores de la conductividad eléctrica no variaron prácticamente con respecto de los periodos de iluminación y de oscuridad para los cuatro reactores, como se puede observar en las **Figuras 4.9** y **4.10**. A pesar de que se sabe que las plantas pueden eliminar ciertos iones mediante la evotranspiración, los resultados muestran que este fenómeno no marcó diferencias entre los reactores con planta para los periodos de iluminación y oscuridad. Si se consideran los reactores por separado, se encontraron variaciones importantes. Los dos reactores con y sin tapa con planta nuevamente fueron los que presentaron los menores valores de CE a la salida. Para los otros dos controles sin planta con y sin tapa sí hubo una pequeña diferencia favoreciendo al que tuvo tapa.

Estos resultados indican que la remoción de la conductividad no se ve afectada por la presencia o ausencia de luz para los reactores control sin planta, pero que entre éstos y los que tienen planta sí hay un efecto importante en la remoción de sales disueltas del agua sintética y por lo tanto, en la disminución de la conductividad eléctrica, ya que éstas las requieren para su crecimiento (micronutrientes). El **Anexo B.3** muestra los perfiles de la conductividad eléctrica para las tres profundidades de los cuatro reactores y para los periodos de iluminación y de oscuridad. En ellos resulta claro que los reactores con planta remueven la mayor parte de los iones en la zona radicular, mientras que los que no las tienen presentan perfiles estratificados, acordes con la altura. El análisis estadístico (**Anexo E**) muestra que para el caso de la CE, las diferencias para estos valores durante los periodos de iluminación y de oscuridad no fueron significativas ($P > 0.05$), sin embargo si se encontraron diferencias significativas para la CE en cada reactor y a las diferentes profundidades ($P < 0.05$). Una explicación para la disminución de la CE en los reactores sin planta sería que el material de empaque (tezontle) de estos reactores sirva como matriz de intercambio y que ciertos iones (cationes o aniones) queden retenidos en éste material disminuyendo en consecuencia la CE.

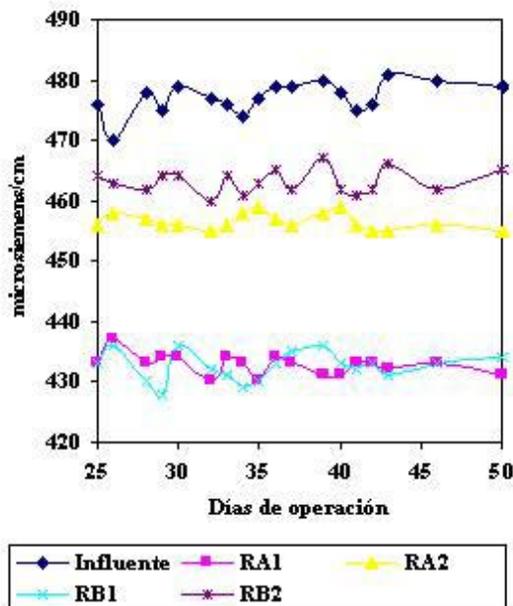


Figura 4.9. Variación de la conductividad eléctrica en la fase estable la entrada y salida de cada reactor durante el periodo de iluminación

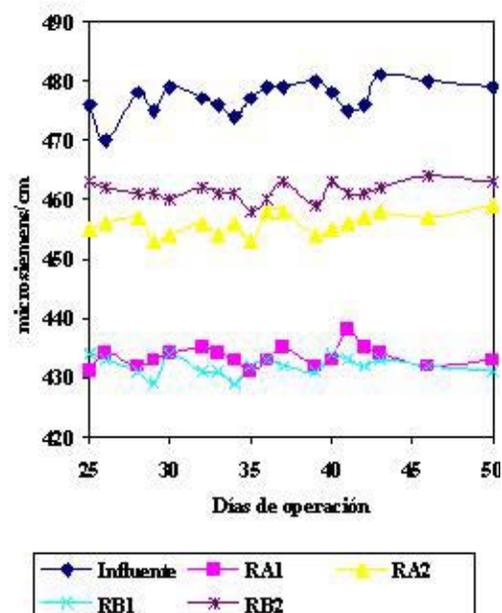


Figura 4.10. Variación de la conductividad eléctrica en la fase estable de cada reactor a la salida de cada reactor durante el periodo de oscuridad

De la **Tabla 4.2** se puede observar que no existen variaciones importantes en la conductividad eléctrica al considerar los periodos de iluminación y de oscuridad, así mismo se puede observar una mayor remoción para en el reactor RA₁ pero este tampoco presenta variaciones importantes respecto de los periodos de iluminación y oscuridad. La remoción

de la conductividad eléctrica es más de dos veces mayor en comparación con los reactores RA₂ y RB₂.

Tabla. 4.2. Valores de conductividad eléctrica promedio y porcentajes de remoción (%RCE) promedios durante la fase estable de los periodos de iluminación y de oscuridad a la salida de cada reactor.

Reactor	CE promedio ($\mu\text{S}/\text{cm}$)		%RCE	
	Iluminación	Oscuridad	Iluminación	Oscuridad
RA ₁	432.72	433.44	9.31	9.15
RA ₂	456.63	455.95	4.3	4.44
RB ₁	432.55	431.97	9.34	9.46
RB ₂	463.15	461.41	2.93	3.29

IV.5. Discusión final

De acuerdo con los resultados obtenidos de esta experimentación, con objeto de contemplar el alcance sobre la *especulación* acerca del posible mecanismo de transferencia de oxígeno a los microorganismos depuradores en los reactores con planta (tanto por el aportado por la planta como por el atmosférico), puede decirse que sí hay definitivamente en los primeros días de crecimiento de las plántulas un claro efecto de la planta sobre los potenciales redox (para lo cual se inundaron los reactores con objeto de no dejar espacios porosos con aire ambiente).

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

De los resultados obtenidos en esta investigación, con base en los objetivos planteados (evaluación de los potenciales de óxido-reducción (E_h) en la zona radicular de reactores biológicos a escala de banco como medida indirecta del efecto del oxígeno atmosférico así como del generado por la planta en la depuración de aguas residuales, medida como DQO_{soluble}) se puede concluir lo siguiente:

- El potencial de óxido-reducción E_h en la zona radicular (10 cm) de los reactores se ve influenciado por la presencia de la planta, más que por la difusión del oxígeno atmosférico, al aportar ésta oxígeno a la zona radicular del reactor y disminuyendo las condiciones reductoras (potenciales redox negativos) que prevalecieron en toda la experimentación.
- Dadas las condiciones de inundación, tanto el reactor en estudio como los tres controles, mostraron valores de E_h negativos a las diferentes profundidades, indicando que las condiciones de los cuatro reactores fueron prevalecientemente reductoras. Esto se debe principalmente al hecho de que se tiene un solo brote con relativamente poca masa radicular (aunque la planta desarrollo raíces nuevas), a pesar de que la planta aporta oxígeno, éste no es suficiente para oxigenar todo el reactor (ni incluso la zona radicular en exceso) y poder incrementar los potenciales considerablemente (a valores positivos), el oxígeno que se transfiere de la atmósfera parece tener poco efecto por el régimen hidráulico manejado. Como se mencionó anteriormente, la solubilidad en un suelo saturado con agua es 10,000 veces menor que en un suelo seco (Brix, 1994), lo que da la pauta para realmente evaluar el efecto que la planta tiene sobre las condiciones redox al aportar oxígeno a la zona radicular. Considerando que la solubilidad del oxígeno en agua a 20°C en la Ciudad de México es de alrededor de 7 mg/L (General Chemistry Online, 2006) y la temperatura prevaleciente en el laboratorio estaba cercana a este valor, los datos de oxígeno disuelto en el agua residual (que se alimentaba por goteo y, por tanto, presentaba un área superficial de 0.071m² y el número de gotas por minuto fue de 60 (para dar el flujo de 7 L d⁻¹) permite estimar que éste es realmente el mecanismo de ingreso de oxígeno atmosférico a los reactores, tanto con planta como sin planta.
- La presencia de las raíces permitió que se crecieran bacterias heterótrofas dentro de los reactores con plantas, corroborándose esto con la presencia y cuantificación de bacterias aerobias en la zona radicular. Cabe señalar que los microorganismos son en parte responsables del cambio en las condiciones redox del medio ya que éstos segregan compuestos que alteran dicho parámetro.
- Los valores de E_h obtenidos muestran un comportamiento oscilante en la zona radicular de los reactores RA₁ y RB₁ (con planta, sin y con tapa, respectivamente), durante el periodo de iluminación, corroborándose lo obtenido por otros investigadores (Wiessner y col., 2005b). Durante la noche, al dejar las plantas de generar oxígeno fotosintético, los potenciales se vuelven más negativos.

- A pesar de que la planta desarrolló raíces nuevas y de que esta creció a lo largo del experimento, no fue posible observar valores de potenciales redox positivos. Tratando de explicar esto, se puede decir que la carga orgánica que se utilizó (medida como DQO_{soluble}) es un valor que está dentro del rango para aguas domésticas, ésta aún es grande para el tamaño del reactor y para la planta provocando una demanda muy grande de oxígeno dentro del reactor.

RECOMENDACIONES

Con base a los resultados obtenidos y con objeto de avanzar en el estudio de reactores biológicos que simulan un humedal artificial a escala de laboratorio, se hacen las siguientes recomendaciones:

1.- Se recomienda que los subsecuentes estudios en reactores biológicos a escala laboratorio se enfoquen a la remoción de compuestos específicos como hidrocarburos así, como microorganismos patógenos (que son causantes de varias enfermedades en países como el nuestro) utilizando sistemas a escala piloto que permitan tener condiciones más reales de estos sistemas.

2. Un aspecto muy interesante y sobre todo adecuado para las condiciones de nuestro país es el de realizar estudios con diversos materiales y diversos tipos de plantas para estudiar la remoción de microorganismos patógenos ya que se sabe que los principales mecanismos de remoción de éstos son la filtración y la muerte por ciertos compuestos (antibióticos) que las plantas segregan al humedal, esto con el objeto de encontrar por lo menos a escala experimental las condiciones tanto de distribución del material de empaque y la selección del tipo y especie de planta para la remoción de estos microorganismos.

3.- Se recomienda reducir la carga orgánica ya que de esta manera en teoría se requeriría menos oxígeno para la degradación de la materia orgánica y se podrían observar cambios interesantes en los potenciales redox.

4.- Como un paso importante para el estudio de los potenciales redox sería recomendable que se utilicen sistemas de mayor tamaño (prototipo) donde sea posible la medición e instalación del equipo de medición. En estos sistemas, sería posible incrementar la densidad de plantas de tal manera que se puedan registrar variaciones de éste parámetro en la zona radicular.

5.- Si se utilizan sistemas prototipo, es muy recomendable que este se encuentre recibiendo luz natural en condiciones reales de tal manera que se pueda registrar las variaciones del potencial redox en el día y por la noche pero bajo condiciones más realistas. Esto podría llevarse a cabo en un invernadero.

ANEXOS A

Métodos analíticos empleados

ANEXO A.1

Determinación de la demanda química de oxígeno *Método rápido colorimétrico (reflujo cerrado)*

I. OBJETIVO

Describir el procedimiento de la determinación de la demanda química de oxígeno (DQO) en aguas residuales.

II. ALCANCE

Este procedimiento es aplicable para cualquier parte de la fase experimental del proyecto.

III. INTRODUCCIÓN

Se entiende por demanda química de oxígeno (DQO), la cantidad de materia orgánica e inorgánica en un cuerpo de agua susceptible de ser oxidada por un oxidante fuerte.

La DQO es una determinación química de la cantidad de sustancias fuertemente oxidantes requeridas para oxidar la fracción orgánica de una muestra susceptible al dicromato o permanganato en medio ácido y, considerando que es una reacción equimolar, se espera que esta cantidad sea equivalente a la materia orgánica oxidada.

IV. MATERIAL Y EQUIPO

- 1.- Espectrofotómetro UV-Vis GBC-911
- 2.- Horno de calentamiento para usar a 165 °C (estufa de secado)
- 3.- Centrifuga
- 4.- Tubos de reacción (micro)
- 5.- Celda de cuarzo de 10 mm para espectrofotómetro
- 6.- Tubos para centrifuga

V. REACTIVOS

- 1.- Ácido sulfúrico concentrado (H_2SO_4)
- 2.- Dicromato de potasio ($K_2Cr_2O_7$)
- 3.- Sulfato de mercurio ($HgSO_4$)
- 4.- Hidrógenofталato de potasio ($C_8H_5KO_4$)
- 5.- Sulfato de plata (Ag_2SO_4)

VI. PROCEDIMIENTO

Preparación de las soluciones de digestión

a) Solución de digestión 0.21 N, solución de digestión A

Disolver en agua destilada 10.216 g de dicromato de potasio ($K_2Cr_2O_7$), previamente secado a 103 °C durante 2 horas, 167 mL de ácido sulfúrico concentrado y 33.3 g de sulfato de mercurio; aforar a un litro con agua destilada.

b) Reactivo ácido sulfúrico, solución de digestión B

Pesar 10.12 g de sulfato de plata y adicionar un litro de ácido sulfúrico concentrado (El sulfato de plata tarda de uno a dos días en disolverse)

c) Hidrógenoftalato de potasio ($C_8H_5KO_4$, HFP)

Se disuelve 0.68 g de ($C_8H_5KO_4$) en agua destilada, previamente secado a 120 °C durante una hora, y se afora a un litro. El (HFP) tiene una DQO teórica de 1.176 mg O_2 /mg y esta solución tiene una DQO teórica de 800 mg O_2 /L.

NOTA: Esta solución es estable hasta 3 meses cuando se mantiene a 4°C.

d) Preparación de la curva de calibración

Se prepara una serie de patrones con una solución de hidrógenoftalato de potasio con una DQO equivalentes que oscilen entre 20 y 800 mg O_2 /L completando el volumen con agua destilada (ver **Tabla A.1.1**); utilizando los mismos volúmenes de reactivos, los mismos tubos y el mismo procedimiento de digestión que para las muestras problemas.

Método a reflujo cerrado/ método espectrofotométrico

1.- Precalentar el horno para digerir la muestra a 165°C.

2.- Tomar cuidadosamente 2 mL de muestra previamente homogeneizada dentro de los tubos de reacción. Cerrar inmediatamente para evitar que se escapen los vapores, asegurarse de que están herméticamente cerrados. Suavemente invertir los tubos varias veces destapando después de cada inversión para liberar la presión.

3.- Colocar en los tubos de reacción 1 mL de la disolución de digestión A.

NOTA.- La disolución es fuertemente ácida y el tubo se calienta en este proceso, trabajar con guantes aislantes y bajo una campana de extracción.

4.- Añadir cuidadosamente 3 mL de la disolución de digestión B.

5.- Colocar 2 mL de agua en un tubo para la determinación del blanco de reactivos.

6.- Colocar todos los tubos en el horno previamente calentado a 165°C y reflujar por 30 min.

7.- Retirar los tubos del digestor y dejar que los tubos se enfríen a temperatura ambiente, permitiendo que cualquier precipitado se sedimente.

8.- Centrifugar a 360 r.p.m en caso de que algunos sólidos no sedimenten.

9.- Medir la absorbancia en el espectrofotómetro a una longitud de onda de 600nm y determinar la concentración de la muestra (mg O₂/L) con la curva de calibración, Tabla A.1.1

VII. CÁLCULOS

Calcular la DQO en la muestra en miligramos por litro (mg/L) directamente de la curva de calibración o con la ecuación 1.

$$y = mx + b \quad \text{Ecuación 1}$$

Donde:

y = DQO, mg O₂/L

x = absorbancia

Reportar los resultados en mg de O₂/L.

REFERENCIAS

1. Norma mexicana NMX-AA-030-SCFI-2001, ANÁLISIS DE AGUA - DETERMINACIÓN DE LA DEMANDA QUÍMICA DE OXÍGENO EN AGUAS NATURALES, RESIDUALES Y RESIDUALES TRATADAS - MÉTODO DE PRUEBA
2. APHA-AWWA-WPCF, Métodos Normalizados para el análisis de aguas potables y residuales, Ediciones Díaz-de-Santos, Madrid España.

Tabla A.1.1 Preparación de la curva de calibración

Matraz	Concentración mgO ₂ /L	mL (C ₈ H ₅ KO ₄)	mL Agua destilada
1	0.00	0.00	25
2	50	1.56	23.44
3	60	1.875	23.125
4	70	2.187	22.813
5	80	2.5	22.5
6	90	2.812	22.188
7	100	3.125	21.875
8	150	4.687	20.313
9	200	6.25	18.75
10	250	7.812	17.188
11	300	9.375	15.625
12	350	10.937	14.063
13	400	12.5	12.5
14	450	14.062	10.938
15	500	15.625	9.375

16	550	17.187	7.813
17	600	18.75	6.25
18	650	20.312	4.688
19	700	21.875	3.125
20	750	23.437	14.563
21	800	25	0

Para determinar la concentración de una muestra problema se gráfica una curva de calibración utilizando muestras estándares de concentración conocida de tal manera que la absorbancia de la muestra problema se obtiene en el espectrofotómetro y su concentración se obtendrá por la interpolación de la absorbancia en la curva de calibración.

ANEXO A.2

Preparación del agua sintética

OBJETIVO: Describir el procedimiento de preparación de agua residual sintética.

ALCANCE: Este procedimiento solo es aplicable para cualquier parte de la fase experimental del proyecto.

MATERIAL Y EQUIPO:

- 1.- Balanza analítica
- 2.- Espátula
- 3.- Matraz aforado de 1L
- 4.- Recipiente de plástico de 40 L

REACTIVOS:

- 1.- Sacarosa, $C_{12}H_{22}O_{11}$ grado reactivo
- 2.- Sulfato de Amonio, $(NH_4)_2 SO_4$
- 3.- Fosfato de sodio, Na_3PO_4 .
- 4.- Agua de la llave

PROCEDIMIENTO:

Base de cálculo: 40 L de agua residual sintética

- 1.-Pesar 18 g de sacarosa.
- 2.-Pesar 1.2 g de sulfato de amonio.
- 3.-Pesar 0.12 g de fosfato de sodio.
- 4.-Mezclar las tres sustancias en el recipiente de 40 L hasta que se disuelvan. La relación C:N:P resultante del agua residual sintética es: 15:1:0.1

La composición resultante de esta solución se muestra en la **Tabla A.2.1.**

SUSTANCIA	CONCENTRACIÓN mg/L
$C_{12}H_{22}O_{11}$	450
$(NH_4)_2SO_4$	30
$Na_3PO_3 \cdot 12H_2O$	3

ANEXOS B

Datos experimentales

ANEXO B.1

Tabla B.1.1 Valores del E_h del sistema experimental y del potenciómetro con estándar pH=4 saturado con quihnidrona, $E_{h-20^\circ\text{C}} = 259.3$

ELECTRODO	POTENCIÓMETRO COMERCIAL, PROMEDIOS	SISTEMA EXPERIMENTAL, PROMEDIOS	% VARIACIÓN
ERA ₁₋₂	233.43	239.5	2.53
ERA ₁₋₁₀	234.56	241.33	2.8
ERA ₁₋₃₀	232.86	238.55	2.38
ERA ₂₋₂	235.55	239.42	1.61
ERA ₂₋₁₀	234.21	243.11	3.66
ERA ₂₋₃₀	237.33	238.56	0.51
ERB ₁₋₂	236.43	240.11	1.53
ERB ₁₋₁₀	235.42	241.53	2.53
ERB ₁₋₃₀	236.21	242.33	2.51
ERB ₂₋₂	235.54	240.44	2.03
ERB ₂₋₁₀	235.11	243.11	3.29
ERB ₂₋₃₀	236.77	241.22	1.84

Nota: Los valores de E_h promedio fueron calculados realizando cinco mediciones de cada electrodo con la solución patrón recién preparada. Las variaciones en los valores tabulados se deben a la temperatura a la cual se hizo la medición ($T=24^\circ\text{C}$) y a la calidad de la quihnidrona, por lo que se considera que la variación de estos respecto al valor patrón es menor.

ANEXO B.2

Registro de la temperatura (°C) desde el inicio de la fase experimental

Tabla B.2.1. Registro de la temperatura en el laboratorio 301 (SR: Sin Registro)

Fecha	T1 (9 am)	T2 (12 am)	T3 (3 pm)	T4 (6 pm)	T promedio	T Max	T Min
27/08/2005	23	24	24	24	23.75	SR	SR
28/08/2005	24	23.5	24	24	23.875	SR	SR
29/08/2005	23	24	24	24	23.75	SR	SR
30/08/2005	23	24	24	25	24	SR	SR
31/08/2005	24	23	24	24	23.75	SR	SR
01/09/2005	23.5	23	23	24	23.375	SR	SR
02/09/2005	24	24	25	25	24.5	SR	SR
05/09/2005	23	23.5	23.5	24	23.5	SR	SR
06/09/2005	24	23.5	23.5	23.5	23.625	SR	SR
07/09/2005	23.5	23.5	24	24	23.75	SR	SR
08/09/2005	23	23	23.5	23.5	23.25	SR	SR
09/09/2005	23.5	23	23.5	23.5	23.375	SR	SR
12/09/2005	23	23	24	24	23.5	SR	SR
13/09/2005	24	23.5	24	23.5	23.75	SR	SR
14/09/2005	24	23.5	23.5	23.5	23.625	SR	SR
15/09/2005	23	24	23	24	23.5	SR	SR
16/09/2005	23	23	23.5	24	23.375	SR	SR
19/09/2005	23	23	23	23.5	23.125	SR	SR
20/09/2005	22.5	23	23	23.5	23	SR	SR
21/09/2005	22.5	23.5	23	24	23.25	SR	SR
22/09/2005	23	24	24	24	23.75	SR	SR
23/09/2005	23	24	24	24	23.75	SR	SR
26/09/2005	23	23.5	23.5	24	23.5	SR	SR
27/09/2005	23	24	23.5	24	23.625	SR	SR
28/09/2005	23	23	24	25	23.75	SR	SR
29/09/2005	24	23.5	24	24	23.875	SR	SR
30/09/2005	24	23	24	24	23.75	SR	SR
03/10/2005	23	23	23	24	23.25	SR	SR
04/10/2005	23	23.5	23	24	23.375	SR	SR
05/10/2005	23.5	24	24	24	23.875	SR	SR
06/10/2005	23	23	23.5	23	23.125	SR	SR
07/10/2005	23.5	24	24	24	23.875	SR	SR
10/10/2005	23	24	26	25	24.5	SR	SR
11/10/2005	23	24	25	24	24	SR	SR
13/10/2005	22.5	23	23	24	23.125	SR	SR
14/10/2005	23	23	24	25	23.75	SR	SR
17/10/2005	23	23	23	23	23	21	20
18/10/2005	22	23	23.5	24	23.125	21	20
19/10/2005	22	23	23.5	24	23.125	21	21
20/10/2005	23	23.5	24	24	23.625	22	20

21/10/2005	22	22	24	23.5	22.875	21	20
24/10/2005	23	23	24	24	23.5	21	21
25/10/2005	22	22.5	23	23.5	22.75	21	20
26/10/2005	23	22.5	23	23.5	23	22	21
27/10/2005	23	22	24	23	23	21	20
28/10/2005	22	23	23.5	23.5	23	21	21
31/10/2005	23	23	23.5	24	23.375	21	20
01/11/2005	23	22.5	24	24	23.375	22	21
02/11/2005	22	22	23.5	24	22.875	21	20
03/11/2005	22	23	23.5	23.4	22.975	21	21
04/11/2005	23	23	24	23.5	23.375	21	20
07/11/2005	22	22.5	23	23	22.625	21	20
08/11/2005	23	23	23.5	23.5	23.25	21	20
09/11/2005	22	23	23.5	23	22.875	21	20
10/11/2005	23	22	24	24	23.25	21	20
11/11/2005	23	23	24	23	23.25	21	21
14/11/2005	22	23	23	23	22.75	22	21
15/11/2005	22	22	24	24	23	21	20
16/11/2005	22	23	24	24	23.25	21	20
19/11/2005	22	24	23	23	23	21	21
21/11/2005	23	22	23	23	22.75	21	20
22/11/2005	22	23	24	24	23.25	21	20
23/11/2005	23	23	23	24	23.25	21	21
24/11/2005	23	23	23	23	23	21	20
25/11/2005	22	23	23	23	22.75	21	21
28/11/2005	23	23	24	23	23.25	21	20
29/11/2005	23	23	24	24	23.5	21	21
01/12/2005	24	24	24	24	24	20	20
02/12/2005	23	24	23	24	23.5	21	20
04/12/2005	23	24	24	24	23.75	20	20
05/12/2005	23	24	24	24	23.75	21	20
06/12/2005	22	24	24	24	23.5	20	20
07/12/2005	22	23	23	23	22.75	21	20
08/12/2005	23	23	23	24	23.25	20	20
09/12/2005	22	23	22	23	22.5	21	20
12/12/2005	22	23	23	24	23	21	20
13/12/2005	21	22	22	22	21.75	21	20
14/12/2005	22	23	23	22	22.5	20	21
15/12/2005	21	23	23	22	22.25	21	20
16/12/2005	22	22	22	23	22.25	21	20

Los valores de temperatura corresponden al interior del laboratorio 303 del Edificio E de la Facultad de Química y fueron tomadas a intervalos de tres horas comenzando desde las 9:00 hrs hasta las 18:00 hrs y los valores de la temperatura máxima y mínima se obtuvieron con el empleo de un termómetro de temperatura máxima y mínima.

Con los valores de estas temperaturas se calculo la T média de todo el periodo de registro, así como la Tmedia-máxima y Tmedia-mínima. La **Tabla B.2.1** resume estos valores.

Tabla B.2.2. Temperaturas promedio del interior del laboratorio

Temperatura (°C)	Promedio
Tdiaria (9:00-18:00)	23.3
T máxima	20.97
T mínima	20.29

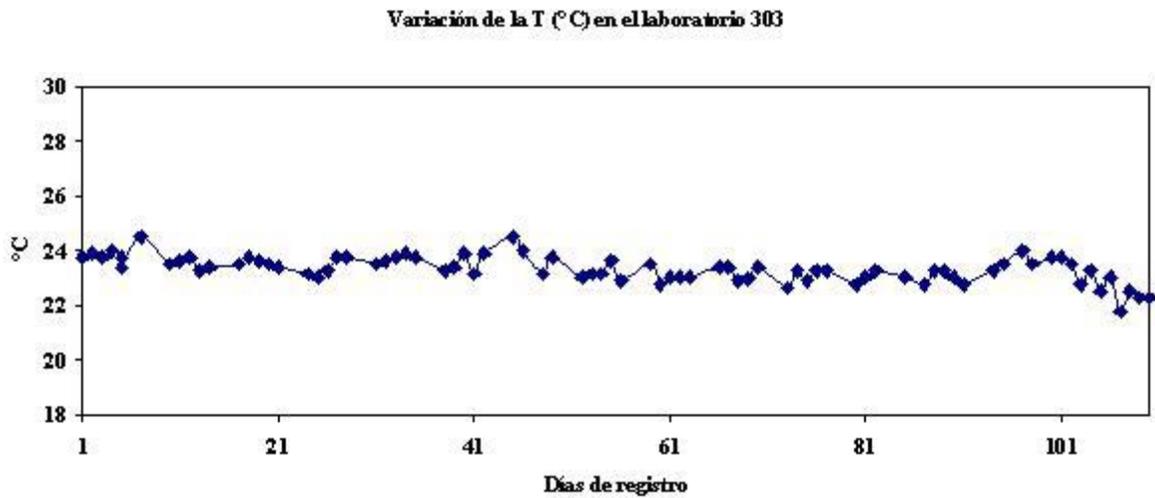


Figura B.2.1. Variación de la temperatura en el laboratorio 303

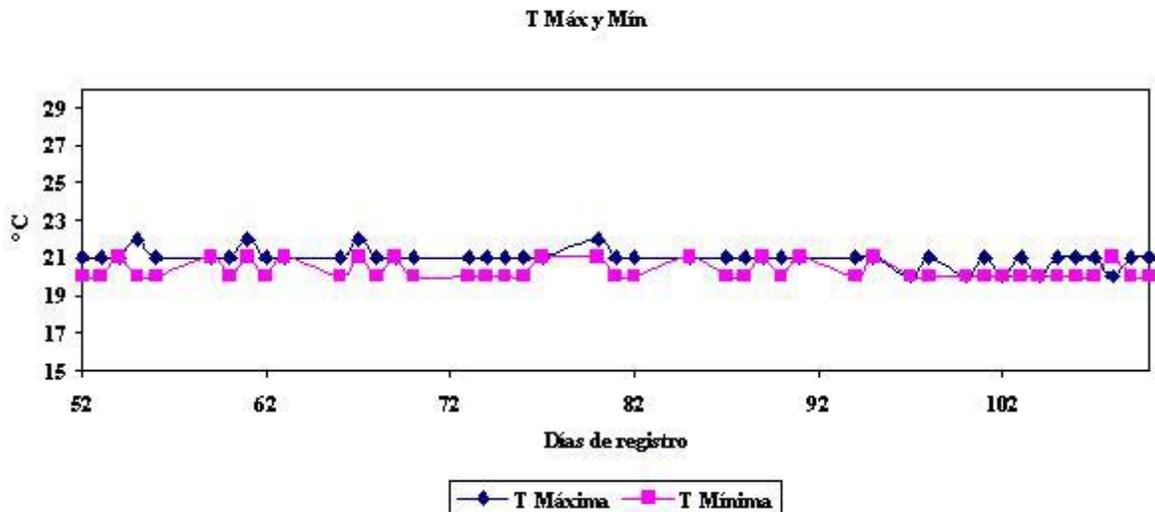


Figura B.2.2. Temperatura máxima y mínima

ANEXO B.3 Perfiles de la conductividad eléctrica

La **Figura B.3.1** muestra los perfiles de la CE para cada reactor.

Figuras B.3. Perfiles de la conductividad eléctrica

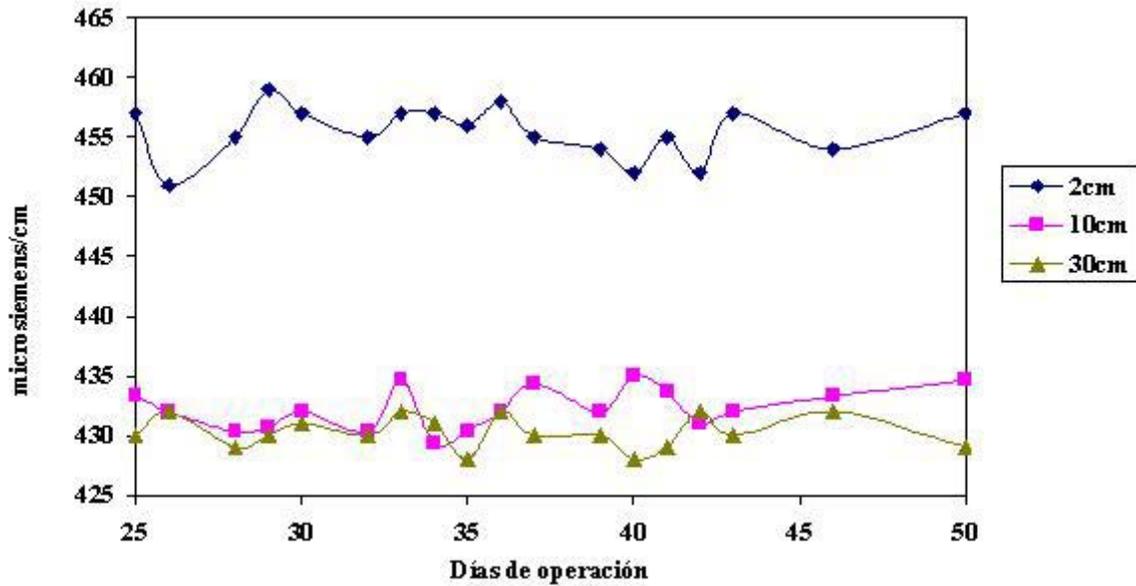


Figura B.3.1. Perfil de remoción de la conductividad eléctrica para el reactor RA₁, (con planta y descubierto) durante el periodo de iluminación

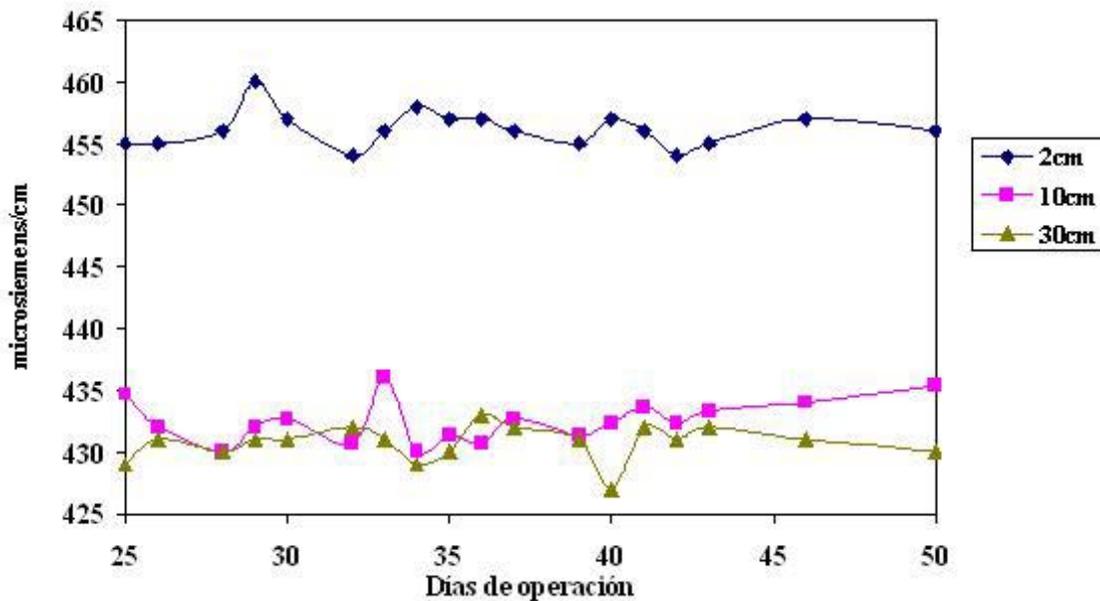


Figura B.3.2 Perfil de remoción de la conductividad eléctrica para el reactor RA₁, (con planta y descubierto) durante el periodo de oscuridad

Figuras B.3. (continuación)

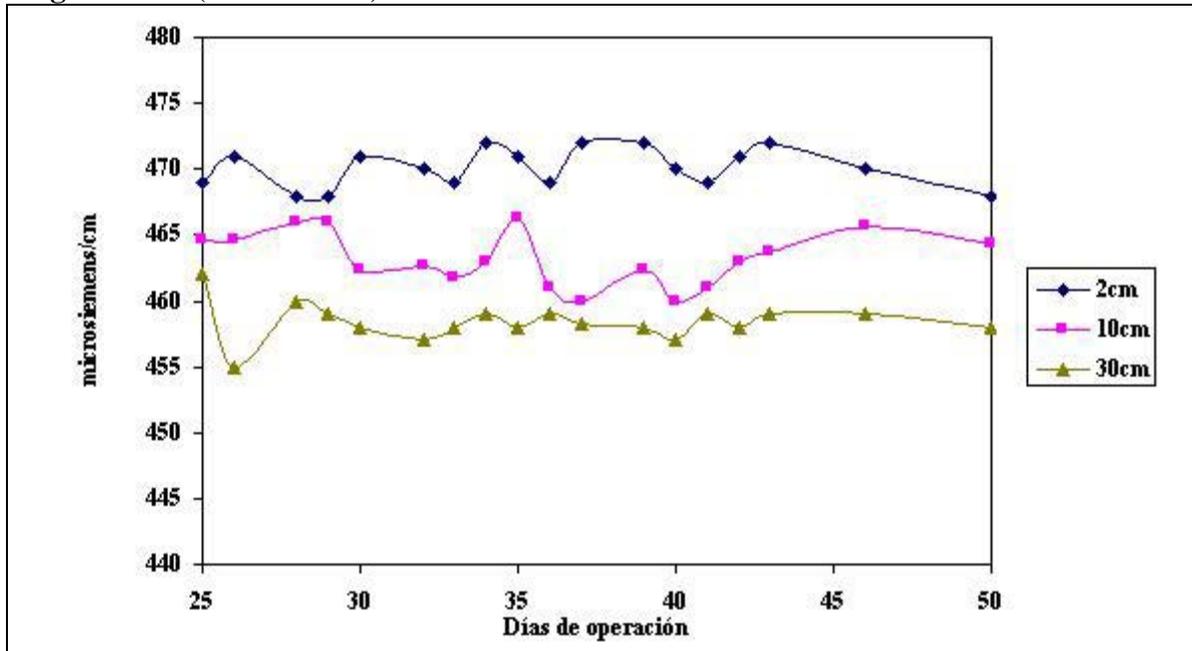


Figura B.3.3. Perfil de remoción de la conductividad eléctrica para el reactor RA₂, (sin planta y descubierto) durante el periodo de iluminación

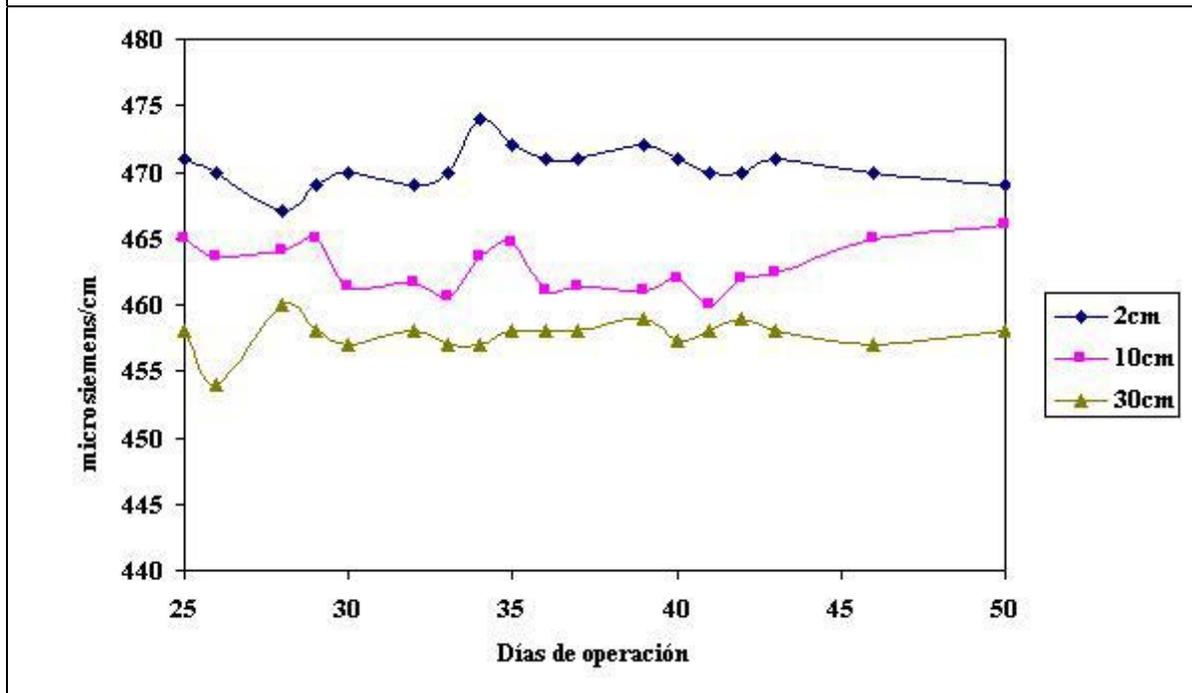


Figura B.3.4. Perfil de remoción de la conductividad eléctrica para el reactor RA₂, (sin planta y descubierto) durante el periodo de oscuridad

Figuras B.3. (continuación)

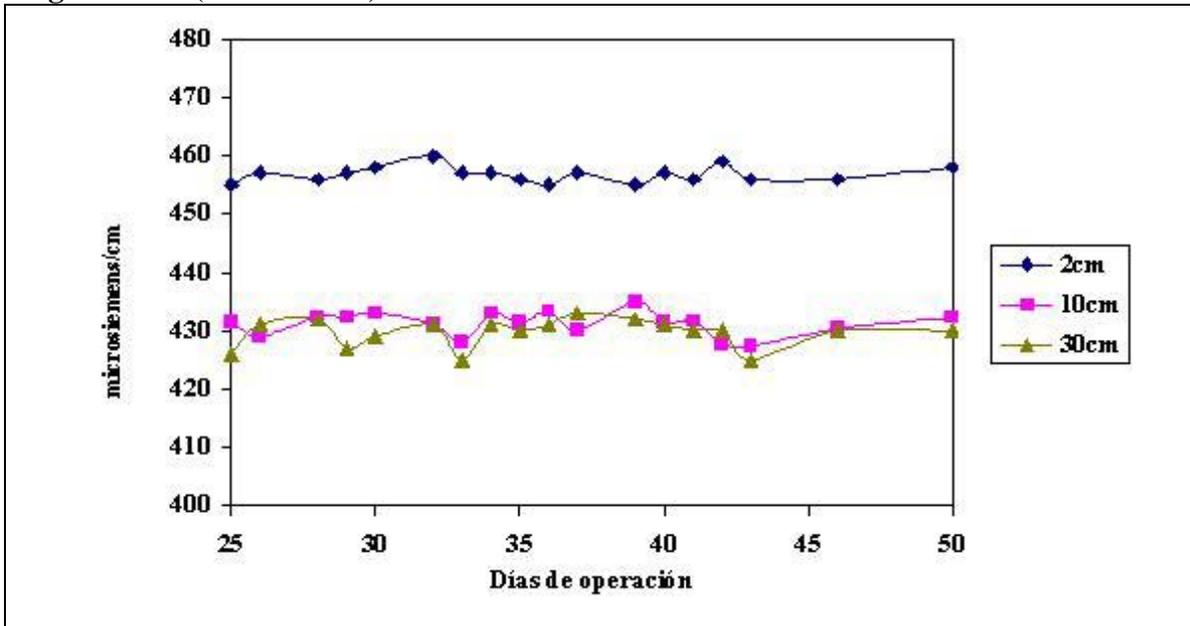


Figura B.3.5 Perfil de remoción de la conductividad eléctrica para el reactor RB₁, (con planta y cubierto) durante el periodo de iluminación

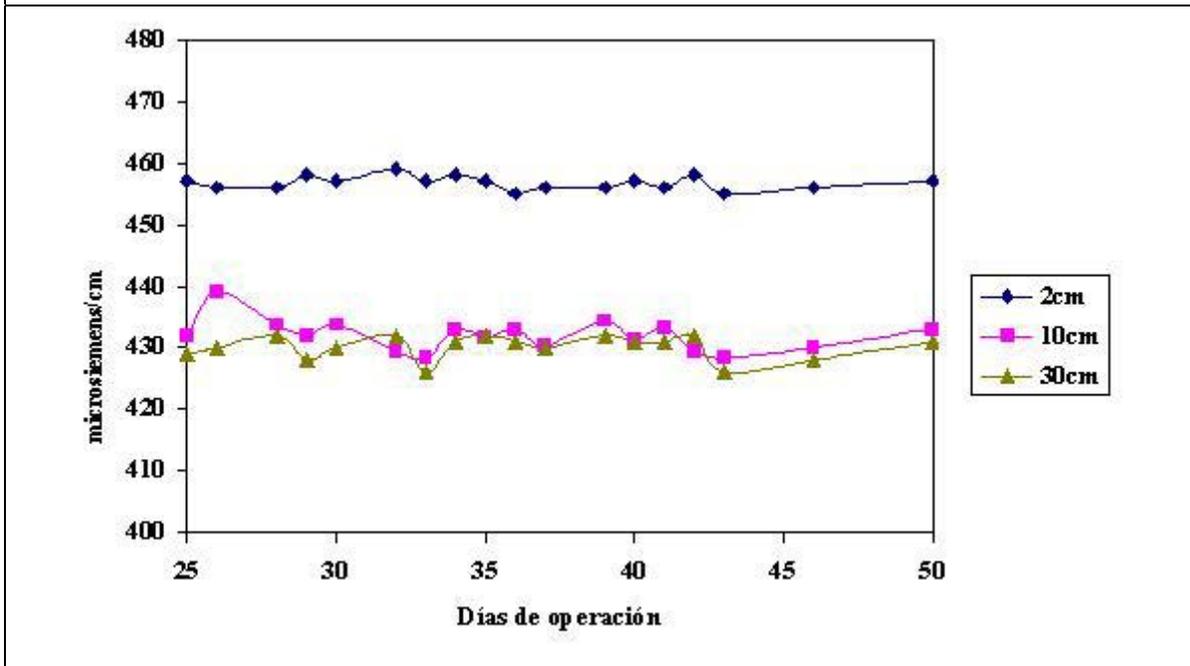


Figura B.3.6. Perfil de remoción de la conductividad eléctrica para el reactor RB₁, (con planta y cubierto) durante el periodo de oscuridad

Figuras B.3. (continuación)

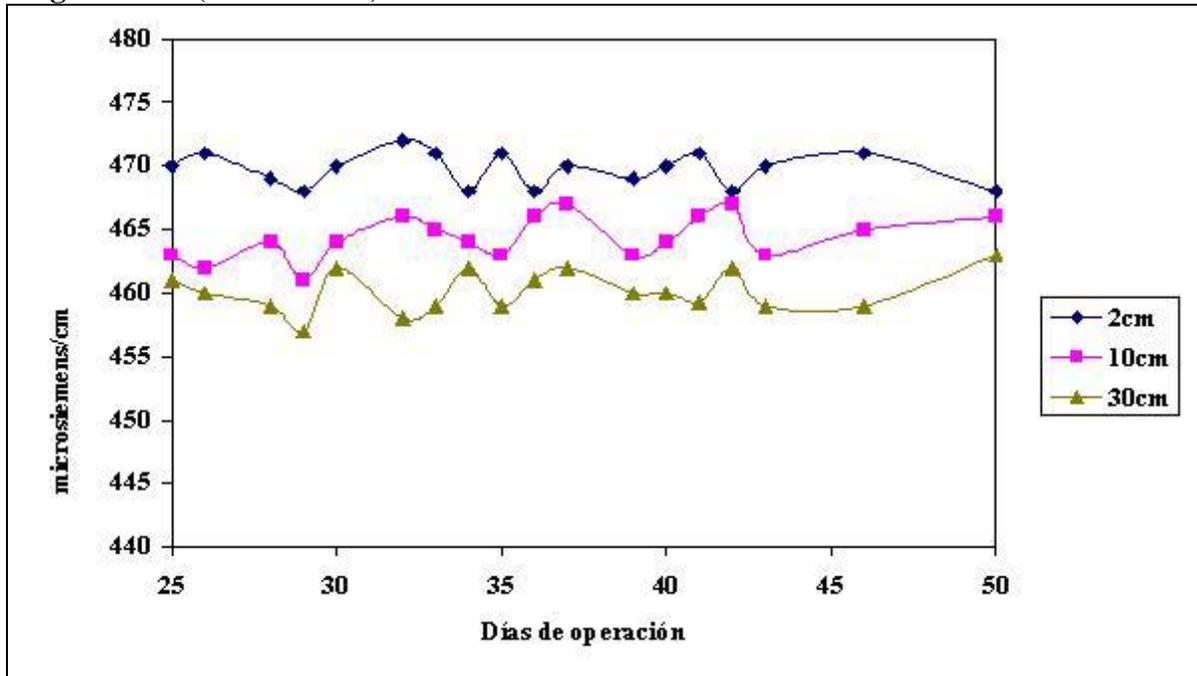


Figura B.3.7. Perfil de remoción de la conductividad eléctrica para el reactor RB₂, (sin planta y cubierto) durante el periodo de iluminación

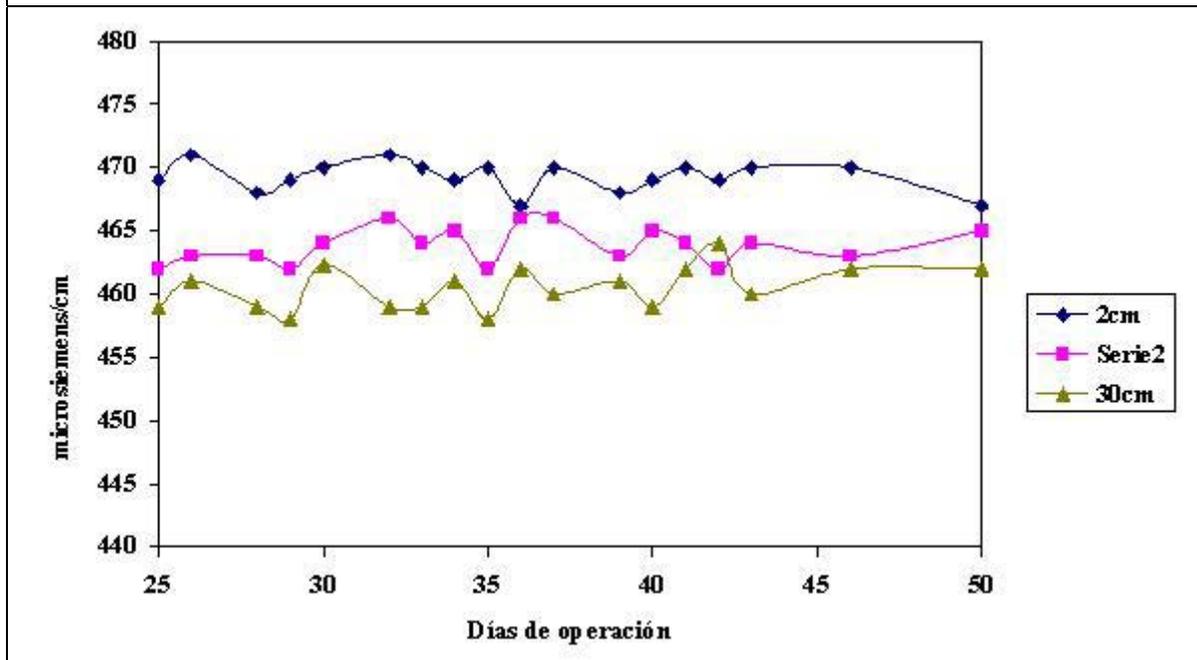


Figura B.3.8. Perfil de remoción de la conductividad eléctrica para el reactor RB₂, (sin planta y cubierto) durante el periodo de oscuridad

ANEXO B.4

Perfiles del pH

La **Figura B.4.1** muestra los perfiles del pH para cada reactor a las diferentes profundidades (2, 10 y 30 cm.) durante los periodos de iluminación y de oscuridad de la fase estable.

Figura B.4.1 Perfiles del pH

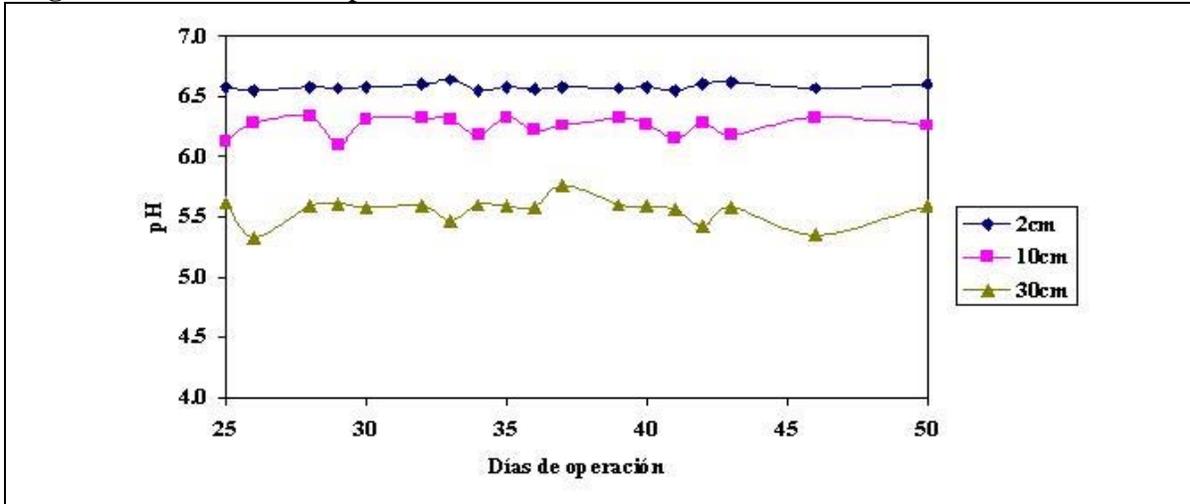


Figura B.4.1. Perfil del pH para el reactor RA₁, (con planta y descubierto) durante el periodo de iluminación

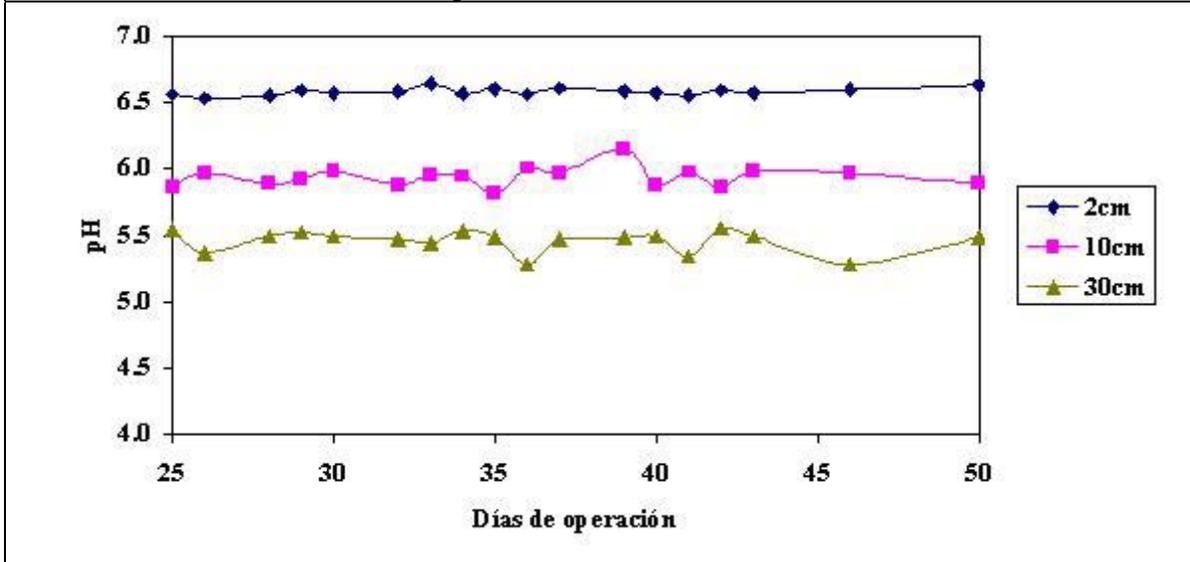


Figura B.4.2. Perfil del pH para el reactor RA₁, (con planta y descubierto) durante el periodo de oscuridad

ANEXO B.4 (continuación)

Figuras B.4 (continuación)

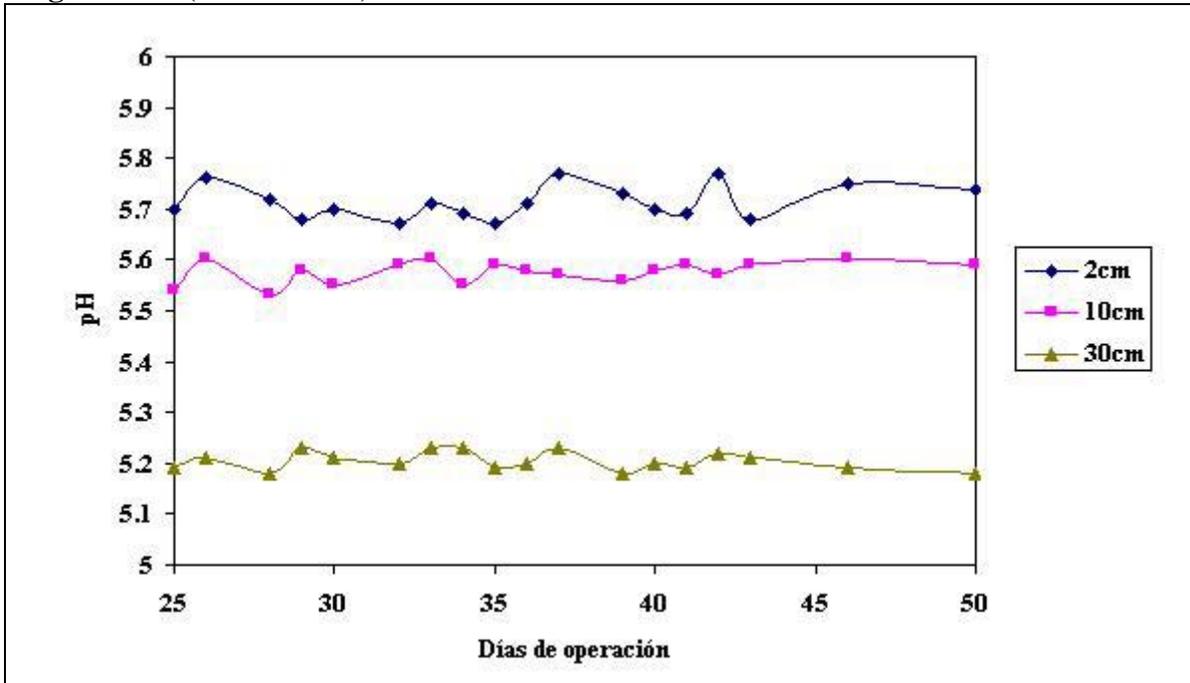


Figura B.4.3. Perfil del pH para el reactor RA₂, (sin planta y descubierto) durante el periodo de iluminación

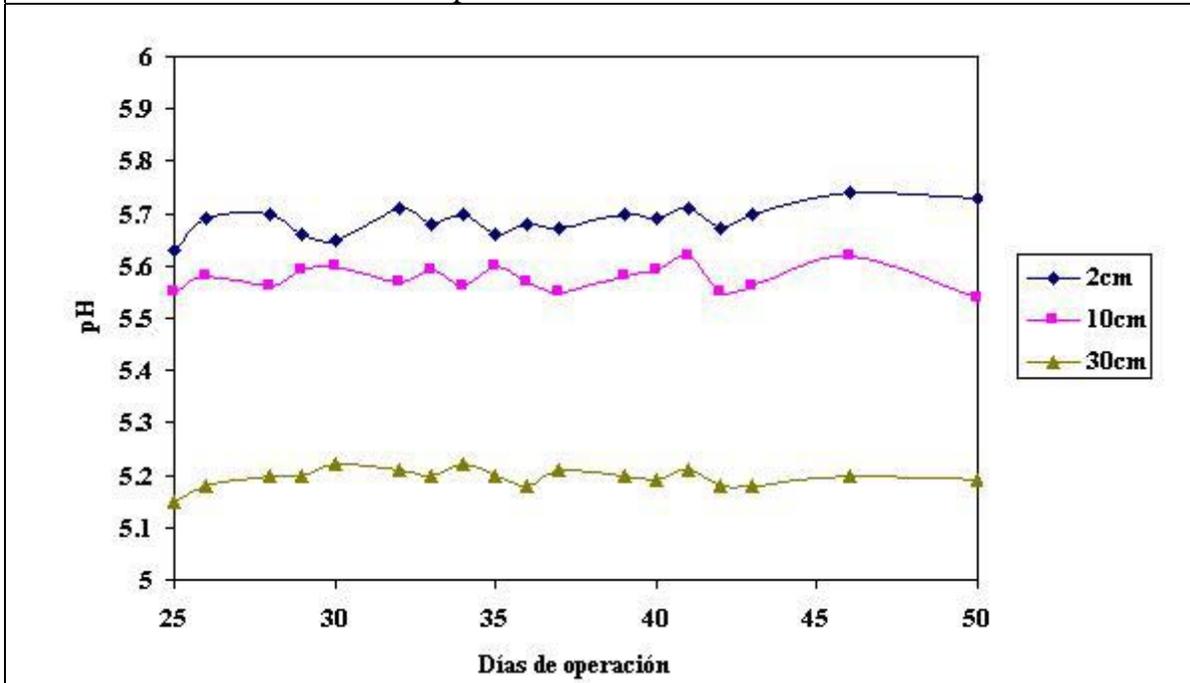


Figura B.4.4. Perfil del pH para el reactor RA₂, (sin planta y descubierto) durante el periodo de oscuridad

ANEXO B.4 (continuación)

Figura B.4.1 (continuación)

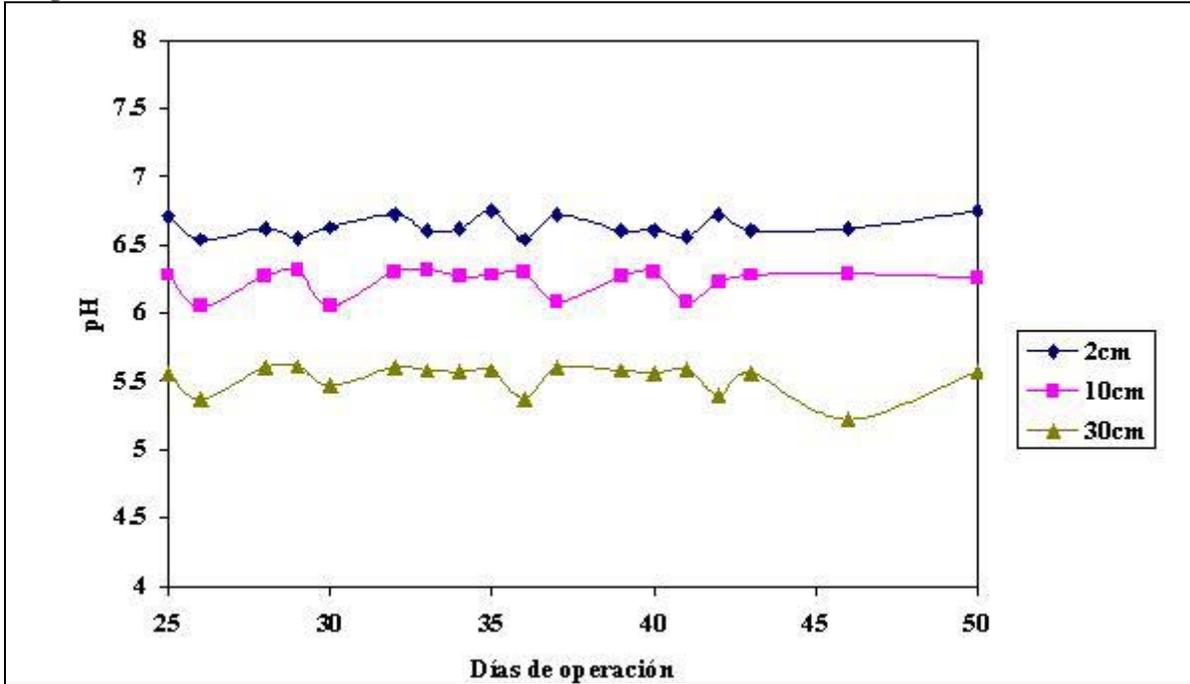


Figura B.4.5. Perfil del pH para el reactor RB₁, (con planta y cubierto) durante el periodo de iluminación

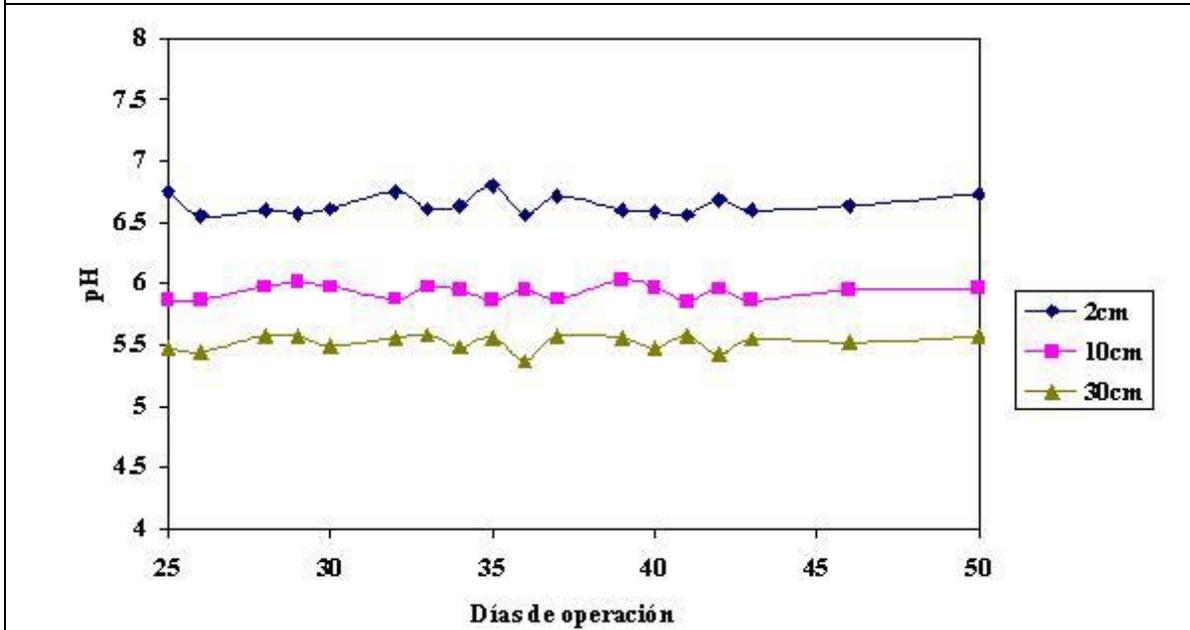


Figura B.4.6. Perfil del pH para el reactor RB₁, (con planta y cubierto) durante el periodo de oscuridad

ANEXO B.4 (continuación)

Figura B.4.1 (continuación)

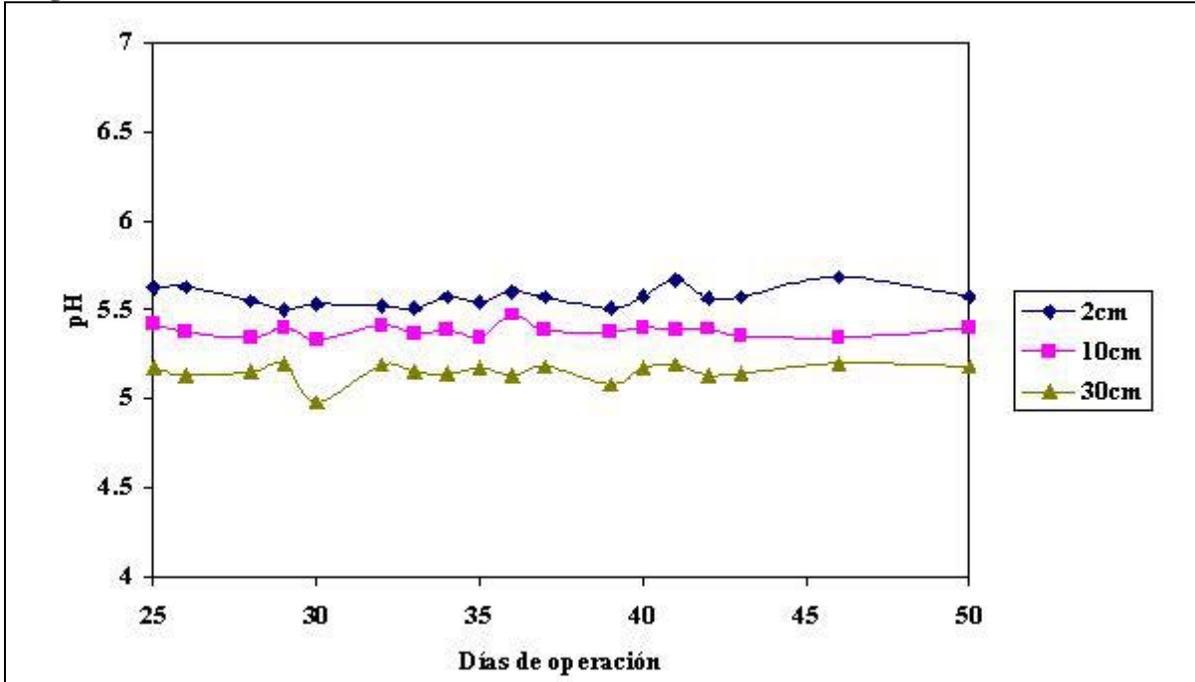


Figura B.4.7. Perfil del pH para el reactor RB₂, (sin planta y cubierto) durante el periodo de iluminación

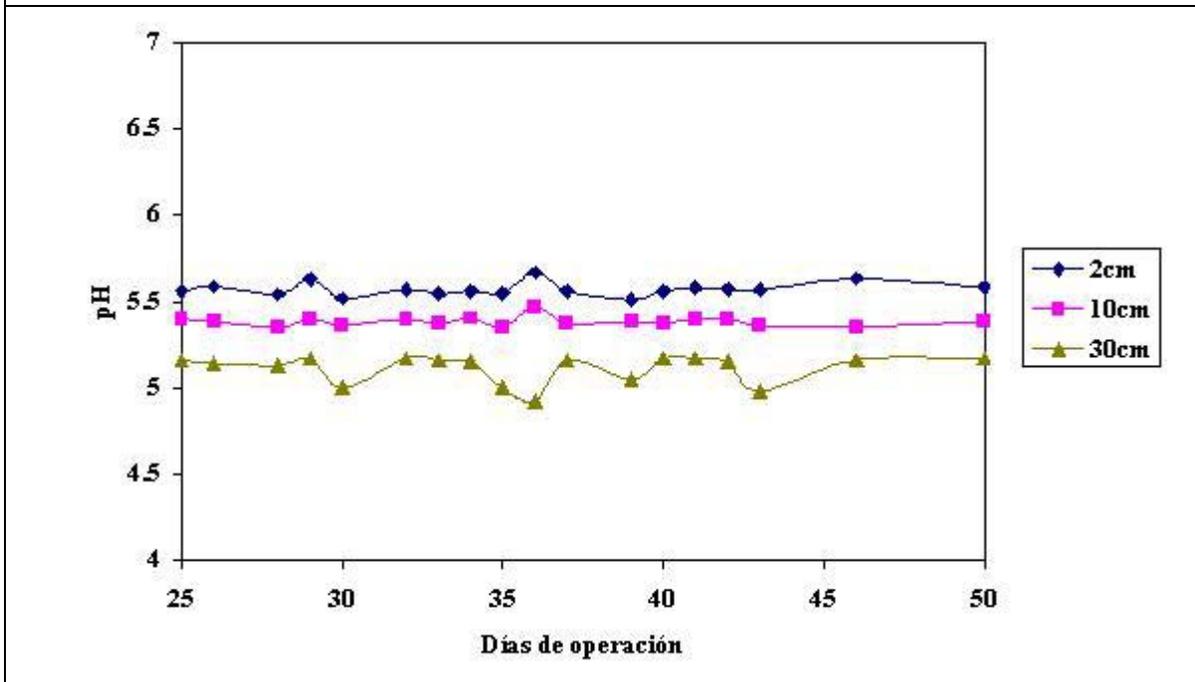


Figura B.4.8. Perfil del pH para el reactor RB₂, (sin planta y cubierto) durante el periodo de oscuridad

ANEXO B.5

Perfiles de la demanda química de oxígeno

Figuras B.5 Perfiles de la demanda química de oxígeno

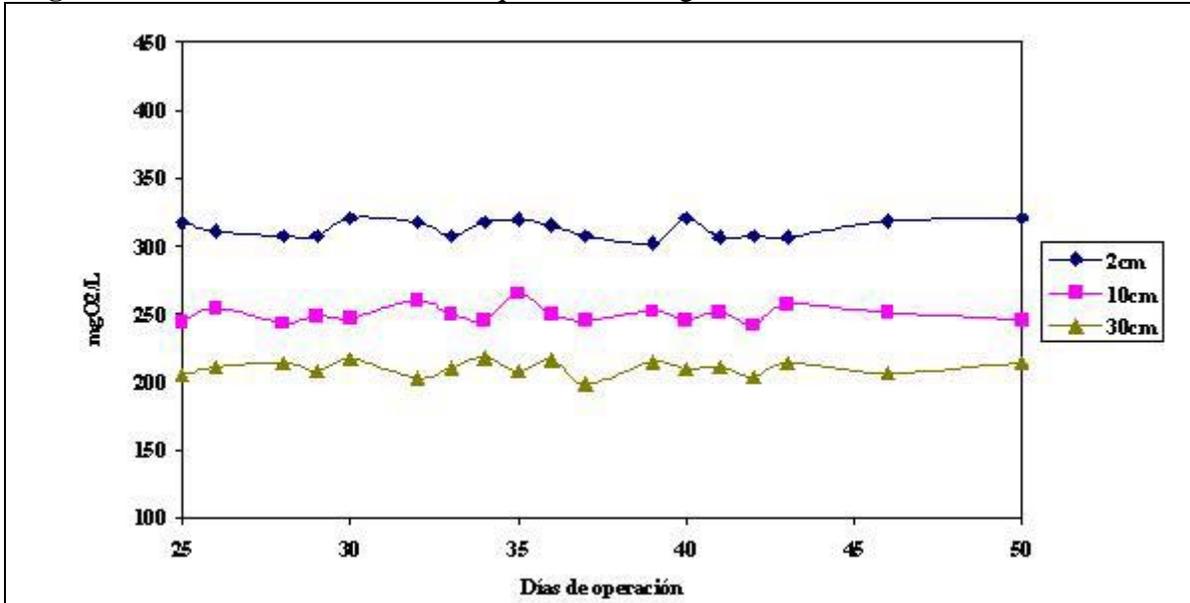


Figura B.5.1. Perfil de la remoción de la demanda química de oxígeno para el reactor RA₁, (con planta y descubierto) durante el periodo de iluminación

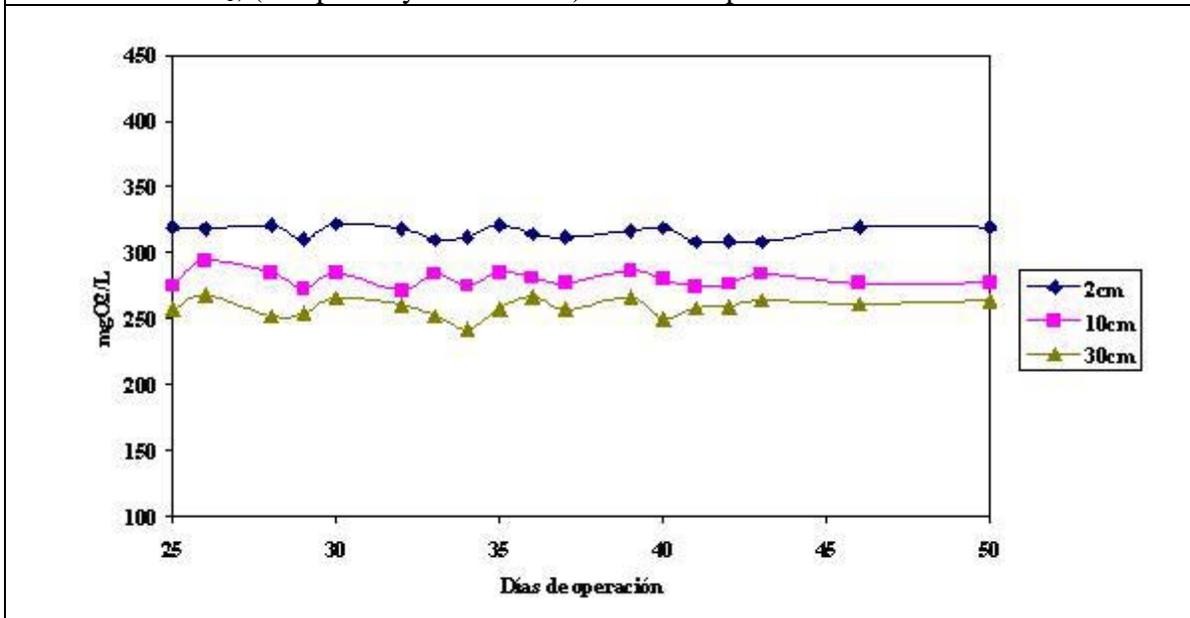


Figura B.5.2. Perfil de la remoción de la demanda química de oxígeno para el reactor RA₁, (con planta y descubierto) durante el periodo de oscuridad

ANEXO B.5 (continuación)

Figura B.5.1 (continuación)

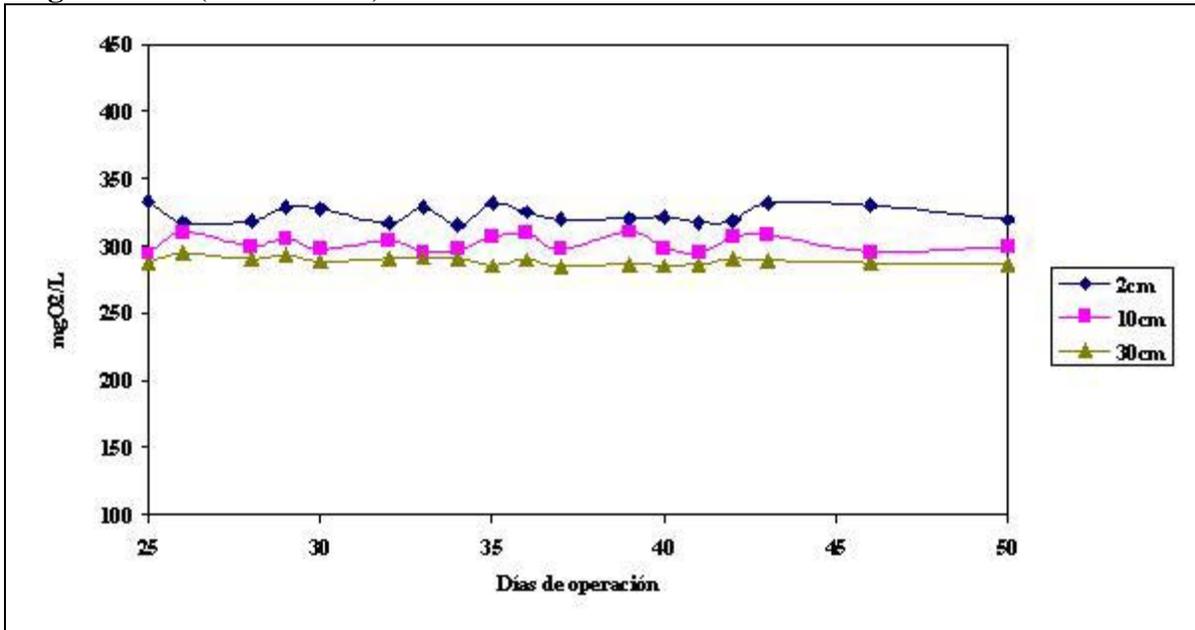


Figura B.5.3. Perfil de la remoción de la demanda química de oxígeno para el reactor RA₂, (sin planta y descubierto) durante el periodo de iluminación

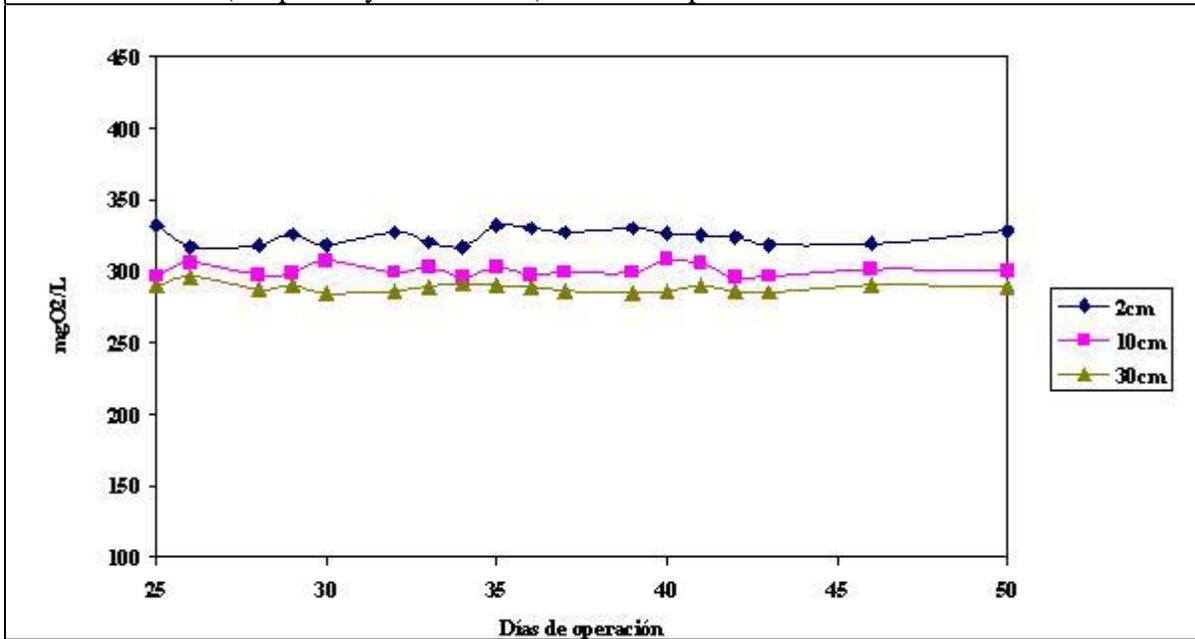


Figura B.5.4. Perfil de la remoción de la demanda química de oxígeno para el reactor RA₂, (sin planta y descubierto) durante el periodo de oscuridad

ANEXO B.5 (continuación)

Figura B.5.1 (continuación)

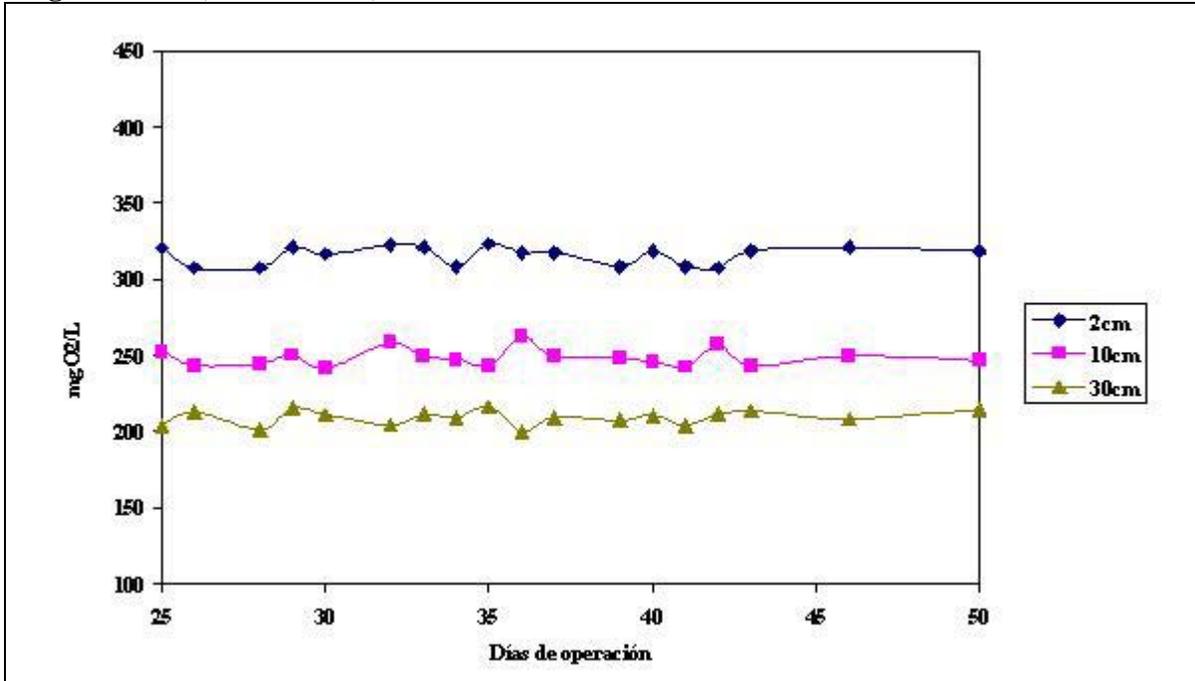


Figura B.5.5. Perfil de la remoción de la demanda química de oxígeno para el reactor RB₁, (con planta y cubierto) durante el periodo de iluminación

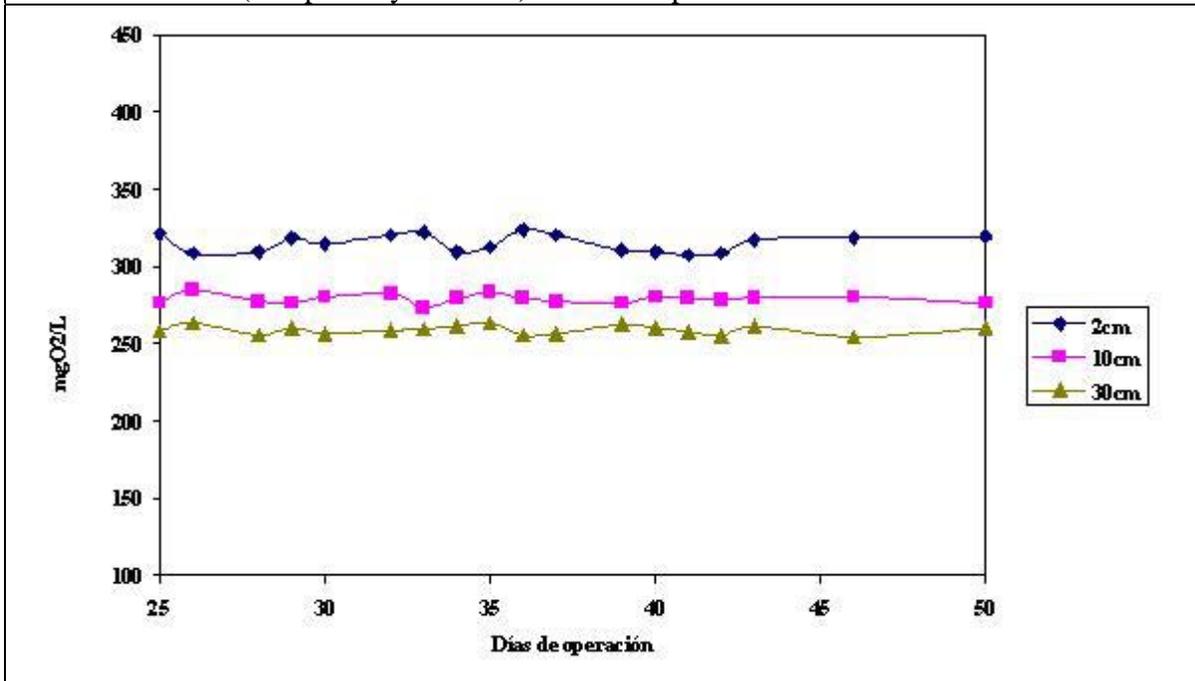


Figura B.5.6. Perfil de la remoción de la demanda química de oxígeno para el reactor RB₁, (con planta y cubierto) durante el periodo de oscuridad

ANEXO B.5 (continuación)

Figura B.5.1 (continuación)

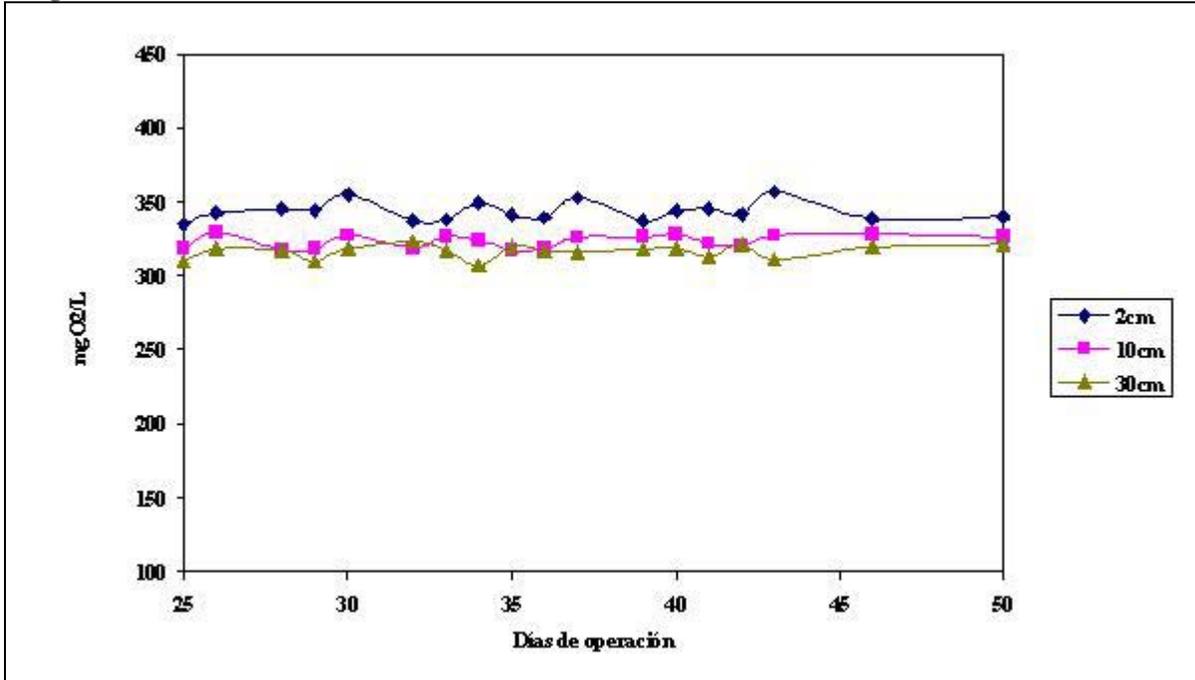


Figura B.5.7. Perfil de la remoción de la demanda química de oxígeno para el reactor RB₂, (sin planta y cubierto) durante el periodo de iluminación

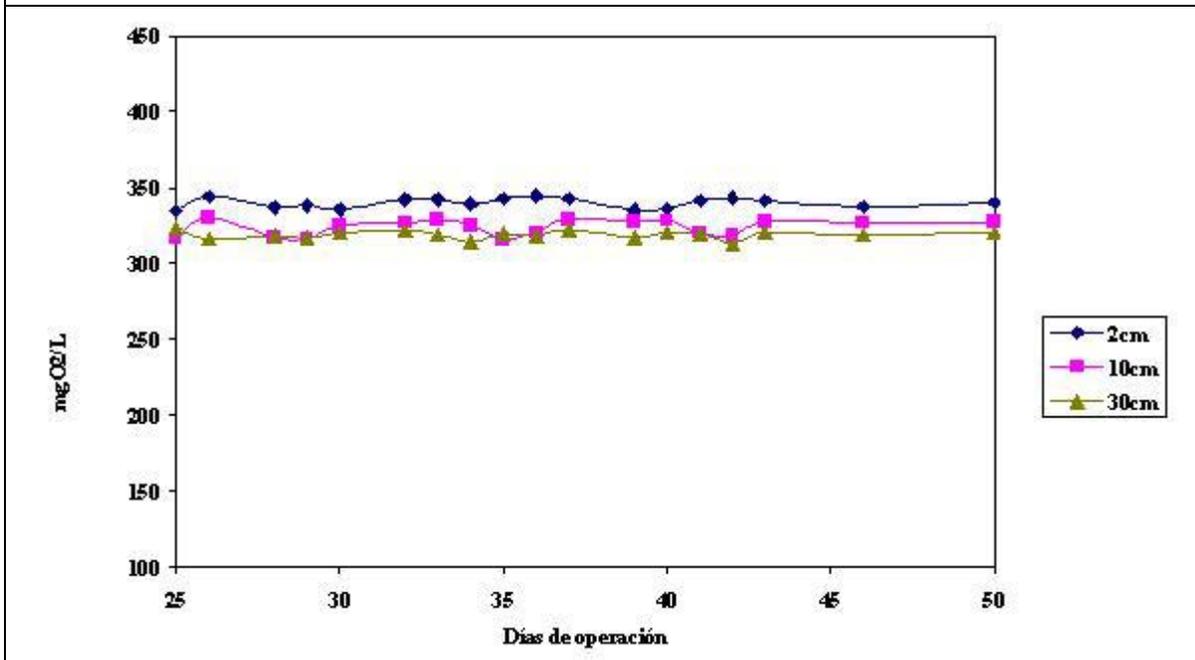


Figura B.5.8. Perfil de la remoción de la demanda química de oxígeno para el reactor RB₂, (sin planta y cubierto) durante el periodo de oscuridad

ANEXO C

Construcción de electrodos para la medición de potenciales redox

Los electrodos para la medición del potencial de óxido-reducción son de Cu/CuSO₄-Pt aunque la construcción de los electrodos es relativamente sencilla, se debe tener cuidado en algunos detalles para mejorar su desempeño. Estos se construyen con un tubo de vidrio cortado y 1 cm. de diámetro. El material para la membrana de intercambio puede ser madera de balsa o corcho ya que estos materiales tienen una porosidad adecuada que permite el intercambio iónico entre las fases. El espesor de la membrana es de 0.5 cm. Ésta se coloca en un extremo de la varilla procurando que 0.25 cm. queden dentro de ella y los restantes fuera. Para evitar que los electrodos se descarguen y contaminen los reactores, las membranas se saturan con una solución 0.5 M de NaCO₃ durante un día para mejorar su porosidad. Una vez terminada la saturación de las membranas se llenan los tubos de vidrio con una solución saturada de CuSO₄ y se agregan cristales del mismo compuesto para asegurar la saturación. Posteriormente, se coloca un alambre o lámina de cobre dentro del tubo y en el otro extremo un tapón de hule para sellar el electrodo y fijar la lámina. Se debe tener cuidado en que la lámina o el alambre no toquen las paredes del electrodo. El electrodo de medición se construye con un trozo de alambre de platino conectado a un tramo de cobre perfectamente aislado para evitar la interferencia del alambre de cobre y el de platino. Los detalles de la construcción de los electrodos se detallan en la Figura 3.1.

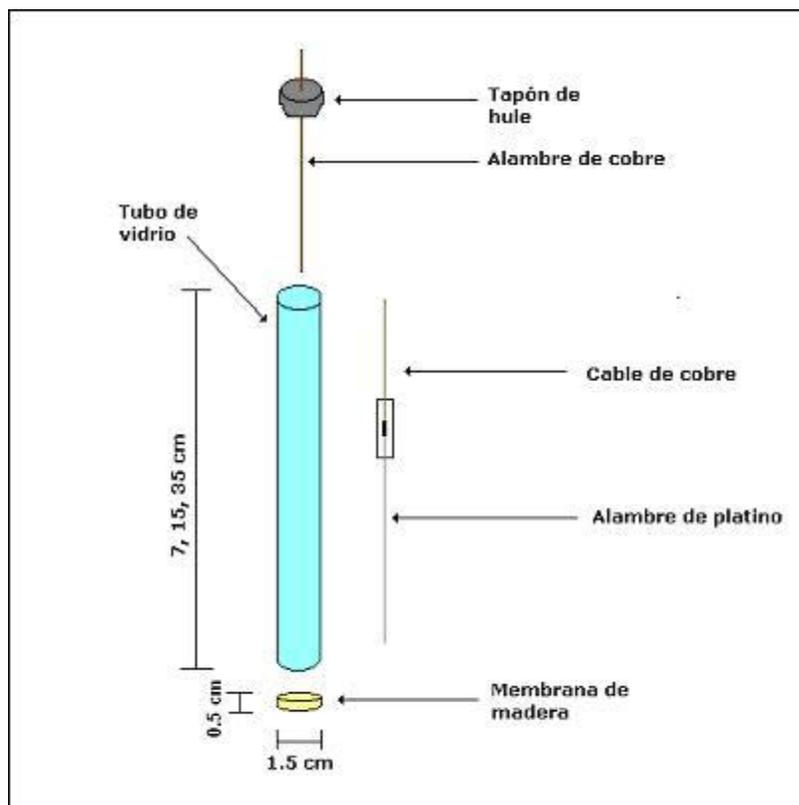


Figura C.1 Detalles de construcción de los electrodos

ANEXO D

Cuantificación de bacterias aerobias

Descripción de la técnica

Método 9215. Recuento Heterótrofo de placa

1. Aplicaciones

El recuento heterótrofo de placa (RHP) es un procedimiento cuyo objeto consiste en calcular el número de bacterias vivas heterótrofas que existen en el agua y medir los cambios que se producen a raíz del tratamiento y distribución de las aguas o en las piscinas. Las colonias pueden surgir en pares, cadenas, grupos o células únicas, todas ellas englobadas bajo el término de unidades formadoras de colonias (UFC).

2. Muestras

Iníciase el estudio lo antes posible para reducir al mínimo las alteraciones de la población bacteriana. El tiempo máximo recomendado que debe transcurrir entre la recogida de la muestra y su estudio es de 8 horas (máximo tiempo de intervalo, 6 horas; máximo tiempo de procesamiento, 2 horas). Si el análisis no puede realizarse en las primeras 8 horas, manténgase la muestra a una temperatura inferior a 4 °C, pero sin congelarla.

3. Preparación de la muestra

Antes de proceder al estudio, márchese cada placa con el número de la muestra, la dilución, la fecha y cualquier otra información necesaria.

Mezcle cuidadosamente todas las muestras o diluciones mediante unos veinticinco movimientos de arriba a bajo (y adelante y atrás).

4. Medios

Recuento de placa de agar (agar triptona glucosa, levadura)

Este agar es altamente nutritivo y muy utilizado en el pasado. El pH debe ser de 7,0 \pm 0,2 después de un paso de 15 minutos por el autoclave a 121 °C.

Prepárese la solución como se indica en el método (método 9215, APHA, 1992) o como se indica por el proveedor del agar en caso de utilizarse este medio comercialmente. Ajustese el pH a 7,1 con NaOH al 1N, si es necesario. Caliéntese hasta que se disuelva, añádase la glicerina y pásese 5 minutos por el autoclave a 121 °C.

5. Incubación

Incúbese a 35 °C durante 48 horas. Los recuentos más elevados se obtendrán a los 5-7 días a temperatura de 20 a 28 °C.

6. Recuento y registro

Inmediatamente después de la incubación, cuéntense todas las colonias de las placas seleccionadas. Si hay que retrasar el recuento, guárdense las placas a 5-10°C durante no más de 24 horas. Regístrese en el informe los resultados de los controles estériles de

cada uno de los lotes de las muestras. Si se hace recuento manual, utilícese un instrumento de recuento adecuado, como el contador de colonias Québec.

Al preparar las placas, introdúzcanse volúmenes de muestra que proporcionen 30-300 colonias/placa.

Por lo general, no deben sembrarse más de 2,0 mL de muestra; por tanto, cuando el número total de colonias que se desarrollan con 2,0 mL sea inferior a 30, no se observará la regla antes expuesta y registrarán los resultados obtenidos. Salvo en este caso, sólo se considerarán en los recuentos las placas que muestren de 30 a 300 colonias. Regístrese el recuento bacteriano por mililitro, multiplicando el número medio de colonias por placa por el recíproco de la dilución utilizada. Preséntense el informe en UFC por mililitro.

En caso de que ninguna placa tenga de 30 a 300 colonias, utilícese aquellas con el número más cercano a 300. Si ninguna de las placas de una muestra tiene colonias, comuníquese un recuento inferior a una (<1) vez el recíproco de la dilución más baja. Por ejemplo si no se desarrollan colonias en la dilución 1:100, comuníquese un recuento menor a 100 (<100) UFC/mL. Cuando el número de colonias por placa supere ampliamente las 300, no comunicar resultados del tipo <<demasiado numerosas para el recuento>> (DNPR).

Cuando aparezcan colonias en expansión en la placa seleccionada, cuéntense sólo las colonias de las porciones representativas si están bien distribuidas en áreas donde no existan áreas expandidas, y si el área cubierta por éstas no supera la mitad de la superficie de la placa.

Cuando deban contarse colonias en expansión, cuéntense como una unidad cada una de los siguientes tipos: cadenas de colonias que aparezcan ser una consecuencia de la desintegración de un grupo de bacterias al mezclar el agar y la muestra; expansiones que se desarrollen como placas de crecimiento entre el agar y el suelo de la placa de Petri y colonias que se forman como una película entre el aguay el borde de la superficie del agar o sobre esta última. Si hay un exceso de crecimiento expansivo en una placa, considérense como <<diseminantes>>. En caso de que las placas resulten incontables por que se haya perdido el factor de dilución, se hayan caído accidentalmente, estén contaminadas o las placas de control indiquen que el medio, otros materiales o el instrumental estén contaminados, se referirán en el informe como <<accidente de laboratorio>> (AL).

7. Cálculo y comunicación de los resultados

El término <<unidades formadoras de colonias>> (UFC) alude al método utilizado, por lo que se comunicarán todos los recuentos en la forma de unidades formadoras de colonias. Indíquense en el informe el método utilizado, el tiempo y temperatura de incubación y el medio. Por ejemplo, UFC/ml, método de placa fluida, 35 °C cada 48 horas; recuento en placa de agar o 28°C cada 5 días; agar R2A o UFC/mL, método de placa difusa, 20°C cada 7 días; agar NWRI.

Para calcular el recuento heterótrofo en placa, multiplíquese el número total de colonias por placa por el inverso de la dilución utilizada. Notifíquense las diluciones utilizadas y el número de colonias contadas o calculadas en cada placa.

9215 C. Método de placa difusa

1. Instrumental de laboratorio

- a) Varillas de vidrio:
Incúrbense al fuego varillas de vidrio pulido de 4 mm de diámetro y 200mm de longitud de un ángulo alrededor de 45 ° a unos 40 mm de un extremo. Esterilícense antes de utilizarlas.
- b) Pipetas de vidrio de 1,1 mL con extremos redondeados. No se emplearán pipetas desechables de plástico.
- c) Placa giratoria (opcional)
- d) Incubadora o estufa de secado, graduada a 42 °C, o campana de flujo laminar.

2. Preparación de las placas

Viértanse 15 mL del medio deseado en placas de Petri estériles de 100x15 ó 90x15; déjese solidificar el agar. Hágase un secado de las placas. Utilícense las placas predesechadas inmediatamente después de este proceso. Para presecar y utilizar placas el mismo día, viértanse 25 mL de agar en un disco de Petri y séquese en una cámara de flujo laminar sin cubierta a temperatura ambiente (24 a 26 °C) para conseguir la pérdida deseada.

3. Procedimiento

- a) Varillas de vidrio: Tómense con una pipeta 0,1-0,5 mL y colóquense sobre la superficie de la placa de agar presecado. Con una varilla de vidrio estéril curvada, distribúyase el inóculo sobre la superficie del medio, girando el disco con la mano o por medio de una placa giratoria. Déjese que el inóculo sea completamente absorbido por el medio antes de proceder a la incubación.
- b) Pipetado: Llévase con la pipeta el volumen de muestra deseado en la superficie del agar presecado, mientras se gira el disco en una placa giratoria. Libérese lentamente la muestra de la pipeta, mientras se hace un movimiento de vaivén, comenzando en el centro de la placa y finalizando a 0,5 cm. del borde de la placa antes de volver al centro. Rócese ligeramente la superficie de la placa con la pipeta. Déjese que el inóculo sea absorbido por completo por el medio antes de proceder a la incubación.

4. La incubación, registro y cálculo se realizan como se menciona en la parte introductoria de ésta técnica. En la **Tabla D.1** se reportan los resultados de las pruebas microbiológicas cuantitativas realizadas a muestras de agua de cada reactor a las diferentes profundidades.

Tabla D.1 Unidades formadoras de colonia

Promedio, UFC mL ⁻¹							
RA ₁		RA ₂		RB ₁		RB ₂	
RA ₁ -2cm	2.95 x10 ⁴	RA ₂ -2cm	1.5x10 ⁴	RB ₁ -2cm	2x10 ⁴	RB ₂ -2cm	0.95x10 ⁴
RA ₁ -10cm	4.7x10 ⁴	RA ₂ -10cm	1.2x10 ⁴	RB ₁ -10cm	4x10 ⁴	RB ₂ -10cm	0.71x10 ⁴
RA ₁ -30cm	0.63x10 ⁴	RA ₂ -30cm	0	RB ₁ -30cm	0	RB ₂ -30cm	0

La **Figura D.1** muestra las fotografías de las cajas de Petri de las muestras de agua tomadas a 1, 10 y 30 cm de profundidad de cada reactor.

Figura D.1. Resultados de las pruebas microbiológicas

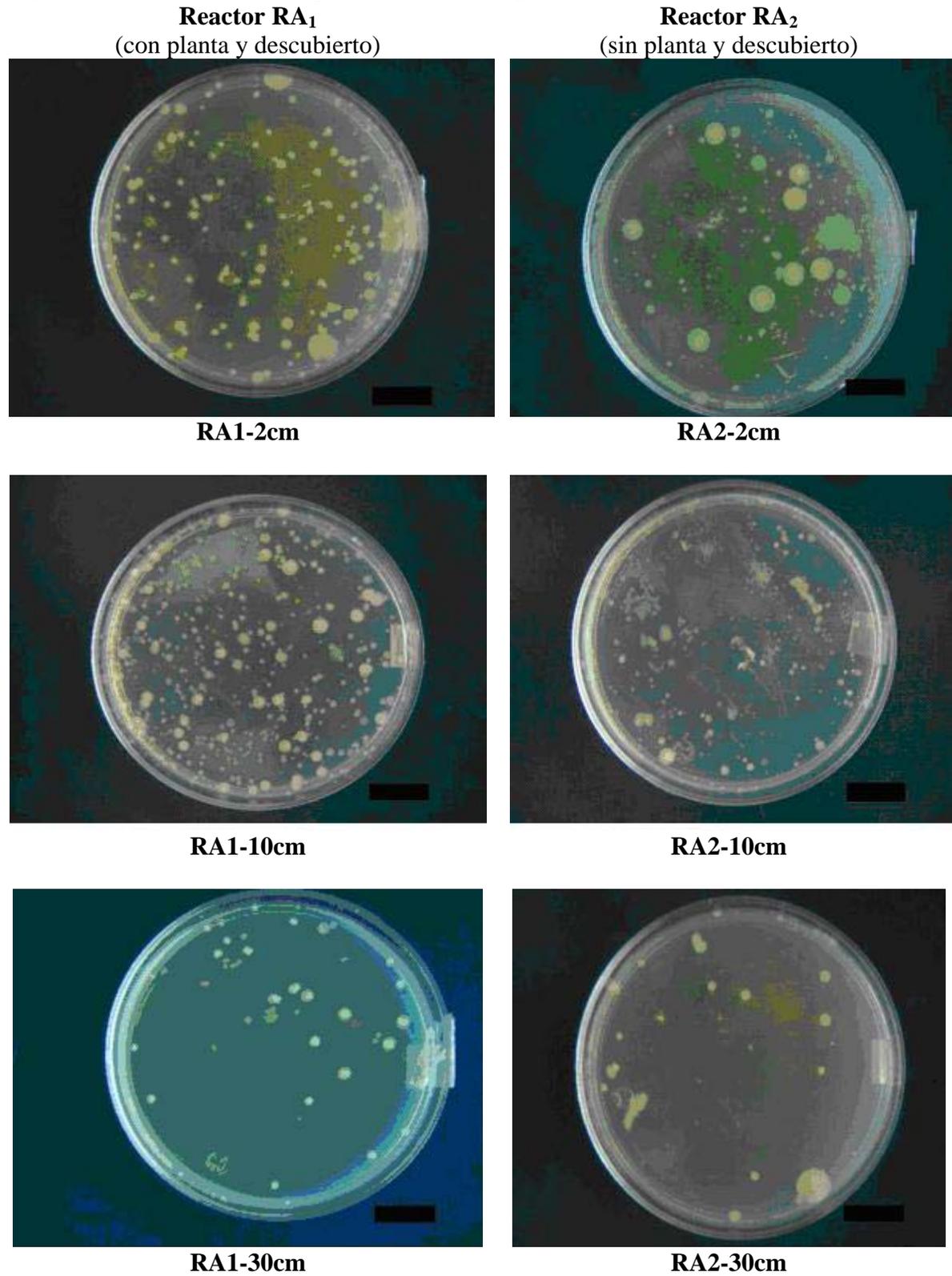
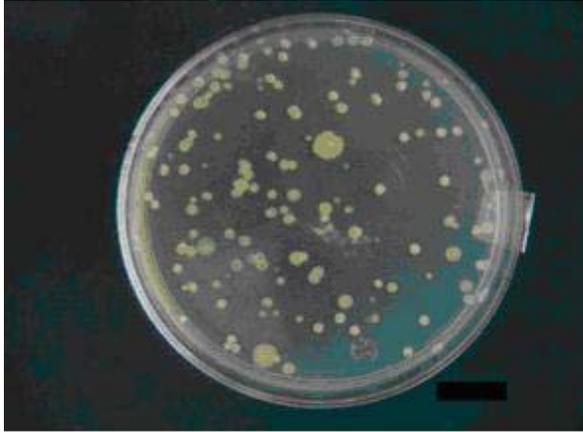


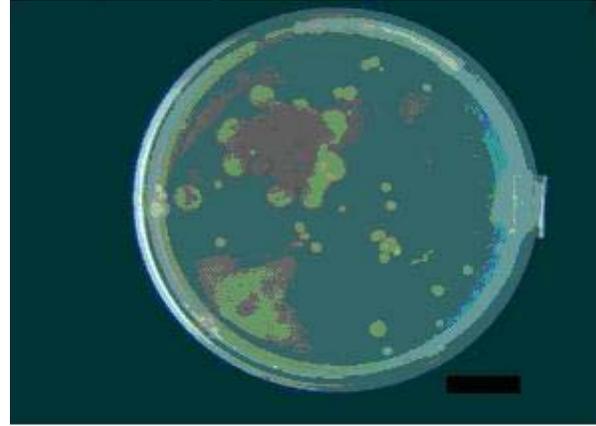
Figura D.1 (continuación)

Reactor RB₁
(con planta y cubierto)

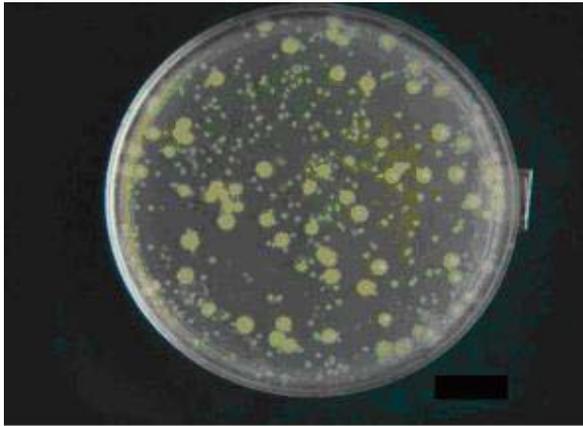


RB1-2cm

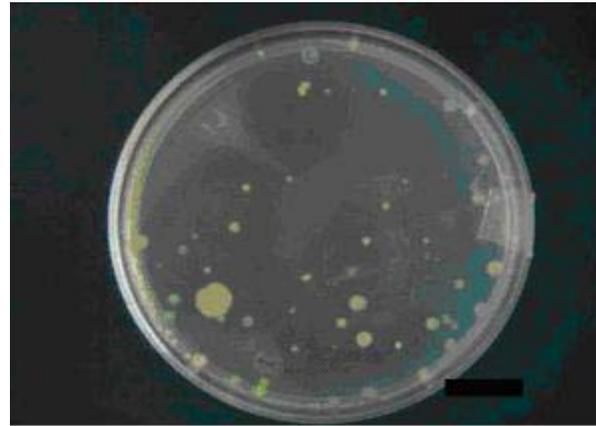
Reactor RB₂
(sin planta y cubierto)



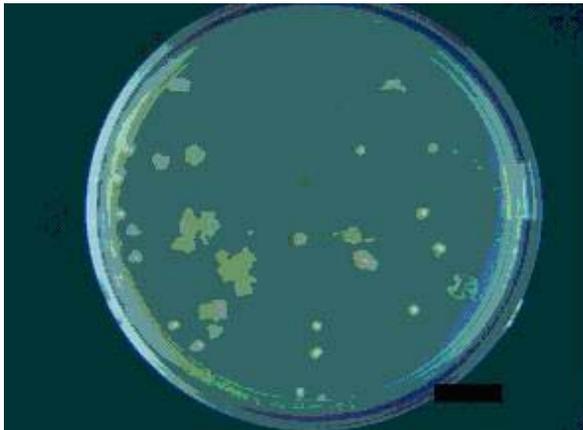
RB2-2cm



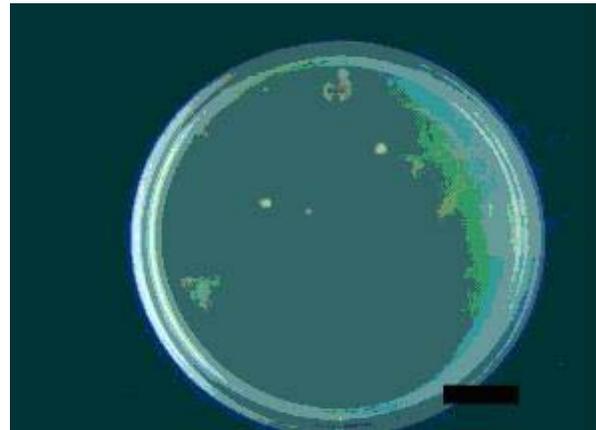
RB1-10cm



RB2-10cm



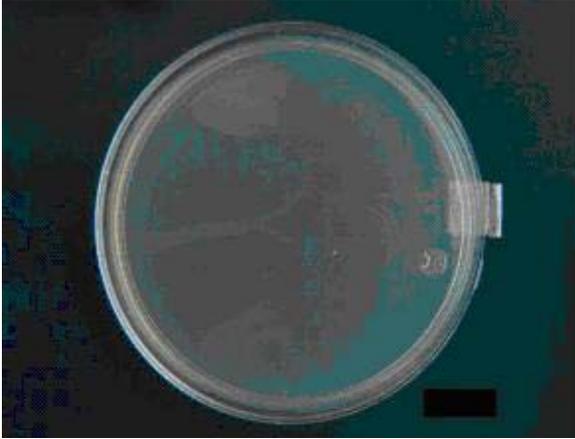
RB1-30cm



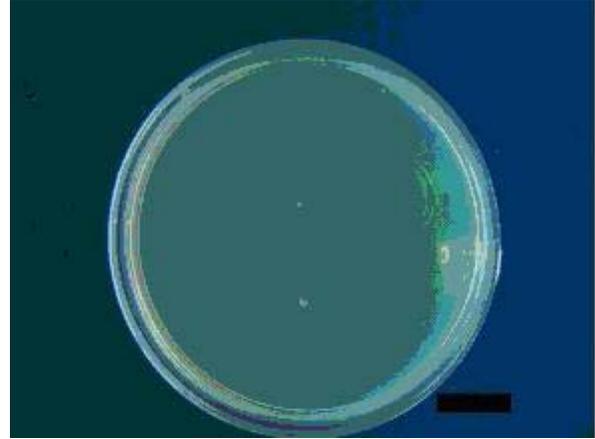
RB2-30cm

Figura D.1 (continuación)

Control de agua esterilizada



Control del medio de cultivo



ANEXO E. Análisis estadístico

Periodo de Iluminación

Para el análisis de los datos obtenidos en esta investigación, se empleo el paquete estadístico Statgraphics Plus y a continuación se muestra el análisis de variancia (ANDEVA) y otros análisis realizados a los mismos. Se realizó un análisis multifactorial donde los factores considerados fueron: reactor (RA1, RA2 RB1 y RB2), estado lumínico (iluminación y oscuridad) y la profundidad (2, 10 y 30 cm) y se consideraron cuatro variables de respuesta (potencial redox, demanda química de oxígeno, pH y conductividad eléctrica) para un 95 y 99 % de confianza.

Tabla E.1. Análisis de variancia (ANDEVA) para el potencial redox con un 95% de confianza

Análisis de la Varianza para Potencial redox - Sumas de Cuadrados de Tipo III					
Fuente	Suma de cuadrados	GL	Cuadrado Medio	Cociente-F	P-Valor
EFFECTOS PRINCIPALES					
A:Reactor	237417.0	3	79139.1	1421.96	0.0000
B:Estado lumínico	1319.07	1	1319.07	23.70	0.0000
C:Profundidad	749425.0	2	374712.0	6732.77	0.0000
INTERACCIONES					
AB	2449.94	3	816.646	14.67	0.0000
AC	350902.0	6	58483.6	1050.82	0.0000
BC	5868.82	2	2934.41	52.72	0.0000
RESIDUOS	20369.7	366	55.655		
TOTAL (CORREGIDO)	1.36775E6	383			

Los cocientes F están basados en el error cuadrático medio residual.

La tabla ANDEVA descompone la variabilidad de Potencial redox en las contribuciones debidas a varios factores. Los P-valores comprueban la importancia estadística de cada uno de los factores. Dado que 6 p-valores son inferiores a 0.05, estos factores tienen efecto estadísticamente significativo en Potencial redox para un 95.0%.

Tabla E.2. Análisis de variancia (ANDEVA) para el potencial redox con un 99% de confianza

Análisis de la Varianza para Potencial redox - Sumas de Cuadrados de Tipo III

Fuente	Suma de cuadrados	GL	Cuadrado Medio	Cociente-F	P-Valor
EFFECTOS PRINCIPALES					
A:Reactor	237417.0	3	79139.1	1421.96	0.00
B:Estado lumínico	1319.07	1	1319.07	23.70	0.00
C:Profundidad	749425.0	2	374712.0	6732.77	0.00
INTERACCIONES					
AB	2449.94	3	816.646	14.67	0.00
AC	350902.0	6	58483.6	1050.82	0.00
BC	5868.82	2	2934.41	52.72	0.00
RESIDUOS	20369.7	366	55.655		
TOTAL (CORREGIDO)	1.36775E6	383			

Los cocientes F están basados en el error cuadrático medio residual.

Tabla E.3. Análisis de variancia (ANDEVA) para la DQOs con un 95% de confianza

Análisis de la Varianza para DQOs - Sumas de Cuadrados de Tipo III

Fuente	Suma de cuadrados	GL	Cuadrado Medio	Cociente-F	P-Valor
EFFECTOS PRINCIPALES					
A:Reactor	221310.0	3	73770.0	1472.22	0.00
B:Estado lumínico	16960.2	1	16960.2	338.47	0.00
C:Profundidad	198543.0	2	99271.6	1981.16	0.00
INTERACCIONES					
AB	17528.3	3	5842.76	116.60	0.00
AC	41671.3	6	6945.22	138.61	0.00
BC	10190.8	2	5095.39	101.69	0.00
RESIDUOS	18339.5	366	50.1079		
TOTAL (CORREGIDO)	524543.0	383			

Los cocientes F están basados en el error cuadrático medio residual.

La tabla ANDEVA descompone la variabilidad de DQOs en las contribuciones debidas a varios factores. Los P-valores comprueban la importancia estadística de cada uno de los

factores. Dado que 6 p-valores son inferiores a 0.05, estos factores tienen efecto estadísticamente significativo en DQOs para un 95.0%.

Tabla E.4. Análisis de variancia (ANDEVA) para la DQOs con un 99% de confianza

Análisis de la Varianza para DQOs - Sumas de Cuadrados de Tipo III

Fuente	Suma de cuadrados	GL	Cuadrado Medio	Cociente-F	P-Valor
EFFECTOS PRINCIPALES					
A:Reactor	221310.0	3	73770.0	1472.22	0.0000
B:Estado lumínico	16960.2	1	16960.2	338.47	0.0000
C:Profundidad	198543.0	2	99271.6	1981.16	0.0000
INTERACCIONES					
AB	17528.3	3	5842.76	116.60	0.0000
AC	41671.3	6	6945.22	138.61	0.0000
BC	10190.8	2	5095.39	101.69	0.0000
RESIDUOS	18339.5	366	50.1079		
TOTAL (CORREGIDO)	524543.0	383			

Los cocientes F están basados en el error cuadrático medio residual.

Tabla E.5. Análisis de variancia (ANDEVA) para el pH con un 95% de confianza

Análisis de la Varianza para pH - Sumas de Cuadrados de Tipo III

Fuente	Suma de cuadrados	GL	Cuadrado Medio	Cociente-F	P-Valor
EFFECTOS PRINCIPALES					
A:Reactor	41.0128	3	13.6709	2867.20	0.0000
B:Estado lumínico	0.431212	1	0.431212	90.44	0.0000
C:Profundidad	38.8206	2	19.4103	4070.92	0.0000
INTERACCIONES					
AB	0.310662	3	0.103554	21.72	0.0000
AC	6.31275	6	1.05213	220.66	0.0000
BC	0.364246	2	0.182123	38.20	0.0000
RESIDUOS	1.7451	366	0.00476804		
TOTAL (CORREGIDO)	88.9973	383			

Los cocientes F están basados en el error cuadrático medio residual.

La tabla ANDEVA descompone la variabilidad de pH en las contribuciones debidas a varios factores. Los P-valores comprueban la importancia estadística de cada uno de los factores. Dado que 6 p-valores son inferiores a 0.05, estos factores tienen efecto estadísticamente significativo en pH para un 95.0%.

Tabla E.6. Análisis de variancia (ANDEVA) para el pH con un 99% de confianza

Análisis de la Varianza para pH - Sumas de Cuadrados de Tipo III

Fuente	Suma de cuadrados	GL	Cuadrado Medio	Cociente-F	P-Valor
EFFECTOS PRINCIPALES					
A:Reactor	41.0128	3	13.6709	2867.20	0.0000
B:Estado lumínico	0.431212	1	0.431212	90.44	0.0000
C:Profundidad	38.8206	2	19.4103	4070.92	0.0000
INTERACCIONES					
AB	0.310662	3	0.103554	21.72	0.0000
AC	6.31275	6	1.05213	220.66	0.0000
BC	0.364246	2	0.182123	38.20	0.0000
RESIDUOS	1.7451	366	0.00476804		
TOTAL (CORREGIDO)	88.9973	383			

Los cocientes F están basados en el error cuadrático medio residual.

Tabla E.7 Análisis de variancia (ANDEVA) para la CE con un 95% de confianza.

Análisis de la Varianza para CE - Sumas de Cuadrados de Tipo III

Fuente	Suma de cuadrados	GL	Cuadrado Medio	Cociente-F	P-Val
EFFECTOS PRINCIPALES					
A:Reactor	58765.5	3	19588.5	6483.01	0.00
B:Estado lumínico	1.3776	1	1.3776	0.46	0.50
C:Profundidad	25196.8	2	12598.4	4169.56	0.00
INTERACCIONES					
AB	13.3203	3	4.4401	1.47	0.20
AC	6056.73	6	1009.45	334.09	0.00
BC	0.270833	2	0.135417	0.04	0.95
RESIDUOS	1105.88	366	3.02152		
TOTAL (CORREGIDO)	91139.9	383			

Los cocientes F están basados en el error cuadrático medio residual.

La tabla ANDEVA descompone la variabilidad de CE en las contribuciones debidas a varios factores. Los P-valores comprueban la importancia estadística de cada uno de los factores. Dado que 3 p-valores son inferiores a 0.05, estos factores tienen efecto estadísticamente significativo en CE para un 95.0%.

Tabla E.8. Análisis de variancia (ANDEVA) para la CE con un 99% de confianza.

ANDEVA para la CE, 99% de confianza

Análisis de la Varianza para CE - Sumas de Cuadrados de Tipo III

Fuente	Suma de cuadrados	GL	Cuadrado Medio	Cociente-F	P-Val
EFFECTOS PRINCIPALES					
A:Reactor	58765.5	3	19588.5	6483.01	0.00
B:Estado lumínico	1.3776	1	1.3776	0.46	0.50
C:Profundidad	25196.8	2	12598.4	4169.56	0.00
INTERACCIONES					
AB	13.3203	3	4.4401	1.47	0.20
AC	6056.73	6	1009.45	334.09	0.00
BC	0.270833	2	0.135417	0.04	0.95
RESIDUOS	1105.88	366	3.02152		
TOTAL (CORREGIDO)	91139.9	383			

Los cocientes F están basados en el error cuadrático medio residual.

Tabla E.9. RESUMEN ESTADÍSTICO

Correlaciones

	Potencial redox	DQOs	pH	CE
Potencial redox		0.1959 (384) 0.0001	0.4165 (384) 0.0000	0.3305 (384) 0.0000
DQOs	0.1959 (384) 0.0001		0.0093 (384) 0.8566	0.8751 (384) 0.0000
pH	0.4165 (384) 0.0000	0.0093 (384) 0.8566		-0.1729 (384) 0.0007
CE	0.3305 (384) 0.0000	0.8751 (384) 0.0000	-0.1729 (384) 0.0007	

Correlación

(Tamaño muestral)

P-Valor

Esta tabla muestra las correlaciones momento producto de Pearson entre cada par de variables. El rango de estos coeficientes de correlación va de -1 a +1 y miden la fuerza de relación lineal entre las variables. También muestra entre paréntesis el número de pares de datos utilizados para el cálculo de cada coeficiente. La tercera columna de la tabla es un P-valor que comprueba la importancia estadística de las correlaciones estimadas. P-valores por debajo de 0.05 indican importancia estadística de correlaciones no-cero para un nivel de confianza del 95%. Los siguientes pares de variables tienen P-valores por debajo de 0.05:

Potencial redox y DQOs

Potencial redox y pH

Potencial redox y CE

DQOs y CE

pH y CE

ANEXO F

Espectro de emisión de las lámparas de tubos fluorescentes empleadas en esta investigación

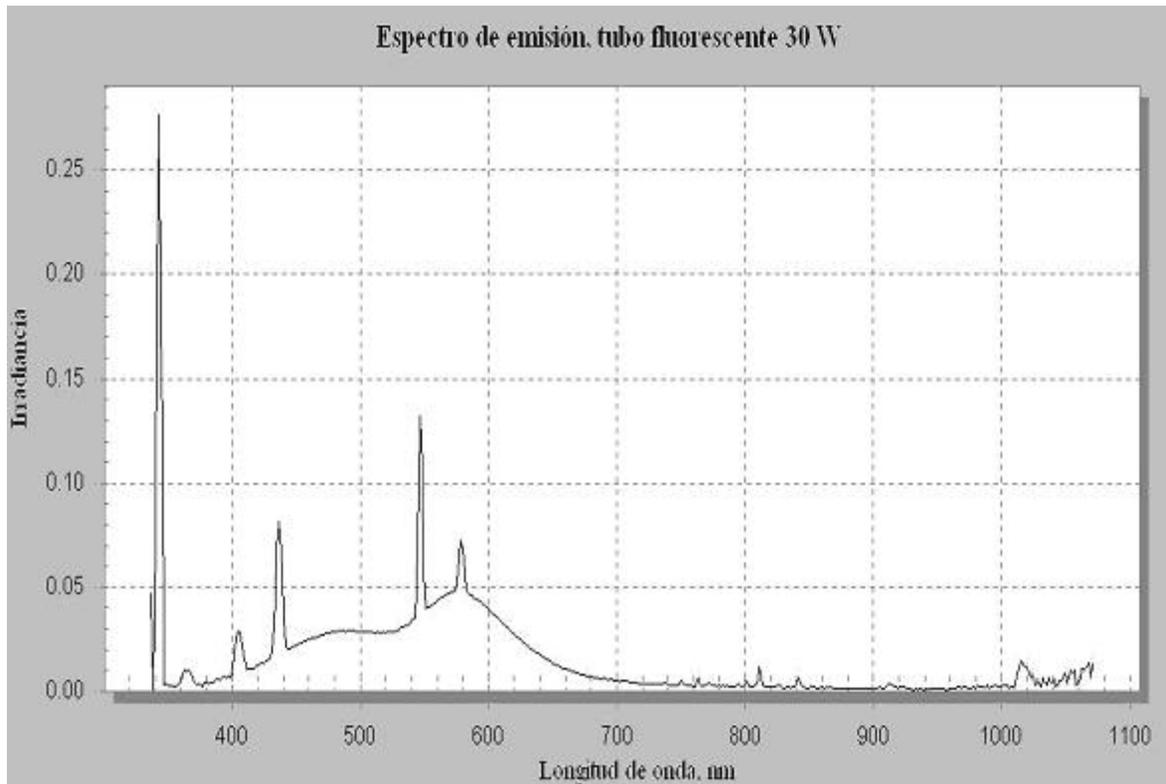


Figura F.1 Espectro de emisión de las lámparas de tubos fluorescentes empleadas en esta investigación

BIBLIOGRAFÍA

APHA-AWWA-WPCF. 1992. Métodos Normalizados para el Análisis de Aguas Potables y Residuales. Ediciones Díaz de Santos. Madrid. España.

Armstrong, J. y Armstrong, W. 1988. *Phragmites australis*- A preliminary study of soil-oxidizing sites and internal gas transport pathways. *New Phytol.*108:373-383.

Armstrong, J., Afreen-Zobayed, F., Blyth, S. y Armstrong, W. 1999. *Phragmites australis*: effects of shoot submergence on seedling growth and survival and radial oxygen loss from roots. *Aquatic Botany.* 64. Pp 275-289.

Borrero-Lara, J.A. 1999. Depuración de aguas residuales municipales con humedales artificiales. Tesis de Maestría en Ingeniería y Gestión Ambiental. Instituto Catalán de Tecnología, Universidad Politécnica de Cataluña. Barcelona. España.

Brix, H. 1994. Functions of macrophytes in constructed wetlands. *Water Sci. Technol.* 29(4):71-78.

Brix, H. 1997. Do macrophytes play a role in constructed treatment wetlands?. *Water Sci. Technol.* 35(5):11-16.

Brix H. 1993. Macrophyte-mediated oxygen transfer in wetlands: transport mechanisms and rates. *Constructed Wetlands for Water Quality Improvement.* Lewis Publishers, EEUUA. Pp 391-397

Brodkey, R.S. y Hershey, H.C. 1988. Transport phenomena: A unified approach. McGraw-Hill. Nueva York, EEUUA.

Cooper P.F. 1993. The use of reed bed systems to treat domestic sewage: The European design and operations guidelines for reed bed treatment systems. *Constructed Wetlands for Water Quality Improvement.* Lewis Publishers. EEUUA. Pp 203-217

Dahab, M.F. y Surampalli, R.Y. 2000. Subsurface-Flow constructed wetlands treatment in the plants: Five years of experience. *7th International Conference on Wetland Systems for Water Pollution Control.* Pp. 987-993. Florida, EEUUA.

Davis, M.L. y Cornwell, D.A. 1998. Introduction to Environmental Engineering. 3a. Ed., WCB McGraw-Hill. Nueva York, EEUUA.

DGN. 2001. Norma Mexicana. NMX-AA-030-SCFI-2001, Análisis de agua - Determinación de la demanda química de oxígeno en aguas naturales, residuales y residuales tratadas - Método de prueba. Dirección General de Normas, Secretaría de Economía, Poder Ejecutivo Federal. México D.F. México.

Durán-de-Bazúa, C. (Ed.). 2004. Humedales artificiales en México: Desarrollo, situación actual y aplicaciones potenciales. Durán-de-Bazúa, C., Haberl, R., Kreiner, I., Krishnan-Ranjani, Luna-Pabello, V. M., Ramírez-Burgos, L.I. (Profesores); Fenoglio-Limón, F. E., García-Vázquez, L., Guzmán-Aguirre, S., Juárez, C.H., Kneidinger, Ch., Millán-Hernández, S.E., Miranda-Ríos, M., Ramírez-Carrillo, H.F., Rodríguez-Cruz, A., Rodríguez-Monroy, J., Salinas-Castillo, N.V., Sánchez-García, H., Schaller, P., Soto-Esquivel, M.G., Varela-Montellano, E. (Estudiantes). Vol. 6, Serie: Química Ambiental del Agua. Pub. Prog. Ing. Quim. Amb. y Quim. Amb. ISBN 968-36-9443-8. Facultad de Química, UNAM. México D.F. México. 185 pags. 200 ejemplares, 1a. Ed. (1999), 194 pags. 500 ejemplares, 2a. Ed. (2001), 205 pags. 500 ejemplares, 3a. Ed. (2005). En prensa.

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.

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

Fenoglio-Limón, F.E., Genescá-Llongueras, J. y Durán-de-Bazúa, C. 2001. Construcción y evaluación de electrodos de medición de potenciales de óxido-reducción para la evaluación indirecta de las condiciones de aerobiosis en sistemas que simulan humedales artificiales. *Tecno. Ciencia Ed. (IMIQ)*. 16(2):61-68.

Fenoglio-Limón, F.E., Genescá-Llongueras, J. y Durán-de-Bazúa, C. 2002. Reduction-Oxidation potentials evaluation as an indirect measurement for dissolved oxygen in artificial wetlands lab models. En International Conference on Wetland Systems for Water Pollution Control. Vol. 1. 8th Ed. University of Dar-es-Salaam, International Water Association. T.S.A. Mbwette, Ed. Pp. 606-614. Sept. 16-19. Comprint Intl. Ltd. ISBN 9987-689-01-9.

General Chemistry Online. 2006. Página de redes internacionales:

<http://antoine.frostburg.edu/chem/senese/101/solutions/faq/predicting-DO.shtml>

González, J.M., Ansola, G. y Luis, E. 2000. Experimental Results on M.H.E.A. Constructed Wetland Pilot System. 7th International Conference on Wetland Systems for Water Pollution Control. Pp. 1015-1023. Florida, EEUUA

Haberl, R. 1997. Constructed wetlands in Europe with emphasis to Austria. En Proceedings of the 1997 Third International Seminar of Experts on the Treatment of Industrial Effluents and Residues. C. Durán-de-Bazúa, L.I. Ramírez-Burgos, Eds. Pub. PIQAyQA, Facultad de Química, UNAM. Lid Impresores. ISBN 968-36-5876-8. México D.F. México. Pp. 232-245.

Hiley, D.D. 1995. The reality of sewage treatment using wetlands. *Water Sci. Technol.* 32(3):329-338.

House, C.H., Bergmann, B.A., Stomp, A.M. y Frederick, D.J. 1999. Combining constructed wetlands and aquatic and soil filters for reclamation and reuse of water. *Ecol. Eng.* 12:27–38.

INEGI. 2005. Página de redes internacionales: www.inegi.gob.mx

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.

Masi, F., Bendoricchio, G., Conte, G., Garuti, G., Innocenti, A., Franco, D., Pietrelli L., Pineschi, G., Pucci, B. y Romagnoli, F. 2000. Constructed wetlands for wastewater treatment in Italy: State of the art and obtained results. *7th International Conference on Wetland Systems for Water Pollution Control*. Pp. 979-985. Florida, EEUUA.

Metcalf y Eddy. 1991. Wastewater engineering: Treatment, disposal, and reuse. Tercera edición. McGraw-Hill. Nueva York, EEUUA.

Moshiri Gerald A.1993. Constructed Wetlands for Water Quality Improvement. Lewis Publishers. EEUUA.

Olmedilla-Pérez, M., Carrillo-Sánchez, S. y Rojo, C. 2000. Función depuradora de los humedales. II: Una revisión bibliográfica sobre el papel del saneamiento. *Humedales Mediterráneos*. 1:123-130.

Padrón-López, R. M. 2005. Depuración de aguas residuales domésticas a través de humedales artificiales de flujo vertical en zonas trópico-húmedas. Tesis de maestría en Ciencias Ambientales. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. Villahermosa, Tabasco. México.

Ramírez-Gama, R.M., Luna-Millán, B., Mejía-Chávez, A., Velásquez-Madrado, O., Tsuzuki-Reyes, G., Vierna-García, L. y Muggenburg, I. 1995. Manual de Prácticas de Microbiología General. Facultad de Química. UNAM. México D.F. México.

Rodríguez-Cruz, A. y Varela-Montellano, E. 2003. Comportamiento dinámico de dos sistemas de tratamiento de aguas residuales de tipo humedal artificial de flujo horizontal y vertical. *Tesis de licenciatura en Ingeniería Química*. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza “Campus II”. UNAM. México D.F. México.

SEMARNAT. 2005. Página de redes internacionales. www.semarnat.gob.mx

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):19-25.

Shutes, R.B.E., 2001. Artificial wetlands and water quality improvement. *Environment International* 26:441-447.

Solano, M.L., Soriano, P. y Ciria M.P. 2004. Constructed Wetlands as a sustainable Solution for Wastewater Treatment in Small Villages. *Biosystems Engineering*. 87(1):109–118.

Soto-Esquivel, M.G. 2003. Efecto de la generación de oxígeno fotosintético en un sistema sólido-líquido-gas. *Tesis de Maestría en Ingeniería (Ingeniería Ambiental)*. UNAM. México D.F. México.

Tchobanoglous G. 1993. Constructed wetlands and aquatic plant systems: research, design, operational and monitoring sigues. *Constructed Wetlands for Water Quality Improvement*. Lewis Publishers. EEUUA. Pp 23-34

Wetzel R.G. 1993. Constructed wetlands: Scientific foundations are critical. *Constructed Wetlands for Water Quality Improvement*. Lewis Publishers. EEUUA. Pp 3-7

Wiessner, A., Kusch, P. y Stottmeister, U. 2005a. Abilities of helophyte species to release oxygen into rizospheres with varying redox conditions in laboratory-scales hydroponic systems. Comunicación personal. UFZ Centre for Environmental Research Leipzig-Halle. Leipzig. Alemania.

Wiessner, A., Kappelmeyer, U., Kusch, P. y Kästner, N. 2005b. Influence of redox condition dynamics on the removal efficiency of a laboratory-scale constructed wetland. *Wat. Res.* 39:248-256.

Whitney, D., Rossman, A. y Hayden, N. 2002. Evaluating an existing substrate flow constructed wetland in Akumal, México. *Ecological Engineering*. 20:104-111.